INSPEKCJA OCHRONY ŚRODOWISKA

PODRĘCZNIK DO MONITORINGU ELEMENTÓW BIOLOGICZNYCH I KLASYFIKACJI STANU EKOLOGICZNEGO WÓD POWIERZCHNIOWYCH

AKTUALIZACJA METOD

Biblioteka Monitoringu Środowiska

Warszawa 2020

INSPEKCJA OCHRONY ŚRODOWISKA

PODRĘCZNIK
DO MONITORINGU ELEMENTÓW BIOLOGICZNYCH I KLASYFIKACJI STANU EKOLOGICZNEGO WÓD POWIERZCHNIOWYCH

AKTUALIZACJA METOD

Praca przygotowana pod redakcją Agnieszki Kolady

przez zespół w składzie:

Mikołaj Adamczyk, Aleksandra Bielczyńska, Barbara Bis, Jan Błachuta, Magdalena Błeńska, Katarzyna Bociąg, Paulina Brzeska-Roszczyk, Hanna Ciecierska, Łukasz Dziemian, Daniel Gebler, Andrzej Hutorowicz, Szymon Jusik, Sebastian Kutyła, Artur Mikulec, Radosław Opioła, Andrzej Osowiecki, Piotr Panek, Agnieszka Pasztaleniec, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Bartosz Piekło, Paweł Prus, Hanna Soszka, Katarzyna Spich, Krzysztof Szoszkiewicz, Grzegorz Tończyk, Aleksandra Zgrundo

Biblioteka Monitoringu Środowiska

Warszawa 2020

Sfinansowano ze środków unijnych w ramach umowy o dofinansowanie Projektu POIS.02.01.00-00-0002/16-00 z dnia 18.05.2016 r. (z późn. zm.) „*Wzmocnienie monitoringu wód w zakresie procedur zapewnienia i kontroli jakości pomiarów i ocen stanu wód powierzchniowych oraz infrastruktury badawczej, pomiarowej i informatycznej*” w ramach Programu Operacyjnego Infrastruktura i Środowisko 2014-2020, oś priorytetowa II, działanie 2.1.

Wydawca
Główny Inspektorat Ochrony Środowiska
Departament Monitoringu Środowiska
Al. Jerozolimskie 92, 00-807 Warszawa
www.gios.gov.pl
Koordynacja ze strony GIOŚ: Piotr Panek

Wykonawca
Publikacja została przygotowana przez
Instytut Ochrony Środowiska – Państwowy Instytut Badawczy na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska
Koordynacja ze strony IOŚ-PIB:
Agnieszka Kolada

Recenzja naukowa
Dr hab. Agata Wojtal
Dr hab. Paweł Koperski

ISBN 978-83-950881-2-4

Copyright by © Główny Inspektorat Ochrony Środowiska,
Warszawa 2020

Przygotowanie do druku
Marek Chrostowski, PIKTO

Druk i oprawa
Recyklus

AUTORZY AFILIOWANI:

Aleksandra Bielczyńska, Agnieszka Kolada, Sebastian Kutyła, Agnieszka Pasztaleniec, Bartosz Piekło
Instytut Ochrony Środowiska- Państwowy Instytut Badawczy, Zakład Ochrony Wód

Barbara Bis
Fundacja Science Watch Polska

Magdalena Błeńska, Paulina Brzeska-Roszczyk, Radosław Opioła, Andrzej Osowiecki
Instytut Morski Uniwersytetu Morskiego w Gdyni, Zakład Ekologii Wód

Katarzyna Bociąg
Pracownia Przyrodnicza „Pro Natura Pro Homini"

Hanna Ciecierska
Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, Katedra Botaniki i Ochrony Przyrody

Łukasz Dziemian, Katarzyna Spich
Morski Instytut Rybacki – Państwowy Instytut Badawczy

Daniel Gebler, Szymon Jusik, Krzysztof Szoszkiewicz
Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu, Katedra Ekologii i Ochrony Środowiska

Andrzej Hutorowicz
Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza

Artur Mikulec
Katedra Metod Statystycznych, Wydział Ekonomiczno-Socjologiczny, Uniwersytet Łódzki

Piotr Panek
Departament Monitoringu Środowiska, Główny Inspektorat Ochrony Środowiska

Grzegorz Tończyk
Katedra Zoologii Bezkręgowców i Hydrobiologii, Uniwersytet Łódzki

Aleksandra Zgrundo
Uniwersytet Gdański, Wydział Oceanografii i Geografii

AUTORZY BEZ AFILIACJI:

Mikołaj Adamczyk, Jan Błachuta, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Paweł Prus, Hanna Soszka

Spis treści

WPROWADZENIE 9
Agnieszka Kolada, Piotr Panek

RZEKI I ZBIORNIKI ZAPOROWE

FITOPLANKTON W RZEKACH I ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH 23
Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta, Agnieszka Pasztaleniec

FITOBENTOS W RZEKACH I ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH 45
Aleksandra Zgrundo, Joanna Picińska-Fałtnowicz, Jan Błachuta, Agnieszka Pasztaleniec

MAKROFITY W RZEKACH 75
Szymon Jusik, Krzysztof Szoszkiewicz, Daniel Gebler

MAKROZOOBENTOS W RZEKACH 113
Barbara Bis, Artur Mikulec, Aleksandra Bielczyńska

MAKROZOOBENTOS W ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH 161
Aleksandra Bielczyńska, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta, Grzegorz Tończyk

RYBY W RZEKACH 175
Paweł Prus, Mikołaj Adamczyk

JEZIORA

FITOPLANKTON W JEZIORACH 221
Andrzej Hutorowicz, Agnieszka Pasztaleniec

FITOBENTOS W JEZIORACH 243
Aleksandra Zgrundo, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Agnieszka Pasztaleniec

MAKROFITY W JEZIORACH 255
Agnieszka Kolada, Hanna Ciecierska, Katarzyna Bociąg

MAKROZOOBENTOS W JEZIORACH 279
Aleksandra Bielczyńska, Hanna Soszka, Grzegorz Tończyk

RYBY W JEZIORACH 297
Mikołaj Adamczyk, Paweł Prus

WODY PRZEJŚCIOWE I PRZYBRZEŻNE

MAKROGLONY I OKRYTOZALĄŻKOWE W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH 331
Paulina Brzeska-Roszczyk, Radosław Opioła

MAKROZOOBENTOS W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH 345
Andrzej Osowiecki, Magdalena Błeńska

RYBY W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH 369
Łukasz Dziemian, Katarzyna Spich, Agnieszka Kolada, Sebastian Kutyła, Bartosz Piekło

SUPLEMENTY 407

WPROWADZENIE

Agnieszka Kolada, Piotr Panek

Jakość wody można definiować, a zatem i oceniać, w rozmaity sposób. W ocenie można skupić się na jakości wody, rozumianej jako substancja chemiczna, w której rozpuszczone są lub zawieszone różne zanieczyszczenia, lub na jakości wody jako elementu ekosystemu, zapewniającego siedlisko dla organizmów wodnych. Pierwsze podejście traktuje wodę jako zasób, który można wykorzystać i którego wartość zależy od jakości. Podejście drugie zakłada, że woda w różnych warunkach naturalnych może mieć zupełnie inne parametry, a mimo to być uznana za spełniającą kryteria jakości. Woda w małym zbiorniku humotroficznym czy woda w jeziorze powstałym przez odcięcie morskiej zatoki, z użytkowego punktu widzenia, byłaby uznana za surowiec o niskiej jakości, wymagający daleko idącego uzdatnienia. Tymczasem z perspektywy hydrobiologicznej ocena takich wód będzie zupełnie inna. I odwrotnie – z punktu widzenia ekologicznego, woda wodociągowa, spełniająca najbardziej rygorystyczne normy sanitarne, może mieć niską wartość jako środowisko życia organizmów wodnych.

W obu podejściach jakość wody można oceniać na podstawie żyjących w niej organizmów. W pierwszym, które dominowało w praktyce przez cały XX wiek i nadal funkcjonuje w inżynierii sanitarnej, stosowanymi kryteriami biologicznymi jest występowanie w wodzie takich organizmów jak bakterie kałowe, bakterie chorobotwórcze czy ludzkie pasożyty. Z kolei ekosystemowe metody oceny opierają się na analizie występowania i proporcji organizmów wskaźnikowych o specyficznych wymaganiach siedliskowych. Analizą zespołów organizmów wskaźnikowych zajmuje się część hydrobiologii sanitarnej, ale te same zasady ekologiczne znajdują zastosowanie w innych działach hydrobiologii. Różnica polega na tym, że w hydrobiologii sanitarnej stanem referencyjnym jest woda zdatna do spożycia, kąpieli i zastosowań przemysłowych, w ekologii wód natomiast stan referencyjny każdego ekosystemu może być inny. Stąd zestaw metod oceny stanu ekologicznego wód na podstawie organizmów w nich żyjących jest zazwyczaj bardziej rozbudowany.

Europejska Ramowa Dyrektywa Wodna (RDW, 2000; Dyrektywa 2000/60/WE) nie określa kryteriów oceny wód przeznaczonych do spożycia czy kąpieli, a w jej zapisach przeważa drugie, ekologiczne podejście. Nakłada ona na państwa członkowskie Unii Europejskiej (UE) i inne kraje ją przyjmujące (Norwegię, Turcję) obowiązek monitorowania i klasyfikacji, a w razie potrzeby, poprawy jakości ekologicznej wód powierzchniowych. W RDW przyjęto podział tych wód na cztery zdefiniowane w załączniku II RDW kategorie: rzeki, jeziora, wody przejściowe i przybrzeżne. W praktyce te dwie ostatnie bywają traktowane łącznie, a jednocześnie znajdują się w obszarze kompetencji prawa dotyczącego wód morskich. Wody przejściowe tam zdefiniowane oznaczają wody na pograniczu wód morskich i śródlądowych – zalewy przymorskie (poza Bałtykiem określane jako laguny), estuaria czy fragmenty morza blisko ujścia rzek wystarczająco dużych, żeby ich wpływ był uznany za istotny. Pas pozostałych wód morskich o szerokości mili morskiej jest zdefiniowany jako wody przybrzeżne. Z kolei

zbiorniki zaporowe nie tworzą odrębnej kategorii, ale w zależności od przyjętej w danym kraju zasady są uznawane za sztuczne jeziora lub silnie zmienione wody rzeczne.

Jednostką gospodarowania wodami, która podlega monitorowaniu i ocenie stanu jest tzw. jednolita część wód powierzchniowych (jcwp), która zgodnie z definicją wskazaną w art. 2 RDW oznacza *„oddzielny i znaczący element wód powierzchniowych, taki jak: jezioro, zbiornik, strumień, rzeka lub kanał, część strumienia, rzeki lub kanału, wody przejściowe lub pas wód przybrzeżnych*". W konsekwencji tylko te fragmenty wód powierzchniowych, które zostaną uznane za jcwp podlegają monitorowaniu i ocenie, i tylko do nich stosowane są systemy klasyfikacji i ocen opracowane na potrzeby monitoringu zgodnego z RDW. Części wód w obrębie kategorii mogą uzyskać status wód naturalnych, sztucznych lub silnie zmienionych. W przypadku części wód naturalnych oceniany jest ich stan ekologiczny, w przypadku sztucznych lub silnie zmienionych – potencjał ekologiczny. Ocena silnie zmienionych części wód na podstawie potencjału, a nie stanu ekologicznego wynika z faktu, że wyznaczenie jcwp jako silnie zmienionej jest dokonywane na podstawie analizy gospodarczej. Dany fragment rzeki czy jezioro zostają silnie przekształcone po to, aby spełniać określone funkcje, np. umożliwiać żeglugę, piętrzyć wodę na cele energetyczne, zmniejszać ryzyko powodziowe, itd., a korzyści gospodarcze wynikające z przekształcenia danej części wód zostały uznane za przeważające nad stratami przyrodniczymi. Z reguły takie przekształcenie jest niekorzystne z przyrodniczego punktu widzenia, zatem jcwp nie ma szansy uzyskać dobrego stanu ekologicznego. W zamian określa się dla takiej jcwp maksymalny potencjał ekologiczny, jaki może ona osiągnąć bez naruszenia funkcji gospodarczych, i jest to stan odniesienia do jej oceny.

Klasyfikacja stanu ekologicznego naturalnych jednolitych części wód powierzchniowych oraz potencjału ekologicznego sztucznych i silne zmienionych jcwp, zgodnie z załącznikiem V RDW, uwzględnia trzy grupy elementów jakości:

- elementy biologiczne (podstawowe): skład, liczebność i biomasa fitoplanktonu, skład i liczebność innej flory wodnej (w tym fitobentosu i makrofitów, a w przypadku wód przejściowych i przybrzeżnych makroglonów i okrytozalążkowych), skład i liczebność bezkręgowców bentosowych oraz skład, liczebność i struktura wiekowa ichtiofauny;
- elementy hydromorfologiczne (wspierające): reżim hydrologiczny, warunki morfologiczne, ciągłość rzeki (w przypadku rzek) czy reżim pływu (w przypadku wód przejściowych i przybrzeżnych);
- elementy fizykochemiczne (wspierające): warunki termiczne, warunki natlenienia, przejrzystość wód, zasolenie, stan zakwaszenia, substancje biogenne oraz zanieczyszczenia specyficzne syntetyczne i niesyntetyczne.

Elementy biologiczne, jako podstawowe, pełnią rolę wiodącą w klasyfikacji stanu ekologicznego wód, co oznacza, że stan ten oceniany jest przede wszystkim na podstawie kondycji zespołów organizmów wodnych. Elementy hydromorfologiczne i fizykochemiczne pełnią natomiast rolę wspierającą, co oznacza, że opracowane dla nich standardy środowiskowe muszą być takie, aby zapewniać co najmniej dobry stan elementów biologicznych.

Zapisy RDW wskazują, że oceny biologiczne powinny opierać się na wartościach współczynników jakości ekologicznej (WJE, ang. *Ecological Quality Ratio - EQR*), z których każdy klasyfikowany jest do jednej z pięciu klas stanu ekologicznego (stan bardzo dobry, dobry, umiarkowany, słaby i zły). Współczynnik jakości ekologicznej wyraża stopień odchylenia wartości parametrów biologicznych obserwowanych w danej części wód od wartości tych parametrów oczekiwanych w stanie odniesienia (referencyjnym) w typie wód, do którego ta część wód należy. Parametry biologiczne zwykle wyrażają pewien aspekt różnorodności lub składu taksonomicznego zespołu oraz jego ilościowości, wyrażonych w postaci wskaźników liczbowych (często w nomenklaturze monitoringowej określanych jako *metriksy*). Ogólna ocena stanu danej części wód jest wypadkową klasyfikacji WJE dla wskaźników biologicznych oraz standardów środowiskowych dla wskaźników hydromorfologicznych, fizykochemicznych i chemicznych.

Prace nad rozwojem krajowych, zgodnych z RDW, metod klasyfikacji wód rozpoczęły się w Polsce po przystąpieniu do UE w 2004 roku. Wcześniej, od roku 1991 obowiązywało w Polsce rozporządzenie Ministra Ochrony Środowiska, Zasobów Naturalnych i Leśnictwa z dnia 5 listopada 1991 r. w sprawie klasyfikacji wód oraz warunków, jakim powinny odpowiadać ścieki wprowadzane do wód i ziemi (Dz.U. 2011 nr 116 poz. 503), które uwzględniało podział na trzy klasy czystości wód oraz tzw. wody pozaklasowe. Ocenę wód przeprowadzano w oparciu przede wszystkim o wskaźniki fizykochemiczne, natomiast wskaźniki biologiczne obejmowały jedynie saprobowość, miano Coli typu kałowego i bakterie chorobotwórcze.

W okresie integracji Polski z Unią Europejską konieczne było dostosowanie krajowego systemu ocen do obowiązującego w UE. Transpozycja tych regulacji nastąpiła głównie poprzez kolejne nowelizacje ówczesnej ustawy z dnia 18 lipca 2001 r. Prawo wodne (Dz.U. 2001 nr 115 poz. 1229 ze zm.) oraz rozporządzenia wykonawcze do ustawy. Aktem prawnym implementującym regulacje UE było rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 11 lutego 2004 r. w sprawie klasyfikacji dla prezentowania stanu wód powierzchniowych i podziemnych, sposobu prowadzenia monitoringu oraz sposobu interpretacji wyników i prezentacji stanu tych wód (Dz.U. 2004 nr 32 poz. 284), wprowadzające klasyfikację wód powierzchniowych w systemie 5-klasowym z uwzględnieniem 52 parametrów. Do wskaźników biologicznych włączono: saprobowość fitoplanktonu i peryfitonu, makrobezkręgowce bentosowe w postaci wskaźnika BMWP-PL modyfikowanego wskaźnikiem Margalefa (Kownacki i Soszka, 2004) oraz chlorofil *a*. Wskaźniki mikrobiologiczne obejmowały liczbę bakterie grupy Coli oraz bakterii grupy Coli typu kałowego.

Od tego czasu kolejne zmiany rozporządzeń ministra właściwego ds. gospodarki wodnej (w zależności od okresu – Ministra Środowiska lub Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej) sukcesywnie wprowadziły do polskiego prawa metody monitoringu i klasyfikacji biologicznych elementów jakości wód, jednocześnie wyłączając z monitoringu stanu ekologicznego wskaźniki sanitarne. Zmiany te odzwierciedlają zarówno powstawanie nowych metod, jak i rozwój już istniejących, polegający na lepszym wykalibrowaniu wartości granicznych klas jakości lub rozszerzeniu zakresu stosowania metod na inne typy wód. Ostatecznie, w rozporządzeniu Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 11 października 2019 r. w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu

klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2019 poz. 2149), dla wszystkich wymaganych w danej kategorii wód elementów biologicznych są już ustalone kryteria klasyfikacji (tab. 1).

Tabela 1. Wskaźniki biologicznych elementów jakości stosowane w monitoringu i klasyfikacji stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce (cytowane opracowania źródłowe)

Element biologiczny	Kategoria wód		
	Rzeki i zbiorniki zaporowe	Jeziora	Wody przejściowe i przybrzeżne
Fitoplankton	Indeks Fitoplanktonowy – **IFPL** (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012a, b)	Indeks Fitoplanktonowy dla Polskich Jezior – **PMPL** (Hutorowicz i Pasztaleniec, 2009; 2011)	Chlorofil *a*, całkowita biomasa fitoplanktonu (Kruk-Dowgiałło i in., 2010)
Fitobentos	Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla rzek – **IO** (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2010; Zgrundo i in., 2018a, b)	Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla jezior – **IOJ** (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2010; Zgrundo i in., 2018c)	**Element niebadany w wodach przejściowych i przybrzeżnych**
Makrofity/ makroglony i okrytozalążkowe	Makrofitowy Indeks Rzeczny – **MIR** (Szoszkiewicz i in., 2006; 2010) **Element niebadany w zbiornikach zaporowych**	Makrofitowy Indeks Stanu Ekologicznego – **ESMI** (Ciecierska i in., 2006; Bociąg i in., 2018)	Wskaźnik **SM1** (Osowiecki i in., 2012)
Makrobezkręgowce bentosowe	Polski Wielometryczny Wskaźnik Stanu Ekologicznego Rzek – **MMI PL** dla rzek (Bis i Mikulec, 2013; Wskaźnik **MZB** dla zbiorników zaporowych (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012b)	Wskaźnik **LMI** (Soszka i in, 2012; Bielczyńska i in., 2017)	Multimetryczny indeks **B** (Osowiecki i Błeńska, 2010)
Ichtiofauna	Europejski Wskaźnik Ichtiologiczny – **EFI+_PL**; Wskaźnik Integralności Biotycznej – **IBI_PL** (Prus, Wiśniewolski i Adamczyk, 2016) **Element niebadany w zbiornikach zaporowych**	Jeziorowy Indeks Rybny **LFI+;** Jeziorowy Indeks Rybny **LFI-EN** (Chybowski i in., 2016)	Wskaźnik **SI** (Psuty, 2012) **Element niebadany w wodach przybrzeżnych**

Zmiany w krajowym wykazie metod klasyfikacji stanu ekologicznego, a zwłaszcza zmiany wartości granicznych dla klas jakości, są powiązane z udziałem Polski w ogólnoeuropejskim porównaniu krajowych metodyk, tzw. ćwiczeniu interkalibracyjnym. Celem tego ćwiczenia, realizowanego zgodnie z wymogami RDW, było zapewnienie porównywalności wyników oceny wód w różnych regionach Europy (European Commission EC, 2003a; EC, 2010). Wyniki ćwiczenia są co kilka lat publikowane w akcie prawnym Komisji Europejskiej, tzw. decyzji interkalibracyjnej (najnowsza to Decyzja Komisji (UE) 2018/229 z dnia 12 lutego 2018 r.). Ponieważ nie zawsze jest możliwość przeprowadzenia interkalibracji danej metody razem z innymi krajami, opracowano zasady tzw. samointerkalibracji, czyli zrównoważenia nowej metody z już zinterkalibrowanym zestawem metod.

Spośród metod i wskaźników wymienionych w rozporządzeniu Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 9 października 2019 r. w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i jednolitych części wód podziemnych (Dz.U. 2019 poz. 2147), prawie wszystkie przeszły proces weryfikacji w ramach interkalibracji międzynarodowej lub samointerkalibracji. Me-

tody te zostały również opracowane zgodnie z wytycznymi Komisji Europejskiej, w szczególności z wytycznymi Wspólnej Strategii Wdrażania RDW, tj. *"River and lakes – Typology, Reference Conditions and Classification Systems"* (EC, 2003b) oraz *"Overall Approach to the Classification of Ecological Status and Ecological Potential"* (EC, 2003c). Oznacza to, między innymi, że metody klasyfikacji elementów biologicznych stosowane w Polsce odnoszą się do warunków referencyjnych, specyficznych dla typów wód, czyli uwzględniają charakterystykę zespołów biologicznych, wykształconych w danych warunkach abiotycznych przy braku lub jedynie bardzo niewielkiej presji antropogenicznej.

Pierwszym krokiem opracowania systemu oceny jakości wód w Polsce było zatem ustalenie w latach 2004-2005 typologii wszystkich kategorii wód powierzchniowych. Na podstawie kryteriów typologicznych, wskazanych w załączniku II RDW, wyróżniono wówczas 24 typy abiotyczne rzek, 13 typów jezior, pięć typów wód przejściowych oraz trzy typy wód przybrzeżnych (Barszczyńska i in., 2004). W przypadku wód przejściowych i przybrzeżnych w praktyce warunki referencyjne ustalane są nie dla typów, a dla poszczególnych części wód. W przypadku zbiorników zaporowych, zgodnie z intencją RDW, ich wody traktowane są jako wody odcinków silnie przekształconych rzek i zwyczajowo włączane do tej kategorii wód, przeważnie z przypisanym statusem silnie zmienionych części wód. Ponieważ typologię wód opracowano dla wód naturalnych, zbiornikom zaporowym nie był przypisany żaden typ i – podobnie jak kanały, a nawet silnie skanalizowane rzeki – były one określone jako jcwp o umownym typie 0. Dopiero w wyniku aktualizacji typologii wód przeprowadzonej w 2015 roku na potrzeby następnego cyklu wodnego obejmującego lata 2021-2027 (Hobot i in., 2015), specyficzny charakter zbiorników zaporowych został w pełni uwzględniony i wyznaczono trzy rodzaje zbiorników zaporowych w zależności od czasu retencji, tj. zbiorniki limniczne, reolimniczne i przejściowe. Zgodnie z wytycznymi RDW, prawie wszystkim jcwp dotychczas określanym jako typ 0 udało się przypisać typ wód naturalnych najbardziej zbliżony charakterystyką uwarunkowań biotycznych i abiotycznych. W wyniku aktualizacji typologii znaczącym zmianom podlegały również pozostałe kategorie wód. We wszystkich kategoriach wód liczba typów została ograniczona, a ich wyróżnienie w dużej mierze opierało się na kryteriach biocenotycznych. Zaproponowano również nowe nazwy i kody typów, oparte na kombinacji oznaczeń literowych, określających poszczególne kryteria typologiczne. Istotne zmiany wprowadzono również w zakresie wyznaczania jednolitych części wód, czyli ich zasięgu przestrzennego oraz liczby jcwp reprezentujących poszczególne kategorie (Hobot i in., 2015).

W niniejszym podręczniku zestawiono przede wszystkim metody klasyfikacji stanu ekologicznego części wód o statusie naturalnych. Monitoring elementów biologicznych w wodach sztucznych lub silnie zmienionych jest taki sam, jak w wodach naturalnych analogicznego typu. Wyjątek stanowią metody przeznaczone do monitoringu i klasyfikacji zbiorników zaporowych, które z definicji nie są charakteryzowane przez stan ekologiczny, lecz potencjał ekologiczny. W pierwszych kilkunastu latach sztuczne lub silnie zmienione jcwp, którym udało się przyporządkować najbliższy typ odpowiadający wodom naturalnym, nie tylko monitorowano, ale również klasyfikowano tak samo jak jcwp naturalne. Dopiero w 2019 roku w ramach realizacji pracy dotyczącej weryfikacji metodyk wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód

powierzchniowych (Grela i in., 2019) określono kryteria klasyfikacji potencjału ekologicznego odmienne od kryteriów klasyfikacji stanu ekologicznego.

Zróżnicowanie typologiczne przekłada się nie tylko na wartości graniczne wskaźników jakości wód, ale też na sam wybór metod. Zgodnie z RDW, fitoplankton jest elementem obowiązkowym w ocenie wód stojących, ale powszechnie jest stosowany również w ocenie dużych rzek. Przez kilkanaście lat w polskim monitoringu funkcjonowała zasada, że jedynie jedna grupa mikroglonów jest stosowana w klasyfikacji – większe rzeki określano jako fitoplanktonowe, a mniejsze rzeki (oraz potoki) jako fitobentosowe. W wielu krajach europejskich uznano, że makrofitów nie można stosować w ocenie stanu bardzo dużych rzek i w Polsce również zastosowano takie wyjście. Specyficznie przedstawia się również sytuacja zbiorników zaporowych. Ze względu na wyjątkowo dużą zmienność poziomu wód, uznano, że one również nie mogą być oceniane na podstawie makrofitów. Obecnie na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska opracowywana jest metoda klasyfikacji zbiorników zaporowych na podstawie ichtiofauny, jednak w tym momencie nie można przewidzieć, czy zostanie zastosowana. W wodach przejściowych odmienne metody klasyfikacji stanu makroglonów i okrytozalążkowych stosuje się w zalewach (zmodyfikowana metodyka klasyfikacji makrofitów jeziornych), a inną w wodach przyujściowych (metodyka stosowana również w wodach przybrzeżnych). Różne warianty monitoringu i klasyfikacji ryb cechują również metodyki ichtiofaunistyczne. W przypadku wód przybrzeżnych ocena ichtiofauny w ogóle nie jest wymagana.

W prezentowanym podręczniku ujęte zostały wszystkie opracowane i stosowane w pmś wskaźniki biologiczne, dla elementów biologicznych wymaganych zapisami RDW w poszczególnych kategoriach wód (tab. 1). W zestawieniu tym nie ujęto jedynie metodyki monitoringu i klasyfikacji fitoplanktonu w wodach przejściowych i przybrzeżnych. Element ten jest wprawdzie monitorowany i klasyfikowany, jednak w odróżnieniu od pozostałych metod biologicznych, jego monitoring technicznie jest związany z badaniem elementów fizykochemicznych (klasyfikowana jest zawartość chlorofilu *a* w badanej wodzie). Monitorowanie chlorofilu *a* jako przybliżonej miary biomasy fitoplanktonu ma ponad stuletnią tradycję, a w polskiej klasyfikacji jakości wód jest on stosowany od 1991 roku. W związku z tym stosunkowo szybko udało się zinterkalibrować metody jego klasyfikacji w obrębie Bałtyku. Ze względu na powszechną opinię ekspertów interkalibracyjnej grupy roboczej ds. wód przejściowych i przybrzeżnych o ograniczonej wartości wskaźnikowej składu taksonomicznego fitoplanktonu w tych kategoriach wód, opracowanie wskaźnika opartego na składzie taksonomicznym dla wód przejściowych i przybrzeżnych nie zostało dotąd ukończone. Skład taksonomiczny fitoplanktonu wód przejściowych i przybrzeżnych Bałtyku jest wprawdzie oznaczany i raportowany w ramach sprawozdawczości na rzecz Międzynarodowej Rady Badań Morza (ang. *International Council for the Exploration of the Sea* – ICES), jednak wykracza to poza podstawowy zakres monitoringu i klasyfikacji na potrzeby RDW.

Potrzeba przygotowania podręcznika do monitoringu elementów biologicznych i klasyfikacji stanu ekologicznego wód powierzchniowych w prezentowanej formie wynikała z faktu, iż większość metodyk stosowanych w państwowym monitoringu środowiska w Polsce była dotychczas dostępna głównie w postaci manuskryptów, często obejmowała kilka opracowań, powstałych w różnych okresach wdrażania i charakte-

ryzowała się różnym stopniem powiązania pomiędzy kolejnymi aktualizacjami. Rozproszenie metodyk w kilku dokumentach skutkowało utratą ich spójności, utrudniało ich wykorzystanie i niosło ryzyko stosowania niewłaściwych, nieaktualnych wersji.

Warto podkreślić, że zebrane w podręczniku metody powstały w różnym okresie, były opracowywane przez różne zespoły autorskie i w różnym stopniu podlegały aktualizacji czy weryfikacji. Stosowane w nich nazwy własne i określenia, takie jak „wskaźnik", „indeks", „wielometryczny" czy „multimetryczny" weszły do obiegu i zostały ugruntowane, także na mocy prawa, w swoim pierwotnym brzmieniu. Z tego względu, zachowanie spójności terminologii stosowanej w poszczególnych rozdziałach podręcznika było niezwykle utrudnione, a często niemożliwe. O ile zdefiniowane w RDW kategorie wód są stosowane konsekwentnie, o tyle określenia takie jak potok, struga, strumień, mała rzeka, średnia rzeka, duża rzeka, mogą być nieco inaczej rozumiane przez autorów poszczególnych rozdziałów, chociaż pewne wytyczne do ich zdefiniowania można odnaleźć w opracowaniu dotyczącym aktualizacji typologii abiotycznej rzek (Hobot i in., 2015). Wymiennie mogą być również stosowane pojęcia „ocena" i „klasyfikacja" oraz „metoda" i „metodyka", które w polskim prawie dotyczącym jakości wód tradycyjnie mają nieco odmienne znaczenie.

Podręcznik jest zestawieniem metod zatwierdzonych do stosowania przez Inspekcję Ochrony Środowiska lub wykonawców pracujących na jej zlecenie w celu klasyfikacji biologicznych elementów jakości wód zgodnie z wymaganiami RDW. W związku z tym nie ma w nim metod badania wód pełnomorskich czy metod monitorowania siedlisk przyrodniczych systemu Natura 2000, również opracowanych na potrzeby Inspekcji Ochrony Środowiska. Siłą rzeczy, nie ma w nim również metod oceny stanu środowiska wodnego na podstawie biocenoz niewymienionych w zestawie elementów biologicznych RDW (np. zooplanktonu). Metody monitoringu można stosować do różnych cieków i zbiorników, ale sposób klasyfikacji został skalibrowany na potrzeby oceny konkretnych typów jcwp, np. w zakresie jezior tylko dla tych zbiorników, których powierzchnia jest większa niż 50 ha.

Celem podręcznika było zebranie metod obowiązujących w momencie jego wydania (jesień 2020 roku), bez przedstawiania pełnej ewolucji systemu klasyfikacji. Należy też mieć na uwadze, że przedstawione w podręczniku wartości graniczne klas stanu/potencjału ekologicznego są zmienne, a podręcznik nie może być traktowany jako źródło normatywne, ponieważ źródłem takim są rozporządzenia. W momencie publikacji podręcznika kwestie monitoringu elementów biologicznych i klasyfikacji stanu ekologicznego wód powierzchniowych regulowane są dwoma rozporządzeniami Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej: z dnia 9 października 2019 r. w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i jednolitych części wód podziemnych (Dz.U. 2019 poz. 2147) oraz z dnia 11 października 2019 r. w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2019 poz. 2149). Można oczekiwać, że głównymi użytkownikami wydawnictwa będą pracownicy Centralnego Laboratorium Badawczego Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Mimo to, z podręcznika może skorzystać każdy wykonujący badania środowiska wodnego i z tego względu zredukowano w nim odwołania do specyficznych uwarunkowań pracy Inspekcji Ochrony Środowiska, takich jak gromadzenie

i przetwarzanie danych w systemie informatycznym Ekoinfonet (podsystem JWoda), czy procedury laboratoryjne i relacje między Centralnym Laboratorium Badawczym a Departamentem Monitoringu Środowiska GIOŚ. Podręcznikowy charakter tej pozycji sprawia, że ograniczono w nim również do minimum naukowe zaplecze metod, które zostało zawarte w oryginalnych opracowaniach, a które Czytelnik może znaleźć w przytoczonych pozycjach bibliograficznych.

PIŚMIENNICTWO

Barszczyńska M., Cydzik D., Czoch K., Długosz M., Gołub M., Herbich P., Kamińska M., Kazimierski B., Kolada A., Krzymieński W., Kruk-Dowgiałło L., Kubacka D., Kulesza K., Łasut E., Maciejewski M., Niemkiewicz E., Opioła R., Rataj C., Sadurski A., Skrzypczyk L., Słota H., Soszka H., Walczykiewicz T., 2004. Typologia wód powierzchniowych i wyznaczanie części wód powierzchniowych i podziemnych zgodnie z wymogami RDW 2000/60/WE. Projekt wdrożenia Ramowej Dyrektywy Wodnej. Praca wykonana na zlecenie Ministerstwa Środowiska w ramach Konsorcjum IMGW-IOŚ-PIG-IM. Warszawa (maszynopis).

Bielczyńska A., Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Kornijów R., Woźniczka A. 2017. Zweryfikowana metoda oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior na podstawie zoobentosu litoralowego. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.

Bis B., Mikulec A. (red.), 2013. Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska. Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa, 127 pp., ISBN 978-83-61227-21-2.

Błachuta J., Kraśniewski W., Mazurek M., Miszuk B., Picińska-Fałtynowicz J., Wiktorowicz E., Zdralewicz I., 2017. Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek. IMGW – PIB, Wrocław (maszynopis).

Bociąg K., Kolada A., Ciecierska H. 2018. Przewodnik metodyczny – siedlisko 1150 Zalewy i jeziora przymorskie, laguny. GIOŚ, Warszawa.

Chybowski Ł., Białokoz W., Wołos A., Draszkiewicz-Miduszewska H., Szlakowski J., 2016. Przewodnik metodyczny do monitoringu ichtiofauny w jeziorach. Biblioteka Monitoringu Środowiska, 51 ss. ISBN: 978-83-61227-81-6.

Ciecierska H., Kolada A., Soszka H., Gołub M., 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Tom II – Jeziora. Praca wykonana na zamówienie Ministra Środowiska, finansowana ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej. IOŚ-UWM, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Decyzja Komisji (UE) 2018/229 z dnia 12 lutego 2018 r., ustanawiająca, na podstawie dyrektywy 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, wartości liczbowe do celów klasyfikacji w systemach monitorowania państw członkowskich będące wynikiem ćwiczenia interkalibracyjnego i uchylająca decyzję Komisji 2013/480/UE.

EC, 2003a. Towards a guidance on establishmentof the intercalibration network and the processon the intercalibration exercise. Guidance Document No. 6. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Office for Official publications of the European Communities, Luxembourg.

EC, 2003b. Rivers and Lakes – Typology, Reference Conditions and Classification Systems. Guidance Document No. 10. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Office for Official Publications of the European Communities. Luxembourg.

EC, 2003c. Overall Approach to the Classification of Ecological Status and Ecological Potential. Guidance Document No. 14. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Office for Official Publications of the European Communities. Luxembourg.

EC, 2010. Guidance Document on the Intercalibration Process 2008–2011. Guidance Document No. 14. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Office for Official publications of the European Communities, Luxembourg.

Grela J., Biedroń I., Boroń A., Gąsior M., Gebler D., Godyń I., Grzebinoga M., Grześkowiak A., Jusik S., Kokoszka R., Krawczyk D., Krzymiński W., Madej P., Mazur A., Olszar M., Pawlaczyk P., Pietruczuk K., Prus P., Stępień M., Wybraniec K., Żak J., 2019. Ostateczna metodyka wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych wraz z koncepcją określania potencjału ekologicznego w ramach projektu pt.: „Przegląd i weryfikacja metodyk wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych wraz ze wstępnym i ostatecznym wyznaczeniem", Kraków (maszynopis).

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2009. Opracowanie metodyki oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o fitoplankton. GIOŚ, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2011. Procedura oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o multimetriks fitoplanktonowy (Phytoplankton Metric for Polish Lakes -PMPL). GIOŚ, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Kownacki A., Soszka H., 2004. Wytyczne do oceny stanu rzek na podstawie makrobezkręgowców oraz do pobierania prób makrobezkręgowców w jeziorach. Warszawa (maszynopis).

Kruk-Dowgiałło L., Brzeska P., Opioła R., Kuliński M. 2010. Makroglony i okrytozalążkowe, W: Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych elementów biologicznych wód przejściowych i przybrzeżnych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ISBN 978-83-61227-36-6: 33–63.

Osowiecki A., Błeńska M., 2010. Makrobezkręgowce bentosowe [w:] Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych fitoplanktonu, innej flo-

ry wodnej i makrobezkręgowców bentosowych w wodach przejściowych i przybrzeżnych, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, s. 65-84.

Osowiecki A., Łysiak-Pastuszak E., Kruk-Dowgiałło L., Błeńska M., Brzeska P., Kraśniewski W., Lewandowski Ł., Krzymiński W., 2012. Development of tools for ecological quality assessment in the Polish marine areas according to the Water Framework Directive. Part IV – preliminary assessment. Oceanological and Hydrobiological Studies 41(3): 1–10.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J. 2010. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego jednolitych części wód rzek i jezior oraz potencjału ekologicznego sztucznych i silnie zmienionych jednolitych części wód płynących Polski na podstawie badań fitobentosu.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J. 2012a. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia badań fitoplanktonu i oceny stanu ekologicznego rzek na jego podstawie. GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012b. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. Wersja 2012, Wrocław (maszynopis).

Prus P., Wiśniewolski W. Adamczyk M. [red], 2016. Przewodnik metodyczny do Monitoringu ichtiofauny w rzekach. Biblioteka Monitoringu Środowiska – GIOŚ, ss. 92. ISBN: 978-83-61227-85-4.

Psuty I., 2012. Przewodnik metodyczny do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego i klasyfikacji wód przejściowych zgodny z wytycznymi przewodnika REFCOND opracowanego w ramach Wspólnej Strategii Wdrażania RDW. Morski Instytut Rybacki - Państwowy Instytut Badawczy, Gdynia (maszynopis).

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Koprowska K., Ochocka A., Kutyła S., 2012. Wytyczne do oceny jezior na podstawie makrofauny bezkręgowej. Instytut Ochrony Środowiska-Państwowy Instytut Badawczy, GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T. 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Opracowanie metodyki badań terenowych makrofitów na potrzeby rutynowego monitoringu wód oraz metoda oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie makrofitów. Tom I - Rzeki. Raport końcowy II etapu 690/05/Wn50/NE-GW-TX/D. Instytut Ochrony Środowiska, Akademia Rolnicza im. A. Cieszkowskiego w Poznaniu, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski. Warszawa – Poznań – Olsztyn (maszynopis).

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T. 2010. Makrofitowa Metoda Oceny Rzek. Podręcznik metodyczny do oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód płynących w oparciu o rośliny wodne, Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań, ss. 81.

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018a. Podręcznik do monitoringu i oceny rzecznych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018b. Aneks do wytycznych metodycznych do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018c. Podręcznik do monitoringu i oceny jeziornych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

RZEKI I ZBIORNIKI ZAPOROWE

FITOPLANKTON W RZEKACH I ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH

Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta, Agnieszka Pasztaleniec

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012a. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia badań fitoplanktonu i oceny stanu ekologicznego rzek na jego podstawie. GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012b. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012c. Klucz do identyfikacji organizmów fitoplanktonowych z rzek i jezior dla celów badań monitoringowych części wód powierzchniowych w Polsce. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa. 188 s.

WSTĘP

Fitoplankton jest jednym ze zbiorowisk organizmów wodnych, które pod wpływem negatywnych zmian środowiska spowodowanych działalnością człowieka ulegają kierunkowym przeobrażeniom, dzięki czemu mogą być wykorzystywane w ocenie stanu ekologicznego wód. W załączniku V pkt. 1.1.1. Ramowej Dyrektywy Wodnej 2000/60 (RDW, 2000), fitoplankton nie jest wprawdzie wymieniony bezpośrednio wśród elementów niezbędnych do oceny stanu ekologicznego rzek, pojawia się jednak w punkcie 1.2.1 tego załącznika, podającym normatywne definicje klasyfikacji stanu ekologicznego. Stąd, wiele europejskich krajów (w tym Polska) włącza ten element do oceny stanu wód płynących, zwłaszcza że dobrze odwzorowuje on presje związane z nadmiernym użyźnieniem wód.

Metoda klasyfikacji stanu rzek i zbiorników zaporowych na podstawie fitoplanktonu, zgodna z RDW, powstawała w latach 2010-2012 w Instytucie Meteorologii i Gospodarki Wodnej na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Powstały wówczas dwa opracowania: *„Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia badań fitoplanktonu i oceny stanu ekologicznego rzek na jego podstawie”* (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012a) oraz *„Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitorin-*

gu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce" (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012b), prezentujące fitoplanktonowy indeks multimetryczny IFPL do klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego największych polskich rzek oraz zbiorników zaporowych. Indeks IFPL odzwierciedla stan zbiorowiska fitoplanktonu i uwzględnia, obok koncentracji chlorofilu *a*, także jego biomasę i strukturę gatunkową zespołu. Do wyliczenia wskaźnika niezbędna jest identyfikacja organizmów fitoplanktonu do wymaganego poziomu taksonomicznego, wskazanego na liście organizmów wskaźnikowych.

Formalne wdrożenie wskaźnika IFPL do Państwowego Monitoringu Środowiska nastąpiło w roku 2013, na mocy rozporządzenia z dnia 21 listopada 2013 r. zmieniającego rozporządzenie w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i podziemnych (Dz.U. 2013 poz. 1558). Od roku 2014 metoda IFPL jest umocowana prawnie w rozporządzeniu z dnia 22 października 2014 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych oraz środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2014 poz. 1482), a także w jego kolejnych nowelizacjach (Dz.U. 2016 poz. 1187, Dz.U. 2019 poz. 2149).

Metoda IFPL została poddana międzynarodowym analizom porównawczym wyników klasyfikacji w ramach tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego metodyk fitoplanktonowych na potrzeby oceny stanu ekologicznego dużych rzek europejskich, wymaganego zapisami RDW (WFD, CIS, 2009). W ich wyniku, polska metoda IFPL została pozytywnie zinteraklibrowana, a granice klas skorygowane w celu zharmonizowania z granicami klas metod stosowanych w innych krajach europejskich (Mischke i in., 2018).

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Fitoplankton tworzą mikroskopijne organizmy fotoautotroficzne, zarówno o budowie eukariotycznej, jak i cyjanobakterie (sinice), które wchodzą w skład planktonu toni wodnej (Kawecka i Eloranta, 1994). Fitoplankton, ze względu na krótki czas reprodukcji bardzo szybko reaguje na zmiany koncentracji składników pokarmowych w wodzie i może być częścią systemu wczesnego ostrzegania przed eutrofizacją (Reynolds, 2006). W ciekach, w składzie gatunkowym występują taksony należące do różnych grup taksonomicznych, przy czym w zdecydowanej większości przypadków przeważają okrzemki, a grupą towarzyszącą są zielenice. Sinice nie są typowym składnikiem zbiorowiska fitoplanktonu rzecznego, a z największym prawdopodobieństwem mogą one występować w małych lub średniej wielkości rzekach nizinnych (Reynolds, 2000).

W wodach płynących, poza światłem, temperaturą i składnikami odżywczymi, jednym z najważniejszych czynników, który wpływa na rozwój zbiorowiska glonów jest typ nurtu rzeki. Zbiorowisko planktonowe rozwija się w pełni w cieku o bardzo słabym nurcie wody i czasie przemieszczania się umożliwiającym rozwój i reprodukcję (Kawecka i Eloranta, 1994). W efekcie fitoplankton, którego struktura może pełnić

rolę bioindykacyjną, rozwija się tylko w dużych, odpowiednio głębokich rzekach, w których rozwija się odrębne zbiorowisko odizolowane od dna i strefy przybrzeżnej. Na skład gatunkowy, w tym możliwość występowania zakwitów, duży wpływ ma wielkość zlewni oraz występowanie na jej obszarze zbiorników wodnych. Żyzny zbiornik może pełnić negatywną rolę w przekształcaniu zbiorowiska glonów planktonowych (Grabowska, 2012).

Zgodnie z obowiązującą do końca roku 2021 typologią abiotyczną rzek (Błachuta i in., 2010), badania fitoplanktonu mają uzasadnienie w następujących typach cieków:

Typ 21	Wielka rzeka nizinna;
Typ 19	Rzeka nizinna piaszczysto-gliniasta;
Typ 20	Rzeka nizinna żwirowa;
Typ 24	Rzeka w dolinie zatorfionej;
Typ 25	Rzeka łącząca jeziora.

Od roku 2022, od kiedy wchodzi w życie zaktualizowana typologia wód (Hobot i in., 2015), klasyfikację w oparciu o wskaźnik IFPL stosuje się dla wód typu:

RzN	Rzeka nizinna;
RwN	Wielka rzeka nizinna;
Rz_org	Rzeka w dolinie o dużym udziale torfowisk;
P_poj	Potok w systemie rzeczno-jeziorowym Pojezierzy;
R_poj	Rzeka w systemie rzeczno-jeziorowym Pojezierzy;
Pl_poj	Potok w systemie rzeczno-jeziorowym Pojezierzy łososiowy;
Rl_poj	Rzeka w systemie rzeczno-jeziorowym Pojezierzy łososiowa.

Dla rzek należących do wymienionych typów, miarodajne wyniki uzyskuje się wyłącznie w ciekach o powierzchni zlewni powyżej 5000 km^2. Tylko w wyjątkowych sytuacjach klasyfikacja dla cieków o powierzchni zlewni <5000 km^2 jest dopuszczalna, tj. w przypadku wydłużonego czasu retencji wód (duża liczba jezior w zlewni i biegu rzeki, obecność kilku zbiorników zaporowych lub znaczące modyfikacje prędkości przepływu, powodujące wydłużenie czasu przepływu wody).

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Fitoplankton rzeczny należy pobierać w każdym roku badawczym, w którym jcwp została wskazana do monitoringu, w okresie sezonu wegetacyjnego, od marca do listopada włącznie, z częstotliwością miesięczną (w danym roku nie mniej niż 6 i nie więcej niż 8 próbek z każdego stanowiska). Jednocześnie z fitoplanktonem należy pobrać próbki na badanie stężenia chlorofilu *a* w wodzie oraz analizę wskaźników fizykochemicznych.

Próbki przeznaczone do analizy fitoplanktonu ze zbiorników zaporowych należy pobierać minimum 3 razy w sezonie wegetacyjnym. Optymalna częstość poboru prób fitoplanktonu i chlorofilu to 6 razy w roku, jest to jednak trudne do zrealizowania, ponieważ próby należy pobierać tylko po dłuższym okresie stabilnych lub tylko nieznacznie obniżających się stanów wody. Większość zbiorników zaporowych pełni funkcję przeciwpowodziową i latem często gromadzą nadwyżki wody dla redukcji

wysokości stanów wody w rzece, co uniemożliwia pobór prób. Dlatego zalecany jest trzykrotny pobór, ale tylko w okresach stabilnego (lub lekko opadającego) stanu wody.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Stanowisko pobierania prób powinno być wytypowane jedynie na rzece, która może zostać poprawnie oceniona na jego podstawie (punkt reprezentatywny) oraz w oparciu o ten element (rzeka fitoplanktonowa). Takich rzek zostało zidentyfikowanych w Polsce dwadzieścia, w tym sześć w dorzeczu Odry, trzynaście w dorzeczu Wisły i jedna w dorzeczu Pregoły (tab. 1). Na dziesięciu z tych rzek fitoplankton można uznać za element biologiczny, dający miarodajną ocenę tylko w punkcie pomiarowo-kontrolnym (ppk) zamykającym zlewnię rzeki. W dorzeczu Odry są to Barycz, Bóbr i Gwda. W dorzeczu Wisły – Dunajec, Biebrza, Pisa, Wkra, Bzura, Drwęca i Brda, natomiast w dorzeczu Pregoły Łyna. Wyznaczenie ppk do badania fitoplanktonu w pozostałych rzekach prowadzi do ryzyka uzyskania niemiarodajnych wyników kosztem bardzo dużej pracy, zatem bez znaczącego uzasadnienia, prowadzenie w nich badań fitoplanktonu jest niewskazane. W Odrze, Warcie i Noteci oraz w Wiśle, Sanie, Wieprzy, Pilicy, Narwi i Bugu można ustanowić ppk do badania fitoplanktonu w każdej części wód od podanej granicy wielkości zlewni, przy czym dla Odry, Warty, Noteci, Wisły, Sanu, Wieprza, Narwi i Bugu, od punktu zlewni przekraczającej powierzchnię 10 tys. km^2 punkt do badania fitoplanktonu powinien być wyznaczony w każdej części wód. Na dużych rzekach (a takimi są rzeki fitoplanktonowe), z reguły wyznaczonych jest kilka jednolitych części wód powierzchniowych (jcwp). Nie wszystkie z tych rzek muszą mieć badany fitoplankton. W części z nich (San, Dunajec, górna Wisła) stężenie chlorofilu jest małe i aktualnie nie ma potrzeby by prowadzić w nich badania tego elementu. W przypadku krótkich i bardzo krótkich jcwp można nie wyznaczać ppk dla fitoplanktonu i przyjąć ocenę sąsiedniej jcwp, o ile jej charakterystyka fizykochemiczna jest jednakowa. Jeżeli ocena elementów fizykochemicznych sąsiedniej jcwp jest odmienna, celowe jest ustanowienie ppk nawet na krótkiej części wód.

W przypadku stanowiska badawczego, wyznaczanego na zbiorniku zaporowym, powinno być ono zlokalizowane z dala od brzegu (szczególnie od brzegu nawietrznego), ponieważ może dojść do sytuacji, w której w próbie zostanie zawyżona ilość organizmów fitoplanktonu, szczególnie unoszących się tuż pod powierzchnią wody sinic. Podobny efekt można uzyskać przy poborze próby na środku zbiornika, jeżeli nie zostanie dokładnie sprawdzony sposób przemieszczania się powierzchniowych warstw wody. Nie należy wybierać stanowiska do badań w zatokach, za osłoną wysp, w pobliżu ośrodków, przystani oraz w ujściach dopływów do zbiornika.

Tabela 1. Zestawienie rzek zidentyfikowanych jako tzw. rzeki fitoplanktonowe, dla których ocena na podstawie tego elementu biologicznego daje miarodajną ocenę stanu ekologicznego (za Picińska-Fałtynowicz i Błachta, 2012a)

L.p.	Rzeka	Min. pow. zlewni [km²]	Max. pow. zlewni [km²]	Typ wg typologii do 2021 r.	Typ wg typologii do 2022 r.
Dorzecze Odry					
1	Odra do Olzy do ujścia do Zalewu	4 719,2	119 074,0	19, 21	RzN, RwN
2	Barycz (przekrój ujściowy)	-	5 547,4	19	RzN
3	Bóbr (przekrój ujściowy)	-	5 874,5	20	RzN
4	Warta od Oleśnicy	5 338,9	54 520,0	19, 21	RzN, RwN
5	Noteć do Łobżonki	4 408,3	17 302,0	24, 21	Rz_org, RwN
6	Gwda (przekrój ujściowy; jeziora i zbiorniki)	-	4 947,3	20	RzN
Dorzecze Wisły					
7	Wisła od Soły	5 315,4	193 866,0	19, 21	RzN, RwN
8	Dunajec (przekrój ujściowy)	-	6 769,3	19	RzN
9	San od Wiszni	5 876,7	16 877,0	19, 21	RzN, RwN
10	Wieprz od Bystrzycy do ujścia	6 200,5	10 497,0	19, 21	RzN, RwN
11	Pilica od Wolbórki do ujścia	5 940,5	9 258,1	19	RzN
12	Narew do Supraśli	4 329,6	74 527,0	24, 21	Rz_org, RwN
13	Biebrza (przekrój ujściowy)	-	7 092,5	24	Rz_org
14	Pisa (przekrój ujściowy)	-	4 509,8	20	RzN
15	Bug do gr. Państwa	7 090,8	38 712,0	19, 21	RzN, RwN
16	Wkra (przekrój ujściowy)	-	5 348,4	19	RzN
17	Bzura (przekrój ujściowy)	-	7 763,5	19	RzN
18	Drwęca (przekrój ujściowy)	-	5 697,4	20	RzN
19	Brda (przekrój ujściowy, jeziora i zbiorniki)	-	4 665,0	20	RzN
Dorzecze Pregoły					
20	Łyna do granicy	-	5 312,5	20	RzN

W jednej jednolitej części wód powierzchniowych (jcwp) powinien być wyznaczony tylko jeden punkt pomiarowo-kontrolny (ppk) niezależnie od jej długości. Wyjątek od tej reguły jest dopuszczalny tylko wówczas, kiedy jcwp o znacznej długości jest poddana niejednakowej presji, np. górna część zlewni podlega słabej presji, a w części środkowej znajduje się duże źródło zanieczyszczeń. Należy wówczas zaprojektować dwa ppk. Uzyskanie odmiennych ocen w obu ppk stanowi bardzo ważną przesłankę do zmiany wydzielenia jcwp.

Punkty pomiarowo-kontrolne powinny być lokalizowane w końcowym odcinku jcwp rzecznej (niekoniecznie na końcu jcwp, ale w jej dolnym odcinku). Miejsce pobierania próbek dla analiz fitoplanktonu powinno reprezentować przeważający typ siedliska, charakterystyczny dla rzeki. Przyjęto, że jest to środek głównego nurtu. Jeżeli jest taka możliwość, stanowiska do poboru fitoplanktonu należy wyznaczać w pobliżu mostu, co ułatwia poprawne pobranie próbek ze środka nurtu.

Miejsce pobierania próbek powinno być zgodne z miejscem wskazanym jako stanowisko pobierania w programie monitoringu. Jeżeli nie jest możliwe pobranie próbki

ze ściśle określonego punktu, próbkę należy pobrać z miejsca możliwie najbliższego, charakteryzującego się podobnymi warunkami w zakresie cech wody, zbliżonymi warunkami mieszania wód i o określonej głębokości. Nie należy pobierać prób ze stanowisk „nietypowych". Nieodpowiednie są na przykład odcinki rzek sztucznie poszerzone, pogłębione i umocnione (baseny portowe, śluzy, miejsca bezpośrednio przed i za progami wodnymi, itp.), bowiem prędkość przepływu jest w tych miejscach zmieniona i może powodować warstwowanie lub sedymentację organizmów planktonowych. Dopuszczalne są miejsca, w których koryto rzeki jest poszerzone nie więcej niż dwukrotnie i pogłębione nie więcej niż o ⅓ w stosunku do naturalnych.

1.4. Metoda pobierania prób w terenie

Ze względów bezpieczeństwa, praca w terenie powinna odbywać się w zespołach co najmniej dwuosobowych. Pobierający powinni być wyposażeni w spodniobuty, a w przypadku pobierania z łodzi, w kapoki.

Do pracy z terenie potrzebny jest następujący sprzęt:

1. Czerpacz wody (in. batometr) do poboru wody z określonej głębokości, np. Ruttnera, Limnos, Patalasa lub „Toń"; minimalne wymogi konstrukcji: pojemność co najmniej 2 l, cylinder o średnicy minimum 10 cm wykonany z przezroczystego plastiku, elementy metalowe wykonane ze stali nierdzewnej; w komplecie posyłacz/obciążnik ułatwiający zamknięcie czerpacza, futerał transportowy;
2. Butelki z ciemnego szkła o pojemności ok. 250-1000 ml, szczelnie zamykane, wyskalowane, z opisanymi etykietkami na próbki ilościowe i do analiz frakcji okrzemkowej;
3. Pojemniki na próby wody do analizy chlorofilu o pojemności 0,5-5 l;
4. Przenośna lodówka – pojemność 20-40 l, z wkładami chłodzącymi;
5. Środek konserwujący – płyn Lugola.

Dla przeprowadzenia klasyfikacji stanu ekologicznego rzek na podstawie fitoplanktonowej metody IFPL muszą zostać pobrane dwa rodzaje prób:

- próbki pobrane za pomocą czerpacza do analizy stężenia chlorofilu *a* w wodzie;
- próbki ilościowe do określenia liczebności i biomasy oraz odrębna dla przygotowania trwałych preparatów okrzemkowych.

Próbki wody na fitoplankton należy pobierać odpowiednimi czerpaczami, z głębokości 0,5 m ze środka głównego nurtu, zanurzając czerpacz tak, aby jego dno sięgało głębokości 0,5 m. Jeżeli ppk jest wyznaczony na moście, próbki należy pobierać od strony przeciwnej do nurtu wody, tzn. „twarzą do prądu".

W przypadku widocznych zakwitów na powierzchni wody, np. oleistych zielono-niebieskich plam sinicowych oraz przejrzystości wód mniejszej niż 1 m, należy pobrać drugą próbkę z powierzchni i zmieszać w równych proporcjach z próbką z głębokości 0,5 m. Próbki wody do analizy fitoplanktonu i na zawartość chlorofilu *a* muszą pochodzić z tego samego zaczerpnięcia.

W zbiornikach zaporowych, próbkę pobiera się co najmniej kilkadziesiąt metrów od brzegu, za strefą gromadzących się przy brzegach przynoszonych ruchem wody plam zakwitu. Próbki wody na fitoplankton należy pobierać z łodzi lub pontonu czerpaczem z głębokości 0,5 m, zanurzając czerpacz tak, aby jego dno sięgało głębokości 0,5 m.

Etykieta butelki powinna zawierać wszystkie niezbędne informacje, przede wszystkim nazwę i/lub identyfikator jcwp, nazwa/id stanowiska i datę poboru oraz typ analizowanego zbiorowiska (fitoplankton). Butelki napełnia się w około 80%. Umożliwia to późniejsze dokładne wymieszanie próbki podczas analiz mikroskopowych. Zwykle próbki rzeczne powinny mieć objętość 500 ml. W zależności od rzeki, na początku (marzec, kwiecień) i przy końcu (październik, listopad) sezonu wegetacyjnego może zaistnieć konieczność pobrania próbek o większej objętości: 750 – 1000 ml. W przypadku zbiorników zaporowych eutroficznych wystarczające jest naczynie o pojemności 100 ml, a dla niej żyznych zbiorników – o pojemności 250-300 ml.

Próbki zebrane do analiz ilościowych oraz wykonania preparatów okrzemkowych należy natychmiast utrwalić płynem Lugola lub zbuforowanym płynem Lugola w objętości 10 kropli na 100 ml konserwowanej próbki. Prawidłowo utrwalona próbka powinna uzyskać barwę herbaty. Tak utrwaloną próbkę można przechowywać co najwyżej przez 6 miesięcy. Co pewien czas należy próbki utrwalone płynem Lugola przeglądać, jeśli ulegają odbarwieniu (nieszczelne zamknięcie butelki umożliwia dyfuzję jodu), ponownie dodać płynu Lugola, aż do uzyskania odpowiedniej barwy. Próbki utrwalone płynem Lugola powinny być przechowywane w chłodzie (1-4°C). Wszystkie próbki należy na każdym etapie transportu i przechowywania chronić przed światłem.

Skład płynu Lugola według receptury Utermöhla (1958):

1. Płyn Lugola: 20 g KJ, 10 g J_2, 20 ml kwasu octowego, 200 ml wody destylowanej;
2. Zbuforowany płyn Lugola: 10 g KJ, 5 g J_2, 5 g CH_3COONa, 70 ml wody destylowanej.

Wytyczne dotyczące poboru prób zawierają normy:

PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania;

PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

2.1. Podstawy metodyczne i sprzęt laboratoryjny

Analiza ilościowa fitoplanktonu polega na policzeniu komórek glonów planktonowych w określonej objętości wody, a następnie oszacowaniu ich biomasy. Glony fitoplanktonowe przybierają różne formy. Mogą to być pojedyncze komórki, kolonie, cenobia oraz nici. Dlatego przy liczeniu fitoplanktonu stosuje się pojęcie liczonej jednostki, którą jest albo pojedyncza komórka, cenobium, kolonia lub nić. W przypadku glonów kolonijnych zawsze szacuje się średnią liczebność komórek w kolonii, a w przypadku nici za jednostkę przyjmuje się odcinek o długości 100 µm.

Technika liczenia przy użyciu mikroskopu odwróconego, opisana została przez Utermöhla (1958); można ją również znaleźć w wielu podręcznikach (m. in. Kawecka i Eloranta, 1994) oraz wcześniejszych wytycznych do monitoringu wód (Hutorowicz, 2004; 2006; 2009; Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012a).

Do analiz ilościowych i jakościowych fitoplanktonu potrzebny jest następujący sprzęt:

1. mikroskop odwrócony wyposażony w stolik z otworem o średnicy 25-27 mm oraz okulary o powiększeniu 10x lub 12,5x; obiektywy o powiększeniu 10x, 20x, 40x i 100x (zalecane); optymalnie z kamerą cyfrową do rejestracji obrazu, z komputerem i oprogramowaniem do analizy obrazu;
2. mikroskop biologiczny w układzie prostym (dolnostolikowy); okulary o powiększeniu 10x lub 12,5x; obiektywy o powiększeniu 10x, 20x, 40x i 100x; kompletne wyposażenie dla kontrastu DIC dla obiektywów 40x i 100x; kompletne wyposażenie do kontrastu fazowego dla obiektywów 10x i 20x; przynajmniej trzy obiektywy planachromatyczne, korygowane na nieskończoność o powiększeniu 10x, 20x, 40x; zalecany kontrast Nomarskiego; optymalnie z kamerą cyfrową do rejestracji obrazu, z komputerem i oprogramowaniem do analizy obrazu;
3. mikrometry - mikrometr okularowy liniowy z działką elementarną 0,1 mm, okular mikrometryczny (siatka mikrometryczna okularowa) i mikrometr przedmiotowy;
4. komory sedymentacyjne cylindryczne Utermöhla o zróżnicowanej pojemności (np. 2, 2,5, 5, 10, 25, 50, 100 ml) z dopasowaną przykrywką;
5. mikroskopowe szkiełka podstawowe i nakrywkowe, pipety;
6. odczynniki - perhydrol, etanol, stężone kwasy chlorowodorowy lub siarkowy, żywica o wysokim współczynniku załamania światła do trwałych preparatów okrzemkowych (np. Naphrax, Pleurax).

Wytyczne dotyczące analiz laboratoryjnych fitoplanktonu zawierają normy:
PN-EN 15204:2006, Jakość wody – Wytyczne do oznaczania ilościowego fitoplanktonu z użyciem odwróconego mikroskopu (metoda Utermöhla);
PB-BL-07/BS wydanie 1 z dnia 15.03.2013 r., Analiza i biomasa fitoplanktonu - Metoda mikroskopowa, jakościowa i ilościowa;

PN-EN 16695: 2016-01, Jakość wody – Wytyczne do określania bioobjętości fitoplanktonu (wersja angielska);
a w zakresie frakcji okrzemkowej:
EN-PN 13946:2014-05, Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior;
EN-PN 14407:2014-05, Jakość wody – Wytyczne dotyczące identyfikacji i oznaczania ilościowego próbek okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

2.2. Przygotowanie mikroskopu do analiz metodą Utermöhla

Przygotowanie mikroskopu do analiz metodą Utermöhla obejmuje skalowanie wartości mikrometrycznej okularów (jeżeli sprzęt nie obejmuje kamery cyfrowej i oprogramowania do analizy obrazu) oraz wyznaczenie współczynników przeliczenia. Przygotowując się do analiz fitoplanktonu należy:

1. wyznaczyć dla mikrometru okularowego liniowego i każdego z obiektywów, używając mikrometru przedmiotowego, współczynniki mikrometryczne służące do przeliczenia wykonanych pod mikroskopem pomiarów organizmów na wartości rzeczywiste wyrażone w μm; dla każdego obiektywu współczynnik mikrometryczny jest inny;
2. wyznaczyć dla siatki mikrometrycznej okularowej i każdego z obiektywów szerokości 1, 2 lub więcej kratek służących do liczenia osobników fitoplanktonu w przypadku dużej ich liczby;
3. wyznaczyć średnicę pól widzenia obiektywów potrzebnych do określenia szerokości pasa do liczenia osobników fitoplanktonu z powierzchni 1 cm^2 komory;
4. określić liczbę pasów na powierzchni 1 cm^2 dla każdego obiektywu.

2.3. Przygotowanie próbek do analiz ilościowych

Przygotowanie próbki do liczenia glonów w mikroskopie odwróconym wymaga zachowania dużej staranności podczas kolejnych etapów (przechowywanie, wybór komory sedymentacyjnej, mieszanie i pobranie podpróbki). Kolejne etapy procedury, mogą być istotnym źródłem błędów i zwiększać niepewność szacowania biomasy, a tym samym niepewność klasyfikacji stanu ekologicznego (wzrost ryzyka błędnej klasyfikacji).

Przed przystąpieniem do sedymentacji, butelkę z próbką wody należy przez co najmniej 24 godziny przechowywać w temperaturze pokojowej, tj. w takiej, w jakiej będą odbywały się analizy mikroskopowe. Pomoże to w eliminacji pęcherzyków gazu w komorze, które mogą utrudniać równomierny rozkład glonów i ich liczenie. Następnie należy dobrać odpowiedniej wielkości cylinder sedymentacyjny i czas sedymentacji w zależności od szacowanego zagęszczenia organizmów fitoplanktonowych w zebranej próbce, które zmienia się w zależności od terminu poboru, typu i trofii jeziora. Należy się kierować ogólną zasadą - w jeziorach eutroficznych czy hipertroficznych zagęszczenie glonów w zespole jest z reguły bardzo duże i do liczenia wystarcza ob-

jętość kilku mililitrów próbki (najczęściej do 5 ml). Liczenie glonów z jezior o czystej wodzie wymaga zastosowania komór o większej objętości (kilkanaście do kilkudziesięciu mililitrów). Wskazówki pomocne w doborze właściwej komory sedymentacyjnej zawierają tabele 2 i 3.

Tabela 2. Zalecany czas sedymentacji próbek fitoplanktonu w komorach sedymentacyjnych

Objętość cylindra [ml]	Wysokość cylindra w przybliżeniu [cm]	Czas sedymentacji [godz.]
2-2,5	0,5	4
5	1	6
10	2	8
20	4	16
25	5	18
50	10	38
100	20	76

Tabela 3. Dobór cylindra sedymentacyjnego w zależności od koncentracji chlorofilu *a*

Koncentracja chlorofilu *a* [µg/l]	Objętość cylindra [ml]
>10	2,5-5/lub próbka rozcieńczona
5-10	10/20
2-5	25/50
0,5-2	50/100
<0,5	100

Przed nalaniem próbki do cylindra należy bardzo dokładnie, ale delikatnie wymieszać próbkę, wstrząsając przez kilka chwil zamkniętą butelką. Zbyt gwałtowane mieszanie przyczynia się do powstawania pęcherzyków powietrza utrudniających liczenie.

Dno komory przed nalaniem próbki musi być zawsze bardzo dokładnie oczyszczone. Nie należy dopuszczać do silnego zabrudzenia, a tym bardziej porysowania dna komory.

Zestaw sedymentacyjny powinien być umieszczony na wypoziomowanej powierzchni, odpornej na wibracje. Nawet niewielka pochyłość podłoża lub jego poruszanie może powodować nierównomierne rozłożenie fitoplanktonu na dnie komory.

W przypadku obecności cyjanobakterii zawierających aerotopy (*Dolichospermum*, *Aphanizomenon*, *Microcystis*, *Planktothrix*), które powodują, że ciężar właściwy sinic jest mniejszy niż wody i w związku z tym zbierają się one na powierzchni, próbkę należy poddać krótkiemu (ok. 20 sekund) działaniu ultradźwięków lub dodać etanolu. Oba sposoby powodują zniszczenie aerotopów i opadanie sinic w komorze sedymentacyjnej.

Rozcieńczanie próbki:
Do cylindra miarowego należy wlać jedną część dobrze wymieszanej próbki i dodać określoną liczbę części wody, w zależności od krotności rozcieńczenia próbki; należy użyć wody przegotowanej i ostudzonej lub wody odstanej, ale nie destylowanej (spowoduje uszkodzenia komórek na skutek zmiany ciśnienia osmotycznego).

2.4. Analizy ilościowe

Liczebność pojedynczego taksonu w próbce (liczba osobników w 1 ml) wylicza się według wzoru:

$$L = \frac{lK}{vC}$$

gdzie:

l – liczba zliczonych osobników (n);
K – wielkość całkowitej powierzchni komory (mm^2)
v – objętość cylindra sedymentacyjnego (ml)
C – powierzchnia przeliczonych pól (mm^2)

Liczebność całkowita fitoplanktonu jest sumą liczebności wszystkich uwzględnionych w analizie taksonów.

Wynikiem ostatecznym analizy ilościowej fitoplanktonu powinna być jego bioobjętość wyrażona w mm^3/l. Objętość komórek, cenobium, nici, itp. uzyskuje się na podstawie przyrównania ich kształtu do odpowiednich figur geometrycznych. Listy taksonów ze wskazówkami dotyczącymi wyboru odpowiedniego wzoru figury geometrycznej znajdują się w następujących opracowaniach krajowych, np. Pliński i in. (1984); Kawecka i Eloranta (1994); Hutorowicz (2006), a także w pracach Hillebrand i in. (1999), Sun i Liu (2003). Można także skorzystać ze słownika HELCOME PEG (http://ices.dk/data/Documents/ENV/PEG_BVOL.zip).

Wyniki obliczonej bioobjętości dla każdego stwierdzonego w próbce taksonu wskaźnikowego wpisujemy do formatu bazodanowego. Przed przystąpieniem do wpisywania, taksony należy pogrupować zgodnie z listą zawartą w załączniku I; dotyczy to wierszy, w których występują dwa taksony lub więcej o takiej samej wartości wskaźnikowej – ich bioobjętości należy zsumować, np. *Actinastrum*, *Ankistrodesmus*, *Monoraphidium*, *Kirchneriella*.

Proces zliczania osobników glonów w próbce powinien zostać przeprowadzony z taką samą poprawnością statystyczną zarówno dla organizmów małych, jak i dużych. Aby poprawnie zidentyfikować taksony wskaźnikowe, powinno się zliczyć minimum 15 taksonów w obrębie preparatu, których łączna bioobjętość będzie wynosiła ok. 90%, a każdy gatunek dominujący pod względem biomasy będzie miał objętość powyżej 4%. Aby spełnić te wymagania, należy przyjąć następujący sposób postępowania:

1. Łącznie przeliczyć co najmniej 400 osobników, z rozróżnieniem na taksony o dużych komórkach lub kolonijne („duże") i taksony o małych komórkach („małe");
2. Zliczyć taksony o dominującej biomasie, w tym przynajmniej po 60 osobników taksonów „małych" i co najmniej po 20 osobników taksonów „dużych" w jednym preparacie;
3. Uwzględnić liczbę osobników innych taksonów, również gdy ich liczba znajduje się poniżej dolnej granicy zliczania, tzn. jest ich mniej niż po 60 osobników

w przypadku małych „małych" i mniej niż po 20 osobników w przypadku „dużych" taksonów;

4. Liczenie należy przeprowadzić z użyciem przynajmniej dwóch różnych powiększeń: pod powiększeniem 400x dla gatunków „małych" i zliczyć co najmniej po 60 osobników dominantów z jednej małej powierzchni komory (zawsze są to 2 pasy, ale ich szerokość może być różna w zależności od mikroskopu) oraz pod powiększeniem 200x dla gatunków „dużych" i zliczyć z jednej dużej powierzchni (co najmniej ¼ komory) kolonie (np. *Fragilaria crotonensis*) lub komórki (np. *Ceratium*), przynajmniej po 20 osobników;
5. Liczenie w klasach wielkości należy przeprowadzić przynajmniej dla taksonów dominujących (biomasą), które mają szerokie spektrum wielkości; dla tych taksonów, w protokole próbki należy wpisać klasy wielkości charakterystycznych wymiarów (np. średnica, długość czy szerokość) zmierzonych mikrometrem okularowym i zliczać osobniki w tych klasach; w wyniku końcowym te klasy zostaną zsumowane, ale ich wyróżnienie jest konieczne do wyliczenia objętości taksonów;
6. Oznaczanie okrzemek: większość taksonów okrzemek, zwłaszcza o małych komórkach lub delikatnej ornamentacji, nie może być dokładnie zidentyfikowana w mikroskopie odwróconym (w komorze sedymentacyjnej), dlatego udział okrzemek należy wyliczyć jako liczebność względną w preparatach trwałych, z zachowaniem odpowiednich klas wielkości i uwzględnić proporcjonalnie w wyniku danej klasy wielkości uzyskanym ze zliczania w mikroskopie odwróconym (por. przykład powyżej);
7. Objętość taksonu w próbce wylicza się w oparciu o objętość jednego osobnika, standardową lub indywidualnie wyliczoną przez analityka (na podstawie minimum 30 pomiarów), mnożąc ją przez zliczoną liczbę osobników danego taksonu;
8. Objętość całkowita, niezbędna do wyliczenia wskaźnika trofii fitoplanktonu, jest sumą objętości wszystkich taksonów wskaźnikowych zliczonych w próbce i przeliczona na 1 litr próbki.

2.5. Frakcja okrzemkowa — preparatyka i opracowanie

Okrzemki centryczne stanowią najważniejszą grupę fitoplanktonu rzecznego, a ich gatunki mają wysoką wartość indykacyjną. Większości z nich nie można dobrze oznaczyć w komorze pod mikroskopem odwróconym, bowiem podstawowe cechy identyfikacyjne (ornamentacja) są słabo widoczne lub w ogóle niewidoczne. Dlatego też, niezbędne jest wykonanie preparatów trwałych z wytrawionych okryw okrzemek, zamkniętych w ośrodku o wysokim współczynniku załamania światła, które umożliwiają dokładne oznaczenie gatunków.

Preparatyka oczyszczania okrzemek ma na celu pozbawienie ich komórek treści organicznej i uzyskanie czystych pancerzyków, których kształt, wielkość i ornamentacja są cechami taksonomicznymi. Metody oczyszczania polegają na stosowaniu silnych utleniaczy na zimno lub gorąco, najczęściej nadtlenku wodoru, rozcieńczonego kwasu chlorowodorowego lub stężonego kwasu siarkowego. Proces oczyszczania okrzemek musi być przeprowadzony pod dygestorium. Dokładne zasady postępowania są zawarte w normie EN-PN 14407:2014-05.

Do przygotowania oczyszczonego materiału okrzemkowego należy użyć całej pobranej próbki lub jej części, po uprzednim jej zagęszczeniu. Preparaty trwałe wykonuje się z oczyszczonego materiału, stosując ośrodki o wysokim współczynniku załamania światła (np. Naphrax). Dobrze wykonany preparat powinien zawierać równomiernie rozłożone okrywy, od 10 do 15 w polu widzenia przy powiększeniu 1000x. Dokładne zasady wykonania preparatów trwałych są zawarte w wyżej wzmiankowanej normie.

Przeliczanie w przygotowanych preparatach trwałych należy przeprowadzać w mikroskopie prostym, w świetle przechodzącym, pod największym powiększeniem, z użyciem obiektywu immersyjnego 100x. Należy przeliczyć około 400 okryw, przeglądając kolejne pasy wzdłuż lub w poprzek szkiełka nakrywkowego. Należy oznaczyć i przeliczyć przede wszystkim te taksony okrzemek, które w trakcie analizy fitoplanktonu w mikroskopie odwróconym zostały zaklasyfikowane do dwóch grup:

- CENTRYCZNE D = OKRZEMKI CENTRYCZNE >20 µm (okrzemki centryczne o średnicy okrywy większej niż 20 µm);
- CENTRYCZNE M = OKRZEMKI CENTRYCZNE <20 µm (okrzemki centryczne o średnicy okrywy mniejszej niż 20 µm).

Analiza preparatu trwałego ma umożliwić identyfikację gatunków wskaźnikowych dla indeksu trofii fitoplanktonu z rodzajów: *Actinocyclus, Aulacoseira, Cyclotella, Cyclostephanos, Discostella, Stephanodiscus* i *Thalassiosira*. Gatunki te mają różne wartości indykacyjne i dlatego wartość indeksu trofii jest dokładniejsza, gdy w obliczeniach uwzględni się wartości dla gatunków niż w przypadku, gdy w obliczeniach poprzestaje się na grupach zbiorczych. Jeśli w analizie pod mikroskopem odwróconym stwierdzono też okrzemki z rodzajów *Achnanthidium*, *Fragilaria*, *Navicula*, *Nitzschia*, *Planothidium* i *Ulnaria*, to w preparacie trwałym należy również dokładnie oznaczyć gatunki wskaźnikowe.

Zliczanie okryw fitoplanktonowych okrzemek wskaźnikowych wykonuje się w następujący sposób:

1. przeliczyć ±400 okryw wzdłuż pasa pod powiększeniem 1000x, czyli z użyciem obiektywu immersyjnego 100x;
2. jeśli przejrzenie jednego pasa nie dało wymaganej liczby okryw, należy przejść do następnego, przesuwając pole widzenia o więcej niż jeden skok;
3. obliczyć udziały procentowe poszczególnych gatunków w grupach:
   - CENTRYCZNE D;
   - CENTRYCZNE M;
   - *Planothidium lanceolaum*;
   - *Achnanthidium minutissimum*;
   - *Ulnaria*;
   - *Navicula*;
   - *Nitzschia*.
4. uzyskane wyniki przenieść na wartości liczebności uzyskane z analizy fitoplanktonu pod mikroskopem odwróconym.

Przykład:

Wynik analizy FITOPLANKTONU pod mikroskopem odwróconym (liczebność):
CENTRYCZNE D – 10400
CENTRYCZNE M – 32500

Wynik analizy OKRZEMEK PLANKONOWYCH w preparacie trwałym (liczebność względna):
CENTRYCZNE D = 198 okryw (100%)
Cyclotella meneghiniana 43,4%
Cyclostephanos dubius 16,5%
Stephanodiscus neoastrea 40,1%
CENTRYCZNE M = 214 okryw (100%)
Cyclotella meneghiniana 53,7%
Pantocsekiella ocellata 25,8%
Discostella pseudostelligera 20,5%

Przeliczenie udziału % z preparatu trwałego na liczebność z mikroskopu odwróconego:
CENTRYCZNE D = 10400 (100%)
Cyclotella meneghiniana 4513,6
Cyclostephanos dubius 1716,0
Stephanodiscus neoastrea 4170,4
CENTRYCZNE M = 32500 (100%)
Cyclotella meneghiniana 17452,5
Pantocsekiella ocellata 8385,0
Discostella pseudostelligera 6662,5

Wynik ostateczny:
Cyclotella meneghiniana 21966
Pantocsekiella ocellata 8385
Cyclostephanos dubius 1716
Discostella pseudostelligera 6662
Stephanodiscus neoastrea 4171

2.6. Analiza jakościowa — skład taksonomiczny

Minimalne wymagania w zakresie oznaczeń taksonomicznych obejmują dokładność oznaczania zgodnie z listą taksonów wskaźnikowych, zawartych w załączniku I.

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH INDEKSU IFPL

Multimetryczny indeks fitoplanktonowy IFPL jest średnią arytmetyczną z dwóch modułów: wskaźnika trofii IT oraz wskaźnika chlorofilowego CH. Wymagana w RDW specyficzność oceny dla typu rzeki jest uwzględniana na poziomie wskaźnika chlorofilowego. W zbiornikach zaporowych wartości wskaźnika CH są wyliczane dla takich samych przedziałów stężenia chlorofilu *a* dla wszystkich typów.

3.1. Wskaźnik trofii IT

Indeks trofii IT jest oparty na taksonach występujących w zbiorowisku fitoplanktonu, wskaźnikowych dla poziomu żyzności wód rzeki. Każdy takson ma przypisaną wartość troficzną i wagową (porównaj załącznik I); przy obliczaniu indeksu IT uwzględnia się również procentowy udział danego taksonu wskaźnikowego w całej bioobjętości wszystkich taksonów wskaźnikowych. Wskaźnik trofii IT jest wyliczany według wzoru:

$$IT = \frac{\Sigma(D_i \times wT_i \times T_i)}{\Sigma(D_i \times wT_i)}$$

gdzie:

D*i* – średnia sezonowa procentowego udziału i-tego taksonu w bioobjętości taksonów wskaźnikowych fitoplanktonu;
wT*i* – wartość wagowa (tolerancja) *i*-tego taksonu;
T*i* – wartość wskaźnikowa trofii *i*-tego taksonu.

Przed wyliczeniem wskaźnika fitoplanktonowego IFPL wartość wskaźnika trofii jest standaryzowana według wzoru:

$$Z_{IT} = 1 - ((IT - 1) \times 0,25)$$

gdzie:

Z_{IT} – znormalizowana wartość wskaźnika trofii IT;
IT -wartość wskaźnika trofii.

3.2. Wskaźnik chlorofilowy CH

Wskaźnik chlorofilowy CH jest wyliczany w pięciu kategoriach według schematów podanych w tabelach 4 i 5.

Tabela 4. Kategorie wskaźnika chlorofilowego w zależności od koncentracji chlorofilu *a* (µg/l) w danym typie abiotycznym rzeki

Typ 19,20,24,25 RzN, Rz_org, P_poj, R_poj, Pl_poj, Rl_poj	Typ 21 RwN	CH
≤20	≤25	0
≤35	≤60	1
≤50	≤95	2
≤65	≤130	3
>65	>130	4

Tabela 5. Kategorie wskaźnika chlorofilowego w zależności od koncentracji chlorofilu *a* (µg/l) w zbiorniku zaporowym

Stężenie chlorofilu *a*	CH
≤20	0
≤40	1
≤60	2
≤90	3
>90	4

Przed wyliczeniem wskaźnika fitoplanktonowego IFPL wartość wskaźnika chlorofilowego jest standaryzowana według wzoru:

$$Z_{CH} = 1 - ((CH - 1) \times 0,25)$$

gdzie:

Z_{CH} – znormalizowana wartość wskaźnika chlorofilowego CH;
CH – wartość wskaźnika chlorofilowego.

4. OBLICZANIE INDEKSU MULTIMETRYCZNEGO IFPL

Indeks multimetryczny IFPL obliczany jest w oparciu o znormalizowane wartości wskaźnika trofii i wskaźnika chlorofilowego, według wzoru:

$$IFPL = \frac{Z_{IT} + Z_{CH}}{2}$$

gdzie:

Z_{IT} – znormalizowana wartość wskaźnika trofii IT;
Z_{CH} – znormalizowana wartość wskaźnika chlorofilowego CH.

Wartość indeksu IFPL zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).

5. KLASYFIKACJA RZEK I ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA IFPL

Specyficzność klasyfikacji wskaźnika IFPL dla danego typu rzeki lub zbiornika zaporowego jest uwzględniana na etapie obliczeń wskaźnika chlorofilowego CH, toteż dla wszystkich typów rzek i zbiorników zaporowych w klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego stosuje się takie same przedziały granic klas (tab. 6).

Tabela 6. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego rzek fitoplanktonowych i zbiorników zaporowych na podstawie indeksu IFPL

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość IFPL
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,96
DOBRY	≥0,79
UMIARKOWANY	≥0,47
SŁABY	≥0,16
ZŁY	<0,16

PIŚMIENNICTWO

Błachuta J., Picińska- Fałtynowicz J., Czoch K., Kulesza K., 2010. Abiotyczne typy wód płynących w Polsce. Gospodarka Wodna, 5, 181-191.

EN-PN 13946:2014-05, Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

EN-PN 14407:2014-05, Jakość wody – Wytyczne dotyczące identyfikacji i oznaczania ilościowego próbek okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

Grabowska M. 2012. The role of a eutrophic lowland reservoir in shaping the composition of river phytoplankton. Ecohydrology & Hydrobiology 12 (3): 231-242.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Hutorowicz A., 2004. Metoda poboru prób i analiza ilościowo-jakościowa fitoplanktonu w jeziorach. GIOŚ, Olsztyn.

Hutorowicz A., 2006. Opracowanie standardowych objętości komórek do szacowania biomasy wybranych taksonów glonów planktonowych wraz z określeniem sposobu pomiarów i szacowania. GIOŚ, Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty /pms/monitoring_wod/objetosci_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., 2009. Wytyczne do przeprowadzenia badań terenowych i laboratoryjnych fitoplanktonu jeziornego. GIOŚ, Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty /pms/monitoring_wod/wytyczne_PMPL.pdf.

Kawecka B., Eloranta P. V. 1994. Zarys ekologii glonów wód słodkich i środowisk lądowych. Wydawnictw Naukowe PWN, Warszawa.

Mischke U., Belkinova D., Birk S., Borics G., Gandrea R., Hlubikoba D., Jekabsone J., Opatrilova L., Panek P., Picinska-Fałtynowicz J., Piirso K., Placha M., Rotaru N., Stankeviciene J., Stankovic I., Van Wichelen J., Varbiro G., Virbickas T., Wolfram G., Poikane S., 2018. Intercalibrating the national classifications of ecological status for very large rivers in Europe: Biological Quality Element: Phytoplankton, EUR 29337 EN, Publications Office of the European Union, Luxembourg, 2018, ISBN 978-92-79-92970-0, doi:10.2760/33734, JRC112691.

PB-BL-07/BS wydanie 1 z dnia 15.03.2013 r., Analiza i biomasa fitoplanktonu - Metoda mikroskopowa, jakościowa i ilościowa.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012a. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia badań fitoplanktonu i oceny stanu ekologicznego rzek na jego podstawie. GIOŚ Warszawa (maszynopis). http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/FPL_RZ_WYTYCZNE_METODYCZNE_2012.pdf.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012b. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012c. Klucz do identyfikacji organizmów fitoplanktonowych z rzek i jezior dla celów badań monitoringowych części wód powierzchniowych w Polsce. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa. 188 s.

PN-EN 15204:2006, Jakość wody – Wytyczne do oznaczania ilościowego fitoplanktonu z użyciem odwróconego mikroskopu (metoda Utermöhla).

PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania.

PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

RDW Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Reynolds C.S., 2000. Hydroecology of river plankton: the role of variability in channel flow. Hydrol. Process. 14: 3119-3132.

Reynolds C.S., 2006. Ecology of freshwater phytoplankton. Cambridge Univerity Press.

Utermöhl H. 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik - Mitteilungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie, 9: 1-38.

WFD-CIS, 2009. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Guidance Document on the Intercalibration Process 2008-2011. Guidance Document No 14: European Commission – Luxembourg, 102.

Załącznik I

Lista taksonów wskaźnikowych fitoplanktonu w rzekach i zbiornikach zaporowych; T – wartość troficzna taksonu, wT – wartość wagi; *wartości dla zbiorników zaporowych

TAKSON	T	wT
Achnanthidium minutissimum (kompleks)	2,3	1,00
Actinastrum, Ankistrodesmus, Kirchneriella, Monoraphidium	4,2	0,50
Actinocyclus normanii	4,0	1,00
Amphora (bez *A. pediculus i A. ovalis*)	2,0	1,00
Dolichospermum (circinalie, compactum, crassum, flosaquae; lemmermannii, planctonicum, solitarium, spiroides)	4,6	1,00
Aphanizomenon	4,6	1,00
Asterionella formosa	2,1	1,00
Aulacoseira (ambigua, islandica, muzzanensis, subarctica)	4,0	0,50
Aulacoseira (pozostałe)	3,2	0,50
Aulacoseira granulata	3,0	0,50
Botryococcus	3,6	1,00
Ceratium	1,2	1,00
Chlamydomonales/Volvocales	2,3	1,00
Chrysophyceae duże ≥10 µm	1,8	1,00
Chrysophyceae małe <10 µm	1,1	1,00
Cocconeis placentula	2,1	1,00
Coelastrum	3,4	0,50
Crucigenia/Crucigeniella	4,4	0,50
Cryptomonas	3,2	1,00
Cyclostephanos (pozostałe)	4,2	0,50
Cyclostephanos dubius	3,4	0,50
Cyclostephanos invisitatus	2,0	1,00
Cyclotella/Lindavia/Pantocsekiella (pozostałe)	3,3/3,4*	0,50/0,25*
Lindavia glomerata	2,1	1,00
Cyclotella meneghiniana	3,5	0,25
Cyclotella striata	3,2	0,50
Cymatopleura elliptica	2,0	1,00
Cymatopleura solea	1,1	1,00
Cymbella lanceolata	2,1	1,00
Desmodesmus armatus	4,5	0,50
Desmodesmus communis/D. opoliensis	4,6	1,00
Diatoma tenuis	3,1	0,50
Diatoma vulgaris	2,3	1,00
Dictyosphaerium	4,3	1,00/0,50*
Discostella pseudostelligera	3,3	0,50
Discostella stelligera	1,7	0,50
Euglena/Lepocinclis	2,0	1,00
Fragilaria (pozostałe) + *Staurosira construens*	1,7	1,00
Fragilaria crotonensis	1,4	1,00
Gomphonema/Rhoicosphenia	2,4	1,00
Kephyrion/Pseudokephyrion	2,6	1,00
Melosira varians	2,7	0,50
Microcystis	4,6	1,00
Navicula (pozostałe) + *Craticula/Hippodonta/Luticola/Sellaphora*	2,2	1,00

TAKSON	T	wT
Navicula gregaria	2,4	1,00
Navicula menisculus	2,0	1,00
Nitzschia (pozostałe)	3,6	0,50
Nitzschia acicularis	3,5	0,50
Nitzschia fonticola	4,2	0,50
Nitzschia sigmoidea	2,4	1,00
Okrzemki centryczne o średnicy <20 µm	3,2/0,30*	0,50
Okrzemki centryczne o średnicy ≥20 µm	3,0/0,32*	0,50
Oocystis	4,3	0,50
Oscillatoriales (bez *Planktothrix*)	4,2	1,00
Pediastrum	4,8	1,00
Peridiniales	3,2	0,50
Planktothrix (pozostałe)	4,9	1,00
Planktothrix rubescens	1,2	0,25
Planktothrix agardhii	4,9	1,00
Planothidium frequentissimum + *lanceolatum*	2,3	1,00
Psammothidium bioretii, Achnanthidium pyrenaicum	-/1,2*	-/1,00*
Pantocsekiella ocellata	3,2	0,25
Rhodomonas	1,6	0,75
Tetradesmus lagerheimii	5,0	1,00
Scenedesmus/Desmodesmus/Tetradesmus (pozostałe)	3,5	0,50
Skeletonema	4,6	0,50
Sphaerocystis/Planktosphaeria/Eutetramorus	4,4	1,00
Staurastrum	4,0	0,50
Stephanodiscus (pozostałe)	3,5	1,00
Stephanodiscus hantzschii	2,3	0,50
Stephanodiscus minutulus	1,4	1,00
Stephanodiscus neoastraea	3,4	0,50
Surirella	2,0	1,00
Tabellaria	2,1	1,00
Tetraëdron/Tetrastrum	4,2	0,50
Thalassiosira pseudonana	3,7	0,25
Conticribra weissflogii	5,0	0,25
Trachelomonas	2,4	1,00
Ulnaria acus	1,2	1,00
Ulnaria delicatissima var. *angustissima*	2,8	1,00
Ulnaria ulna	1,7	1,00

FITOBENTOS W RZEKACH I ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH

Aleksandra Zgrundo, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta, Agnieszka Pasztaleniec

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018a. Podręcznik do monitoringu i oceny rzecznych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018b. Aneks do wytycznych metodycznych do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

WSTĘP

Zbiorowiska okrzemek bentosowych stanowią składową jednego z biologicznych elementów klasyfikacji stanu wód zgodnej z Ramową Dyrektywą Wodną (RDW, 2000), zdefiniowanego jako „Makrofity i fitobentos" (RDW, Załącznik V).

Dla celów monitoringu stanu i potencjału ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce, na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska w Instytucie Meteorologii i Gospodarki Wodnej, opracowano indeksy fitobentosowe do klasyfikacji stanu ekologicznego rzek, jezior i zbiorników zaporowych, a metodyki prowadzące do ich uzyskania opisano w szeregu przewodników, tj.: *„Wybór typów jednolitych części wód rzecznych i jeziornych do oceny stanu ekologicznego na podstawie fitobentosu wraz z rekomendacją metodyki poboru i analizy prób"* (Picińska-Fałtynowicz i in., 2006), *„Przewodnik metodyczny – Zasady poboru i opracowania prób fitobentosu okrzemkowego z rzek i jezior"* (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2010) oraz *„Wytyczne metodyczne do przeprowadzania monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce"* (Błachuta i Picińska-Fałtynowicz, 2010).

Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla rzek (IO) został opracowany w 2006 r., a dwa lata później metodę poboru i analizy prób fitobentosowych wprowadzono do państwowego monitoringu środowiska (pmś). Na bazie uzyskanych wyników metoda została zweryfikowana, a następnie wprowadzona do rozporządzenia Ministra

Środowiska z dnia 20 sierpnia 2008 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych (Dz.U. 2008 nr 162 poz. 1008) jako oficjalna metoda stosowana w pmś. Zweryfikowana metoda IO została włączona do międzynarodowych analiz porównawczych klasyfikacji wód, tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego, wymaganego zapisami RDW (WFD, CIS, 2009). W procesie tym polska metoda została pozytywnie zinteraklibrowana, a granice klas skorygowane w celu zharmonizowania z granicami klas metod stosowanych przez kraje członkowskie (Kelly i in., 2009; van de Bund, 2009).

W latach 2017-2018, w ramach projektu realizowanego na zamówienie GIOŚ pt. *„Wzmocnienie monitoringu wód w zakresie procedur zapewnienia i kontroli jakości pomiarów i ocen stanu wód powierzchniowych oraz infrastruktury badawczej, pomiarowej i informatycznej”* (zadanie „Aktualizacja metodyk monitoringu i oceny stanu ekologicznego śródlądowych wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu wraz ze szkoleniami”) metoda została zaktualizowana, a wynikiem pracy były dwa opracowania: *„Podręcznik do monitoringu i oceny rzecznych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu”* (Zgrundo i in., 2018a) oraz *„Aneks do wytycznych metodycznych do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce na podstawie fitobentosu”* (Zgrundo i in., 2018b). Podczas aktualizacji metody przeanalizowano nie tylko wcześniej obowiązujące przewodniki, określające zasady poboru i opracowania prób okrzemek bentosowych w celu obliczenia indeksów okrzemkowych dla rzek i zbiorników zaporowych (IO) oraz jezior (IOJ), ale również korekty wprowadzane w późniejszym okresie („Uwagi i proponowane zmiany do przewodnika metodycznego z roku 2006” w opracowaniu *„Nadzór merytoryczny nad poborem prób i oznaczaniem fitobentosu w rzekach i jeziorach wraz z opracowaniem oceny stanu i klucza do oznaczania fitobentosu”* (Alvarez Troncoso i Zalewski, 2012) oraz propozycję metodyki oceny stanu ekologicznego odcinków rzek pod wpływem wód morskich pt. *„Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek – Wstępna wersja korekt metodyk”* (Błachuta i in., 2017). Uwzględniono również sugestie pracowników Inspekcji Ochrony Środowiska oraz dobre praktyki stosowane w krajach UE o podobnych warunkach środowiskowych.

Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla Rzek (IO) jest obowiązującą w pmś metodą klasyfikacji stanu ekologicznego wód płynących i znajduje zastosowanie do klasyfikacji zarówno cieków naturalnych, jak i zbiorników zaporowych wszystkich typów abiotycznych.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Okrzemki (Bacillariophyta) są fotoautotroficznymi mikroorganizmami, występującymi powszechnie na całej kuli ziemskiej. Zamieszkują niemal wszystkie siedliska, o ile chociaż okresowo dociera do nich woda i światło. Szczególnie obficie rozwijają

się w wodach powierzchniowych, zarówno płynących, jak i stojących. Liczne gatunki okrzemek mają wąski zakres tolerancji ekologicznej w odniesieniu do wielu czynników środowiska, np. trofii (zawartości soli biogenicznych), saprobii (zanieczyszczenia materią organiczną i procesów z nią związanych), odczynu pH, twardości wody czy zasolenia, stąd uznawane są za dobre wskaźniki stanu środowiska. Wykorzystując okrzemki w monitoringu jakości wód zakłada się jednak, że to właśnie jakość wód ma największy wpływ na kształtowanie się zbiorowisk okrzemek stanowiących podstawę klasyfikacji; wpływ innych czynników jest natomiast pomijany. Z tego względu istotne jest, aby stosować się do zaleceń metodycznych zawartych w przewodniku w celu uniknięcia znaczącego wpływu na wyniki analizy czynników nieuwzględnianych w stosowanych indeksach.

Okrzemki w środowisku wodnym zasiedlają toń wodną, wchodząc w skład formacji zwanej fitoplanktonem, lub egzystują w cienkim biofilmie, pokrywającym dno i elementy dna, tworząc tzw. fitobentos. Biofilm jest bogatym trójwymiarowym zbiorowiskiem, budowanym przez bakterie, organizmy roślinne i drobne zwierzęta (fot. 1). Okrzemki w biofilmie zazwyczaj są najliczniej reprezentowanymi organizmami fotosyntetyzującymi, wykazującymi szereg adaptacji ekologicznych. Adaptacje polegają między innymi na wykształceniu różnych mechanizmów umożliwiających kontakt czy przyczepienie się komórki lub kolonii do podłoża, np. na stabilnym substracie przeważają okrzemki przyczepiające się bezpośrednio za pomocą polisacharydów wydzielanych przez specjalną strukturę zwaną szczeliną lub poprzez galaretowate poduszeczki, styliki, czy nasady rurek, w których znajdują się komórki kolonii. Z kolei na podłożu miękkim, tworzonym przez osady, dominują gatunki mobilne, aktywnie się przemieszczające w poszukiwaniu najodpowiedniejszych warunków życia. Stąd, zbiorowiska okrzemek zebrane w jednym zbiorniku wodnym z różnych podłoży charakteryzują się odmienną strukturą gatunkową i funkcjonalną. Z tego powodu materiał okrzemkowy zebrany dla celów monitoringu w tym samym zbiorniku, ale z różnych podłoży, nie powinien być łączony (wytyczne zawarte w normie EN-PN 13946:2014-05).

Fot. 1. Przykłady skupień tworzonych przez fitobentos na powierzchni substratów stałych (za: Zgrundo i in. 2017, zmod.)

Zbiorowiska okrzemek rozwijające się na podłożu skalnym naturalnym lub sztucznym opisywane są jako epiliton, natomiast na powierzchni zanurzonych części roślin jako epifiton. Zbiorowisk rozwijających się na zanurzonych powierzchniach drewnianych (tzw. epiksylon) nie zaleca się analizować w ramach monitoringu stanu wód ze względu na fakt, iż jest to podłoże ulegające rozkładowi w wodzie, a rozwijające się na nim zbiorowiska są bardziej odporne na obecność rozkładającej się materii organicznej.

Stąd uzyskuje się zaniżoną informację na temat jakości wód. Podobnie nie zaleca się wykorzystywania zbiorowisk tworzących się na powierzchni osadów, jak piasek i muł (tzw. epipsammon i epipelon), ponieważ jest to podłoże niestabilne i zazwyczaj zanieczyszczone materią organiczną oraz różnymi cząstkami (również pancerzykami okrzemek) naniesionymi z górnych odcinków cieków, co również przekłada się na zaniżenie oceny stanu wód.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Pobieranie próbek mikrofitobentosu okrzemkowego powinno odbywać się w czasie optimum rozwoju tej grupy organizmów, wtedy gdy woda ma stosunkowo niską temperaturę i jest bogata w sole odżywcze tzn. wiosną i jesienią. Stąd dla celów monitoringu zaleca się pobór fitobentosu okrzemkowego jeden raz w roku, optymalnie w okresie wiosennym lub jesiennym. W przypadku kiedy materiał okrzemkowy z poboru wiosennego jest nieodpowiedniej jakości, to całe badanie (pobór i oznaczanie) można powtórzyć jesienią tego samego roku.

Przy wyznaczaniu terminu poboru prób należy:

- uwzględnić warunki meteorologiczne i hydrologiczne tj. zaplanować prace terenowe w okresie stabilnych warunków hydrologicznych, z pominięciem okresów długotrwałych wezbrań i niżówek, klęsk żywiołowych oraz co najmniej 3 dni po nawalnych opadach deszczu;
- uwzględnić termin prac terenowych prowadzonych w poprzednich latach.

Najlepiej, o ile to możliwe, aby w każdym kolejnym roku pobór prób odbywał się w analogicznym terminie (+/- 2 tygodnie). Podczas prac terenowych mających na celu zebranie fitobentosu okrzemkowego należy przeprowadzić analizę wybranych elementów fizykochemicznych wody, aby wspomóc interpretację uzyskanych wyników analizy okrzemkowej i aktualizacje metodyki przeprowadzane w przyszłości. Dopuszcza się wykorzystanie wyników pomiarów parametrów fizykochemicznych wykonanych w okresie do 2 tygodni przed lub po terminie poboru fitobentosu.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Stanowisko badawcze powinno być usytuowane w miejscu poboru próbek do analiz innych elementów biologicznych i fizykochemicznych lub możliwie blisko, aby uzyskać pełną informację o stanie/potencjale ekologicznym wód. Ważne jest, aby stanowisko znajdowało się w miejscu łatwo dostępnym i blisko drogi oraz znajdowało się w punkcie reprezentatywnym dla jednolitych części wód powierzchniowych.

Należy wybrać odcinek cieku o odpowiednim substracie i najodpowiedniejszych warunkach do rozwoju biofilmu okrzemkowego. Ogólna zasada mówi, że odcinek cieku o cechach charakterystycznych dla danego typu, o długości 10 m jest wystarczający, ale w zależności od zróżnicowania morfologicznego i dostępności substratu może być dłuższy. W przypadku zbiorników zaporowych zbiór fitobentosu okrzemkowego zale-

ca się przeprowadzać w strefie przybrzeżnej w okolicach centrum strefy przejściowej. Stanowisko poboru prób w powinno być usytuowane z dala od czynników wpływających na wiarygodność oceny stanu ekologicznego np. dopływów pochodzenia naturalnego czy sztucznego, miejsc związanych z działalnością człowieka, bliskości zapory, ale w rejonie, w którym zachodzi swobodna wymiana wód z głównym basenem.

Stanowisko badawcze, oprócz odpowiedniego podłoża, powinno być dobrze nasłonecznione, aby organizmy fotosyntetyzujące miały optymalne warunki rozwoju. Dopuszcza się zbieranie próbek w miejscach zacienionych jedynie w przypadku, gdy zacienienie jest cechą typową dla danego cieku. Jednak wtedy próbki należy zbierać w miejscach o podobnym reżimie świetlnym na całej długości cieku.

Podłoże, z którego pobiera się fitobentos powinno być trwale zanurzone w wodzie przez okres co najmniej 4 tygodni, aby wykształciło się na nim dojrzałe zbiorowisko. Do wytypowania substratu stale zanurzonego w wodzie wykorzystuje się wcześniejsze obserwacje przeprowadzone na tym stanowisku lub zasadę mówiącą, że substrat znajdujący się co najmniej 10 cm poniżej lustra wody jest stale zanurzony. Dla dużych rzek o zmiennym przepływie przyjmuje się głębokość 30 cm. Również w przypadku zbiorników zaporowych, ze względu na zmiany poziomu lustra wody, przyjmuje się głębokość min. 30 cm. Należy również zwrócić uwagę, aby substrat znajdował się w strefie eufotycznej tj. prześwietlonej, gdzie zachodzi proces fotosyntezy.

Kolejna ogólna zasada mówi, że substrat powinien zostać zebrany ze środkowego odcinka cieku, z dala od czynników wpływających na wiarygodność klasyfikacji stanu ekologicznego np. dopływów. Jednak ze względów bezpieczeństwa należy unikać miejsc o ekstremalnie szybkim przepływie wody. Z kolei w zastoiskach i miejscach ze zbyt niskim przepływem wody tj. w przybliżeniu poniżej 20 $cm \cdot s^{-1}$ tworzą się siedliska sedymentacyjne, gdzie akumuluje się materiał wyniesiony z górnych odcinków cieku. Próbki zebrane w takich miejscach nie dają wiarygodnych wyników, ponieważ zazwyczaj są silnie zanieczyszczone materią organiczną, a tworzące się w nich zbiorowiska są mieszaniną okrzemek naniesionych i występujących lokalnie. W ciekach trudnodostępnych, zbyt głębokich do brodzenia (dolne biegi rzek, silnie zmienione rzeki, kanały itp.) próbki należy pobierać w strefie przybrzeżnej, w miejscach bez zastoisk, z ciągłym przepływem mając na uwadze zalecenia przedstawione powyżej. W przypadkach uzasadnionych względami bezpieczeństwa, można zrezygnować z prac terenowych w celu wykonania oceny części wód na danym stanowisku i przesunąć stanowisko do innej reprezentatywnej lokalizacji. Taką decyzję należy odpowiednio udokumentować.

Po zebraniu próbki należy wypełnić protokół terenowy (zwłaszcza uwzględnić informacje dotyczące morfologii stanowiska, otoczenia rzeki czy zbiornika zaporowego, regulacji itp.) wpisując również informacje, które mogą wspomóc interpretację wyników np. o ekstremalnych warunkach pogodowych czy okresowym silnym zamuleniu związanym z pracami regulacyjnymi czy oberwaniem się części brzegu itp. Przykładowy wzór protokołu terenowego zamieszczono w załączniku I.

Zaleca się wykonanie dokumentacji fotograficznej. Raz wybrane stanowisko powinno być monitorowane w każdym cyklu badawczym. Jednak stanowisko można przesunąć, jeśli na danym odcinku zaszły istotne zmiany w morfologii cieku uniemożliwiające

kontynuację badań monitoringowych. Wówczas fakt zmiany stanowiska należy odnotować w protokole terenowym.

1.4. Metoda pobierania próbek w terenie

Ze względów bezpieczeństwa praca w terenie powinna odbywać się w zespołach co najmniej dwuosobowych.

Do pracy z terenie potrzebny jest następujący sprzęt:

1. wyposażenie zapewniające bezpieczeństwo w wodzie np. kamizelki ratunkowe, lina do asekuracji;
2. sprzęt ochrony osobistej np. wodery lub wysokie kalosze, jednorazowe rękawiczki;
3. akwaskop/batyskop - urządzenie o szklanym dnie używane do wyszukiwania odpowiedniego substratu w wodzie;
4. kuweta wymiary ok. 30 x 20 cm lub większa;
5. nóż lub inne ostre narzędzie do cięcia;
6. szczoteczka do zębów twarda;
7. skrobak do pozyskiwania biofilmu z pionowych powierzchni;
8. substraty sztuczne o porowatej powierzchni w przypadku braku substratów naturalnych; np. porowate płytki ceramiczne, fragmenty cegły lub betonu, postrzępiona lina polipropylenowa;
9. przenośna lodówka pojemność 25-40 l, w komplecie wkłady chłodzące;
10. pojemniki/butelki dla przechowywania prób objętość min. 100 ml;
11. etykiety do opisania próbek lub wodoodporne markery;
12. pipety/dozowniki umożliwiające precyzyjne (z dokładnością do 0,5 ml) dozowanie środków konserwujących;
13. substancja konserwująca: płyn Lugola; buforowany roztwór formaldehydu (HCHO) lub etanol (C_2H_5OH);
14. aparat fotograficzny;
15. sonda wieloparametryczna/lub wyposażona w czujnik temperaturowy, tlenowy, pH i konduktometr.

Okrzemki tworzą bogate zbiorowiska na powierzchni większości zanurzonych substratów i dnie. Jednak skład zbiorowisk w dużym stopniu zależy od rodzaju podłoża. Stąd dla celów monitoringu najlepiej wykorzystywać ten sam substrat na wszystkich stanowiskach. W rzekach na obszarze Polski nie można wyznaczyć jednego typu podłoża. Jednak jeśli to tylko możliwe zaleca się zbieranie próbek z twardego podłoża naturalnego np. skał, głazów, otoczaków, kamieni, większych ziaren żwiru. Jeśli takie powierzchnie nie są dostępne, można zebrać próbkę z powierzchni będących wytworem człowieka, jak nabrzeża i podpory mostów. W głębokich rzekach, w których dominującym typem podłoża jest muł i piasek, dopuszcza się wprowadzenie sztucznego podłoża w strefie eufotycznej (np. fragmentów betonu, płytek ceramicznych czy lin). Jednak należy mieć pewność, że twarde substraty sztuczne znajdują się w wodzie przynajmniej przez 4 tygodnie. Próby fitobentosu okrzemkowego mogą również zostać zebrane z zanurzonych stale części makrofitów. Jeśli to możliwe w celu porównania wyników na stanowiskach w rzekach powinno wykorzystywać się ten sam gatunek rośliny (albo grupę podobnych morfologicznie roślin). Nie zaleca się zbierania prób

z drewna (ze względu na jego rozkład w wodzie) oraz osadu, chyba że wykonane badania wstępne udowodnią, iż takie podejście jest uprawnione. Ponadto, podpróbek zebranych z różnych podłoży nie należy łączyć w jedną próbkę.

Biofilm okrzemkowy, zarówno w ciekach, jak i zbiornikach zaporowych, jest z reguły dobrze wykształcony i łatwy do zaobserwowania gołym okiem. Zazwyczaj tworzy brązowawy lub brązowo-żółty nalot na powierzchni stałego substratu lub nitkowate agregaty przyczepione do stałego podłoża. Nie zawsze wykształcony biofilm okrzemkowy daje wyraźny charakterystyczny kolor. W celu potwierdzenia obecności biofilmu okrzemkowego należy delikatnie przesunąć opuszkami palców po powierzchni substratu. Powierzchnia śliska w dotyku świadczy o obecności okrzemek, co daje podstawę do wykorzystania substratu i zebrania próbki z jego powierzchni.

Wytyczne dotyczące poboru prób zawierają następujące normy:
PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania;
PN-EN13946:2014-05 Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior;
PN-ISO 5667-4:2017-10, Jakość wody – Pobieranie próbek. Część 4: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z jezior naturalnych i sztucznych zbiorników zaporowych;
PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

1.4.1. Pobieranie próbek z naturalnych podłoży twardych

Najlepszym substratem do pobierania próbek fitobentosu są otoczaki i kamienie, ponieważ łączą warunek stabilności podłoża (w pełni rozwijają się na nim zbiorowiska okrzemkowe) i możliwość przemieszczania substratu w celu bezpiecznego zebrania fitobentosu okrzemkowego. Należy zebrać co najmniej 5 kamieni zanurzonych trwale w wodzie w taki sposób, aby jak najlepiej odzwierciedlały mozaikowatość siedliska i odpowiadały kryteriom opisanym w poprzednim rozdziale (tj. warunkom świetlnym, prędkości wody, odległości od brzegu itd.). Jeśli w obrębie stanowiska występuje odpowiednia ilość substratów, można zastosować strategię zbierania prób w sposób losowy lub w transektach. W sytuacji, gdy brak odpowiedniej wielkości kamieni, można zebrać materiał z głazów (5 sztuk) lub mniejszych kamyków (10 sztuk), pamiętając iż w sumie biofilm okrzemkowy powinien zostać zebrany z łącznej powierzchni co najmniej 10 cm^2. Jeśli nie ma wystarczającej ilości odpowiedniego substratu należy umieścić odpowiednią notatkę w protokole terenowym.

Do zdzierania biofilmu z powierzchni substratu najlepiej wykorzystać twardą szczoteczkę do zębów. Zaleca się wyjąć kamienie z wody i umieścić w kuwecie w pozycji, w jakiej znajdowały się w cieku lub zbiorniku, aby biofilm okrzemkowy zbierać z powierzchni, na której się wykształcił. Wszelkie luźne zanieczyszczenia znajdujące się na powierzchni substratu należy usunąć przez przepłukanie kamienia w wodzie. Zaleca się unikać pobierania materiału z kamieni pokrytych widoczną warstwą mułu, piasku czy materii organicznej. Do kuwety należy wlać niewielką ilość wody z cieku lub zbiornika zaporowego (najlepiej odpowiadającą pojemności pojemnika na próbę lub mniej ok. 50 ml) i za pomocą szczoteczki energicznie zdzierać biofilm do wody

poprzez szorowanie odpowiedniej (górnej) powierzchni kamieni, od czasu do czasu opłukując w niej szczoteczkę (fot. 2). Identyczną procedurę należy zastosować do wszystkich zebranych kamieni.

Fot. 2. Przykład zbierania biofilmu okrzemkowego za pomocą szczoteczki (za: Zgrundo i in., 2018a)

Woda w kuwecie podczas usuwania biofilmu powinna przybrać brunatną barwę. Zaleca się stosowanie zasady, że do każdej próby trzeba użyć nowej szczoteczki. Jednak jak wykazali Kelly i Zgrundo (2013) dokładne wymycie szczoteczki po jej wykorzystaniu zapobiega zanieczyszczeniu kolejnych próbek. Wszystkie wykorzystywane narzędzia należy dokładnie umyć przed zbieraniem nowej próby, aby uniknąć zanieczyszczenia okrzemkami z poprzedniego stanowiska. W przypadku braku kuwety, materiał okrzemkowy można zdzierać bezpośrednio do pojemnika na próbkę.

Powyżej opisana metoda jest metodą domyślną, stosowaną w przypadku substratów nie porośniętych glonami nitkowatymi. Jednakże w wodach wzbogaconych solami pokarmowymi naturalne substraty, jak otoczaki i kamienie, pokryte są glonami nitkowatymi (np. z rodzaju *Cladophora*). Jeśli powyżej 75% powierzchni dna (dostępnych substratów) jest porośnięte przez glony nitkowate, to taki substrat powinien być preferowany przy zbiorze prób. Jednak w tej sytuacji należy zastosować zmodyfikowany sposób zebrania materiału okrzemkowego tj. przed przystąpieniem do zdzierania biofilmu należy w miarę możliwości usunąć nici glonów, a następnie energicznie zrywać biofilm za pomocą szczoteczki w sposób opisany powyżej. Jeśli resztki plech dostaną się do próby, należy je usunąć z pojemnika przed jej zakonserwowaniem czy umieszczeniem w pojemniku transportowym.

W przypadku dna kamienistego, pokrytego plechami nitkowatych zielenic, należy zastosować strategię, polegającą na zebraniu odpowiedniej liczby kamieni porośniętych glonami i nieporośniętych, tak aby odzwierciedlić rzeczywisty udział pokrycia dna plechami glonów. W tym celu najpierw należy oszacować stopień pokrycia dna zielenicami nitkowatymi, a następnie oszacować liczbę kamieni pokrytych plechami glonów, zgodnie ze strategią przedstawioną w tabeli 1. I tak np. z dna pokrytego plechami glonów w 75% lub więcej wszystkie zebrane kamienie powinny być pokryte plechami

zielenic nitkowatych. Z kolei, jeśli pokrycie powierzchni dna plechami wynosi równo lub powyżej 50%, ale mniej niż 75%, należy wybrać 4 kamienie pokryte glonami i 1 kamień niepokryty.

Tabela 1. Strategia zbierania substratów w przypadku dna pokrytego plechami glonów nitkowatych

Wartości graniczne pokrycia dna plechami glonów nitkowatych [%]	Liczba kamieni pokrytych plechami glonów nitkowatych
≥75	5
≥60	4
≥45	3
≥30	2
≥15	1
>15	0

Zazwyczaj zebranie materiału w powyżej opisany sposób pozwala uzyskać próbę z ciemnobrunatną zawiesiną (fot. 3). Jednak gdy nie uzyskano satysfakcjonującego efektu, ponieważ biofilm jest słabo rozwinięty, należy zwiększyć łączną powierzchnię opróbkowanego substratu.

Fot. 3. Przykład zawiesiny uzyskanej poprzez zdzieranie biofilmu za pomocą szczoteczki (za: Zgrundo i in., 2018a)

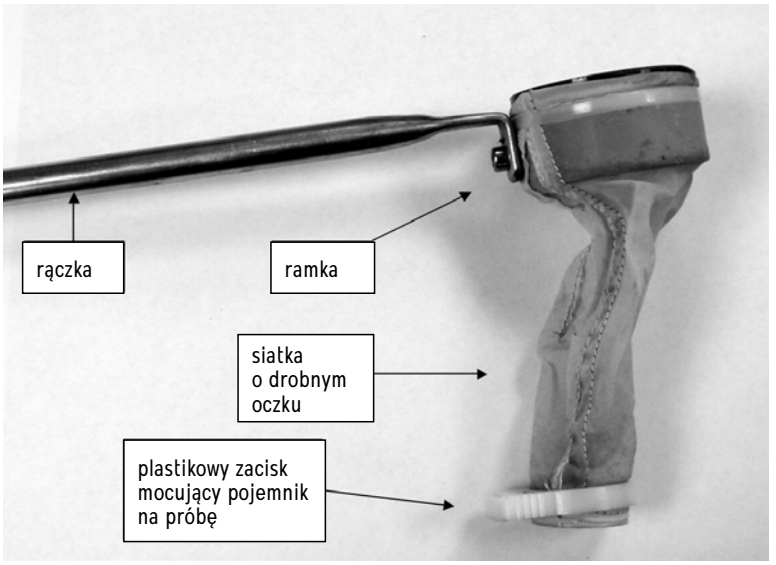
Następnie, dobrze wymieszaną zawiesinę z zeskrobanego biofilmu należy przelać z kuwety do odpowiednio opisanego pojemnika. Na etykiecie pojemnika powinna znaleźć się informacja z nazwą rzeki lub zbiornika zaporowego, nazwą stanowiska, kodem punktu, datą zbioru i typem zbiorowiska.

1.4.2. Pobieranie próbek z podłoży sztucznych pionowych

Pionowe powierzchnie pochodzenia antropogenicznego, takie jak np. elementy mostów i umocnień brzegów, mogą również posłużyć jako podłoże imitujące substrat naturalny. W przypadku zbioru próbki z takiej powierzchni należy zastosować wszelkie opisane wcześniej kryteria dotyczące wyboru mikrosiedlisk (uwzględniające warunki

świetlne, prędkość wody, otoczenie, itd.). W tym przypadku próbki należy pobierać z głębokości maksymalnie około 30 cm.

Do zebrania próbki należy zastosować odpowiednie narzędzie o długiej rączce, zaopatrzone w element do zeskrobywania biofilmu i doczepioną siatką o drobnym oczku (tzw. skrobak, fot. 4). Skrobak należy dokładnie umyć przed zbieraniem nowej próby, aby uniknąć zanieczyszczenia okrzemkami z próby zbieranej na poprzednim stanowisku. Przed przystąpieniem do pobierania próbki należy zanurzyć skrobak i wzburzyć wodę na przeciw powierzchni substratu, z której planujemy zedrzeć biofilm, tak aby jakikolwiek luźno związany z substratem materiał został oderwany. Następnie zaostrzoną częścią końcówki narzędzia zeskrobuje się biofilm z łącznej powierzchni ok. 10 cm^2. Zeskrobywanie biofilmu powtarza się co najmniej 3 razy, a z powtórzeń tworzy się próbę zintegrowaną.



Fot. 4. Przykład skrobaka do zdzierania biofilmu z powierzchni pionowych (za: Kelly i in., 2005 oraz Zgrundo i in., 2018, zmod.)

Zazwyczaj zebranie materiału w powyżej opisany sposób daje bardzo gęstą próbę z fragmentami biofilmu. W przeciwnym wypadku, należy zwiększyć łączną powierzchnię substratu. Zebraną w ten sposób zawiesinę przelewa się bezpośrednio do odpowiednio opisanego pojemnika na próbę z niewielką ilością wody z rzeki lub zbiornika zaporowego. Na etykiecie pojemnika powinna znaleźć się informacja z nazwą cieku lub zbiornika zaporowego, nazwą stanowiska, kodem punktu, datą zbioru i typem zbiorowiska.

1.4.3. Pobieranie próbek z podłoży sztucznych

W przypadku braku odpowiednich substratów w badanej rzece, na stanowisku można umieścić substraty sztuczne o porowatej powierzchni (np. porowate płytki ceramiczne, cegły, postrzępioną linę polipropylenową) i poczekać, aż wytworzy się na nich dojrzały biofilm okrzemkowy. Zaleca się ekspozycję substratu przez okres co najmniej 4

tygodni. Jednak w przypadku wód o szczególnych warunkach środowiskowych (np. w wodach bardzo ubogich w sole pokarmowe, o niskich temperaturach czy silnie zacienionych) może zaistnieć potrzeba dłuższej ekspozycji.

Przy umieszczaniu substratów sztucznych w wodach należy pamiętać, aby nie ingerowały one w działalność innych użytkowników wód, i zminimalizować ryzyko ich umyślnego zniszczenia. Ze względu na możliwość utraty substratów sztucznych za względu na ich przemieszczenie lub umyślne usunięcie w akcie wandalizmu, należy umieścić dodatkowe sztuki.

Ponadto, jeśli substraty umieszcza się w celach porównawczych w tym samym systemie rzecznym należy zadbać, aby były one umieszczone w podobnych warunkach środowiskowych i w tym samym czasie.

Szczegółowe metody poboru próbek będą zależeć od rodzaju zastosowanego substratu. W przypadku porowatych płytek czy cegieł próbki zbiera się jak próbki z podłoży naturalnych twardych. W przypadku użycia liny, należy odciąć końcowe 5 cm i postępować dalej zgodnie z metodą poboru próbek z makrofitów zanurzonych. Zebraną w ten sposób zawiesinę przelewa się bezpośrednio do odpowiednio opisanego pojemnika na próbkę z niewielką ilością wody z rzeki czy zbiornika zaporowego. Na etykiecie pojemnika powinna znaleźć się informacja z nazwą cieku lub zbiornika, nazwą stanowiska, kodem punktu, datą zbioru i typem zbiorowiska.

1.4.4. Pobieranie próbek epifitonu z makrofitów wynurzonych

Wynurzone makrofity, takie jak *Glyceria maxima*, *Phragmites australis* i *Typha* spp., są uznawane za lepszy substrat niż rośliny zanurzone, a tworzący się na powierzchni ich zanurzonych łodyg biofilm można łatwo zidentyfikować. Jako substrat należy zebrać co najmniej 5 zdrowych roślin z głównego nurtu w cieku lub, w przypadku dużych rzek, z roślin rosnących wzdłuż krawędzi szuwaru od strony otwartej toni wodnej. Przy zbieraniu fitobentosu okrzemkowego z makrofitów zanurzonych, jako zasadę przyjmuje się, że część łodygi pobierana jako substrat do pozyskania próbki powinna być stale zanurzona w wodzie w strefie eufotycznej, ale jednocześnie nie zanieczyszczona osadami dennymi. Najpierw usuwa się łodygę i liście rośliny, znajdujące się nad powierzchnią wody, a następnie nad pozostałą częścią łodygi umieszcza się pojemnik na próbę dnem do góry. Na koniec odcina się łodygę poniżej szyjki pojemnika i odwraca pojemnik z łodygą do właściwej pozycji. Czynność opisaną powyżej powtarza się dla 5-6 łodyg. Dzięki zastosowaniu tej metody maksymalnie zmniejsza się ryzyko usunięcia z łodygi okrzemek luźno związanych z podłożem. Jeśli biofilm nie jest zbyt delikatny, łodygi makrofitów można umieszczać bezpośrednio w pojemniku, bez czynności związanych z odwracaniem go.

W celu usunięcia biofilmu okrzemkowego w laboratorium można próbę z łodygami makrofitów dobrze wymieszać i wytrząsać do uzyskania brązowawej zawiesiny. Biofilm można również zdrapać odpowiednim narzędziem (np. nożem) czy usunąć szczoteczką. Kolejna metoda polega na zalaniu łodyg odpowiednią ilością 10% HCl na ok. 1 godzinę. Następnie próbkę należy dobrze wymieszać, a rośliny usunąć ze zlewki.

Po opadnięciu okrzemek na dno zlać supernatant. Próbę do dalszej preparatyki laboratoryjnej stanowi zagęszczona zawiesina.

1.4.5. Pobieranie próbek epifitonu z makrofitów zanurzonych

Próbki fitobentosu okrzemkowego można pobrać z zanurzonych makrofitów (jak np. rośliny z rodzaju *Ranunculus*, *Myriophyllum*, *Ceratophyllum*, *Elodea* i *Potamogeton*) czy makroglonów. W tym przypadku pozyskuje się zarówno organizmy epifityczne, jak i inne luźno związane z podłożem.

W celu pozyskania materiału okrzemkowego należy zebrać 5 roślin (wyłącznie zdrowe części) lub ich części i umieścić w odpowiednio opisanym plastikowym worku na czas transportu. W laboratorium rośliny umieszcza się w dużej zlewce, zalewa wodą destylowaną lub demineralizowaną i poprzez intensywne mieszanie lub wstrząsanie odrywa się organizmy epifityczne z powierzchni substratu. W celu usunięcia biofilmu z roślin można je również zalać niewielką ilością 10% HCl, odczekać ok. 1 godziny i dobrze wymieszać. Po usunięciu roślin ze zlewki, należy poczekać, aż zawiesina opadnie na dno i zlać supernatant. Próbę do dalszej preparatyki laboratoryjnej stanowi zagęszczona zawiesina.

1.5. Konserwowanie próbek

Jeśli próbki są transportowane w warunkach niskiej temperatury i bez dostępu światła oraz dostarczone do laboratorium w ciągu 24 godzin, nie ma potrzeby ich utrwalania w terenie. W przypadku konieczności utrwalenia próbek, należy je zakonserwować zaraz po umieszczeniu w pojemniku. Do krótkotrwałego przechowywania, jako substancję konserwującą można zastosować płyn Lugola w ilości ok. 1-5 kropli na 100 ml próbki do uzyskania ciemnobrązowego koloru. W przypadku gęstych próbek, ilość płynu Lugola należy odpowiednio zwiększyć. Do długotrwałego przechowywania próbek zaleca się stosować buforowany roztwór formaldehydu (HCHO) lub etanol (C_2H_5OH). Roztwór formaldehydu buforowany do pH 7 należy dodać do próbki w takiej ilości, aby otrzymać końcowy roztwór o stężeniu 1-4%. Etanol w końcowym stężeniu 20% zalecany jest do średnioterminowego przechowywania próbek. Wyższe stężenia (nawet do ok. 70%) poleca się do przechowywania długoterminowego. Próbki można również zamrozić.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Zebrane próbki należy wstępnie obejrzeć pod mikroskopem (powiększenie 400-600x) i ocenić ich jakość. Przy ocenie należy wziąć pod uwagę: obfitość okrzemek, stan ich komórek (obecność właściwie wykształconych chloroplastów) i obecność zanieczyszczeń (materii organicznej i nieorganicznej oraz innych glonów). Jeśli w obra-

zie mikroskopowym znajduje się dużo zanieczyszczeń i jednocześnie wiele komórek okrzemek jest uszkodzonych lub martwych, próbka nie została zebrana z odpowiedniego mikrosiedliska i należy powtórzyć pobór. Przy ponownym poborze próbki fitobentosu okrzemkowego nie trzeba wykonywać kolejnych analiz fizykochemicznych wody, jeśli prace terenowe przeprowadzono w odstępnie do 2 tygodni.

Wytyczne dotyczące analizy prób zawierają następujące normy:
EN-PN 13946:2014-05 Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior;
EN-PN 14407:2014-05 Jakość wody – Wytyczne dotyczące identyfikacji i oznaczania ilościowego próbek okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

2.1. Oczyszczanie okrzemek

W celu poprawnej identyfikacji taksonomicznej okrzemki należy pozbawić treści komórkowej (cytoplazmy, chloroplastów itd.), a z ich okryw sporządzić stały preparat mikroskopowy z wykorzystaniem odpowiedniej żywicy o wysokim współczynniku załamania światła.

Istnieje wiele metod oczyszczania materiału okrzemkowego, a najpopularniejsze wymagają zastosowania silnych utleniaczy np. nadtlenku wodoru (30% H_2O_2). Nie istnieje jedna „właściwa" metoda oczyszczania okryw okrzemek. Każda z metod jest poprawna, o ile w efekcie jej stosowania otrzymuje się preparat czysty tj. pozbawiony materii organicznej. Próbki o dużej zawartości materii organicznej wymagają silniejszych reagentów niż materiał czysty, zawierający niemal wyłącznie komórki okrzemek. Z kolei próbki, w których są obecne węglany lub związki żelaza wymagają wstępnego zastosowania kwasu chlorowodorowego (HCl), np. aby zapobiec wytrącaniu się gipsu w przypadku węglanów.

W załączniku II zamieszczono szczegółowy opis procedur dla czterech podstawowych metod oczyszczania okrzemek, wykorzystujących różne reagenty, tj.:
metoda 1: Gorący nadtlenek wodoru;
metoda 2: Zimny nadtlenek wodoru;
metoda 3: Gorący nadtlenek wodoru z dwuchromianem potasu;
metoda 4: Zimny kwas (lub nadmanganian);
metoda 5: Gorący kwas (azotowy lub siarkowy).

Próbka poddawana procesowi oczyszczania powinna być maksymalnie zagęszczona (pozbawiona wody), przez odwirowanie lub sedymentację (24 godziny). Supernatant z odwirowania lub osadzania należy ostrożnie odpipetować lub zlać znad osadu. Z każdej próbki, część należy zachować jako rezerwę, na wypadek zniszczenia materiału w trakcie procesu oczyszczania.

Należy zwrócić szczególną uwagę na czystość narzędzi stosowanych podczas preparatyki laboratoryjnej, aby ograniczyć ryzyko wzajemnego zanieczyszczenia się próbek. Do każdej próbki należy użyć odrębnej zlewki/probówki oraz pipety czy bagietki do mieszania.

Wszystkie metody oczyszczania materiału okrzemkowego wymagają wykorzystania silnych substancji utleniających, które są silnie reaktywne i/lub wybuchowe. Stąd podczas preparatyki laboratoryjnej należy zachować szczególne środki ostrożności i stosować odpowiednie zalecenia BHP.

2.2. Przygotowanie preparatów trwałych

Okrzemki bentosowe identyfikuje się i zlicza przy wykorzystaniu mikroskopu świetlnego pod dużym powiększeniem (co najmniej 1000x) po pozbawianiu ich treści komórkowej i utrwaleniu w preparatach stałych za pomocą odpowiedniego ośrodka. Stąd ważne jest, aby poprawnie wykonać preparaty stałe, umożliwiające obserwację morfologii pancerzyków w mikroskopie świetlnym. Zaletą preparatów stałych jest możliwość ich przechowywania praktycznie nieskończenie długo i wykorzystywania jako materiał referencyjny.

Lista sprzętu laboratoryjnego i odczynników chemicznych przydatnych do przygotowania stałych preparatów okrzemkowych:
1. szkiełka nakrywkowe i podstawowe;
2. jednorazowe pipety;
3. szklane fiolki;
4. wyciąg;
5. suszarka;
6. płyta grzejna (np. ceramiczna);
7. rękawiczki jednorazowe;
8. woda destylowana lub redestylowana;
9. etanol;
10. żywica syntetyczna o wysokim współczynniku załamania światła >1,6 (np. Naphrax®, Pleurax).

W celu wykonania preparatu okrzemkowego należy na bazie oczyszczonego materiału okrzemkowego przygotować zawiesinę o odpowiednej gęstości. Najlepiej do niewielkiej szklanej fiolki wlać nieco wody destylowanej lub dejonizowanej i dodać niewielką ilość materiału okrzemkowego. Gęstość okryw w zawiesinie można sprawdzić oglądając ją pod światło lub analizując w niewielkim powiększeniu (np. 400x) wysuszoną kroplę zawiesiny nakropioną na szkiełko podstawowe. Do rozcieńczania zawiesiny można również wykorzystać etanol, co pozytywnie wpływa na bardziej równomierne rozmieszczenie okrzemek na szkiełku podstawowym. Może się okazać, że materiał wyjściowy jest zbyt rzadki i żeby otrzymać preparat o odpowiedniej ilości okryw w polu widzenia trzeba będzie go zagęścić np. poprzez wirowanie.

Przed przystąpieniem do wykonywania preparatu należy dobrze wymieszać zawiesinę np. przez wstrząsanie. Następnie czystą pipetą Pasteura pobiera się niewielką ilość zawiesiny ze środkowej części fiolki i nakrapia na odtłuszczone szkiełko nakrywkowe, aby utworzyła się na nim poduszeczka zajmująca praktycznie całą powierzchnię szkiełka. Szkiełko zostawia się do wyschnięcia w ciepłym i pozbawionym pyłów otoczeniu (np. pod wyciągiem, w eksykatorze) lub w suszarce albo na płycie grzejnej

(maksymalna temp. ok 40°C). Po wysuszeniu na powierzchni szkiełka nakrywkowego powinna się pojawić cienka biaława warstwa.

Wykonując preparat stały na szkiełko podstawowe nakłada się najpierw niewielką kroplę żywicy, a następnie szkiełko nakrywkowe, tak aby materiał okrzemkowy zanurzyć w żywicy. W celu trwałego sklejenia szkiełka podstawowego z nakrywkowym należy postępować zgodnie ze wskazówkami producenta. Mycie szkiełek nakrywkowych i podstawowych przed wykonaniem preparatów stałych, np. za pomocą etanolu lub zwykłego detergentu spłukanego wodą destylowaną, wpływa pozytywnie na jakość preparatu i na bardziej równomierne rozmieszczenie okryw okrzemek.

Należy zwrócić szczególną uwagę, aby preparat był odpowiednio opisany tj. zawierał przynajmniej informacje na temat lokalizacji stanowiska, daty zbioru próby czy kod umożliwiający uzyskanie z bazy danych dalszych informacji o próbie.

Prawidłowo wykonany preparat stały spełnia następujące kryteria:

- okrywy okrzemek są pozbawione materii organicznej;
- żywica jest właściwie utwardzona;
- żywica jest wolna od pęcherzyków powietrza;
- żywica znajduje się pomiędzy szkiełkiem podstawowym, a nakrywkowym na całej powierzchni;
- okrywy na szkiełku są rozmieszczone stosunkowo równomiernie (nie tworzą agregatów) i nie obserwuje się tzw. efektu brzegowego tj. gęstość okryw okrzemek jest mniej więcej jednakowa w centrum i na brzegach szkiełka nakrywkowego;
- obca materia organiczna i nieorganiczna w preparacie nie występuje lub istnieje w niewielkich ilościach, które nie utrudniają identyfikacji okryw okrzemek i ich analizy ilościowej;
- w polu widzenia znajduje się od 5 do 15 okryw okrzemek w polu widzenia pod powiększeniem 1000 x (idealna sytuacja), ale nie więcej niż 20.

W przypadku, gdy oczyszczony materiał okrzemkowy zawiera zbyt dużo materii organicznej w stosunku do liczby okryw i rozcieńczenie próby nie wpływa na poprawę jakości preparatu, materiał należy ponownie poddać procesowi wytrawiania. Proces oczyszczania należy również powtórzyć, jeśli w preparacie przeważają całe komórki okrzemek lub ich kolonie (taśmy, zygzaki) ze względu na wysoki poziom niepewności związany z prawidłowym oznaczeniem taksonów oraz nierównomierne rozmieszczenie komórek w preparacie wpływające na wiarygodność wyników analizy ilościowej.

2.3. Archiwizacja preparatów okrzemkowych i próbek

Stałe preparaty okrzemkowe są niezastąpionym materiałem porównawczym w badaniach monitoringowych. Mogą również posłużyć wykonaniu różnorodnych analiz taksonomicznych i środowiskowych. Preparaty powinny być deponowane w lokalnych lub krajowych herbariach, a opis znajdujący się na szkiełku podstawowym powinien zawierać istotną informację odsyłającą w niebudzący wątpliwości sposób do innych

danych dotyczących opisu stanowiska jak np. mapa ze współrzędnymi geograficznymi, dane chemiczne, hydrologiczne itp.

Również zawiesina oczyszczonych pancerzyków okrzemek powinna być opisana w sposób niebudzący wątpliwości i przechowywana w odpowiednich warunkach. Zaleca się przechowywanie części reprezentatywnych prób po odpowiednim ich zakonserwowaniu, gdyż mogą posłużyć do weryfikacji wątpliwych wyników. W tym celu najlepiej oczyszczony materiał okrzemkowy umieścić w szklanej fiolce (aby zapobiec rozpuszczaniu się okryw okrzemek) i zakonserwować kilkoma kroplami 4% formaliny lub etanolem (nawet do uzyskania stężenia ok. 80%), aby zapobiec rozwojowi grzybów. Zakonserwowany materiał można przechowywać przez czas nieograniczony, najlepiej w chłodzie i ciemności. Materiał okrzemkowy można przechowywać również w postaci wysuszonej.

2.3. Mikroskopowe analizy ilościowe i jakościowe

Okrzemki identyfikuje się i zlicza w preparatach stałych pod dużym powiększeniem w celu wykonania analizy jakościowej i ilościowej zebranych zbiorowisk.

Do analiz jakościowych i ilościowych fitobentosu potrzebny jest następujący sprzęt:
1. mikroskop świetlny wyposażony w obiektyw immersyjny o dużym powiększeniu (np. 100x). Zaleca się również wykorzystanie kontrastu fazowego lub kontrastu interferencyjnego (Nomarskiego) oraz okularu mikrometrycznego (z podziałką okularową przynajmniej co 1 μm);
2. zestaw do wykonywania zdjęć czy sekwencji wideo wraz z odpowiednim oprogramowaniem w celu dokumentacji organizmów trudnych do zidentyfikowania (może również służyć do wykonywania pomiarów);
3. olejek immersyjny z dozownikiem i ściereczka/chusteczki do soczewek.

Okular mikrometryczny czy jakikolwiek sprzęt do wykonywania pomiarów powinien być regularnie kalibrowany względem mikrometru podstawowego (szkiełka kalibracyjnego), a wyniki kalibracji należy umieścić w widocznym miejscu.

2.3.1. Identyfikacja taksonów okrzemek

Okrzemki powinny być identyfikowane w preparatach trwałych pod powiększeniem co najmniej 1000x, tzn. z użyciem obiektywu immersyjnego. Jedynie w tym przypadku można prawidłowo rozpoznać podstawowe cechy budowy ściany komórkowej, będące podstawą identyfikacji i przynależności taksonomicznej. Niezbędne jest również wykonanie odpowiednich pomiarów okryw oraz liczby prążków czy innych charakterystycznych elementów ornamentacji. Dokładne wskazówki na temat podstaw identyfikacji okryw okrzemek zawarto w opracowaniu Bąk i in. (2012). Pozycja ta spełnia również rolę przewodnika do oznaczania najczęściej identyfikowanych okrzemek w monitoringu wód w Polsce.

Generalnie okrzemki oznacza się w widoku od strony okrywy. Jednak niektóre taksony identyfikuje się na podstawie wyglądu od strony pasa obwodowego, ponieważ zazwyczaj w taki sposób okrzemka układa się w preparacie (np. *Rhoicosphenia abbreviata*). Z kolei część taksonów można zidentyfikować do gatunku na podstawie wyglądu od strony pasa obwodowego na zasadzie „dopasowania" do innych okryw taksonu zidentyfikowanego w próbce.

W celu identyfikacji gatunków rzadkich zaleca się zastosowanie odpowiednich pozycji z literatury specjalistycznej np. z serii *Diatoms of Europe* lub *Iconographia Diatomologica*, czy dedykowanych stron internetowych. Badania naukowe prowadzone w ostatnich latach doprowadziły do powstania równoległych systemów nomenklatury taksonomicznej. Stąd ważnym jest, aby wyeliminować jakiekolwiek wątpliwości co do pozycji taksonomicznej oznaczanej okrzemki. We wszystkich przypadkach, kiedy istnieje możliwość popełnienia pomyłki w nazewnictwie, nazwy taksonów okrzemek powinny być uzupełnione nazwiskami autorów oraz odwołaniami do pozycji literatury wg. której oznaczano takson. W przypadku problemów z identyfikacją okazów można je utrwalić w postaci rysunków, wysokiej jakości mikrofotografii czy obrazów video, jednak najlepiej również zaznaczyć pozycję okazu w preparacie za pomocą odpowiedniego urządzenia.

Na potrzeby indeksów okrzemkowych stosowanych w Polsce zaleca się identyfikację okryw do poziomu gatunku. Jednak część taksonów o podobnej morfologii i identycznych wymaganiach autekologicznych, na potrzeby wyliczania indeksów okrzemkowych pogrupowano w tzw. kompleksy gatunków.

2.3.2. Określanie liczebności względnej okrzemek w preparatach stałych

Podczas wykonywania analizy mikroskopowej należy stworzyć listę taksonów wraz z ich liczebnością na odpowiednim formularzu, w zeszycie analiz mikroskopowych lub w specjalistycznym oprogramowaniu komputerowym umożliwiającym bezpośrednie wprowadzanie danych.

Dla indeksów stosowanych w Polsce zaleca się traktowanie okrywy jako jednostki przy zliczaniu (2 okrywy tworzą pancerzyk) oraz zliczanie wyłącznie całych, nieuszkodzonych okryw. Obecność wielu fragmentów okrzemek może wskazywać na błędy metodyczne stosowane podczas prac terenowych czy laboratoryjnych. Podaje się wiele przyczyn uniemożliwiających zidentyfikowanie okrzemki, np. jej ułożenie, czy obecność nadmiernej ilości materiału mineralnego i/lub organicznego w preparacie. W przypadku zanieczyszczenia preparatu uniemożliwiającego przeprowadzenie analizy jakościowej i ilościowej należy przygotować nowe preparaty z rozcieńczonej zawiesiny lub korygując czas sedymentacji w celu oddzielenia okrzemek od zanieczyszczeń.

W przypadku niektórych okrzemek, np. z rodzaju *Amphora*, należy zwrócić uwagę, aby nie liczyć jednej okrywy zamiast dwóch, ponieważ ma to wpływ na niedoszacowanie liczebności. Z kolei w przypadku okrzemek o niewielkich rozmiarach (np. z rodzaju *Achananthes* czy *Navicula*) może nie być możliwe rozróżnienie pomiędzy pojedynczą okrywą, a całym pancerzykiem, co może wpłynąć na niedoszacowanie czy przeszacowanie ich liczebności. Jednak obecnie uważa się, że ten rodzaj niepewno-

ści ma niewielki wpływ na wyniki zliczania, udziały procentowe taksonów i ostateczne wyniki analizy.

Na potrzeby wyliczenia indeksów stosowanych w klasyfikacji wód w Polsce zaleca się zliczenie około 300 okryw taksonów wskaźnikowych, czyli taksonów zawartych w odpowiednich tabelach załączonych do indeksów okrzemkowych. Wykazy wskaźnikowych taksonów okrzemek do klasyfikacji rzek i zbiorników zaporowych na podstawie wskaźnika IO oraz uaktualnione wartości indeksów trofii i saprobii zostały ujęte w suplementach 1 i 2, ze względu na swoją objętość zamieszczonych na końcu podręcznika. Dla taksonów nieujętych na listach taksonomicznych do obliczania wartości indeksów okrzemkowych, należy utworzyć oddzielną listę wraz z ich liczebnością na potrzeby ewentualnych aktualizacji metody. Dopuszcza się oznaczenie do rodzaju (lub wyższej ragi taksonomicznej) okryw trudnych do identyfikacji, jednak nie powinny one stanowić więcej niż 5% wszystkich zliczonych okryw. Z kolei taksony opisywane jako planktonowe (np. *Cyclotella*, *Stephanodiscus*, *Thalassiosira*, *Asterionella formosa* czy *Fragilaria crotonensis*) zaleca traktować się jako zanieczyszczenie i nie zliczać ich okryw.

Podczas analizy ilościowej okrzemek można zastosować jedną z poniżej opisanych strategii liczenia:

a) zliczanie wykonuje się przesuwając szkiełko w transektach (pasach/trawersach) wzdłuż lub w poprzek szkiełka podstawowego, a każdą okrzemkę identyfikuje się i zlicza, gdy przekroczy ona linię podziałki okularowej;
b) identyfikuje się i zlicza okrzemki w polu widzenia (albo w polu siatki), a następnie przesuwa się szkiełko wzdłuż transektu pionowego czy poziomego do kolejnego pola lub wybiera losowo nowe pole widzenia;
c) lub stosuje się kombinację obu metod polegającą na zliczaniu najpierw w polach widzenia, a potem przesuwając się wzdłuż transektu.

Jeśli stosuje się zliczanie w losowo wybranych polach widzenia, to pola losowe należy lokalizować, stosując podziałkę noniusza w mikroskopie, w połączeniu z tablicami liczb losowych albo z funkcjami dotyczącymi liczb losowych w programach komputerowych lub elektronicznych kalkulatorach.

We wszystkich przypadkach procedurę zliczania powtarza się do uzyskania odpowiedniej liczby okryw okrzemek. Dodatkową zasadę należy wprowadzić do zliczania okrzemek, jeśli tylko część okrywy znajduje się w zdefiniowanym polu liczenia, np. z powodu jej dużych rozmiarów. W takiej sytuacji, np. w przypadku transektów poziomych, zlicza się okrzemki częściowo widoczne w górnej, ale nie dolnej krawędzi pola, a w przypadku transektów pionowych - zlicza się okrzemki leżące częściowo na lewej, a nie prawej krawędzi. W każdym przypadku konsekwencja w stosowaniu przyjętej zasady jest ważniejsza od samej zasady. Dodatkowo należy wziąć pod uwagę, że niezależnie od sposobu poruszania się w transektach (pionowych czy poziomych) należy unikać nakładania się pól widzenia poszczególnych transektów, a przesunięcie stolika do nowego transektu powinno uwzględniać również wielkość okrzemek znajdujących się na krawędziach transektów.

Jeśli wykonywanie analizy ilościowej nie zakończyło się w ciągu jednej sesji, należy zapisać pozycje przeanalizowanych transektów korzystając z podziałki na stoliku (tzw. podziałka noniusza/Verniera).

2.3.3. Procedura zliczania okryw w preparacie stałym

Przed rozpoczęciem procedury zliczania okryw zaleca się wstępne przejrzenie kilku transektów (pasów) na szkiełku w celu zapoznania się z gatunkami okrzemek i sposobem ułożenia ich okryw. Następnie wybiera się pozycję początkową na preparacie - najlepiej na wewnętrznej krawędzi naniesionej zawiesiny, tak aby uniknąć istotnych „efektów brzegowych" (tzn. marginalnego pasa, gdzie okrywy i zanieczyszczenia są w widoczny sposób bardziej skoncentrowane niż w innych miejscach w obrębie naniesionej zawiesiny).

W polu widzenia identyfikuje się wszystkie obecne okrywy. Po zapisaniu liczby okryw wszystkich taksonów w pierwszym polu widzenia należy kontynuować liczenie przesuwając się po preparacie zgodnie z przyjętą strategią i rejestrować w formularzu danych wszystkie zidentyfikowane okrywy okrzemek, aż do momentu policzenia wymaganej liczby 300 okryw gatunków wskaźnikowych.

Korzystając ze śruby mikrometrycznej należy dokładnie nastawiać ostrość i zmieniać ją, aby odróżniać pojedyncze okrywy od całego pancerzyka. W przypadku zidentyfikowania całego pancerzyka, do wyników dodaje się dwa pancerzyki. Cały pancerzyk ma dwie nieco oddalone od siebie płaszczyzny ostrości, w których można wyraźnie zobaczyć prążki, szczelinę czy inne struktury, które obserwuje się poprzez zmianę ostrości widzenia. Cały pancerzyk ma też często odmienne właściwości optyczne od pojedynczej okrywy.

Pojawiające się sporadyczne kolonie, np. w postaci nici, powinno się zliczać jako odpowiednią liczbę okryw. Jednak jeżeli okrzemki masowo występują w postaci kolonii należy rozważyć przygotowanie kolejnego preparatu z materiału, który potraktowano uprzednio bardziej agresywną mieszaniną odczynników utleniających.

Jeżeli nie można zidentyfikować okrywy okrzemki, należy wykonać jej zdjęcia lub sporządzić dokładne rysunki i skonsultować się z osobą o większym doświadczeniu. Zdjęciom lub rysunkom powinny towarzyszyć informacje na temat: kształtu i rozmiarów okrywy, gęstości i rozmieszczenia prążków (w polu środkowym i biegunach), kształtu i wielkości pola środkowego, liczby i położenia porów oraz układu końców szczeliny.

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH INDEKSU IO

Indeksy okrzemkowe stosowane w Polsce bazują na względnej obfitości taksonów obecnych w próbce. Multimetryczny Indeks Okrzemkowy IO jest średnią arytmetyczną trzech modułów składowych: wskaźnika trofii TJ (Rott i in., 1999, zmod.), wskaźnika saprobii *SI* (Rott i in., 1997, zmod.) i obfitości gatunków referencyjnych *GR* (wg Schaumburga i in., 2006, zmod.).

Liczebność względna [L_i] *i*-tego taksonu wskaźnikowego w próbie wyraża się jako jego udział procentowy i oblicza się według poniższego wzoru:

$$L_i = \frac{Liczba\ okryw\ taksonu_i}{Liczba\ wszystkich\ zliczonych\ okryw}$$

W kolejnym kroku wartości udziałów procentowych dla wszystkich taksonów w próbce uwzględnionych w indeksie są wykorzystywane do obliczania poszczególnych modułów (metriksów składowych) tworzących indeks.

3.1. Wskaźnik trofii TJ

Moduł trofii wyliczany jest na podstawie równania:

$$\mathbf{TJ} = \frac{\sum_{i=1}^{n} \mathbf{TJ}_i \times \mathbf{wTJ}_i \times \mathbf{L}_i}{\sum_{i=1}^{n} \mathbf{wTJ}_i \times \mathbf{L}_i}$$

gdzie:

TJ_i – wartość wrażliwości względem trofii *i*-tego taksonu,
wTJ_i – wartość wagowa (zakres tolerancji) *i*-tego taksonu,
L_i – względna obfitość *i*-tego taksonu (liczba okryw *i*-tego taksonu podzielona przez liczbę wszystkich zliczonych okryw).

Wartości wrażliwości i wagowe względem trofii dla poszczególnych taksonów oraz ich wartości referencyjne w rzekach i zbiornikach zaporowych (za Zgrundo i in., 2018) zamieszczono w suplementach 1 i 2 na końcu podręcznika. W wykazach gatunków wskaźnikowych dla rzek, referencyjne taksony wskazano dla 6 grup wydzielonych na podstawie tworzących się w nich zbiorowisk okrzemek (tab. 2).

Wskaźnik TJ przyjmuje teoretyczne wartości od 0 (niska żyzność) do 4 (wysoka żyzność).

Tabela 2. Grupy rzek wydzielone na podstawie zbiorowisk okrzemkowych

Lp.	Grupa rzek	Typ cieku wg typologii od 01.01.2022	Typ cieku wg typologii do 31.12.2021
1	Potoki górskie	1, 2, 3	PGT, PGS
2	Potoki, małe i średnie rzeki wyżynne krzemianowe	4, 5, 8 ,10,	RWK, RFK, RSK
3	Potoki, małe i średnie rzeki wyżynne węglanowe	6, 7, 9, 12, 14, 15,	RWW, RFW, RSW
4	Potoki i rzeki nizinne krzemianowe	16, 17, 18, 19, 20, 23, 24, 25, 26	PN, PNp, RN, PT, PP, PP1, RT, RP, RP1
5	Wielkie rzeki nizinne krzemianowe	21	RWN
6	Potoki, strumienie i rzeki przyujściowe pod wpływem wód słonych	22	PU, RU

3.2. Wskaźnik SI

Modułem saprobii, określającym poziom zanieczyszczenia organicznego wód jest wskaźnik saprobii *SI*, wyliczany na podstawie równania:

$$SI = \frac{\sum_{i=1}^{n} S_i \times wS_i \times L_i}{\sum_{i=1}^{n} wS_i \times L_i}$$

gdzie:

S_i – wartość wrażliwości i-tego taksonu na zanieczyszczenia organiczne,
wS_i – wartość wagowa (zakres tolerancji) *i*-tego taksonu,
L_i – względna obfitość i-tego taksonu (liczba okryw *i*-tego taksonu podzielona przez liczbę wszystkich zliczonych okryw).

Wartości wrażliwości i wagowe względem saprobii dla poszczególnych taksonów oraz ich wartości referencyjne w rzekach (za Zgrundo i in., 2018) zamieszczono w suplemencie 1 na końcu podręcznika.

Wskaźnik *SI* przyjmuje teoretyczne wartości od 1 (niska zawartość materii organicznej) do 4 (wysoka zawartość materii organicznej).

3.3. Wskaźnik GR

Stopień odchylenia badanego zbiorowiska od zbiorowiska referencyjnego określa moduł gatunków referencyjnych *GR*, opisany równaniem:

$$GR = \sum_{i=1}^{n} tR_i$$

gdzie:

tR_i – względna liczebność *i*-tego taksonu referencyjnego (liczba osobników *i*-tego taksonu referencyjnego podzielona przez liczbę wszystkich zliczonych osobników).

Wskaźnik *GR* zmienia się w przedziale od 0 (żaden z taksonów w próbie nie jest taksonem referencyjnym) do 1 (wszystkie taksony w próbie są taksonami referencyjnymi).

4. OBLICZANIE INDEKSU MULTIMETRYCZNEGO IO

Połączenie wszystkich trzech wskaźników w jeden multimetryczny indeks wymaga sprowadzenia ich do identycznych przedziałów zmienności. W tym celu wylicza się znormalizowane wskaźniki Z_{TI} i Z_{SI} metodą podaną przez Schaumburga i in. (2006) według następujących równań:

$$\boldsymbol{Z_{TI} = 1 - (TI \times 0,25)}$$

gdzie:

Z_{TI} – znormalizowana wartość wskaźnika T,
TI – wskaźnik trofii.

$$\boldsymbol{Z_{SI} = 1 - ((SI - 1) \times 0,33)}$$

gdzie:

Z_{SI} – znormalizowana wartość wskaźnika S,
SI – wskaźnik saprobii

Wartości Z_{ti} i Z_{si} zawierają się w zakresie od 1 (warunki najkorzystniejsze) do 0 (warunki najmniej korzystne).

Wartości wskaźnika *GR* zawierają się w przedziale od 0 do 1, zatem nie ma potrzeby ich normalizowania.

Ostatecznie Multimetryczny Indeks Okrzemkowy IO dla rzek jest średnią arytmetyczną trzech składowych i przyjmuje postać:

$$\boldsymbol{IO = \frac{Z_{TI} + Z_{SI} + GR}{3}}$$

gdzie:

Z_{TI} – znormalizowany wskaźnik trofii,
Z_{si} – znormalizowany wskaźnik saprobii,
GR – wskaźnik obfitości gatunków referencyjnych.

Wartość indeksu IO zmienia się od 0 (stan/potencjał zły) do 1 (stan/potencjał bardzo dobry).

5. KLASYFIKACJA RZEK I ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA IO

Do klasyfikacji stanu ekologicznego naturalnych części wód płynących oraz potencjału ekologicznego części wód wyznaczonych jako sztuczne lub silnie zmienione na podstawie wyników badań fitobentosu okrzemkowego, stosuje się wartości graniczne klas stanu lub potencjału ekologicznego dla indeksu IO przedstawione w tabeli 3.

Tabela 3. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego dla jednolitych części wód powierzchniowych w ciekach naturalnych oraz wyznaczonych jako sztuczne lub silnie zmienione na podstawie Multimetrycznego Indeksu Okrzemkowego IO

Typ cieku wg typologii do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii od 01.01.2022	Klasa stanu/potencjału ekologicznego				
		BARDZO DOBRY	DOBRY	UMIARKOWANY	SŁABY	ZŁY
1, 2, 3	PGT, PGS	>0,75	≥0,55	≥0,35	≥0,15	<0,15
4, 5, 8,10,	RWK, RFK, RSK	>0,69	≥0,50	≥0,30	≥0,15	<0,15
6, 7, 9, 12, 14, 15	RWW, RFW, RSW	>0,66	≥0,48	≥0,30	≥0,15	<0,15
16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26	PN, PNp, RN, RT, RP, RWN, PU, RU	>0,54	≥0,39	≥0,30	≥0,15	<0,15

W celu wykonania oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie wyników badań fitobentosu okrzemkowego stosuje się wartości graniczne klas potencjału ekologicznego dla indeksu IO przedstawione w tabeli 4.

Tabela 4. Granice klas potencjału ekologicznego dla zbiorników zaporowych na podstawie Multimetrycznego Indeksu Okrzemkowego IO; R – reolimniczne, P – przejściowe, L – limniczne

Typ cieku wg typologii ob. do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii ob. od 01.01.2022	Klasa stanu/potencjału ekologicznego				
		BARDZO DOBRY	DOBRY	UMIARKOWANY	SŁABY	ZŁY
0	R, P, L	>0,75	≥0,65	≥0,45	≥0,20	<0,20

PIŚMIENNICTWO

Alvarez Troncoso R., Zalewski T., 2012. Nadzór merytoryczny nad poborem prób i oznaczaniem fitobentosu w rzekach i jeziorach wraz z opracowaniem oceny stanu i klucza do oznaczania fitobentosu. Etap III, praca wykonana na zlecenie GIOŚ w ramach umowy 56/2010/F, Adasa Sistemas S.A.U., 117.

Bąk M., Witkowski A., Żelazna-Wieczorek J., Wojtal A.Z., Szczepocka E., Szulc K., Szulc B., 2012. Klucz do oznaczania okrzemek w fitobentosie na potrzeby oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, 452.

Błachuta J., Kraśniewski W., Mazurek M., Miszuk B., Picińska-Fałtynowicz J., Wiktorowicz E., Zdralewicz I., 2017. Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek Etap II, zadanie 2.1. Wstępna wersja korekt metodyk, praca wykonana na zlecenie GIOŚ w ramach umowy 15/2016/F, IMGW – PIB, Wrocław.

Błachuta J., Picińska-Fałtynowicz J., 2010. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce, raport z prac wykonanych na zlecenie GIOŚ w ramach umowy 55/2010/F, IMGW we Wrocławiu, Wrocław, 58.

Kelly M., Bennett C., Coste M., Delgado Ch., Delmas F., Denys L., Ector L., Fauville C., Ferréol M., Gołub M., Jarlman A., Kahlert M., Lucey J., Chatháin B. N., Pardo I., Pfister P., Picińska-Fałtynowicz J., Rosebery J., Schranz Ch., Schaumburg J., van Dam H., Vilbaste S., 2009. A comparison of national approaches to setting ecological status boundaries in phytobenthos assessment for the European Water Framework Directive: results of an intercalibration exercise. Hydrobiologia, 621:169–182.

Kelly M.G., Yallop M.L., Hirst H., Bennion H., 2005. Sample collection. Version 2.1. 11pp. Unpublished DARES/DALES protocol. http://craticula.ncl.ac.uk/dares/methods.htm.

Kelly M.G., Zgrundo A., 2013. Potential for cross-contamination of benthic diatom samples when sampling using toothbrushes, Diatom Research, 28(4): 359-363.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2010. Przewodnik metodyczny – Zasady poboru i opracowania prób fitobentosu okrzemkowego z rzek i jezior. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego jednolitych części wód rzek i jezior oraz potencjału ekologicznego sztucznych i silnie zmienionych jednolitych części wód płynących Polski na podstawie badań fitobentosu, raport z prac wykonanych na zlecenie GIOŚ, IMGW we Wrocławiu, Wrocław.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., Kotowicz J., Mazurek M., Rawa W., 2006. Wybór typów jednolitych części wód rzecznych i jeziornych do oceny stanu ekologicznego na podstawie fitobentosu wraz z rekomendacją metodyki poboru i analizy prób, praca wykonana na zlecenie GIOŚ, IMGW we Wrocławiu, Wrocław.

RDW, Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Rott E., Hofmann, G., Pall K., Pfister P., Pipp E., 1997. Indikationslisten für Aufwuchsalgen.Teil 1: Saprobielle Indikation. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wien. 1-73.

Rott E., Pfister P., van Dam H., Pipp E., Pall K., Binder N., Ortler K., 1999. Indikationslisten für Aufwuchsalgen in österreichschen Fließgewässern. Teil 2: Trophiendikation sowie geochemische Präferenz, taxonomische und toxikologische Anmerkungen. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wien. s. 1-248.

Schaumburg J., Schranz Ch., Stelzer D., Hofmann G., Gutowski A., Foerster J., 2006. Instruction Protocol for the ecological Assessment of Running Waters for Implementation of the EC Water Framework Directive: Macrophytes and Phytobenthos. Bavarian Water Management Agency. München. 1-121.

van de Bund W. (red.), 2009. Water Framework Directive intercalibration technical report - Part 1: Rivers. European Commission, Joint Research Centre, Institute for Environment and Sustainability.

WFD-CIS, 2009. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Guidance Document on the Intercalibration Process 2008-2011. Guidance Document No 14: European Commission – Luxembourg, 102.

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018a. Podręcznik do monitoringu i oceny rzecznych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis). http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/Zalacznik_2_6_Podrecznik_do_monitoringu_fitobentosu_rzeki.pdf.

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018b. Aneks do wytycznych metodycznych do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis). http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/Zalacznik_2_8_Podrecznik_do_monitoringu_fitobentosu_zbiorniki_zaporowe.pdf.

Załącznik I

PRZYKŁADOWY PROTKÓŁ TERENOWY DLA CIEKÓW

[zawartość protokołu terenowego może ulec zmianie w zależności od wymagań dotyczących procedur laboratoryjnych i sprawozdawczych Inspekcji Ochrony Środowiska]

Opracował/a:						Kod JCWP:					
Nazwa stanowiska:						Kod PPK:					
Data:	Długość geograficzna:					Szerokość geograficzna:					
Próba pobrana ze substratu											
Kamienie (liczba)		Makrofity wynurzone (liczba)				Makrofity zanurzone (liczba)					
Substrat sztuczny (jaki?)				Inny substrat (jaki?)							
Charakterystyka substratu dna (musi razem dać 100%)											
Lita skała				Piasek (0,06-2mm)							
Kamienie (>64mm)				Muł (<0,06mm)							
Żwir (2-64mm)				Brzeg dostępny dla zwierząt		tak		nie			
Zmętnienie wody	Woda przejrzysta				Woda nieznacznie zmącona						
	Woda średnio zmącona			Woda nieprzejrzysta (widzialność<10 cm)							
Zacienienie (% dna)											
Brzeg lewy	brak		<25		25-50		>50				
Brzeg prawy	brak		<25		25-50		>50				
Stabilność dna (% dna)											
Jednolite		Stabilne		Niestabilne			Miękkie				
Inne organizmy fotosyntetyzujące na stanowisku (podaj % i taksony dominujące):											
Glony nitkowate											
Inne glony											
Mszaki											
Rośliny wyższe											
Pomiary terenowe											
Temperatura [C]		Przewodność [µS/cm]				pH					
Uwagi dodatkowe (np. dotyczące prędkości przepływu):											

Załącznik II

METODY OCZYSZCZANIA MATERIAŁU OKRZEMKOWEGO

Metoda 1: Gorący nadtlenek wodoru

Sprzęt laboratoryjny:

- wyciąg laboratoryjny;
- płyta grzejna, łaźnia piaskowa lub wodna;
- zlewki lub probówki odporne na wysokie temperatury (jedna na próbkę);
- przyrządy do odmierzania określonej objętości (20 ml) utleniacza;
- czyste pipety Pasteura (jedna na próbkę);
- wirówka i odpowiednie probówki wirówkowe odporne na działanie stosowanych utleniaczy i kwasów (opcjonalnie).

Jeśli nie ma możliwości skorzystania z wirówki próbki można zostawić do całkowitej sedymentacji materiału (zakłada się, że 1 godzina odpowiada tempie sedymentacji okrzemek w 1 cm kolumny wody), a następnie delikatnie zlać supernatant.

Odczynniki:

- 30% roztwór nadtlenku wodoru (H_2O_2);
- rozcieńczony roztwór kwasu chlorowodorowego (HCl), np. 1 mol·dm^{-3}.

Procedura:

1. Próbkę dokładnie wymieszać przez wstrząsanie i przenieść 5–10 ml zawiesiny do zlewki lub probówki.
2. Dodać około 20 ml nadtlenku wodoru i ogrzewać na płycie grzejnej, w łaźni piaskowej lub wodnej w temperaturze około 90°C (±5°C) pod wyciągiem do całkowitego utlenienia materii organicznej (zwykle 3–12 godz.). W razie potrzeby uzupełniać nadtlenek wodoru. Należy zachować ostrożność podczas nalewania zimnego stężonego nadtlenku wodoru do próbek zawierających dużą ilość materii organicznej, a także podczas ich ogrzewania, ponieważ reakcja jest gwałtowna. W celu zredukowania burzliwej reakcji można dodać kilka kropel etanolu.
3. Po zakończeniu procesu ogrzewania, dodać kilka kropli kwasu chlorowodorowego, aby usunąć pozostały nadtlenek wodoru oraz węglany i spłukać ściany zlewki wodą destylowaną lub dejonizowaną. Można pominąć dodanie kwasu chlorowodorowego jeśli próbkę zebrano w rejonie, gdzie nie występują wody z węglanami.
4. Próbkę pozostawić pod wyciągiem do ostudzenia.
5. Wygotowany materiał okrzemkowy przenieść do probówki wirówkowej, dopełnić wodą destylowaną i odwirować (2500 obrotów/minutę przez 5 minut) lub pozostawić do sedymentacji na 24 godz.
6. Supernatant zdekantować.
7. Proces przemywania powtórzyć przynajmniej trzykrotnie do całkowitego usunięcia resztek nadtlenku wodoru (optymalnie 5 razy). Dobrze oczyszczony materiał okrzemkowy ma postać białego opalizującego osadu.
8. Po zakończeniu przemywania do materiału okrzemkowego dodać niewielką ilość wody destylowanej i przenieść do czystej fiolki, zaetykietowanej zgodnie z danymi wyjściowej próbki.

9. Dodać kilka kropli 4% formaliny lub etanolu, aby zapobiec rozwojowi grzybów. Zakonserwowany materiał można przechowywać przez czas nieograniczony, najlepiej w chłodzie i ciemności.

Metoda 2: Zimny nadtlenek wodoru

Metoda zalecana do oczyszczania próbek zawierających czysty materiał okrzemkowy (bez domieszek materii organicznej, osadu, fragmentów roślin itp.).

Sprzęt laboratoryjny:
- jak w metodzie 1, ale bez płyty grzejnej, łaźni piaskowej lub wodnej.

Odczynniki:
- jak w metodzie 1.

Procedura:
1. Postępuj zgodnie z metodą 1, ale bez ogrzewania zlewek/probówek zawierających materiał okrzemkowy.
2. Przykrytą zlewkę/probówkę pozostawić na co najmniej 4 dni. Aby przyspieszyć proces utleniania, wystawić zlewkę na działanie światła słonecznego lub lampy UV.
3. Po zakończeniu procesu utleniania materii organicznej przemyć materiał postępując zgodnie z procedurą opisaną w metodzie 1.

Jeżeli po zastosowaniu metody nie otrzymano czystych pancerzyków okrzemek, należy wymienić nadtlenek wodoru i powtórzyć procedurę lub zastosować inną metodę.

Metoda 3: Gorący nadtlenek wodoru z dwuchromianem potasu

Sprzęt laboratoryjny:
- jak w metodzie 1.

Odczynniki:
- jak w metodzie 1 oraz krystaliczny dwuchromian potasu $K_2Cr_2O_7$ (lub nadmanganian potasu $KMnO_4$).

Procedura:
1. Dobrze wymieszać próbkę przez wstrząsanie i przenieść 2–5 ml gęstej zawiesiny do zlewki.
2. Dodać 50 ml nadtlenku wodoru i ogrzewać na płycie grzejnej w łaźni piaskowej lub wodnej pod wyciągiem w temperaturze około 90°C (±5°C) do całkowitego utlenienia materii organicznej. Zachować ostrożność tak jak w metodzie 1.
3. Zdjąć zlewkę z płyty grzejnej.
4. Dodawać szpatułką dwuchromian potasu kryształek po kryształku (reakcja jest burzliwa). Po kilku minutach roztwór powinien być klarowny o niebieskawo-zielonym kolorze.

5. Jeżeli roztwór jest nadal mętny, dodać kilka kropli kwasu chlorowodorowego, aby usunąć resztki nadtlenku wodoru i węglanów, i spłukać ścianki zlewki wodą destylowaną lub dejonizowaną. W przypadku dużej zawartości węglanów dodać 20 ml stężonego kwasu chlorowodorowego i ostrożnie ogrzewać.
6. Przemyć materiał okrzemkowy i przenieść do czystej fiolki jak w metodzie 1.

Metoda 4: Zimny kwas (lub nadmanganian)

Sprzęt laboratoryjny:

- wyciąg laboratoryjny;
- przyrządy do odmierzania określonej objętości (20 ml) utleniacza;
- czyste pipety Pasteura (jedna na próbkę);
- probówki wirówkowe odporne na działanie stosowanej mieszaniny kwasów (duże np. 30–50 ml);
- wirówka.

Odczynniki:

- rozcieńczony kwas chlorowodorowy (HCl), np. 1 mol·dm^{-3};
- stężony kwas siarkowy (H_2SO_4);
- nadmanganian potasu ($KMnO_4$) w postaci krystalicznej (około 0,1–0,5 g na próbkę) lub nasycony roztwór nadmanganianu potasu (1–2 ml na próbkę);
- nasycony kwas szczawiowy ($C_2H_2O_4$).

Procedura uzyskania nasyconego kwasu szczawiowego:
około 10 g krystalicznego kwasu szczawiowego rozpuścić w 100 ml wody destylowanej lub dejonizowanej, podgrzewając delikatnie i mieszając. Pozostawić do ostygnięcia. Powinny wytrącić się kryształy kwasu szczawiowego. Jeżeli kryształy się nie wytrącą, dodać nieco więcej kwasu szczawiowego i powtórzyć etap ogrzewania, i ochładzania.

Procedura:

1. Zhomogenizować próbę przez wytrząsanie i przenieść 5–10 ml zawiesiny do probówki wirówkowej.
2. Jeżeli w próbce występują (lub potencjalnie mogą występować) związki wapnia, zaleca się najpierw ich usunięcie. W tym celu, dodawać po kropli rozcieńczonego kwasu chlorowodorowego do czasu, aż próba przestanie musować (co oznacza, że przestał się uwalniać dwutlenek węgla).
3. Dodać wodę destylowaną lub dejonizowaną, odwirować i zlać supernatant.
4. Ostrożnie dodać 5 ml stężonego kwasu siarkowego.
5. Dodać 0,1 g stałego nadmanganianu potasu (lub kilka kropli nasyconego roztworu nadmanganianu potasu) i delikatnie mieszać do rozpuszczenia się kryształków. Na tym etapie zawiesina przybiera kolor purpurowy. Jeżeli użyto kryształów nadmanganianu potasu, należy doprowadzić do ich całkowitego rozpuszczenia przed przystąpieniem do następnego etapu.
6. Powoli dodawać 10 ml nasyconego kwasu szczawiowego i odczekać, aż zawartość probówki przestanie musować, a zawiesina wybieli się.
7. Przemyć materiał okrzemkowy i przenieść do czystej fiolki jak w metodzie 1.

Metoda 5: Gorący kwas azotowy (i/lub siarkowy)

Sprzęt laboratoryjny:

- wyciąg laboratoryjny;
- przyrządy do odmierzania określonej objętości (20 ml) utleniacza;
- czyste pipety Pasteura (jedna na próbkę);
- probówki wirówkowe odporne na działanie stosowanej mieszaniny kwasów (duże np. 30-50 ml);
- wirówka.

Odczynniki:

- stężony kwas azotowy (HNO_3) lub kwas siarkowy (H_2SO_4).

Procedura:

1. Próbkę dokładnie wymieszać przez wstrząsanie i przenieść 5–10 ml zawiesiny do zlewki lub probówki.
2. Dodać około 20 ml kwasu i ogrzewać na płycie grzejnej, w łaźni piaskowej lub wodnej w temperaturze około 90°C (±5°C) pod wyciągiem do całkowitego utlenienia materii organicznej (zwykle 1–3 godz.). W razie potrzeby uzupełniać kwas. Podczas nalewania kwasu należy zachować ostrożność.
3. Po zakończeniu procesu spalania próbkę pozostawić pod wyciągiem do ostudzenia.

Przemyć materiał okrzemkowy i przenieść do czystej fiolki jak w metodzie 1.

MAKROFITY W RZEKACH

Szymon Jusik, Krzysztof Szoszkiewicz, Daniel Gebler

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T. 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Opracowanie metodyki badań terenowych makrofitów na potrzeby rutynowego monitoringu wód oraz metoda oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie makrofitów. Tom I - Rzeki. Raport końcowy II etapu 690/05/Wn50/NE-GW-TX/D. Instytut Ochrony Środowiska, Akademia Rolnicza im. A. Cieszkowskiego w Poznaniu, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski. Warszawa – Poznań – Olsztyn (maszynopis).

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T. 2010. Makrofitowa Metoda Oceny Rzek. Podręcznik metodyczny do oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód płynących w oparciu o rośliny wodne, Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań, ss. 81.

WSTĘP

Makrofitowe metody klasyfikacji stanu ekologicznego wód powierzchniowych (rzek i jezior) są najstarszymi wśród wszystkich stosowanych do tej pory w ramach państwowego monitoringu środowiska w Polsce. Ich podstawy metodyczne zostały opracowanie w latach 2005-2006 w ramach projektu pt. „*Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Opracowanie metodyki badań terenowych makrofitów na potrzeby rutynowego monitoringu wód oraz metoda oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie makrofitów*", realizowanego na zamówienie Ministerstwa Środowiska. Wynikiem projektu była m.in. pierwsza wersja metody do monitoringu i klasyfikacji stanu ekologicznego rzek – Makrofitowej Metody Oceny Rzek – MMOR (Szoszkiewicz i in., 2006)

Od 2007 roku Makrofitowa Metoda Oceny Rzek stosowana jest w monitoringu rzek realizowanym przez GIOŚ na terenie całego kraju. W 2008 roku po raz pierwszy została ujęta w rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 20 sierpnia 2008 r. w sprawie sposobu klasyfikacji jednolitych części wód powierzchniowych (Dz.U. 2008 nr 162 poz. 1008). Pierwotnie, wartości graniczne klas stanu ekologicznego zostały ustalone wyłącznie dla nizinnych typów rzek. W następnych latach makrofity były uwzględnia-

ne w kolejnych nowelizacjach rozporządzenia, gdzie z czasem wprowadzono wartości graniczne dla wszystkich 26 typów abiotycznych rzek typologii obowiązującej do końca 2021 roku (Błachuta i in., 2010), a obecnie także dla zaktualizowanych typów abiotycznych cieków, obowiązujących od 1 stycznia 2022 roku (Hobot i in., 2015).

W latach 2010-2011 trzy typy abiotyczne rzek w geograficznej grupie Centralno-Bałtyckiej zostały poddane międzynarodowym badaniom porównawczym wyników klasyfikacji w ramach tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego, wymaganego w krajach UE zapisami RDW (Birk i in., 2011). Były to typy R-C1 (zaktualizowany typ PNp), R-C3 (RW_krz) oraz R-C4 (RzN). Wyniki interkalibracji zawarto w Decyzji Komisji Europejskiej z dnia 20 września 2013 r. ustanawiającej, na podstawie dyrektywy 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, wartości liczbowe do celów klasyfikacji w systemach monitorowania państw członkowskich będące wynikiem ćwiczenia interkalibracyjnego (Dz.U. UE 2013 poz. L 266).

W 2013 roku, w ramach przygotowań do interkalibracji wskaźników biologicznych w bardzo dużych rzekach, Polska zgłosiła gotowość interkalibracji MMOR. W trakcie analiz zgłoszonych opisów metodyk krajowych grupa XGIG Very Large Rivers ustaliła jednak, że metodyki klasyfikacji stanu ekologicznego takich rzek na podstawie makrofitów są w Europie stosowane rzadko i ostatecznie zrezygnowano z tej części ćwiczenia interkalibracyjnego (Panek, npubl.). W konsekwencji również w Polsce w państwowym monitoringu środowiska zrezygnowano ze stosowania MMOR do klasyfikacji stanu ekologicznego wielkich rzek nizinnych.

W roku 2010 wydano oficjalny podręcznik metodyczny MMOR (Szoszkiewicz i in., 2010a) oraz klucz do oznaczania makrofitów (Szoszkiewicz i in., 2010b), a w roku 2012 klucz do oznaczania mchów i wątrobowców wodnych (Jusik, 2012). Dotychczas powstało kilkadziesiąt publikacji naukowych dotyczących Makrofitowej Metody Oceny Rzek, z których część znacząco przyczyniła się do rozwoju metody (m.in. Budka, 2019; Gebler i in., 2014, 2017; Jusik, 2013; Jusik i in., 2015; Jusik i Staniszewski, 2019; Staniszewski i in., 2006; Szoszkiewicz i in. 2009, 2010c, 2011, 2017a, 2018, 2020 i in.). Metoda MMOR jest referencyjną metodą klasyfikacji stanu ekologicznego rzek na podstawie makrofitów, stosowaną w państwowym monitoringu środowiska.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Występowanie makrofitów w rzekach zależy od wielu parametrów środowiskowych, m.in. takich jak: przepływ wody, rodzaj podłoża, zacienienie koryta, stężenie biogenów i przekształcenia hydromorfologiczne. Najważniejszym czynnikiem wpływającym na zróżnicowanie makrofitów w rzekach jest prędkość przepływu wody, związana ze spadkiem podłużnym koryta. Decyduje ona o uziarnieniu i stabilności materiału dna oraz możliwościach jego zasiedlenia przez rośliny. Parametr ten pozwala wyróżnić dwie grupy cieków (Jusik i in., 2015):

- **Rzeki z dominacją mszaków i makroglonów** (>50% udziału w pokryciu) – odcinki cieków o spadkach podłużnych koryta >5‰ i gruboziarnistym materiale dna koryta (wychodnie, głazy, kamienie i gruby żwir);
- **Rzeki z dominacją roślin naczyniowych** – odcinki cieków o spadkach podłużnych koryta ≤5‰ i drobnoziarnistym materiale dna koryta (drobny żwir, piasek, muł, glina, ił, torf).

Drugim pod względem istotności czynnikiem różnicującym makrofity w rzekach jest geologia, rozumiana jako rodzaj utworów budujących koryto (krzemianowe, węglanowe, torfy) oraz ich uziarnienie. Wody wszystkich cieków nizinnych w Polsce charakteryzują się wysokimi stężeniami wapnia, dlatego rozróżnienie rzek krzemianowych i węglanowych ma zastosowanie jedynie dla obszarów wyżynnych i górskich. Wartością graniczną jest alkaliczność na poziomie 100 mg $CaCO_3$/l. W ciekach tych, ze względu na duże spadki podłużne koryta i gruboziarnisty materiał dna, dominują mchy i wątrobowce.

- **Rzeki krzemianowe** zasiedlają acidofilne i odporne na zakwaszenie taksony mszaków, takie jak np.: *Codriophorus* sp., *Hygrohypnum molle*, *Hygrohypnum ochraceum*, *Jungermannia* sp., *Marsupella* sp., *Pellia epiphylla*, *Scapania* sp.;
- **Rzeki węglanowe** preferują kalcyfilne taksony mszaków, takie jak np.: *Chiloscyphus polyanthos*, *Conocephalum* sp., *Cratoneuron filicinum*, *Dichodontium pellucidum*, *Fissidens* sp., *Hygrohypnum luridium*, *Palustriella commutata*, *Pellia endiviifolia*, *Porella cordeana*, *Schistidium apocarpum*.

W ciekach nizinnych ważne jest uziarnienie materiału dna. W korytach żwirodennych zwykle obficiej występują mszaki. Specyficzne i najbliższe wodom stojącym są **rzeki w dolinach o dużym udziale torfowisk oraz odcinki cieków łączących jeziora**. Licznie występują w nich rośliny charakterystyczne dla terenów zabagnionych, jak np.: *Calliergonella cuspidata*, *Calla palustris*, *Carex paniculata*, *C. pseudocyperus*, *C. rostrata*, *Cicuta virosa*, *Cladium mariscus*, *Menyanthes trifoliata*, *Thelypteris palustris* oraz hydrofity charakterystyczne dla wód stojących: *Hydrocharis morsus-ranae*, *Lemna trisulca*, *Nuphar lutea*, *Nymphaea alba*, *Riccia fluitans*, *Stratiotes aloides* i *Utricularia vulgaris*.

Wzrost makrofitów jest liniowo powiązany z dostępnością światła, a zacienienie wpływa ograniczająco na rozwój roślinności, zmniejszając jej różnorodność gatunkową, biomasę i produkcję pierwotną. Silne zacienienie (>75%) zwykle prowadzi do znacznego ograniczenia występowania lub zupełnego zaniku roślin naczyniowych. Najważniejszymi czynnikami pochodzenia antropogenicznego oddziałującymi na makrofity w rzekach są: wzbogacenie w składniki biogenne oraz zmiany w hydromorfologii. Większość makrofitów wyraźnie reaguje na zmiany parametrów troficznych wody. Zróżnicowanie i obfitość roślin wodnych są najsilniej dodatnio skorelowane z fosforem ogólnym i azotem ogólnym. Ze względu na niedostatek przyswajalnych form fosforu pierwiastek ten jest zwykle głównym czynnikiem ograniczającym produkcję pierwotną w ekosystemach wodnych. Makrofity pozwalają na określenie stopnia degradacji wód płynących, przede wszystkim pod względem ich żyzności (trofii).

Wśród makrofitów naczyniowych występujących w rzekach wyróżnia się następujące **grupy ekologiczne**:

- amfifity – rośliny ziemno-wodne, typowe dla mokradeł;
- helofity – gatunki szuwarowe, zakorzenione w dnie o pędach wynurzonych;
- nymfeidy – zakorzenione w dnie o liściach pływających na powierzchni wody;
- elodeidy – zakorzenione w dnie całkowicie zanurzone;
- pleustofity – niezakorzenione, pływające na powierzchni lub w toni wodnej.

Rośliny wynurzone z grupy amfifitów i helofitów w większości są mniej wrażliwe na zmiany parametrów fizyko-chemicznych wody niż zanurzone, ale silniej reagują na zmiany w hydromorfologii. Także wśród mszaków wyróżnia się grupy ekologiczne o zróżnicowanych wymaganiach wodnych:

- geoamfibionty – mszaki lądowe przystosowane do krótkotrwałych zalewów podczas wysokich stanów wody;
- hydroamfibionty – mszaki wodne przez większość roku znajdujące się pod powierzchnią wody, ale przystosowane do krótkotrwałych wyschnięć podczas niskich stanów wody;
- euhydrobionty – mszaki wodne cały czas znajdujące się pod powierzchnią wody.

Jako taksony wskaźnikowe wykorzystuje się przede wszystkim euhydrobionty i hydroamfibionty, zanurzone w wodzie potoków przez większość roku. Wśród hydroamfibiontów jest wiele gatunków występujących w strefie rozprysku wody.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Badania terenowe w rzekach powinno się prowadzić podczas okresu wegetacyjnego, kiedy rozwój makrofitów jest intensywny, a większość gatunków kwitnie lub owocuje, co znacznie ułatwia ich identyfikację. **Optymalny termin badań cieków z dominacją roślin naczyniowych trwa od początku lipca do połowy września**. Dopuszczalne jest wydłużenie okresu badań od połowy czerwca do końca września. W rzekach górskich i wyżynnych z dominacją mszaków poprawne jest prowadzenie badań nawet do końca października, ze względu na specyfikę rozwoju mszaków, wytwarzających wieloletnie darnie, występujące niezależnie od pory roku oraz identyfikację tej grupy makrofitów głównie w stanie wegetatywnym.

Badania powinny być realizowane **w okresach niskich lub średnich stanów wody**, co ułatwia obserwację zanurzonych makrofitów oraz przemieszczanie się w korycie. Należy unikać prowadzenia badań w czasie wysokich stanów wody, gdy skarpy brzegowe okresowo zalane są wodą a wiele lądowych gatunków roślin jest zakorzeniona pod wodą. W ostatnim czasie obserwuje się narastający problem okresowego braku wody latem w korytach niektórych rzek, trwający od kilku dni do kilku tygodni. Nie jest to zjawisko uniemożliwiające prowadzenie badań makrofitów, a pod pewnymi względami nawet je uławia (obserwacje gatunków zanurzonych). Badania należy wykonać nawet w sytuacji, gdy koryto jest okresowo zupełnie suche, ale jego dno porastają typowe makrofity. W takiej sytuacji w protokole terenowym powinno się odnotować wszystkie taksony w zasięgu występowania średniej wody, także te, które podczas badania są zakorzenione poza wodą. Ponadto w sekcji E. Stan wody należy

zaznaczyć „brak wody". Zasięg średniej wody zwykle jest możliwy do ustalenia poprzez obserwację przebarwień na skarpach brzegowych, głazach i grubym rumoszu drzewnym w korycie, na pędach roślin szuwarowych oraz na pniach przybrzeżnych drzew. Badania makrofitów nie powinny być prowadzone w rzekach epizodycznych, w których przez większość roku nie płynie woda, a dno koryta w większości porastają typowe, lądowe gatunki, np. pokrzywa (*Urtica dioica*), nawłoć (*Solidago*), lepiężnik (*Petasites*), lądowe trawy, itp.

W przypadku trudności w identyfikacji roślin, z powodu niekorzystnego rozwoju fenologicznego, można powtórzyć badania w innym terminie. Taksony, których identyfikacja do gatunku może być trudna na początku sezonu wegetacyjnego, przed kwitnieniem, to np. rzęśle (*Callitriche*) lub włosieniczniki (*Batrachium*). Od połowy lipca mogą być problemy z identyfikacją turzyc (*Carex*), gdyż po przekwitnięciu brak jest organów generatywnych, znacznie ułatwiających ich rozróżnienie. W rzekach nizinnych o niewielkich spadkach podłużnych koryta, pod koniec sezonu wegetacyjnego, zwiększa się powierzchnia porośnięta przez rośliny swobodnie pływające, np. rzęsowate (*Lemna*, *Spirodela*) i żabiściek pływający (*Hydrocharis morsus-ranae*). Przykładowo pod koniec września powierzchnia zarośnięta przez pleustofity może być nawet czterokrotnie większa niż pod koniec czerwca. Analogiczna sytuacja występuje w średnich i dużych rzekach wyżynnych, z otoczakami lub żwirem, jako materiałem dna, gdzie często dominującą grupą makrofitów są glony makroskopowe (np. *Cladophora*, *Melosira*, *Rhizoclonium*), których udział wzrasta w miarę trwania sezonu wegetacyjnego, aż do momentu większego wezbrania. W obydwu wymienionych przypadkach badania terenowe należy zaplanować najlepiej do końca lipca. Wiele krasnorostów (m.in. *Audouinella*, *Batrachospermum*, *Lemanea*) bardziej obficie rozwija się dopiero po sezonie letnim. Optimum rozwoju ich plech przypada na zimny okres roku (od jesieni do wiosny) i prowadząc badania w środku lata łatwo nie zauważyć ich występowania, podczas gdy wiosną i jesienią mogą występować licznie. W przypadku rzek, w których licznie występują wymienione rodzaje krasnorostów, badania prowadzone w okresie wegetacji roślin naczyniowych powinno się uzupełnić wizją terenową późną jesienią.

W przypadku rzek, w których licznie występują taksony trudne do identyfikacji, można zaplanować dwa terminy badań – jeden na początku wegetacji i drugi w późniejszej fazie wegetacji. Podczas drugiej wizyty na stanowisku badawczym uzupełnia się ten sam protokół terenowy o dodatkowe taksony oraz weryfikuje współczynniki pokrycia.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Badania monitoringowe zgodnie z wymaganiami Ramowej Dyrektywy Wodnej mają na celu ocenę stanu/potencjału ekologicznego odcinków rzek zwanych jednolitymi częściami wód powierzchniowych (jcwp). Zwykle odcinki te mają długość wielu kilometrów i wybierając stanowisko do badań należy kierować się jego **reprezentatywnością dla całej części wód**. Dodatkowo, stanowisko musi być **dostępne dla badających**.

Sprawne przeprowadzenie badań w terenie wymaga wcześniejszej analizy dostępnych danych kartograficznych. Pomocne są w tym zarówno papierowe mapy topograficzne w skalach 1:10 000 - 1:50 000, internetowe portale mapowe, takie jak np. Geoportal,

Google Maps, Google Earth oraz oprogramowanie GIS (np. QGIS, ArcGIS). Największe możliwości daje ostatnia wymieniona opcja, ponieważ umożliwia ona łączenie różnych formatów i źródeł danych oraz wczytanie, za pomocą internetowej usługi WMS, skanów map topograficznych, map historycznych, ortofotomap, zdjęć satelitarnych, lokalizacji form ochrony przyrody i wielu innych danych tematycznych.

Na etapie prac kameralnych przygotowujący się do wyjazdu terenowego powinni zwrócić uwagę na możliwość dojazdu do rzeki, rozpoznać użytkowanie terenu oraz zlokalizować obiekty istotnie wpływające na stan wód, takie jak źródła zanieczyszczeń punktowych, aglomeracje miejskie oraz jeziora i stawy rybne. Wskazane jest, aby oprócz podstawowego odcinka do badań wytypować jeden lub dwa alternatywne, gdyby po dotarciu na miejsce stwierdzono nieprzewidziane trudności, np. utrudniony dostęp do cieku, słaby rozwój makrofitów lub niewystarczającą liczbę taksonów wskaźnikowych. Wstępnie wytypowany podczas prac kameralnych odcinek cieku powinien mieć długość co najmniej 1 km i dopiero w terenie, w jego obrębie, należy wybrać optymalny 100-metrowy odcinek badawczy.

Wyznaczając lokalizację stanowiska badawczego należy zwrócić uwagę na jego usytuowanie względem zbiorników wód stojących. Ocena rzek na wypływach z jezior, zbiorników zaporowych i stawów jest nieodpowiednia, gdyż panujące tam warunki abiotyczne i biologiczne są bardziej zbliżone do tych, występujących w wodach stojących. Badany odcinek powinien być zlokalizowany w odległości co najmniej **1 km poniżej zbiornika**. Wyjątkiem są krótkie odcinki cieków łączących jeziora (<2 km), dla których spełnienie tego warunku byłoby bardzo trudne.

Podstawowym kryterium wyboru odcinka badawczego jest obfitość i różnorodność roślin wodnych – należy wybrać miejsce, gdzie makrofity są najsilniej rozwinięte i zróżnicowane. Rozwój roślin wodnych w biegu rzeki jest bardzo nierównomierny i naturalnym zjawiskiem jest przeplatanie się odcinków obficie porośniętych, ze słabiej pokrytymi roślinnością, czy niekiedy całkowicie jej pozbawionych (np. w sytuacji silnego zacienienia koryta). Należy jednak dodać, że na dystansie 1 km, prawie w każdej rzece możliwe jest zidentyfikowanie odcinka porośniętego przez makrofity w stopniu umożliwiającym przeprowadzenie badań monitoringowych. Jeżeli, pomimo intensywnego poszukiwania odcinka badawczego, w wytypowanym wcześniej obszarze cieku nie uda się go wyznaczyć, należy ponownie przeanalizować dostępne materiały kartograficzne i wytypować inną część rzeki do poszukiwań odcinka badawczego.

Na dokładność oceny stanu ekologicznego rzek w oparciu o makrofity wpływa nie tylko stopień pokrycia koryta roślinami, ale także ich różnorodność. Rozwój poszczególnych gatunków uwarunkowany jest specyficznymi warunkami siedliskowymi, dlatego największa bioróżnorodność występuje w zróżnicowanych warunkach. Odcinek, na którym będą przeprowadzone badania, powinien być więc możliwie różnorodny pod względem ekologicznym. Ustalając jego dokładną lokalizację w terenie, należy wziąć pod uwagę zróżnicowanie: szerokości koryta, głębokości wody, prędkości przepływu, typów nurtu, rodzaju materiału dna, zacienienia koryta i użytkowania terenu w strefie przybrzeżnej. W przypadku występowania niewielkiej liczby taksonów w cieku należy **unikać odcinków bardzo silnie zacienionych (>75% powierzchni)**. Przesuwając stanowisko na sąsiadujący, niezacieniony odcinek, w rzekach nizinnych możemy spodziewać się wzrostu liczby gatunków makrofitów średnio o 8 (Jusik i Sta-

niszewski, 2019). W ciekach górskich i wyżynnych z dominacją mszaków efekt przesunięcia stanowiska na odcinek słabiej zacieniony nie będzie miał aż takiego wpływu na bogactwo gatunkowe.

Wyznaczając lokalizację odcinka badawczego należy pamiętać o zachowaniu odpowiedniej odległości od budowli hydrotechnicznych, takich jak np. mosty, przepusty, budowle piętrzące i inne. W ich sąsiedztwie koryta rzeczne są zwykle silniej przekształcone hydromorfologicznie – wyprostowane, wyprofilowane i umocnione, co istotnie zaburza rozwój makrofitów. Także warunki hydrauliczne są tam często zmienione poprzez spiętrzenie wody lub zwężenie przekroju hydraulicznego. Dodatkowo wzrost roślin w okolicy budowli jest cyklicznie zaburzany w związku z pracami utrzymaniowymi i konserwacyjnymi, polegającymi np. na odmulaniu dna, wykaszaniu skarp brzegowych lub wycinaniu roślinności z koryta. Jeśli status badanej części wód jest naturalny, to odcinek badawczy nie powinien być usytuowany w miejscu oddziaływania budowli hydrotechnicznych. **Minimalna odległość** jest zależna od stopnia oddziaływania budowli na środowisko, jednak **nie powinna być ona mniejsza niż 100 m od obiektu mostowego i 200 m od budowli piętrząc**ej. Dopuszczalne jest badanie cieku na odcinku, w obrębie którego zlokalizowany jest most, w przypadku gdy nie zwęża on przekroju hydraulicznego koryta, nie powoduje podpiętrzenia wody a dno pod mostem nie jest umocnione. Na odcinkach, gdzie występuje mało taksonów o niewielkich pokryciach (1 lub 2 według przyjętej w metodzie MMOR skali pokrycia), dopuszcza się wykonanie badań w mniejszych odległościach od budowli hydrotechnicznych, na materiale dna pochodzenia antropogenicznego, tworzącym umocnienia towarzyszące budowlom, pod warunkiem, że porastają je makrofity o pokryciu większym niż 2 (zwykle makroglony lub mchy). W sytuacji, gdy badana część wód ma status silnie zmienionej (SZCW) lub zaklasyfikowana jest jako sztuczna (SCW), można odstąpić od powyższych wytycznych. Warunkiem jest wówczas, aby rzeka w obrębie całej jcwp była silnie przekształcona hydromorfologicznie (np. miejskie odcinki cieków, wyżynne rzeki z korektą progową).

1.4. Długość odcinka badawczego i wymagana liczba taksonów wskaźnikowych

Standardowa długość odcinka badawczego powinna wynosić **100 metrów**. Badania wykazały, że dla występujących w Polsce typów rzek taki dystans zapewnia wystarczającą liczbę taksonów wskaźnikowych, aby ocena stanu ekologicznego była precyzyjna (Szoszkiewicz i in., 2005). Jeśli roślinność jest słabo rozwinięta i uboga w gatunki, należy prowadzić badania na dłuższych odcinkach (do 500 m). Natomiast w sytuacji, gdy występują trudności z wyznaczeniem odcinka o długości 100 m (np. gdy brzegi są bardzo strome lub koryto jest grząskie) i jednocześnie roślinność jest dobrze rozwinięta (całkowite pokrycie >25%), można prowadzić badania na mniejszym dystansie, jednak nie krótszym niż 50 m. Prowadzenie badań na odcinku o długości innej niż standardowe 100 m, należy zaznaczyć na drugiej stronie protokołu terenowego w sekcji A (załącznik I) oraz podać długość przebadanego odcinka. Sytuacja taka wpływa na szacowanie pokrycia makrofitów, ponieważ powoduje zmianę przebadanej powierzchni lustra wody, w porównaniu z odcinkiem o standardowej długości (sekcja C protokołu terenowego).

Przyjmuje się, że precyzyjne badania wymagają występowania **co najmniej 8 taksonów wskaźnikowych w rzekach z dominacją roślin naczyniowych oraz co najmniej 5 taksonów wskaźnikowych w rzekach z dominacją mszaków i makroglonów**. Liczba bioindykatorów może być mniejsza, jeśli są to taksony stenobiotyczne (najczulsze bioindykatory), dla których współczynnik wagowy (W) wynosi 2 lub 3, jednak nie mniejsza niż 4 (Budka, 2019). Jeśli w obrębie części wód rzecznej nie można wyznaczyć odcinka z wystarczającą liczbą taksonów wskaźnikowych, to należy odstąpić od badania makrofitów i do oceny stanu ekologicznego zastosować inną grupę organizmów.

1.5. Metoda prowadzenia badań terenowych

1.5.1. Sprzęt niezbędny w badaniach

Sprzęt podstawowy:

- Spodniobuty lub wodery - umożliwiają poruszanie się w korycie rzecznym i pozwalają na dogodne prowadzenie obserwacji roślin i pobieranie prób z koryta rzeki. Kalosze sięgające do kolan, mają zastosowanie jedynie w wyjątkowo płytkich ciekach, czyli w praktyce bardzo rzadko;
- Tyczka geodezyjna - jest pomocna podczas przemieszczania się w rzece, pomiarach szerokości koryta i głębokości wody oraz ocenie substratu dna, powinna być zaopatrzona w podziałkę ułatwiającą pomiary;
- Protokół terenowy – można wykorzystać protokół w wersji elektronicznej na tablet lub w postaci papierowej (wzór w załączniku I). W drugim przypadku należy pamiętać o zabraniu dodatkowych kilku egzemplarzy na wypadek zniszczenia lub zamoczenia;
- Podkładka do notatek (clipboard) – jeśli jest to możliwe, można użyć podkładki z wodoszczelną osłoną lub w przypadku opadów deszczu zastosować dużą, jasną, plastikową torbę (dla ochrony formularza i umożliwienia pisania podczas opadów);
- Ołówek z gumką lub ewentualnie długopis – ołówek jest bardziej praktyczny, ponieważ nanoszenie zmian w razie pomyłki jest łatwiejsze. Ponadto ołówek pozwala na prowadzenie notatek na zawilgoconym papierze, co jest niemożliwe w przypadku większości długopisów.

Sprzęt BHP oraz nawigacyjny:

- Kamizelki ratunkowe i liny - stanowią obowiązkowe wyposażenie prowadzących badania w rzekach oraz w innych typach wód;
- Telefon komórkowy lub smartfon – osoby wykonujące badania powinny być zaopatrzone w telefony komórkowe lub smartfony, umożliwiające, w razie wystąpienia sytuacji kryzysowych, kontakt z właściwymi służbami;
- Odbiornik GPS - pozwala na ustalenie współrzędnych stanowiska badawczego. Można również wykorzystać odpowiednią aplikację w smartfonie, umożliwiającą określenie współrzędnych (np. GPS Data). W celu zapewnienia maksymalnej precyzji, pomiar GPS powinien być wykonywany w miejscu nieosłoniętym koronami drzew;

- Mapy w skali 1:50 000 lub dokładniejsze, umożliwiające precyzyjne dotarcie do stanowiska. Wiele przydatnych informacji na temat planowanego miejsca badań można znaleźć na stronie internetowej www.geoportal.gov.pl. Bardzo przydatne są także niektóre aplikacje na smartfon/tablet, umożliwiające korzystanie z ortofotomap, np. Google Maps, Google Earth.

Sprzęt ułatwiający obserwację oraz identyfikację roślin:

- Okulary polaryzacyjne - eliminują refleksy świetlne powstałe po odbiciu się promieni słonecznych od powierzchni wody i pozwalają obserwować środowisko podwodne bez drażniących oczy odblasków, ze zwiększonym kontrastem i podkreślonymi, wyraźnymi kolorami;
- Batyskop (skrzynka oglądowa) do obserwacji podwodnych. Skrzynki takie składają się z plastikowego tubusu oraz szyby na jednym końcu. Po zanurzeniu batyskopu przez szybę można obserwować rośliny pod powierzchnią wody, nawet w miejscach silnie turbulentnych lub zmąconych. Batyskop jest szczególnie przydatny podczas badania większych i głębszych rzek;
- Grabki teleskopowe oraz wieloramienna kotwica - są pomocne przy wyławianiu roślin z głębszych miejsc, w których brodzenie jest niemożliwe i/lub niebezpieczne. Korzystanie z grabek jest efektywne, gdy są one osadzone na odpowiednio długim trzonku. Szczególnie przydatne są teleskopowe trzonki do podbieraków wędkarskich lub do wałków malarskich, które po rozłożeniu mają co najmniej 3 m długości;
- Ręczna lupa (co najmniej x10) lub soczewka Fresnela – do obserwacji drobnych detali przy identyfikacji gatunków, szczególnie rdestnic wąskolistnych, mszaków i glonów;
- Klucze botaniczne – podczas badań terenowych najlepiej sprawdzają się klucze botaniczne, opierające się na cechach łatwych do zidentyfikowania gołym okiem bądź z wykorzystaniem lupy, zwłaszcza bogato ilustrowane fotografiami.

Sprzęt do zbioru i zielnikowania roślin:

- Torby foliowe, najlepiej z zamknięciem strunowym w różnych wielkościach do zbierania prób roślin naczyniowych i mszaków w celu ich późniejszej identyfikacji;
- Zakręcane pojemniki do zbierania prób glonów w celu ich późniejszego oznaczenia (opcjonalnie również substancja konserwująca do glonów). Aby zmaksymalizować czas przechowywania glonów oraz zachować plechy w dobrej kondycji, ich ilość nie powinna być większa niż ⅓ objętości pojemnika. Ponadto w czasie transportu pojemniki powinny być przetrzymywane w możliwie niskiej i stałej temperaturze, najlepiej do 15°C (np. w przenośnej chłodziarce);
- Suszarka botaniczna z gazetami do zbierania prób roślin naczyniowych, przeznaczonych do suszenia i późniejszego zielnikowania;
- Koperty lub torebki papierowe (np. szare, bez nadruku torebki śniadaniowe) do zbierania prób mszaków przeznaczonych do suszenia. Przed włożeniem roślin do koperty należy je najpierw w miarę możliwości przepłukać z zanieczyszczeń (cząsteczek podłoża, bezkręgowców wodnych) i osuszyć. Nie należy zbierać zbyt dużej ilości materiału do jednej koperty, ponieważ może to spowodować jej zniszczenie;
- Przenośna chłodziarka do transportu prób roślin z terenu do laboratorium. W chwili obecnej dostępne są różne typy chłodziarek, jednak najlepiej spraw-

dzają się urządzenia zaopatrzone w radiator chłodzony wentylatorem elektrycznym, które można podłączyć do samochodowego gniazda elektrycznego.

Inny sprzęt:

- Aparat fotograficzny do dokumentacji badań. Bardzo praktyczne są aparaty wodoszczelne, które umożliwiają wykonywanie zdjęć pod wodą. Dostępne są również torby do wykonywania zdjęć podwodnych dla aparatów fotograficznych do tego nie przystosowanych. Wykonywanie zdjęć podwodnych wymaga silnej lampy błyskowej (przenikanie światła w toni wodnej jest silnie ograniczone). W celu wykonania zdjęć detali badanych roślin należy wykorzystywać obiektywy makro umożliwiające wykonywanie zdjęć z małej odległości (<25 cm). Współczesne smartfony, zaopatrzone w wieloobiektywowe aparaty fotograficzne (w tym makro oraz szerokokątne) z powodzeniem zastępują klasyczne aparaty fotograficzne;
- Łódź, ponton, kajak, można wykorzystać do badań głębokich i trudno dostępnych odcinków. Należy pamiętać o przestrzeganiu zasad BHP podczas korzystania ze sprzętu pływającego;
- Instrukcja badań terenowych - konieczna szczególnie w przypadku początkujących badaczy;
- Spośród innych elementów wyposażenia, które mogą być przydatne opcjonalnie w niektórych okolicznościach, można wymienić rękawice gumowe, taśmę mierniczą, dalmierz laserowy oraz słupki do oznaczenia początku i końca odcinka badawczego.

1.5.2. Warunki utrudniające badania makrofitów

Badania makrofitów, w niektórych okolicznościach mogą być znacznie utrudnione, a czasem nawet niemożliwe do przeprowadzenia. Utrudnienia najczęściej są spowodowane niesprzyjającymi warunkami hydrologicznymi i meteorologicznymi, niedostępnością terenu lub zniszczeniem roślin przez ludzi. Jeśli utrudnienia te stwarzają zagrożenie dla wykonujących badania lub gdy uzyskane wyniki mogą być nieprecyzyjne, należy przełożyć badania na inny termin. W niektórych sytuacjach rozwiązaniem może być przesunięcie stanowiska badawczego na inny odcinek rzeki. Główne przyczyny utrudniające badania makrofitów w rzekach wymieniono poniżej:

- **Wysoki stan wody** występuje po obfitych i długotrwałych opadach. Warunki takie mogą utrudnić poruszanie się w korycie, a nawet dostęp do rzeki. Ponadto często towarzyszy mu zmniejszenie przezroczystości wody, wynikające ze wzrostu mętności i silnej turbulencji. Dodatkowo fragmenty skarp brzegowych, zwykle znajdujące się powyżej lustra wody, podlegają okresowemu podtopieniu. Stwarza to poważny problem z wyborem gatunków, które należy wpisać do protokołu terenowego, a które pominąć oraz utrudnia prawidłową ocenę pokrycia, zwykle powodując zawyżanie współczynnika pokrycia dla amfifitów i helofitów. W związku z powyższym nie jest rekomendowane prowadzenie badań podczas wysokich stanów wody. Jeśli stwierdzimy epizodyczny wysoki stan wody, to należy przesunąć termin badań o kilka lub kilkanaście dni, aż woda opadnie. W przypadku zniszczeń spowodowanych silnymi wezbraniami, należy poczekać na częściowe odbudowanie się roślinności przez okres co najmniej 4-6 tygodni;

- **Opady deszczu i silny wiatr** w znacznym stopniu utrudniają prowadzenie badań, ponieważ pofalowana i zmącona woda ogranicza widoczność roślin zanurzonych. Ponadto opady utrudniają wykonywanie fotografii, wypełnianie protokołu terenowego i prowadzenie notatek. Silny wiatr może być problemem zwłaszcza w średnich i dużych rzekach nizinnych, przepływających przez tereny rolnicze, bez drzew w strefie przybrzeżnej, które mogłyby zmniejszyć prędkość wiatru. W miarę możliwości należy przesunąć termin badań na okres korzystniejszych warunków meteorologicznych;
- **Duża głębokość wody** (zwykle >1,2 m) utrudnia lub uniemożliwia prowadzenie badań poprzez brodzenie w korycie rzecznym W takim przypadku należy badania wykonać z brzegu lub z jednostki pływającej. Wzrost głębokości wody w cieku zwykle towarzyszy cofce powyżej budowli piętrzącej lub tamy bobrowej. W miarę możliwości należy unikać tego typu odcinków do badań;
- **Trudny dostęp do stanowiska** może bardzo utrudnić realizację badań lub je całkowicie uniemożliwić. Przyczyną mogą być np. zabagnienie terenu, bardzo gęste zakrzaczenia, wysokie i strome skarpy brzegowe lub mury oporowe, stanowiące umocnienia brzegów. W takiej sytuacji rekomendowany jest wybór innego odcinka rzeki do badań;
- **Niestabilne podłoże** utrudnia i spowalnia przemieszczanie się w korycie rzecznym. Do tej kategorii można zaliczyć grząskie, muliste lub gliniaste podłoże, które powoduje zasysanie stóp podczas brodzenia w korycie rzecznym oraz kamieniste podłoże w postaci gładkich otoczaków, często porośniętych śliskim fitobentosem, które stwarza ryzyko utraty równowagi i upadku do wody:
- **Słabe oświetlenie** utrudnia prowadzenie badań wieczorową porą, szczególnie w silnie zacienionym terenie, w górach lub w głębokiej wodzie. Należy pamiętać, że warunki świetlne w wodzie są znacznie gorsze niż na powierzchni. Niedostateczne oświetlenie utrudnia obserwacje makrofitów zanurzonych i łatwo można przeoczyć drobne rośliny rozwijające się na dnie (zwłaszcza glony, mszaki i drobne rdestnice). Badania terenowe powinny zaczynać się najwcześniej godzinę po wschodzie Słońca a kończyć się najpóźniej godzinę przed zachodem Słońca. Zbyt słabe oświetlenie powinno być powodem przesunięcia badań na inny termin;
- **Wykaszanie i niszczenie makrofitów** jest wynikiem działalności antropogenicznej związanej z regulacją rzek oraz pracami utrzymaniowymi, takimi jak: odmulanie, wykaszanie dna, hakowanie roślinności, wykaszanie skarp brzegowych lub działalnością rekreacyjną (stanowiska wędkarskie, kąpieliska). Proces pełnego odtwarzania się roślinności, po przeprowadzeniu prac regulacyjnych i odmulania, może trwać nawet do 3 lat. W takiej sytuacji należy wybrać inny odcinek rzeki do badań. Łagodniejsza ingerencja, jak np. wykaszanie, powoduje bardziej krótkotrwałe zmiany w roślinności, uniemożliwiające badania przez okres około 6-8 tygodni;
- **Brak pozwolenia właściciela terenu** jest sytuacją bardzo rzadką, gdyż dostęp do rzeki w pasie przybrzeżnym jest prawnie gwarantowany. Niekiedy jednak może być problem z dotarciem do stanowiska, gdy przyległy teren jest większą posiadłością zabezpieczoną przed wejściem osób postronnych;

1.5.3. Przebieg badań terenowych

BHP podczas prac terenowych

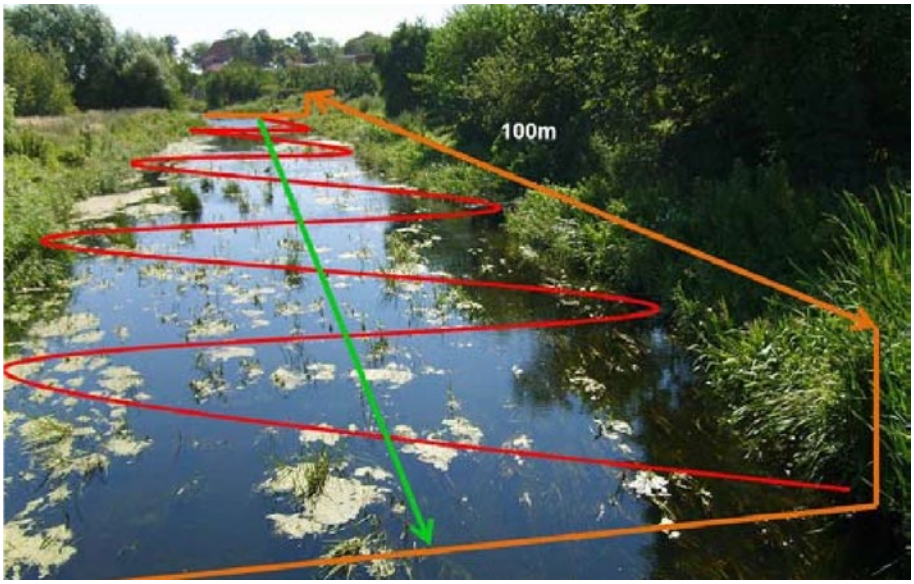
Należy przestrzegać ogólnych zasad BHP oraz szczególnych wymagań określonych w przepisach przez Pracodawcę. Podczas przeprowadzania badań w korycie rzecznym należy zachować szczególne środki ostrożności. W szczególności należy zwrócić uwagę na: stabilność podłoża, stromość brzegu, W przypadku występowania bardzo turbulentnego nurtu i/lub śliskiego, niestabilnego materiału dna (np. porośniętych glonami otoczaków) osoba pracująca w wodzie powinna być dodatkowo zabezpieczona liną. Należy unikać brodzenia w głębokich rzekach o niewidocznym dnie.

Prace terenowe powinny być realizowane co najmniej w dwuosobowych zespołach. Osoba pozostająca na brzegu asekuruje osobę brodzącą w korycie oraz ją wspomaga, m.in. wypełniając protokół terenowy, dokonując pomiaru GPS, wykonując fotografie, szkicując plan sytuacyjny, pakując i opisując próbki makrofitów, które będą zabrane do identyfikacji, przygotowując rośliny do zielnikowania, itp. Praca w parach jest konieczna również podczas badania rzek głębokich z użyciem jednostki pływającej. Jedna osoba może wówczas skupić się na badaniach makrofitów i zapisywaniu swoich obserwacji w protokole terenowym, podczas gdy druga przejmuje rolę sternika obsługującego jednostkę pływającą.

Podczas prac w terenie należy zwrócić dodatkową uwagę na bezpieczeństwo w miejscach oddalonych od osiedli ludzkich i zagrożenie ze strony zwierząt domowych i hodowlanych. Nie należy rozpoczynać badań, jeśli jest to związane z narażaniem się na istotne niebezpieczeństwo. W przypadku intensywnych opadów deszczu, wichury czy wyładowań atmosferycznych należy odstąpić od badań. Gdy podczas badań wystąpi taka zmiana pogody, należy natychmiast przerwać pracę i przemieścić się w bezpieczne miejsce.

Badanie rzek, w których możliwe jest brodzenie

Badania terenowe polegają na obserwacjach botanicznych, prowadzonych w trakcie dwukrotnego przejścia odcinka badawczego. Procedura taka pozwala na dokładne obserwacje makrofitów rozwijających się w cieku. Zalecane jest prowadzenie badań brodząc w korycie w kierunku przeciwnym do kierunku przepływu wody (w górę rzeki). Jest to możliwe do przeprowadzenia w ciekach o głębokości do około 1,2 m. Przemieszczać należy się kursem zygzakowatym, od brzegu do brzegu, obejmując obserwacjami całą szerokość rzeki. Makrofity zanurzone są najlepiej widoczne podczas przemieszczania się w górę cieku, ze względu na możliwość uniknięcia zmącenia wody osadami dennymi. Jest to szczególnie istotne w rzekach z drobnoziarnistym, mulistym lub gliniastym materiałem dna, które są najbardziej podatne na silne zmącenie. Drugie przejście odcinka badawczego należy wykonać w dół cieku, nawet częściowo brzegiem, gdy woda ulega zmąceniu, gdyż odmienna perspektywa obserwacji pozwala na dostrzeżenie dodatkowych elementów znajdujących się pod wodą (rys. 1). Do obserwacji podwodnych można wykorzystać okulary polaryzacyjne, a w przypadku większej głębokości batyskop.



Rys. 1. Schemat przebiegu badań terenowych poprzez brodzenie w korycie rzecznym (fot. K. Pietruczuk)

W przypadku rzek głębokich brodzenie w poprzek całej szerokości cieku może być niemożliwe. Brodzenie może być także bardzo utrudnione w ciekach bardzo grząskich (rzeki z mulistym lub gliniastym materiałem dna) i przy niestabilnym lub śliskim podłożu (rzeki z kamienistym materiałem dna w postaci otoczaków). W takiej sytuacji badania należy prowadzić z brzegu lub z jednostki pływającej.

Badanie rzek głębokich z brzegu

Wykonując badania z brzegu należy brodzić do głębokości około 1 m, a rozwijające się głębiej makrofity wyławiać za pomocą grabek teleskopowych lub wieloramiennej kotwiczki. Używanie kotwiczki w rzekach z dużą ilością grubego rumoszu drzewnego lub z powalonymi drzewami w korycie wiąże się z ryzykiem zaczepienia i utraty sprzętu. Optymalnym rozwiązaniem jest przeprowadzanie badań wzdłuż obu brzegów cieku. W takiej sytuacji, przy wykorzystaniu sprzętu do wyławiania roślin, możliwe jest dokładne zbadanie całej powierzchni koryta zasiedlonej przez makrofity (w szerokich i głębokich rzekach w środkowej części koryta rośliny zwykle nie występują, rozwijając się w płytszej wodzie bliżej brzegów). W rzekach dużych, gdzie przeprawienie się na drugi brzeg wymaga korzystania z odległego o wiele kilometrów mostu lub gdy wykonanie badań na jednym z brzegów jest niemożliwe ze względu na niedostępność terenu, badania można prowadzić z jednego brzegu. W takim wariancie spenetrowana powierzchnia nie może być jednak mniejsza niż 500 m^2, czyli dla odcinka badawczego o standardowej długości 100 m badany pas koryta musi mieć szerokość co najmniej 5 m.

Badanie rzek głębokich z jednostki pływającej

Użycie łodzi, pontonu lub kajaka jest możliwe w ciekach o spokojnym nurcie, odpowiednio głębokich i pozbawionych przeszkód w postaci powalonych drzew i grubego rumoszu drzewnego. Badania należy prowadzić płynąc w dół rzeki kursem zygzako-

watym, od brzegu do brzegu. Obligatoryjnym sprzętem jest w takim przypadku wieloramienna kotwica, którą należy zarzucać z obydwu burt, w celu wykrycia potencjalnie występujących makrofitów zanurzonych. Zwykle badania wykonywane z jednostki pływającej są bardziej czasochłonne i mniej dokładne niż wykonywane z brzegu. Wynika to z faktu, że większość gatunków makrofitów w dużych i głębokich ciekach zasiedla płytką strefę przybrzeżną, gdzie operowanie jednostką pływającą jest utrudnione.

Wypełnianie pierwszej strony protokołu terenowego

Podstawowym elementem prac w terenie jest pozyskanie danych wprowadzanych do protokołu terenowego. Składa się on z dwóch stron: botanicznej oraz siedliskowej. Wzór protokołu jest zamieszczony w załączniku I na końcu rozdziału. Opracowano dwie wersje protokołu: dla rzek nizinnych oraz wyżynnych i górskich, różniące się listą taksonów. Różnią się one wykazem taksonów. Pierwsza strona protokołu przeznaczona jest do sporządzenia wykazu taksonów makrofitów oraz oceny ich ilościowości. Lista roślin ujętych w formularzu obejmuje najczęściej występujące taksony, stwierdzone co najmniej w 5% dotychczas przebadanych stanowisk. Praktyka pokazuje, że taka skrócona lista najpospolitszych makrofitów przyspiesza badania terenowe, a nieujęte w niej rzadsze gatunki, stwierdzone podczas badań (także wskaźnikowe), należy dopisać w pustych polach w sekcji „Inne taksony".

Podczas badań terenowych rejestruje się obecność i ocenia pokrycie wszystkich roślin, które co najmniej 75% okresu wegetacji są zakorzenione pod wodą (także tych niewymienionych w części botanicznej protokołu terenowego – patrz powyżej). Należy o tym pamiętać prowadząc badania podczas wyższych stanów wody i nie notować występowania gatunków lądowych, które przez większą część roku są zakorzenione powyżej lustra wody. W przypadku rzek górskich i wyżynnych o dużych spadkach podłużnych koryta oraz turbulentnym przepływie próbki mszaków i glonów do identyfikacji pobiera się także z wynurzonych części kamieni, głazów i wychodni skalnych, ale znajdujących się przez większą część roku w strefie rozprysku wody rzecznej. Występują tam tzw. hydroamfibionty, czyli taksony przystosowane do krótkotrwałych wyschnięć.

Dla każdego z taksonów określa się stopień pokrycia badanego odcinka rzeki, według dziewięciostopniowej skali ilościowości (tab. 1). Bardzo ważne jest zachowanie proporcji ilościowych pomiędzy taksonami oraz jak najdokładniejsze oszacowanie pokrycia.

Tabela 1. Skala ilościowości stosowana do oceny pokrycia roślin

Współczynnik pokrycia (P)	Zakres udziału w pokryciu (%)	Średni udział w pokryciu (%)
1	≤0,1	0,05
2	0,1-1	0,55
3	1-2,5	1,75
4	2,5-5	3,75
5	5-10	7,5
6	10-25	17,5
7	25-50	37,5
8	50-75	62,5
9	>75	87,5

Podczas brodzenia w korycie rzecznym można pomocniczo notować powierzchnie zajmowane przez makrofity tworzące jednogatunkowe kępy. Ułatwi to późniejsze przypisanie taksonom odpowiednich współczynników pokrycia. Na pierwszej stronie protokołu terenowego, w jego dolnym prawym rogu, znajduje się tabela ułatwiająca szacowanie pokrycia, w której należy obliczyć powierzchnie odpowiadające poszczególnym stopniom współczynnika pokrycia (tab. 2). Powierzchnia lustra wody, obliczona na drugiej stronie protokołu terenowego w sekcji C, odpowiada pokryciu 100%. Tabela ta bardzo ułatwia przypisanie poszczególnym taksonom makrofitów współczynników pokrycia. Sprawdza się zwłaszcza w przypadku wątpliwości ze współczynnikiem pokrycia w zakresie 3-5, ponieważ przykładowo łatwiej jest ustalić, czy dany gatunek porastał >8 m^2 czy też <8 m^2 niż określić czy jego udział w pokryciu odcinka badawczego był <2,5% czy też >2,5%.

Tabela 2. Przykład obliczania powierzchni odpowiadających poszczególnym stopniom współczynnika pokrycia dla odcinka badawczego o standardowej długości 100 m i średniej szerokości lustra wody 8 m

Współczynnik pokrycia (P)	Procentowy udział w pokryciu (%)	Powierzchnia (m^2)
1	≤0,1	≤0,8
2	0,1-1	0,8-8
3	1-2,5	8-20
4	2,5-5	20-40
5	5-10	40-80
6	10-25	80-200
7	25-50	200-400
8	50-75	400-600
9	>75	>600
	100*	**800***

* wartość obliczona w sekcji C na drugiej stronie protokołu terenowego (przebadana powierzchnia lustra wody)

Po zakończeniu oceny stopnia pokrycia wszystkich taksonów, należy sprawdzić czy nie doszło do przeszacowania (tab. 3) lub niedoszacowana pokrycia (tab. 5).

W przypadku różnic należy zweryfikować współczynniki pokrycia poszczególnych taksonów i sumaryczne pokrycie w sekcji F na drugiej stronie protokołu terenowego oraz wykonać ewentualną korektę (tab. 4, 6).

Tabela 3. Przykład procedury sprawdzenia poprawności pokrycia, podczas której wykryto przeszacowanie pokrycia

Nazwa gatunku	Współczynnik pokrycia (P)	Zakres udziału w pokryciu (%)	Średni udział w pokryciu (%)
Berula erecta	6	10-25	17,5
Batrachium circinati	5	5-10	7,5
Veronica beccabunga	4	2,5-5	3,75
Mentha aquatica	2	0,1-1	0,55
Cardamine amara	2	0,1-1	0,55
Fontinalis antipyretica	1	≤0,1	0,05
Suma średniego udziału w pokryciu dla wszystkich gat.			**29,90**
Sumaryczne pokrycie makrofitów określone w sekcji F			**15**

Tabela 4. Przykład korekty w celu usunięcie błędu przeszacowanie pokrycia, podczas której obniżono współczynnik pokrycia jednego taksonu oraz zwiększono sumaryczne pokrycie makrofitów

Nazwa gatunku	Współczynnik pokrycia (P)	Zakres udziału w pokryciu (%)	Średni udział w pokryciu (%)
Berula erecta	5↓	5-10	7,5
Batrachium circinati	5	5-10	7,5
Veronica beccabunga	4	2,5-5	3,75
Mentha aquatica	2	0,1-1	0,55
Cardamine amara	2	0,1-1	0,55
Fontinalis antipyretica	1	≤0,1	0,05
Suma średniego udziału w pokryciu dla wszystkich gat.			**19,9↓**
Sumaryczne pokrycie makrofitów określone w sekcji F			**20↑**

Tabela 5. Przykład procedury sprawdzenia poprawności pokrycia, podczas której wykryto niedoszacowanie pokrycia

Nazwa gatunku	Współczynnik pokrycia (P)	Zakres udziału w pokryciu (%)	Średni udział w pokryciu (%)
Phragmites australis	6	10-25	17,5
Lemna minor	6	10-25	17,5
Potamogeton crispus	3	1-2,5	1,75
Cladophora sp.	2	0,1-1	0,55
Rorippa amphibia	2	0,1-1	0,55
Sparganium erectum	1	≤0,1	0,05
Suma średniego udziału w pokryciu dla wszystkich gat.			**37,9**
Sumaryczne pokrycie makrofitów określone w sekcji F			**60**

Tabela 6. Przykład korekty w celu usunięcie błędu niedoszacowania pokrycia, podczas której zweryfikowano współczynniki pokrycia trzech taksonów oraz obniżono sumaryczne pokrycie makrofitów

Nazwa gatunku	Współczynnik pokrycia (P)	Zakres udziału w pokryciu (%)	Średni udział w pokryciu (%)
Phragmites australis	5↓	5-10	7,5
Lemna minor	7↑	25-50	37,5
Potamogeton crispus	3	1-2,5	1,75
Cladophora sp.	3↑	1-2,5	1,75
Rorippa amphibia	2	0,1-1	0,55
Sparganium erectum	1	≤0,1	0,05
Suma średniego udziału w pokryciu dla wszystkich gat.			**49,1↑**
Sumaryczne pokrycie makrofitów określone w sekcji F			**50↓**

Identyfikacja makrofitów i pobieranie próbek roślin

Oznaczanie taksonomiczne makrofitów należy wykonać w możliwie szerokim zakresie podczas badań terenowych. W razie potrzeby pobiera się próbki roślin, które oznacza się później w laboratorium. Do najtrudniejszych w identyfikacji grup makrofitów, które zaleca się zbierać w terenie, należą przede wszystkim: turzyce, sity, rdestnice, rzęśle, mchy, wątrobowce i makroglony. Planując zbiór gatunków chronionych, np. włosieniczników (*Batrachium*) i ramienic (*Chara*, *Nitella*) lub prowadząc badania w rezerwatach przyrody, należy uzyskać zgodę z Regionalnej Dyrekcji Ochrony Środowiska. Wykaz gatunków chronionych jest publikowany w rozporządzeniu Ministra Środowiska w sprawie ochrony gatunkowej roślin.

Prowadząc badania w parkach narodowych należy uzyskać zgodę Ministra Środowiska na zbiór roślin oraz właściwej Dyrekcji Parku na wjazd i badania naukowe. W przypadku braku zgody na zbiór gatunków chronionych, należy wykonać dokładne fotografie, umożliwiające późniejszą identyfikację. Należy także sfotografować gatunki, co do których identyfikacji są wątpliwości oraz te, których występowanie w danych warunkach jest nietypowe. Obligatoryjne jest pobieranie próbek wszystkich makroglonów (poza chronioną *Hildenbrandia rivularis*), wątrobowców i mchów, ze względu na konieczność wykonania preparatów mikroskopowych w laboratorium. W przypadku prowadzenia badań przez doświadczone osoby, można odstąpić od pobierania próbek łatwych do identyfikacji w terenie mszaków, takich jak np.: *Conocephalum* sp., *Fissidens* sp., *Fontinalis antipyretica*, *Fontinalis squamosa*, *Marchantia aquatica*, *Riccia fluitans*, *Sphagnum* sp., *Thamnobryum alopecurum*, *Trichocolea tomentella*.

Próbki glonów należy zbierać do zakręcanych pojemników, a pozostałe grupy makrofitów do toreb foliowych, najlepiej z zamknięciem strunowym. Wszystkie próbki roślin w czasie transportu powinny być przetrzymywane w możliwie niskiej i stałej temperaturze, np. w przenośnej chłodziarce. Zebrane rośliny naczyniowe, wątrobowce i glony należy identyfikować w stanie świeżym. Mchy i ramienice można z wysuszyć i oznaczać nawet wiele tygodni lub miesięcy później, po uprzednim namoczeniu w wodzie, chociaż najlepsze rezultaty daje identyfikacja w stanie świeżym.

Wypełnianie drugiej strony protokołu terenowego

Druga strona protokołu terenowego przeznaczona jest do oceny najważniejszych parametrów siedliskowych, istotnych z punktu widzenia rozwoju makrofitów. Podzielona jest ona na 12 sekcji, oznaczonych literami od A do L (załącznik I). W **sekcji A** należy podać długość odcinka badawczego, a w **sekcji B** średnią szerokość lustra wody. W **sekcji C** należy obliczyć powierzchnię lustra wody, która jest tożsama z przebadaną powierzchnią koryta rzecznego. Jest ona równa iloczynowi długości odcinka badawczego i średniej szerokości lustra wody (AxB). Parametr ten jest przydatny podczas określania współczynnika pokrycia makrofitów na pierwszej stronie protokołu terenowego. W **sekcji D** ocenia się szacunkowo zróżnicowanie głębokości wody w obrębie odcinka badawczego. Ze względów praktycznych pomiary głębokości najwygodniej jest wykonywać za pomocą wyskalowanej tyczki geodezyjnej podczas brodzenia w korycie rzecznym. W **sekcji E** zaznacza się stan wody podczas badania. W miejscu tym jest także możliwość zaznaczenia „brak wody". Bardzo duże znaczenie ma precyzyjne wypełnienie **sekcji F**, w której należy oszacować **sumaryczne procentowe pokrycie makrofitów** w obrębie całego odcinka badawczego. Parametr ten umożliwia korektę współczynników pokrycia najliczniej występujących taksonów. Pokrycie makrofitów jest silnie powiązane z zacienieniem koryta rzecznego i zmniejsza się wraz ze wzrostem stopnia zacienienia. W obrębie odcinków cieków bardzo silnie zacienionych (>75%) sumaryczne pokrycie makrofitów rzadko przekracza 40%, a zwykle jest na poziomie <20% (Jusik i Staniszewski, 2019). Silne przekształcenia hydromorfologiczne, a zwłaszcza umocnienia ciężkie dna i brzegów koryta również działają ograniczająco na rozwój roślinności wodnej. Skrajnym przypadkiem jest sytuacja, gdy praktycznie cały przekrój poprzeczny koryta jest zarośnięty makrofitami, a całkowite pokrycie wynosi około 100%. Zdarza się to czasami na odcinkach cieków łączących jeziora lub w uregulowanych ciekach nizinnych przepływających przez tereny rolnicze, charakteryzujących się niewielką prędkością przepływu lub stagnującą wodą oraz brakiem lub niewielkim zacienieniem. Spływy powierzchniowe z terenów rolniczych wzbogacają wodę w związki biogenne, co sprzyja silnemu rozwojowi makrofitów. Bardzo rzadko całkowite pokrycie przekracza 100%. Sytuacja taka występuje, gdy silnie rozwiniętych jest kilka grup ekologicznych makrofitów, tworzących kilka warstw roślinności, np. helofity, elodeidy i pleustofity. Duży udział ma w tym zwykle silny rozwój pleustofitów na powierzchni wody, tworzących dodatkową warstwę makrofitów. Przykładowo może wystąpić sytuacja, gdy trzcina pospolita (*Phragmites australis*) tworzy szuwar, którego pokrycie oceniono na 7 (37,5%), większość powierzchni wody pokrywa rzęsa drobna (*Lemna minor*), której pokrycie oceniono na 9 (87,5%) i jednocześnie pod powierzchnią wody rozwija się rogatek sztywny (*Ceratophyllum demersum*), wybitnie odporny na zacienienie gatunek, którego pokrycie oceniono na 7 (37,5%). Sumaryczne pokrycie tylko tych trzech najliczniej występujących gatunków wynosi w tym przypadku 162,5%.

Sekcja G służy do oceny procentowego udziału poszczególnych kategorii materiału dna koryta. Materiał koryta określa się w oparciu o jego uziarnienie, zgodnie z polską i europejską normą PN_EN_ISO 14688-2 – „Badania geotechniczne. Oznaczanie i klasyfikowanie gruntów". Klasyfikacja ta jest zgodna z kategoriami siedlisk mineralnych, stosowanymi w badaniach fitobentosu i makrobezkręgowców bentosowych (Bis i Mikulec, 2013) oraz kategoriami substratu z ichtiologicznego modelu MesoHABSIM (Parasiewicz, 2007). Podczas identyfikacji materiału koryta powinno się korzystać

z tyczki geodezyjnej. Wyróżnia się następujące **kategorie materiału dna koryta** (Szoszkiewicz i in., 2017b):

- Wychodnie skalne – lite powierzchnie skalne. Odpowiadają siedlisku megalitalu;
- Głazy – duże głazy o średnicy >200 mm (w przybliżeniu większe od głowy). Odpowiadają siedlisku makrolitalu;
- Kamienie – luźne kamienie lub naturalny bruk z otoczaków o średnicy 63-200 mm (w przybliżeniu większe od połowy pięści, lecz mniejsze od głowy). Odpowiadają siedlisku mezolitalu;
- Żwir gruby – drobne otoczaki o średnicy ziaren 20-63 mm (w przybliżeniu mniejszych od połowy pięści ale jednocześnie większych od 2 cm). Odpowiada siedlisku mikrolitalu;
- Żwir drobny – luźny materiał o średnicy ziaren 2-20 mm. Odpowiada siedlisku akalu;
- Piasek – luźny, sypki materiał złożony z niezwiązanych spoiwem ziaren mineralnych, o średnicy 0,063-2 mm. Odpowiada siedlisku psammalu;
- Glina/ił – najdrobniejsza z frakcji mineralnych o średnicy ziaren <0,063 mm. Charakteryzuje się dużą spoistością i plastycznością, ze względu na znaczny udział frakcji iłu koloidalnego. Odpowiada siedlisku argyllalu;
- Muł – bardzo drobny materiał, w znacznej części organiczny o średnicy ziaren <0,063 mm, wykazywany jeśli tworzy warstwy grubsze niż 1 cm. Obecność mułu nie jest zaznaczana w przypadku, gdy występuje on w formie cienkiej warstwy, pokrywającej inny gruboziarnisty materiał;
- Torf – podłoże składające się prawie wyłącznie z materii organicznej, pochodzącej z beztlenowego rozkładu materiału roślinnego, w warunkach silnego uwilgotnienia. Ten rodzaj materiału zwykle związany jest z terenami podmokłymi. Ma z reguły barwę ciemnobrązową lub czarną oraz włóknistą strukturę, co odróżnia go od mułu;
- Antropogeniczny – materiał będący wynikiem umocnienia koryta. W przypadku zaznaczenia tej kategorii w protokole terenowym, w sekcji H. Modyfikacje hydromorfologiczne, należy zaznaczyć jednocześnie kategorię „umocnienie dna koryta". Odpowiada siedlisku technolitalu.

Sekcja H służy do oceny modyfikacji hydromorfologicznych brzegów i dna koryta. W przypadku braku jakichkolwiek modyfikacji należy zaznaczyć pole „brak modyfikacji". Nie ma wówczas potrzeby zaznaczania pola „brak" w poszczególnych kategoriach modyfikacji. Wyróżnia się następujące **kategorie modyfikacji hydromorfologicznych** (Szoszkiewicz i in., 2017b):

- Wyprostowanie koryta – charakteryzuje się prostoliniowym profilem podłużnym i współczynnikiem krętości <1,05. Jest efektem odcięcia i likwidacji meandrów w wyniku prac regulacyjnych;
- Pogłębienie koryta – głębokość koryta jest nietypowo duża w stosunku do jego szerokości. Stosunek szerokości do głębokości koryta wynosi <1:4. Jest skutkiem obniżenia rzędnej dna w wyniku prac regulacyjnych lub odmulania koryta;
- Profilowanie brzegów lub dna – charakteryzuje się jednolitym nachyleniem skarp brzegowych i równą powierzchnią dna, bez zróżnicowania głębokości i przepływu wody. Przekrój poprzeczny koryta jest trapezowy. W przypadku

koryt wielodzielnych mogą również występować równomierne stopnie na skarpach brzegowych. Na profilowanie brzegów może wskazywać brak drzew w strefie przybrzeżnej, drzewa w tym samym wieku lub młode, jednowiekowe drzewa wzdłuż brzegu. Często występuje wyłącznie profilowanie brzegów, a dno koryta jest niezmodyfikowane, o nierównej powierzchni i zróżnicowanej głębokości;
- Umocnienie brzegów lub dna – sztuczne umocnienia skarp lub dna koryta materiałami pochodzenia antropogenicznego, w celu ich ochrony przed erozją. Jako umocnienie stosuje się różnorodne materiały: okładziny i bruki, ścianki szczelne, gabiony siatkowo-kamienne, narzut kamienny, kaszyce oraz płotki i faszyny. Często występuje wyłącznie umocnienie brzegów, a dno koryta jest nieumocnione. Umocnienie wiąże się z wcześniejszym wyprofilowaniem brzegów lub dna koryta, dlatego wpisując umocnienie, należy również uwzględnić profilowanie;
- Inne – można wpisać w tym miejscu inne modyfikacje hydromorfologiczne, takie jak np. obiekty mostowe (mosty i przepusty), budowle piętrzące lub śmieci w korycie.

W **sekcji I** należy zaznaczyć średnie zacienienie koryta dla całego odcinka badawczego. Zacienienie może być spowodowane przez: drzewa, krzewy, wysoką roślinność zielną, wysokie skarpy, zabudowę, obiekty mostowe i in. W **sekcjach J oraz K**, oddzielnie dla każdego z brzegów, należy zaznaczyć dominujące użytkowanie terenu w strefie przybrzeżnej (buforze sięgającym do 50 m od krawędzi skarp). Dla każdego z brzegów można zaznaczyć więcej niż jedną kategorię, jeśli występuje współdominacja, np. w sytuacji gdy podobną powierzchnię zajmują lasy, łąki i grunty orne, należy zaznaczyć jednocześnie trzy kategorie: seminaturalne, użytki zielone i rolnicze poza użytkami zielonymi. Wyróżnia się cztery zbiorcze **kategorie użytkowania terenu** (Szoszkiewicz i in., 2017b):

- Tereny seminaturalne – lasy, zadrzewienia, zakrzewienia, tereny podmokłe, szuwary, wysokie ziołorośla i otwarte lustro wody akwenów naturalnych;
- Użytki zielone – łąki, pastwiska, hale oraz inne tereny trwale porośnięte roślinnością trawiastą, np. trawniki;
- Tereny rolnicze poza użytkami zielonymi – uprawy na gruntach ornych, sady, plantacje, ogrody, ogródki działkowe i stawy rybne;
- Obszary zurbanizowane – tereny uszczelnione zabudowy zwartej, gęstej lub luźnej, tereny komunikacyjne, a także inne antropogeniczne obszary niezabudowane, takie jak: tereny pod urządzeniami technicznymi, place, składowiska odpadów, zwałowiska, wyrobiska i inne tereny przemysłowo-składowe.

W **sekcji L** należy zaznaczyć wszystkie występujące **utrudnienia w badaniach**. Zostały one szczegółowo opisane w podrozdziale 1.5.2. Warunki utrudniające badania makrofitów.

Na drugiej stronie protokołu terenowego jest miejsce na odręczny plan sytuacyjny, czyli szkic badanego odcinka cieku wraz z doliną. Powinien on uwzględniać charakterystyczne obiekty, pozwalające na łatwą identyfikację początku i końca odcinka, np.: budynki, drogi, budowle hydrotechniczne, dopływy, kępy drzew i krzewów, gruby rumosz drzewny oraz głazy w korycie, itp. Na szkicu zaznacza się także stanowiska makrofitów ważnych z punktu widzenia oceny stanu ekologicznego (np. mszaków,

rdestnic), które nie powinny być przeoczone przy ponownym badaniu. Ponadto należy zaznaczyć kierunek przepływu wody. Na dole drugiej strony protokołu terenowego jest miejsce na wpisanie liczby i kodów pobranych próbek makrofitów oraz uwagi i nietypowe obserwacje.

Przed opuszczeniem stanowiska badawczego należy sprawdzić kompletność wypełnionego protokołu terenowego. Niedopuszczalne jest odtwarzanie informacji po powrocie z terenu ze względu na duże ryzyko popełnienia błędu. Jedyne dopuszczalne zmiany w formularzu, które mogą być wprowadzone po powrocie dotyczą makrofitów, których identyfikacja odbywała się w laboratorium, ale ich ilościowość musi być określona już w terenie.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Wyposażenie laboratorium biologicznego:

- Lupa ręczna lub soczewka Fresnela (powiększenie co najmniej 10x) do dokładniejszej obserwacji podstawowych cech anatomicznych roślin naczyniowych oraz mszaków, bardzo łatwa do zastosowania także bezpośrednio w terenie, np. jako ułatwienie identyfikacji rdestnic wąskolistnych;
- Mikroskop stereoskopowy (płynne powiększenie 5-75x) z oświetleniem przechodzącym i odbitym, najlepiej światłowodowym lub diodowym, nie podgrzewającym obserwowanego materiału roślinnego. Niezbędnym wyposażeniem mikroskopu jest kamera cyfrowa, umożliwiająca dokumentowanie oznaczanych okazów oraz wykonywanie pomiarów wielkości organów. Okulary szerokokątne zapewniają największy komfort pracy. Mikroskop stereoskopowy umożliwia wygodną obserwację wielu cech anatomicznych zarówno roślin naczyniowych, mchów, wątrobowców, jak i glonów makroskopowych, np. układ nerwów w liściach rdestnic, oskrzydlenie owoców szczawi, budowę plew i plewek traw, budowę listków mchów i wątrobowców, w tym żebra oraz sposób rozgałęzienia plech glonów makroskopowych;
- Mikroskop świetlny (powiększenie 40-1000x) do obserwacji budowy komórkowej glonów i mszaków. Dodatkowe możliwości daje wyposażenie mikroskopu w kamerę cyfrową;
- Instrumenty do preparowania roślin: szkiełka podstawowe i nakrywkowe, tace do preparacji, igły preparacyjne proste i zakrzywione, zestaw pęset, skalpele do preparacji organów i wykonywania przekrojów łodyg i liści;
- Zlewki do zwilżania zasuszonych okazów zielnikowych: mszaków, ramienic, rzadziej innych makroglonów i rdestnic wąskolistnych;
- Rozcieńczony kwas solny do rozpuszczania inkrustacji ramienic oraz niektórych roślin naczyniowych;
- Roztwór rozmiękczający Pohla do rozmiękczania na zimno okazów zielnikowych roślin naczyniowych. Roztwór ten nie odbarwia materiału roślinnego i nie plami zielnika;

- Materiały do zielnikowania roślin: papier, taśma klejąca, etykiety, papier gazetowy;
- Lodówka umożliwiająca dłuższe przechowywanie makrofitów zebranych w terenie.

Postępowanie z próbkami roślin:

Najdokładniejsza identyfikacja makrofitów może być wykonana w stanie świeżym, a rośliny wodne, szczególnie zanurzone, bardzo szybko więdną i ulegają destrukcji. Na utrzymanie turgoru i zachowanie świeżego pokroju pozwala przechowywanie roślin bez wody w zamkniętych torbach foliowych (najlepiej z zamknięciem strunowym), które umieszczone w lodówce w temperaturze 4°C, mogą przetrwać w bardzo dobrym stanie przez co najmniej 3 dni. Dłuższe przechowywanie roślin wymaga ich zielnikowania, ale identyfikacja taksonomiczna w tej formie jest zwykle trudniejsza, a w przypadku niektórych gatunków, niemożliwa.

Zbiór zielnikowy pozwala na weryfikację identyfikacji różnych rzadszych i trudniejszych gatunków, wykonywaną okresowo przy okazji spotkań z taksonomami wyspecjalizowanymi w poszczególnych grupach systematycznych roślin. Zebrane rośliny należy odpowiednio sprasowane suszyć i oznakować etykietą oraz sporządzić listę ich kluczowych cech identyfikacyjnych. Zielniki można także zeskanować i przechowywać oraz udostępniać w formie elektronicznej. W przypadku roślin wodnych szerokie zastosowanie ma **dokumentacja fotograficzna**. Ze względu na szybki proces zmiany pokroju roślin po wyjęciu z wody wiele istotnych dla identyfikacji cech jest niewidocznych po kilku dniach po zebraniu nawet w przypadku prawidłowego ich zielnikowania. Dokumentacja w formie fotografii cyfrowych pozwala na rzetelną identyfikację roślin w dowolnym terminie po zakończeniu prac terenowych.

Spośród wszystkich roślin wodnych, **mchy i wątrobowce** cechuje największa łatwość przechowywania i zielnikowania. Mszaki nie sprawiają kłopotów przy zbiorze i przenoszeniu w terenie, nie niszczą się podczas transportu, szybko się zasuszają i wiernie zachowują niemal wszystkie cechy diagnostyczne i taksonomiczne, a kolekcja zajmuje bardzo mało miejsca. Wysuszone mszaki przed rozpoczęciem ich identyfikacji należy nawilżyć mocząc je w ciepłej wodzie przez 15-20 minut. W ten sposób można dokonywać precyzyjnej identyfikacji po upływie wielu miesięcy, czy nawet lat. Próbki mszaków przechowujemy wysuszone w papierowych, opisanych ołówkiem kopertach zielnikowych.

Makroglony zbiera się do pojemników z wodą z zapewnieniem przestrzeni powietrza ponad wodą. Po powrocie do laboratorium próby należy umieścić w lodówce. Makroglony powinny być w miarę możliwości oznaczane w stanie świeżym. Utrwalanie próby jest konieczne tylko w przypadkach, gdy między pobraniem a identyfikacją występuje opóźnienie większe niż 3 dni. Kilka kropel etanolu wydłuża możliwość przechowywania, ale może utrudnić rozpoznawanie poprzez wypłukanie chlorofilu. Można także stosować 4% roztwór formaliny lub używać niewielkich stężeń płynu Lugola, które jednak powodują problemy w identyfikacji sinic.

Ramienice mogą być przetrzymywane w 4% roztworze formaliny lub w formie wysuszonej. Podczas suszenia nie należy zbyt mocno ściskać ramienic, aby ich nie uszko-

dzić. Zasuszone okazy warto przechowywać na tekturowym podkładzie, co je usztywni. W przeciwnym razie wysuszone, inkrustowane węglanem wapnia plechy łatwo mogą ulec pokruszeniu. W przypadku okazów kleistych, wysuszający arkusz powinien być przykryty kawałkiem woskowanego papieru lub polietylenem, tak aby okaz nie przykleił się do papieru.

Zbiór zielnikowy

Jednostka realizująca badania monitoringowe makrofitów powinna posiadać sukcesywnie rozbudowywaną kolekcję wysuszonych roślin w formie zielnika, jako zbiór referencyjny do porównań z materiałem na bieżąco zbieranym w terenie. Tworząc zielnik należy zbierać przede wszystkim okazy typowe, reprezentatywne dla danej populacji. W przypadku gatunków wytwarzających na danym stanowisku różniące się pokrojem formy (np. zanurzone i wynurzone), należy zbierać obie. Identyfikacja gatunków powinna być zweryfikowana przez specjalistów. Okazy powinny mieć etykiety, na których należy umieścić następujące dane: łacińska i polska nazwa gatunkowa, data zbioru, najbliższa miejscowość i/lub współrzędne GPS, kod ppk, imię i nazwisko zbierającego oraz oznaczającego.

Podczas suszenia roślin nie należy dopuszczać do długotrwałego utrzymywania się wilgoci w paczkach z roślinami, gdyż grozi to pleśnieniem zebranego materiału. Częsta wymiana gazet w suszarce botanicznej pozwala uniknąć tego problemu. Im szybciej schną rośliny, tym lepiej zachowują się ich naturalne barwy. Zbiór referencyjny najlepiej trzymać w szafce z wieloma płytkimi szufladami, dla uniknięcia zniszczenia wysuszonych okazów. Pomieszczenie do przetrzymywania zielnika powinno mieć w miarę możliwości stałą temperaturę oraz niską wilgotność powietrza (<50%). Okazy powinny być przechowywane w ciemnościach, ponieważ długotrwała ekspozycja na światło powoduje odbarwienie roślin. Cennym uzupełnieniem zbioru referencyjnego jest kolekcja fotografii oraz mikrofotografii, wykonanych pod mikroskopem (w przypadku mszaków, makroglonów i rdestnic wąskolistnych). Taki zbiór pozwala na weryfikację identyfikacji rzadszych i trudniejszych gatunków makrofitów.

3. OBLICZANIE WSKAŹNIKA MIR

Wykonana w terenie ocena botaniczna pozwala obliczyć Makrofitowy Indeks Rzeczny (MIR), wskazujący na stan ekologiczny wód płynących. Makrofity najsilniej reagują na poziom biogenów w wodzie, przez co MIR odzwierciedla degradację rzek głównie spowodowaną czynnikiem troficznym. Wykorzystuje się przy tym **189 taksonów wskaźnikowych**, w tym: 63 rośliny naczyniowe jednoliścienne, 55 dwuliściennych, 5 paprotników, 27 mchów, 13 wątrobowców, 1 wodny porost (*Collema*), 22 makroglony, 2 sinice i 1 bakterię kolonijną (*Sphaerotilus natans*). Pełna lista taksonów wraz z liczbami wskaźnikowymi podana jest w załączniku II. Wśród nich 154 taksony są w randze gatunku (makrofity naczyniowe i większość mchów), a 35 w randze rodzaju (większość glonów i wątrobowców).

Poszczególnym taksonom przypisane są dwie liczby wskaźnikowe. **Liczba trofizmu (L)** jest powiązana ze średniorocznym stężeniem związków biogennych w wodzie

(zwłaszcza fosforu) i wskazuje na optymalny poziom trofii wody, w którym dany takson najlepiej się rozwija. Liczba trofizmu przyjmuje wartości w zakresie od 1 dla wskaźników hipereutrofii do 10 dla oligotrofii (tab. 7). **Współczynnik wagowy (W)** jest miarą tolerancji ekologicznej taksonu względem trofii wody i wskazuje na zakres zmienności stężeń biogenów w wodzie, w których dany takson występuje (tab. 8). Współczynnik wagowy przyjmuje wartości od 1 dla gatunków eurytroficznych (roślin o szerokiej amplitudzie ekologicznej i przez to o słabej wartości wskaźnikowej) do 3 dla stenotroficznych (roślin o wąskiej amplitudzie ekologicznej i przez to o dużej wartości wskaźnikowej). Liczby wskaźnikowe są miarą tolerancji ekologicznej makrofitów względem trofii wody, szczególnie średniorocznych stężeń fosforu ogólnego, który jest głównym czynnikiem limitującym rozwój roślinności w wodach powierzchniowych (rys. 2).

Tabela 7. Sposób interpretacji liczby trofizmu (L)

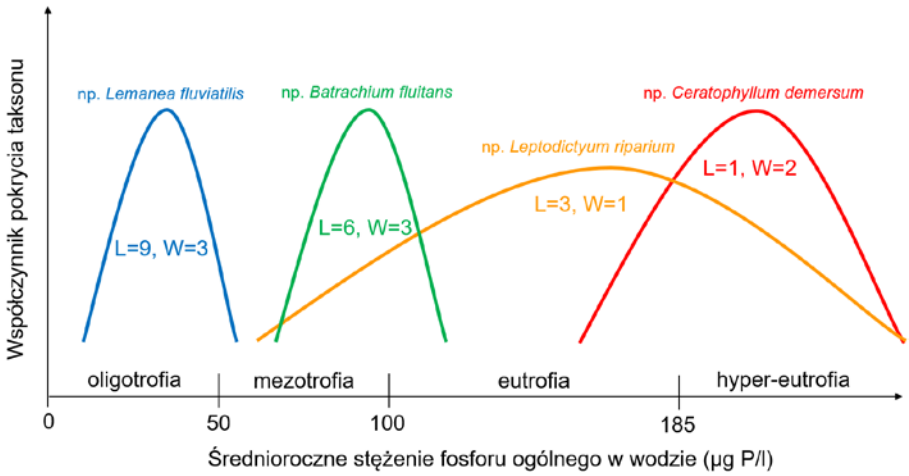
Wartość liczby trofizmu (L)	Stężenie fosforu ogólnego w wodzie (µg P/l)*	Preferencje taksonu względem trofii wody
1	>210	hypereutrofia
2	185-210	
3	160-185	eutrofia
4	140-160	
5	100-140	
6	85-100	mezotrofia
7	70-85	
8	50-70	
9	35-50	oligotrofia
10	≤35	

* mediana ze średniorocznych stężeń fosforu ogólnego dla stanowisk, na których stwierdzono występowanie danego taksonu

Tabela 8. Sposób interpretacji współczynnika wagowego (W)

Wartość współczynnika wagowego (W)	Zmienność stężeń fosforu ogólnego w wodzie*	Zakres tolerancji ekologicznej taksonu względem trofii wody
1	>1,0	szeroki (eurytrofy)
2	0,6-1,0	średni
3	≤0,6	wąski (stenotrofy)

* współczynnik zmienności stężeń fosforu ogólnego w wodzie, obliczony jako iloraz odchylenia standardowego przez średnią ze średniorocznych stężeń fosforu ogólnego dla stanowisk, na których stwierdzono występowanie danego taksonu



Na podstawie wyników badań terenowych (listy taksonów wraz z oceną ich pokrycia) można obliczyć **Makrofitowy Indeks Rzeczny**, zgodnie z poniższą formułą:

$$MIR = \frac{\sum(L_i \times W_i \times P_i)}{\sum(W_i \times P_i)} \times 10$$

gdzie:

MIR – Makrofitowy Indeks Rzeczny, MIR ∈ ⟨10, 100⟩;
L_i – liczba trofizmu dla gatunku i, L ∈ ⟨1, 10⟩;
W_i – współczynnik wagowy dla gatunku i, W ∈ ⟨1, 3⟩;
P_i – współczynnik pokrycia dla gatunku i, P ∈ ⟨1, 9⟩.

Makrofitowy Indeks Rzeczny można wyrazić jako Współczynnik Jakości Ekologicznej (WJE), przyjmujący wartości w zakresie od 0 do 1, poprzez podzielenie MIR obliczonego dla danego stanowiska przez MIR referencyjny dla danego typu rzeki, zgodnie z poniższą formułą:

$$MIR_{WJE} = \frac{MIR_{obl.}}{MIR_{ref.}} - 0,1$$

gdzie:

MIR_{WJE} – Makrofitowy Indeks Rzeczny wyrażony jako Współczynnik Jakości Ekologicznej (WJE), $MIR_{WJE} \in \langle 0, 1 \rangle$;
$MIR_{obl.}$ – MIR obliczony dla danego stanowiska, $MIR_{obl.} \in \langle 10, 100 \rangle$;
$MIR_{ref.}$ – MIR referencyjny dla danego typu rzeki (tab. 9.)

Tabela 9. Wartości referencyjne wskaźnika MIR w typach abiotycznych rzek

Typ cieku wg typologii ob. do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii ob. od 01.01.2022	Wartość MIR w warunkach referenc.*	Zmienność MIR w warunkach referenc.**
1, 2, 3	PGT, PGS	83,5	4,47
4, 5, 8, 12, 14	RW_krz, RWf_krz	78,2	5,86
6, 7, 9, 12, 14	RW_wap, RWf_wap	72,8	8,34
10, 15	RsW_krz, RsW_wap	59,2	4,21
16, 18, 26	PN, Pl_poj	52,5	4,99
17	PNp, PN_uj	49,4	6,15
19, 20, 22	RzN, RzN_uj, Rl_poj	48,8	2,60
23, 25	P_org, P_poj	47,7	6,85
24	Rz_org, R_poj	45,8	3,73

* mediana ze stanowisk referencyjnych reprezentujących dany typ rzeki
** odchylenie standardowe ze stanowisk referencyjnych reprezentujących dany typ rzeki

W przypadku lokalizacji kilku punktów pomiarowo-kontrolnych w obrębie jednej jcwp, należy obliczyć wartość średnią dla całej części wód.

Wartości wskaźnika MIR_{WJE} wahają się w zakresie od 0 do 1. Im wynik jest bliższy wartości 1, tym stan ekologiczny badanego stanowiska jest bliższy stanowi referencyjnemu dla danego typu rzeki. W przypadku uzyskania wyniku $MIR_{WJE}>1$, należy przyjąć 1. Sytuacja taka rzadko może wystąpić na odcinkach potoków lub małych rzek wyżynnych i górskich, zlokalizowanych na obszarach parków narodowych.

4. KLASYFIKACJA RZEK NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA MIR

4.1. Klasyfikacja rzek

Wartości graniczne Makrofitowego Indeksu Rzecznego (MIR) dla 5 klas stanu ekologicznego są specyficzne dla poszczególnych typów abiotycznych rzek (tab. 10, 11). Rekomenduje się wyłączyć z monitoringu wielkie rzeki nizinne (RwN), ze względu słaby rozwój makrofitów oraz dominację amfifitów i helofitów o niewielkiej wartości bioindykacyjnej. Klasyfikacja badanego odcinka cieku polega na dopasowaniu obliczonej wartości indeksu MIR do odpowiedniego przedziału wartości granicznych przypisanych danemu typowi abiotycznemu.

Tabela 10. Wartości graniczne wskaźnika MIR dla pięciu klas stanu/potencjału ekologicznego w typach abiotycznych rzek

Typ cieku wg typologii ob. do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii ob. od 01.01.2022	Klasa stanu/potencjału ekologicznego				
		BARDZO DOBRY	DOBRY	UMIARKOWANY	SŁABY	ZŁY
1,2	PGT	≥76,6	≥58,5	≥40,4	≥25,9	<25,9
3	PGS	≥78,8	≥60,0	≥41,3	≥26,3	<26,3
4, 5, 8	RW_krz	≥68,8	≥52,9	≥37,1	≥24,5	<24,5
6, 7, 9	RW_wap	≥64,2	≥49,7	≥35,2	≥23,7	<23,7
12, 14	RWf_krz	≥68,8	≥52,9	≥37,1	≥24,5	<24,5
12, 14	RWf_wap	≥64,2	≥49,7	≥35,2	≥23,7	<23,7
10	RsW_krz	≥52,6	≥41,5	≥30,5	≥21,6	<21,6
15	RsW_wap	≥52,6	≥41,5	≥30,5	≥21,6	<21,6
16, 18, 26	PN	≥48,3	≥37,6	≥27,0	≥16,4	<16,4
17	PNp	≥46,7	≥36,8	≥27,0	≥16,3	<16,3
19, 20	RzN	≥45,4	≥36,9	≥28,5	≥20,1	<20,1
21	RwN	wyłączone z monitoringu makrofitów				
22	PN_uj	≥46,7	≥36,8	≥27,0	≥16,3	<16,3
22	RzN_uj	≥45,4	≥36,9	≥28,5	≥20,1	<20,1
23	P_org	≥45,6	≥35,7	≥25,8	≥15,9	<15,9
24	Rz_org	≥43,2	≥35,4	≥27,5	≥19,7	<19,7
25	P_poj	≥45,6	≥35,7	≥25,8	≥15,9	<15,9
25	Pl_poj	≥48,3	≥37,6	≥27	≥16,4	<16,4
25	R_poj	≥43,2	≥35,4	≥27,5	≥19,7	<19,7
25	Rl_poj	≥45,4	≥36,9	≥28,5	≥20,1	<20,1

Tabela 11. Wartości graniczne wskaźnika MIR_{WJE} dla pięciu klas stanu ekologicznego w typach abiotycznych rzek

Typ cieku wg typologii ob. do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii ob. od 01.01.2022	Klasa stanu/potencjału ekologicznego				
		BARDZO DOBRY	DOBRY	UMIARKOWANY	SŁABY	ZŁY
1,2	PGT	≥0,776	≥0,569	≥0,361	≥0,196	<0,196
3	PGS	≥0,775	≥0,567	≥0,358	≥0,192	<0,192
4, 5, 8	RW_krz	≥0,779	≥0,577	≥0,375	≥0,213	<0,213
6, 7, 9	RW_wap	≥0,781	≥0,582	≥0,384	≥0,225	<0,225
12, 14	RWf_krz	≥0,779	≥0,577	≥0,375	≥0,213	<0,213
12, 14	RWf_wap	≥0,781	≥0,582	≥0,384	≥0,225	<0,225
10	RsW_krz	≥0,788	≥0,601	≥0,415	≥0,265	<0,265
15	RsW_wap	≥0,788	≥0,601	≥0,415	≥0,265	<0,265
16, 18, 26	PN	≥0,819	≥0,617	≥0,414	≥0,212	<0,212
17	PNp	≥0,844	≥0,645	≥0,445	≥0,230	<0,230
19, 20	RzN	≥0,831	≥0,658	≥0,485	≥0,312	<0,312
21	RwN	wyłączone z monitoringu makrofitów				
22	PN_uj	≥0,844	≥0,645	≥0,445	≥0,230	<0,230
22	RzN_uj	≥0,831	≥0,658	≥0,485	≥0,312	<0,312
23	P_org	≥0,820	≥0,621	≥0,421	≥0,222	<0,222
24	Rz_org	≥0,832	≥0,663	≥0,494	≥0,325	<0,325
25	P_poj	≥0,820	≥0,621	≥0,421	≥0,222	<0,222
25	Pl_poj	≥0,819	≥0,617	≥0,414	≥0,212	<0,212
25	R_poj	≥0,832	≥0,663	≥0,494	≥0,325	<0,325
25	Rl_poj	≥0,831	≥0,658	≥0,485	≥0,312	<0,312

W przypadku **silnie zmienionych (szcw) i sztucznych części wód (scw)** opracowano indywidualne kryteria klasyfikacji dla każdej jcwp, obniżone w stosunku do wartości dla naturalnych części wód maksymalnie o jedną klasę. Kryteria te uwzględniają konieczność utrzymania konkretnych, specyficznych dla jcwp przekształceń hydromorfologicznych, służących istotnym interesom korzystania z wód lub środowisku.

Metoda wyznaczania wartości granicznych klas potencjału ekologicznego oparta była na wykorzystaniu Hydromorfologicznego Indeksu Rzecznego (HIR), który był podstawowym wskaźnikiem stosowanym w procesie wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód rzecznych. Dla wyznaczenia granicy dobrego potencjału ekologicznego z przedziału granic umiarkowanego stanu ekologicznego odjęto wartość odpowiadającą ułamkowi: $1–(HIR_{max} /HIR_{0,60})$. O taką samą wartość, proporcjonalnie do szerokości przedziałów kolejnych klas stanu ekologicznego, zmieniono dolne granice dla umiarkowanego i słabego potencjału ekologicznego. Dolną granicę dobrego potencjału ekologicznego obliczano zgodnie z poniższym równaniem:

$$DPE_d = DSE_d - \left[1 - \frac{HIR_{max}}{HIR_{0,60}} \times (DSE_d - USE_d)\right]$$

gdzie:

DPE_d – dolna granica dobrego potencjału ekologicznego;
DSE_d – dolna granica dobrego stanu ekologicznego;
USE_d – dolna granica umiarkowanego stanu ekologicznego;
$HIR_{0,60}$ – wartość wskaźnika HIR=0,60 (podstawa do wyznaczenia JCWP jako naturalnej);
HIR_{max} – maksymalna możliwa do osiągnięcia wartość wskaźnika HIR po restytucji i teście alternatyw dla danej SZCW/SCW.

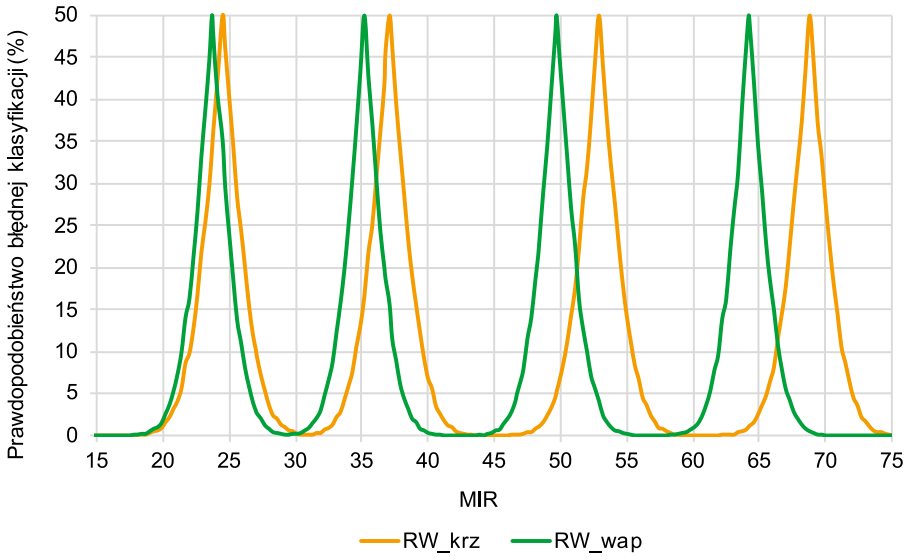
Zagadnienie to jest szczegółowo opisane w rozdziale 5. „Określanie potencjału ekologicznego dla SZCW i SCW" w opracowaniu pt.: „Przegląd i weryfikacja metodyk wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych wraz ze wstępnym i ostatecznym wyznaczeniem" (Grela i in., 2019).

4.2. Ocena wiarygodności klasyfikacji

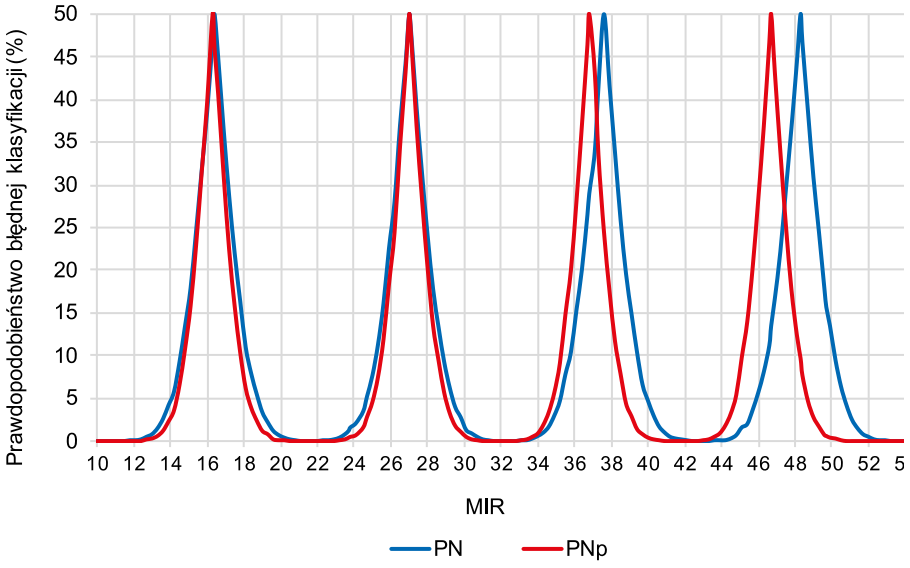
Współczynnik zmienności wskaźnika MIR w odniesieniu do czynnika personalnego (zmienność oceny pomiędzy badaczami) określono jako medianę z odchyleń standardowych wskaźników MIR, uzyskanych przez różnych badaczy na tych samych stanowiskach. Wartości te obliczono dla wybranych typów abiotycznych rzek na podstawie danych literaturowych (Staniszewski i in., 2006; Szoszkiewicz i in. 2005, 2009, 2011) oraz niepublikowanych wyników eksperymentów autorów niniejszego rozdziału:

- Potok lub mała rzeka wyżynna na podłożu krzemianowym (RW_krz) – 1,97;
- Potok lub mała rzeka wyżynna na podłożu węglanowym (RW_wap) – 1,78;
- Potok lub strumień nizinny (PN) – 1,43;
- Potok lub strumień nizinny piaszczysty (PNp) – 1,20.

Błąd wynikający ze zmienności oceny pomiędzy badaczami szacowano za pomocą programu WISERBUGS v.1.2 (Clarke, 2012) dla wybranych typów abiotycznych rzek (rys. 3 i 4). Obliczone parametry pozwoliły wykonać symulację prawdopodobieństwa popełnienia błędu dla całego zakresu indeksu MIR - od najgorszej możliwej wartości MIR (WJE=0), do poziomu stwierdzanego w rzekach referencyjnych (WJE=1). Symulacja wykazała dużą odporność wskaźnika MIR na błędne klasyfikowanie stanu ekologicznego rzek. Wysoki stopień pewności klasyfikacji cieków prowadzonej w oparciu o MIR, wynika głównie z dużej liczby taksonów uwzględnionych w systemie jako bioindykatorów. Pominięcie któregoś z gatunków przez badającego lub błędne oszacowanie jego pokrycia ma stosunkowo mały wpływ na końcowy wynik w sytuacji, gdy jest on wypadkową oceny kilkunastu lub kilkudziesięciu taksonów wskaźnikowych.



Rys. 3. Prawdopodobieństwo błędnej klasyfikacji rzek w oparciu o wskaźnik MIR w rzekach wyżynnych typów RW_krz i RW_wap



Rys. 4. Prawdopodobieństwo błędnej klasyfikacji rzek w oparciu o wskaźnik MIR w rzekach nizinnych typów PN i PNp

PIŚMIENNICTWO

Birk S., Willby M., Baattrup-Pedersen A., Chauvin C., Denys L., Galoux D., McGarrigle M., Minciardi M.R., Pall K., Pot R., Szoszkiewicz K., 2011. CBrivGIG WFD Intercalibration Phase 2: Milestone 5 Report, ss. 30.

Bis B., Mikulec A. (red.), 2013. Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska. Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa, 127 pp., ISBN 978-83-61227-21-2.

Błachuta J., Picińska- Fałtynowicz J., Czoch K., Kulesza K., 2010. Abiotyczne typy wód płynących w Polsce. Gospodarka Wodna, 5, 181-191.

Budka, A., 2019. How many indicator species are required to assess the ecological status of a river? Oceanological and Hydrobiological Studies, 48 (1): 1-12.

Clarke R., 2012. WISERBUGS (WISER Bioassessment Uncertainty Guidance Software) tool for assessing confidence of WFD ecological status class. User Manual and software: Release 1.2 (November 2011). Deliverable D6.1-3.

Decyzja Komisji 2013/480/UE z dnia 20 września 2013 r. ustanawiająca, na podstawie dyrektywy 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, wartości liczbowe do celów klasyfikacji w systemach monitorowania państw członkowskich będące wynikiem ćwiczenia interkalibracyjnego, i uchylająca decyzję 2008/915/WE.

Gebler D., Szoszkiewicz K., Kayzer D., Budka A., 2014. Artificial neural network modelling of macrophyte indices based on physico-chemical characteristics of water. Hydrobiologia, 737: 215-224.

Gebler D., Szoszkiewicz K., Pietruczuk K., 2017. Modeling of the river ecological status with macrophytes using artificial neural networks. Limnologica, 65: 46-54.

Grela J., Biedroń I., Boroń A., Gąsior M., Gebler D., Godyń I., Grzebinoga M., Grześkowiak A., Jusik S., Kokoszka R., Krawczyk D., Krzymiński W., Madej P., Mazur A., Olszar M., Pawlaczyk P., Pietruczuk K., Prus P., Stępień M., Wybraniec K., Żak J., 2019. Ostateczna metodyka wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych wraz z koncepcją określania potencjału ekologicznego w ramach projektu pt.: „Przegląd i weryfikacja metodyk wyznaczania silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych wraz ze wstępnym i ostatecznym wyznaczeniem", Kraków, ss. 142.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Jusik S., 2012. Klucz do oznaczania mchów i wątrobowców wodnych dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce, Główny Inspektorat Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ss. 262.

Jusik S., 2013. Wpływ czynników degradacji wód na ocenę stanu ekologicznego rzek – wyniki badań doświadczalnych, W: Wątroba J. (red.) Zastosowanie statystyki

i data mining w badaniach naukowych, Wydawnictwo StatSoft Polska, Kraków, 17-30.

Jusik S., Staniszewski R., 2019. Shading of river channels as an important factor reducing macrophyte biodiversity, Pol. J. Environ. Stud., 28 (3): 1215-1222.

Jusik S., Szoszkiewicz K., Kupiec J.M., Lewin I., Samecka-Cymerman A., 2015. Development of comprehensive river typology based on macrophytes in the mountain-lowland gradient of different Central European ecoregions, Hydrobiologia, 745 (1): 241-262.

Parasiewicz P.. 2007. The MesoHABSIM Model Revisited. River Res. Applic., 23 (8): 893-903.

Staniszewski R., Szoszkiewicz K., Zbierska J., Leśny J., Jusik S., Clark R.. 2006. Assessment of sources of uncertainty in macrophyte surveys and the consequences for river classification, Hydrobiologia, 566: 235-246.

Szoszkiewicz K., Budka A., Pietruczuk K., Kayzer D., Gebler D.. 2017a. Is the macrophyte diversification along the trophic gradient distinct enough for river monitoring? Environmental Monitoring and Assessment, 189 (1): #4.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Adynkiewicz-Piragas M., Gebler D., Achtenberg K., Radecki-Pawlik A., Okruszko T., Giełczewski M., Pietruczuk K., Przesmycki M., Nawrocki P., 2017b. Podręcznik oceny wód płynących w oparciu o Hydromorfologiczny Indeks Rzeczny, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ss. 189.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Lewin I., Czerniawska-Kusza I., Kupiec J.M., Szostak M., 2018. Macrophyte and macroinvertebrate patterns in unimpacted mountain rivers of two European ecoregions, Hydrobiologia, 808: 327-342.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Mendyk M., Kania P., 2005. Zmienność oceny stanu ekologicznego wód płynących z wykorzystaniem metod opartych na makrofitach w aspekcie różnorodności gatunkowej, Rocz. AR Pozn., Melior. Inż. Środ. 26: 443-451.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Pietruczuk K., Gebler D., 2020. The Macrophyte Index for Rivers (MIR) as an advantageous approach to running water assessment in local geographical conditions, Water, 12 (1): 108.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Zgoła T., 2010b. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce, wydanie 2, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ss. 308.

Szoszkiewicz K., Ławniczak A.E., Jusik S., Zgoła T. 2010c. Macrophyte development in unimpacted lowland rivers. Hydrobiologia, 656 (1): 117-131.

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T., 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Opracowanie metodyki badań terenowych makrofitów na potrzeby rutynowego monitoringu wód oraz metoda oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie makrofitów. Tom I - Rzeki. Raport końcowy II etapu 690/05/Wn50/NE-GW-TX/D. Instytut Ochrony Środowiska, Akademia Rolnicza im. A. Cieszkowskiego w Poznaniu, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski. Warszawa – Poznań – Olsztyn, ss. 71.

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Jusik S., Zgoła T., 2010a. Makrofitowa Metoda Oceny Rzek. Podręcznik metodyczny do oceny i klasyfikacji stanu ekologicznego wód płynących w oparciu o rośliny wodne, Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań, ss. 81.

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Ławniczak A.E., Jusik S., Szwabińska M., 2011. Makrofity w rzekach, W: Soszka H. (red) Ocena stanu ekologicznego wód zlewni rzeki Wel. Wytyczne do zintegrowanej oceny stanu ekologicznego rzek i jezior na potrzeby planów gospodarowania wodami w dorzeczu, Wydawnictwo IRŚ, Olsztyn, s. 39-53.

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Staniszewski R., Jusik S., 2009. The variability of macrophyte metrics used in river monitoring, Oceanol. and Hydrobiol. Stud., 38 (4): 117-126.

Szoszkiewicz K., Zbierska J., Staniszewski R., Jusik S., Zgoła T., Kupiec J., 2005. Errors and variation associated with field protocols for the collection and application of macrophyte and hydro-morphological data. STAR Deliverable N4, ss. 132.

Załącznik I

MAKROFITOWA METODA OCENY RZEK wersja 2020 **strona 1 z 2**
(rzeki nizinne)

JCWP: Nazwa ..... Kod ..... Status .....

Nazwa cieku ..... Nazwa stanowiska ..... Kod stanowiska .....

Wykonujący badania ..... Data ..... Godzina ..... GPS .....

(Wyznacz pokrycie wg 9 stopniowej skali)

Takson	Pokrycie	Takson	Pokrycie	Takson	Pokrycie
GLONY		*Epilobium palustre*		*Ranunculus sceleratus*	
Cladophora sp.		*Equisetum fluviatile*		*Rorippa amphibia*	
Hildenbrandia rivularis		*Equisetum palustre*		*Rumex hydrolapathum*	
Oedogonium sp.		*Eupatorium cannabinum*		*Sagittaria sagittifolia*	
Phormidium sp.		*Filipendula ulmaria*		*Salix* sp.	
Rhizoclonium sp.		*Galium palustre*		*Schoenoplectus lacustris*	
Spirogyra sp.		*Galium uliginosum*		*Scirpus sylvaticus*	
Ulothrix sp.		*Glyceria fluitans*		*Scrophularia umbrosa*	
Ulva sp.		*Glyceria maxima*		*Scutellaria galericulata*	
Vaucheria sp.		*Hydrocharis morsus-ranae*		*Sium latifolium*	
MSZAKI		*Hydrocotyle vulgaris*		*Solanum dulcamara*	
Conocephalum sp.		*Iris pseudacorus*		*Sparganium emersum*	
Fontinalis antipyretica		*Juncus effusus*		*Sparganium erectum*	
Leptodictyum riparium		*Lemna gibba*		*Spirodela polyrhiza*	
Marchantia aquatica		*Lemna minor*		*Stachys palustris*	
Pellia sp.		*Lemna trisulca*		*Symphytum officinale*	
Platyhypnidium riparioides		*Lycopus europaeus*		*Typha angustifolia*	
NACZYNIOWE		*Lysimachia nummularia*		*Typha latifolia*	
Acorus calamus		*Lysimachia vulgaris*		*Urtica dioica*	
Agrostis stolonifera		*Lythrum salicaria*		*Veronica anagallis-aquatica*	
Alisma plantago-aquatica		*Mentha aquatica*		*Veronica beccabunga*	
Batrachium aquatile		*Myosotis palustris*		**INNE TAKSONY**	
Batrachium circinatum		*Myosoton aquaticum*			
Batrachium fluitans		*Myriophyllum spicatum*			
Batrachium trichophyllum		*Myriophyllum verticillatum*			
Berula erecta		*Nasturtium officinale*			
Bidens cernua		*Nuphar lutea*			
Bidens frondosa		*Nymphaea alba*			
Bidens tripartita		*Oenanthe aquatica*			
Butomus umbellatus		*Peucedanum palustre*			
Callitriche sp.		*Phalaris arundinacea*			
Caltha palustris		*Phragmites australis*			
Calystegia sepium		*Poa palustris*			
Cardamine amara		*Polygonum amphibium*			
Carex acutiformis		*Polygonum hydropiper*			
Carex gracilis		*Polygonum persicaria*			
Carex paniculata		*Potamogeton alpinus*			
Carex pseudocyperus		*Potamogeton berchtoldii*			
Carex riparia		*Potamogeton compressus*			
Carex rostrata		*Potamogeton crispus*			
Ceratophyllum demersum		*Potamogeton lucens*			
Ceratophyllum submersum		*Potamogeton natans*			
Cicuta virosa		*Potamogeton nodosus*			
Eleocharis palustris		*Potamogeton pectinatus*			
Elodea canadensis		*Potamogeton perfoliatus*			
Epilobium hirsutum		*Ranunculus repens*			

POKRYCIE			
skala	%	śr. %	pow. (m^2)
1	≤0,1	0,05	
2	0,1-1	0,55	
3	1-2,5	1,75	
4	2,5-5	3,75	
5	5-10	7,5	
6	10-25	17,5	
7	25-50	37,5	
8	50-75	62,5	
9	>75	87,5	

MAKROFITOWA METODA OCENY RZEK wersja 2020 (rzeki wyżynne i górskie)

JCWP: Nazwa ..... Kod ..... Status .....

Nazwa cieku ..... Nazwa stanowiska ..... Kod stanowiska .....

Wykonujący badania ..... Data ..... Godzina ..... GPS .....

(Wyznacz pokrycie wg 9 stopniowej skali)

Takson	Pokrycie	Takson	Pokrycie	Takson	Pokrycie
GLONY		*Batrachium aquatile*		*Polygonum hydropiper*	
Audouinella sp.		*Batrachium circinatum*		*Polygonum persicaria*	
Batrachospermum sp.		*Batrachium fluitans*		*Potamogeton crispus*	
Cladophora sp.		*Batrachium peltatum*		*Potamogeton natans*	
Hildenbrandia rivularis		*Batrachium trichophyllum*		*Potamogeton pectinatus*	
Lemanea fluviatilis		*Berula erecta*		*Ranunculus repens*	
Lyngyba sp.		*Bidens frondosa*		*Rorippa amphibia*	
Oedogonium sp.		*Bidens tripartita*		*Rumex hydrolapathum*	
Phormidium sp.		*Callitriche hamulata*		*Sagittaria sagittifolia*	
Rhizoclonium sp.		*Callitriche sp.*		*Salix* sp.	
Spirogyra sp.		*Caltha palustris*		*Scirpus sylvaticus*	
Stigeoclonium sp.		*Calystegia sepium*		*Scrophularia umbrosa*	
Ulothrix sp.		*Cardamine amara*		*Solanum dulcamara*	
Vaucheria sp.		*Carex acutiformis*		*Sparganium emersum*	
MSZAKI		*Carex gracilis*		*Sparganium erectum*	
Blindia acuta		*Carex riparia*		*Spirodela polyrhiza*	
Brachythecium rivulare		*Catabrosa aquatica*		*Stachys palustris*	
Bryum sp.		*Ceratophyllum demersum*		*Typha latifolia*	
Chiloscyphus sp.		*Elodea canadensis*		*Urtica dioica*	
Codriophorus sp.		*Epilobium hirsutum*		*Veronica anagallis-aquatica*	
Conocephalum sp.		*Epilobium* sp.		*Veronica beccabunga*	
Cratoneuron filicinum		*Equisetum fluviatile*		**INNE TAKSONY**	
Dichodontium pellucidum		*Equisetum palustre*			
Fissidens sp.		*Galium palustre*			
Fontinalis antipyretica		*Galium uliginosum*			
Hygroamblystegium sp.		*Glyceria fluitans*			
Hygrohypnum luridum		*Glyceria maxima*			
Hygrohypnum ochraceum		*Impatiens glandulifera*			
Leptodictyum riparium		*Iris pseudacorus*			
Marchantia aquatica		*Juncus articulatus*			
Palustriella commutata		*Juncus effusus*			
Pellia sp.		*Lemna minor*			
Plagiochila sp.		*Lycopus europaeus*			
Plagiomnium affine		*Lysimachia nummularia*			
Plagiomnium undulatum		*Lysimachia vulgaris*			
Platyhypnidium riparioides		*Lythrum salicaria*			
Polytrichum sp.		*Mentha aquatica*			
Rhizomnium punctatum		*Myosotis palustris*			
Scapania sp.		*Myosoton aquaticum*			
Schistidium sp.		*Myriophyllum spicatum*			
Sciuro-hypnum plumosum		*Nasturtium officinale*			
Sphagnum sp.		*Petasites* sp.			
NACZYNIOWE		*Phalaris arundinacea*			
Agrostis stolonifera		*Phragmites australis*			
Alisma plantago-aquatica		*Poa palustris*			
Alopecurus geniculatus		*Polygonum amphibium*			

POKRYCIE			
skala	%	śr. %	pow. (m^2)
1	≤0,1	0,05	
2	0,1-1	0,55	
3	1-2,5	1,75	
4	2,5-5	3,75	
5	5-10	7,5	
6	10-25	17,5	
7	25-50	37,5	
8	50-75	62,5	
9	>75	87,5	

MAKROFITOWA METODA OCENY RZEK wersja 2020 **strona 2 z 2**
(ocena siedliska)

A. Dł. odcinka badawczego:	**G. Materiał dna koryta:**	brak	<10%	10-25%	25-50%	50-75%	>75%	**J. Użytkow. lewego brzegu:**
☐ 100 m	wychodnie skalne	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ seminaturalne
☐ inna: ..... m	głazy (>200 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ użytki zielone (UZ)
B. Śr. szer. lustra wody:	kamienie (=63-200 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ rolnicze poza UZ
..... m	żwir gruby (=20-63 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ zurbanizowane
C. Pow. lustra wody (AxB):	żwir drobny (=2-20 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	**K. Użytkow. prawego brzegu:**
..... m^2	piasek (=0,063-2 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ seminaturalne
D. Głębokość wody:	glina/ ił (<0,063 mm)	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ użytki zielone (UZ)
<0,25 m ..... %	muł	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ rolnicze poza UZ
0,25-0,5 m ..... %	torf	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ zurbanizowane
0,5-1 m ..... %	antropogeniczny	☐	☐	☐	☐	☐	☐	**L. Utrudnienia w badaniach:**
>1 m ..... %	**H. Modyfikacje hydromor.:**	☐	**brak modyfikacji**					☐ wysoki stan wody
E. Stan wody:	wyprostowanie koryta	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ mała przezroczystość
☐ brak wody	pogłębienie koryta	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ opady deszczu
☐ niski	profilowanie brzegów	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ duża głębokość wody
☐ średni	umocnienie brzegów	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ trudny dostęp
☐ wysoki	profilowanie dna	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ niestabilne podłoże
	umocnienie dna	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ słabe oświetlenie
F. Pokrycia makrofitów:	inne:	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ wykaszanie makrofitów
..... %	**I. Zacienienie koryta:**	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐ inne .....

Plan sytuacyjny:

Szkic odcinka cieku wraz z doliną – powinien uwzględniać charakterystyczne obiekty, pozwalające na identyfikację początku i końca odcinka badawczego, np.: budynki, drogi, budowle hydrotechniczne, dopływy, kępy drzew, itp.

Pobrane próbki:	**Liczba próbek**	**Kody próbek**
Glony	.....	.....
Mszaki	.....	.....
Naczyniowe	.....	.....

UWAGI:

Załącznik II

Wykaz taksonów wskaźnikowych wykorzystywanych do obliczenia indeksu *MIR* w układzie systematycznym i przypisane im wartości *L* oraz *W*

Takson	MIR		Takson	MIR		Takson	MIR	
	L	W		L	W		L	W
PROKARIONTY			*Sciuro-hypnum plumosum*	9	2	*Veronica scutellata*	7	2
Lyngbya sp.	6	2	*Sphagnum* sp.	8	1	**JEDNOLIŚCIENNE**		
Phormidium sp.	7	2	*Straminergon stramineum*	7	1	*Acorus calamus*	3	2
Sphaerotilus natans [1]	1	3	*Thamnobryum alopecurum* [3]	8	2	*Agrostis stolonifera*	5	1
GLONY			*Warnstorfia fluitans*	7	2	*Alisma lanceolatum*	2	2
Audouinella sp.	7	2	**PAPROTNIKI**			*Alisma plantago-aquatica*	3	2
Batrachospermum sp.	6	2	*Azolla filiculoides*	3	2	*Alopecurus geniculatus*	5	2
Chaetophora sp.	7	2	*Equisetum fluviatile*	5	2	*Bolboschoenus maritimus* [11]	3	3
Chara sp.	6	2	*Equisetum palustre*	5	1	*Butomus umbellatus*	4	2
Cladophora sp.	2	1	*Salvinia natans*	5	3	*Calla palustris*	6	2
Didymosphenia geminata	7	3	*Thelypteris palustris*	7	3	*Carex acutiformis*	5	2
Hildenbrandia rivularis	6	2	**DWULIŚCIENNE**			*Carex gracilis* [12]	5	2
Hydrodictyon reticulatum	4	2	*Batrachium aquatile* [4]	6	2	*Carex elata*	6	2
Hydrurus foetidus	9	2	*Batrachium circinatum* [5]	6	2	*Carex paniculata*	6	3
Lemanea fluviatilis	9	3	*Batrachium fluitans* [6]	6	3	*Carex pseudocyperus*	4	1
Melosira sp.	4	2	*Batrachium peltatum* [7]	4	2	*Carex riparia*	4	2
Microspora sp.	3	1	*Batrachium penicillatum*	6	2	*Carex rostrata*	5	2
Mougeotia sp.	6	1	*Batrachium trichophyllum* [8]	6	3	*Carex vesicaria*	4	1
Nitella sp.	6	2	*Berula erecta*	5	2	*Catabrosa aquatica*	5	2
Oedogonium sp.	3	1	*Bidens cernua*	3	2	*Cladium mariscus*	6	2
Rhizoclonium sp.	1	2	*Bidens frondosa*	3	1	*Cyperus fuscus*	2	2
Spirogyra sp.	5	1	*Bidens tripartita*	3	1	*Eleocharis palustris*	5	2
Stigeoclonium sp.	2	1	*Callitriche hamulata*	6	3	*Elodea canadensis*	4	1
Tetraspora gelatinosa	5	2	*Callitriche* sp. [9]	4	1	*Elodea nuttallii*	3	1
Ulothrix sp.	4	1	*Cardamine amara*	5	2	*Glyceria fluitans*	4	1
Ulva sp. [2]	1	2	*Caltha palustris*	6	2	*Glyceria maxima*	3	1
Vaucheria sp.	2	1	*Ceratophyllum demersum*	1	2	*Glyceria notata* [13]	5	2
POROSTY			*Ceratophyllum submersum*	1	1	*Hydrocharis morsus-ranae*	4	2
Collema sp.	10	3	*Cicuta virosa*	5	2	*Iris pseudacorus*	4	1
WĄTROBOWCE			*Comarum palustre* [10]	7	3	*Juncus articulatus*	7	1
Aneura pinguis	7	2	*Hippuris vulgaris*	5	1	*Juncus bulbosus*	8	2
Chiloscyphus sp.	7	2	*Hottonia palustris*	6	2	*Leersia oryzoides*	4	1
Conocephalum sp.	7	2	*Hydrocotyle vulgaris*	4	1	*Lemna gibba*	1	2
Jungermannia sp.	9	1	*Lycopus europaeus*	4	1	*Lemna minor*	1	1
Marchantia aquatica	5	1	*Lysimachia nummularia*	5	1	*Lemna trisulca*	4	2
Marsupella sp.	10	3	*Lysimachia thyrsiflora*	6	3	*Phalaris arundinacea*	2	1
Nardia sp.	10	3	*Lysimachia vulgaris*	4	2	*Potamogeton acutifolius*	5	2
Pellia sp.	7	2	*Mentha aquatica*	5	2	*Potamogeton alpinus*	7	2
Porella cordeana	8	2	*Menyanthes trifoliata*	7	3	*Potamogeton berchtoldii*	5	2
Riccardia sp.	7	2	*Mimulus guttatus*	5	1	*Potamogeton compressus*	4	3
Riccia fluitans	5	3	*Montia fontana*	8	2	*Potamogeton crispus*	2	1
Scapania sp.	8	2	*Myosotis palustris*	4	1	*Potamogeton friesii*	4	2
Trichocolea tomentella	8	2	*Myriophyllum alterniflorum*	6	2	*Potamogeton gramineus*	7	2
MCHY			*Myriophyllum spicatum*	5	2	*Potamogeton lucens*	5	2

Takson	MIR		Takson	MIR		Takson	MIR	
	L	W		L	W		L	W
Andreaea sp.	10	2	*Myriophyllum verticillatum*	5	2	*Potamogeton natans*	4	2
Blindia acuta	9	2	*Nasturtium officinale*	5	2	*Potamogeton nodosus*	4	2
Brachythecium rivulare	7	1	*Nuphar lutea*	4	2	*Potamogeton obtusifolius*	5	3
Bryum sp.	8	2	*Nymphaea alba*	6	3	*Potamogeton pectinatus*	1	1
Calliergonella cuspidata	7	2	*Oenanthe aquatica*	4	1	*Potamogeton perfoliatus*	5	2
Codriophorus sp.	10	2	*Petasites* sp.	5	1	*Potamogeton praelongus*	7	2
Cratoneuron filicinum	8	1	*Peucedanum palustre*	4	1	*Potamogeton pusillus*	4	3
Dichodontium pellucidum	8	1	*Polygonum amphibium*	3	1	*Potamogeton trichoides*	3	3
Fissidens sp.	7	2	*Polygonum hydropiper*	3	1	*Sagittaria sagittifolia*	3	2
Fontinalis antipyretica	6	2	*Polygonum persicaria*	2	2	*Schoenoplectus lacustris* [14]	4	2
Fontinalis squamosa	8	2	*Ranunculus flammula*	8	2	*Scirpus sylvaticus*	4	1
Hygroamblystegium sp.	5	1	*Ranunculus lingua*	7	2	*Sparganium angustifolium*	7	3
Hygrohypnum duriusculum	8	1	*Ranunculus sceleratus*	1	1	*Sparganium emersum*	3	1
Hygrohypnum luridium	8	2	*Rorippa amphibia*	2	1	*Sparganium erectum*	3	1
Hygrohypnum molle	10	2	*Rumex hydrolapathum*	3	1	*Sparganium minimum*	5	2
Hygrohypnum ochraceum	8	1	*Scrophularia umbrosa*	4	2	*Spirodela polyrhiza*	2	2
Leptodictyum riparium	3	1	*Sium latifolium*	5	2	*Stratiotes aloides*	5	3
Oxyrrhynchium speciosum	5	2	*Stachys palustris*	3	1	*Typha angustifolia*	4	2
Palustriella communata	9	3	*Utricularia vulgaris*	5	2	*Typha latifolia*	3	1
Philonotis sp.	10	2	*Veronica anagallis-aquatica*	4	2	*Wolffia arhiza*	3	1
Platyhypnidium riparioides	6	1	*Veronica beccabunga*	5	1	*Zannichellia palustris*	3	2
Schistidium sp.	9	2	*Veronica catenata*	5	2			

[1] także inne bakterie nitkowate, tworzące makroskopowe kolonie w zanieczyszczonych wodach, tzw. „grzyb ściekowy"
[2] *Ulva* sp. = *Enteromorpha* sp.
[3] Thamnobryum alopecurum = Thamnium alopecurum
[4] *Batrachium aquatile* = *Ranunculus aquatilis*
[5] *Batrachium circinatum* = *Ranunculus circinatus*
[6] *Batrachium fluitans* = *Ranunculus fluitans*
[7] *Batrachium peltatum* = *Ranunculus peltatus*
[8] *Batrachium trichophyllum* = *Ranunculus trichoplyllus*
[9] gatunki inne niż *Callitriche hamulata*
[10] *Comarum palustre* = *Potentilla palustris*
[11] *Bolboschoenus maritimus* = *Scirpus maritimus*
[12] *Carex gracilis* = *Carex acuta*
[13] *Glyceria notata* = *Glyceria plicata*
[14] *Schoenoplectus lacustris* = *Scirpus lacustris*

MAKROZOOBENTOS W RZEKACH

Barbara Bis, Artur Mikulec, Aleksandra Bielczyńska

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Bis B., Mikulec A. (red.), 2013a. Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska. Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa, 127 pp., ISBN 978-83-61227-21-2.

Błachuta J., Kraśniewski W., Mazurek M., Miszuk B., Picińska-Fałtynowicz J., Wiktorowicz E., Zdralewicz I., 2017. Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek. IMGW – PIB, Wrocław (maszynopis).

WSTĘP

Makrozoobentos to zespół bezkręgowej fauny wodnej widocznej gołym okiem. Ze względu na swoją ekologię, zwierzęta te są podatne na szereg zmian ekosystemowych związanych z presją antropogeniczną, takich jak saprobizacja, eutrofizacja, acydyfikacja, czy modyfikacje hydromorfologiczne (White i Irvine, 2003, Miler i in., 2013, Böhmer i in. 2014). Poza czynnikami związanymi z antropopresją, bezkręgowce bentosowe, podlegają wpływowi wielu zmiennych środowiskowych, takich jak typ siedliska, ruchy wody, dostępność bazy pokarmowej i schronienia (Barton, 1981; Tolonen i in., 2001). W skład fauny bezkręgowej wchodzi też wiele zwierząt dwuśrodowiskowych, których cykl życiowy obejmuje wodne stadium larwalne i lądowe imago. Zwierzęta te spędzają w wodzie tylko część roku. Zmienność przestrzenna i zmienność czasowa makrozoobentosu są czynnikami, które należy uwzględnić w reżimie pobierania próbek na cele monitoringu, żeby uniknąć pobrania próbki niereprezentatywnej lub odzwierciedlającej wpływ innych czynników niż antropopresja.

Makrozoobentos tradycyjnie był elementem stosowanym w ocenie jakości wód płynących (Armitage i in., 1983). Od wdrożenia Ramowej Dyrektywy Wodnej (RDW, 2000), Polska i inne kraje członkowskie Unii Europejskiej zobowiązane są uwzględniać bezkręgowce bentosowe w ocenie stanu ekologicznego jezior, rzek oraz wód przejściowych i przybrzeżnych. Polski Wielometryczny Wskaźnik MMI PL służący do klasyfikacji stanu ekologicznego wód płynących na podstawie makrofauny bezkręgowej został opracowany w 2009 roku na bazie Wielometrycznego Wskaźnika Interkalibra-

cyjnego ICMi[1] *(ang. Intercalibration Cammon Metrics index)* (Bis, 2009). Wskaźnik MMI PL został włączony do pan-europejskiego ćwiczenia interkalibracyjnego (van de Bund, 2009; Birk i in., 2018). Formalne wdrożenie wskaźnika MMI PL do państwowego monitoringu środowiska nastąpiło w roku 2013, na mocy rozporządzenia z dnia 21 listopada 2013 r. zmieniającego rozporządzenie w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i podziemnych (Dz.U. 2013 poz. 1558). W rozporządzeniu tym metoda MMI PL została zakwalifikowana jako metodyka referencyjna. Kolejne nowelizacje tego rozporządzenia (Dz.U. 2016 poz. 1178, Dz.U. 2019 poz. 2147) również wskazywały ma metodykę MMI PL jako metodykę referencyjną do badań bezkręgowców bentosowych na potrzeby klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek. Od roku 2014 metodyka MMI PL jest umocowana prawnie w rozporządzeniu z dnia 22 października 2014 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych oraz środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2014 poz. 1482) oraz w jego kolejnych nowelizacjach (Dz.U. 2016 poz. 1187, Dz.U. 2019 poz. 2149).

W 2013 roku nakładem Biblioteki Monitoringu Środowiska ukazała się aktualizacja metody MMI PL – „*Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych*" (Bis i Mikulec, 2013a). Ma ona charakter obszernej monografii, dotyczącej między innymi ogólnych zagadnień, związanych z Ramową Dyrektywą Wodną i oceną stanu ekologicznego wód. Zawiera też wyczerpujący przegląd metody oceny jakości wód w oparciu o bezkręgowce bentosowe oraz opis wdrażanych miar i syntezę wspólnotowych procedur interkalibracyjnych w ekologicznej klasyfikacji wód. Wspomniana publikacja stanowi podstawę dla niniejszego opracowania, będącego syntetyczną instrukcją do klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek na podstawie wskaźnika MMI PL, zatem znaczne fragmenty materiału źródłowego zostały pominięte. Metoda została dostosowana do zaktualizowanej typologii wód (Hobot i in., 2015). Uwzględniono też pracę pt. *„Ekspertyza oceniająca spójność stosowanych metodyk oceny stanu ekologicznego na podstawie elementów biologicznych i hydromorfologicznych z nowo przyjętymi normami europejskimi"* (Błachuta i in., 2015), która potwierdziła harmonizację krajowej metody MMI PL i jej zgodność z normami europejskimi.

W 2017 roku ukazało się opracowanie pt. *„Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek"*, w ramach którego opracowana została alternatywna metoda pobierania makrozoobentosu z trudnodostępnych, przyujściowych odcinków rzek (Błachuta i in., 2017). Metoda ta została uwzględniona w niniejszym opracowaniu.

Opracowanie bierze też pod uwagę aktualizację granic klas stanu/ potencjału ekologicznego wypracowaną w wyniku międzynarodowej interkalibracji (Bis i Mikulec, 2016; Birk i in., 2018). Zmiany te dotyczyły korekty granic klas dla większości typów wód z typu biocenotycznego V (rzeki nizinne oraz rzeki przyujściowe), tj. typów abiotycznych RzN, RwN, PN_uj oraz RzN_uj. Dla rzek tych podwyższona została granica stanu bardzo dobry/dobry, natomiast obniżone zostały granice klas stanów dobrego/umiarkowanego, umiarkowanego/słabego i słabego/złego.

[1] EU-STAR Standardisation of River Classifications: Framework method for calibrating different biological survey results against ecological quality classifications to be developed for the Water Framework Directive. The European Commission, 5FP, Energy, Environment and Sustainable Development Programme: Key Action „Sustainable Management and Quality of Water", Contract No: EVK1-CT 2001-00089 (2002-2005) http://www.eu-star.at/

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Bezkręgowce wodne stanowią grupę organizmów, które są powszechnie uznane za najbardziej rekomendowane organizmy wskaźnikowe w biologicznej ocenie jakości wód płynących (m.in. Rosenberg i Resh, 1993; Verdonschot, 2000; Statzner i in., 2001; Bis 2002, 2008; Bis i Usseglio-Polatera, 2004), ponieważ:

- żyją w wodzie przez cały lub przez większość ich cyklu życiowego;
- zasiedlają siedliska rzeczne optymalne dla ich przetrwania, a ich występowanie nie jest limitowane zmianami sezonowymi (makrofity, glony);
- mają ograniczoną mobilność w środowisku wodnym;
- mają dłuższe niż rok cykle życiowe, dogodne do badań autekologicznych;
- mają różny zakres tolerancji w stosunku do różnego typu skażenia i jego intensywności;
- są najlepszymi biologicznymi „integratorami" warunków środowiskowych.

Dodatkowym atrybutem tej grupy organizmów wodnych jest łatwość pobrania próbek makrobentosu z różnych siedlisk rzecznych za pomocą prostego i taniego sprzętu hydrobiologicznego. Identyfikacja materiału biologicznego w warunkach laboratoryjnych nie jest trudna.

Udział zespołów bezkręgowców bentosowych w transferze energii i materii do wyższych poziomów troficznych, podkreśla znaczenie tej grupy organizmów w holistycznej ocenie ekosystemów wodnych. Obecnie w Europie stosowanych jest ponad sto metod biologicznej oceny jakości wód z czego dwie trzecie stanowią metodyki oparte na badaniach zespołów makrobezkręgowców bentosowych (m.in. Rosenberg i Resh, 1993; Moog i in., 1999; Verdonschot 2000; Bis i in., 2000; Statzner i in., 2001; Furse i in., 2006; LAWA, 2006). W konsekwencji, zastosowanie zespołów fauny dennej w ocenie integralności ekosystemów wodnych oraz diagnostyce ryzyka środowiskowego jest powszechnie zalecane (m.in. Armitage i in., 1983; Extence i in., 1987; Plafkin i in., 1989; AMOEBA, 1991; ÖNORM M6232, 1995; Barbour i in., 1999; Bis i in., 2000; Bis, 2011).

Liczba metriksów i potencjalna możliwość oceny presji środowiskowej oraz jej interpretacji na podstawie odpowiedzi tych organizmów jednoznacznie wskazuje na kluczową rolę makrobezkręgowców w monitoringu ekologicznym rzek. W konsekwencji, integralność zespołów makrobezkręgowców wodnych z określonym typem ekosystemu wodnego i ich potencjał do łącznej oceny różnego typu ryzyka środowiskowego za pomocą modelu wielu miar biologicznych *(ang. multi-metrics system)* pozwala uznać te grupę organizmów za modelową przy ekologicznej ocenie i klasyfikacji jakościowej wód, zgodnej z wytycznymi Ramowej Dyrektywy Wodnej.

Wyniki badań Johnsona i Heringa (2009), prowadzonych w europejskich potokach górskich wykazały, że ugrupowania bezkręgowców wodnych były lepszym prognostykiem zmian koncentracji składników biogennych, w porównaniu z innymi grupami

organizmów wodnych. Poza tym, bogactwo gatunkowe makrobezkręgowców bentosowych było znacząco silniej skorelowane z typem występujących siedlisk rzecznych, ich heterogenicznością, niż w przypadku pozostałych grup (makrofitów, fitobentosu i ichtiofauny). Bezkręgowce wodne, będące taksonomicznie bardzo zróżnicowaną grupą, o różnej długości życia mają bardzo obszerne spektrum odpowiedzi na środowiskowy stres.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Jednym z głównych elementów składowych makrofauny bentosowej są larwy owadów. W tej grupie są również taksony o dużych walorach wskaźnikowych i wysokiej wartości referencyjnej. Larwy owadów osiągają dojrzałość, przechodzą przeobrażenie i opuszczają środowisko wodne późną wiosną i latem. Konsekwencją jest spadek ich zagęszczenia i zróżnicowania gatunkowego w miesiącach letnich. Z tego powodu, rekomenduje się pobieranie próbek makrofauny bentosowej **wiosną lub jesienią**.

Jeśli uwzględnia się tylko jeden pobór próbek w ciągu roku, to rekomendowany jest pobór wiosenny, który może zostać przeprowadzony w okresie od lutego do lipca, choć optymalnym jest okres od 15 kwietnia do 30 czerwca. Należy jednak podkreślić, iż wybór terminu poboru próbek makrobentosu powinien zawsze uwzględniać: unikanie okresu wylotu form dojrzałych owadów *imagines*, aktualną sytuację hydrologiczną i meteorologiczną oraz warunki geograficzne (np. w górach: dłuższy okres zalegania śniegu na gruncie, zwykle większa intensywność wezbrań roztopowych i ich przepływów) oraz również możliwości logistyczne grupy (bezpieczeństwo poboru).

Jednocześnie, z uwagi na sezonową rytmikę zmian fenologicznych i ich istotne znaczenie dla struktury taksonomicznej zespołów makrobezkręgowców wodnych rzek nie powinno się pobierać próbek:

1. W trakcie oraz w krótkim okresie po fali wezbraniowej lub powodzi – możliwy pobór próbek należy rozważyć dopiero po upływie około 4-6 tygodni od czasu powodzi (tj. czasu, koniecznego do odbudowy zespołów bezkręgowców wodnych, np. migracji organizmów w dół strumienia, itd.);
2. Podczas oraz w krótkim okresie po suszy (ok. 6 tygodni), przy bardzo niskim poziomie wody;
3. Podczas innych naturalnych lub antropogenicznych zakłóceń funkcjonowania ekosystemu, np. gdy turbulencja nie pozwala na właściwą ocenę kompozycji substratu dennego i pobór próbek (przeszkody: przewrócone drzewa; infrastruktura urbanistyczna, itd.).

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Jedną z podstawowych zasad, wdrożonych w metodyce wielosiedliskowego poboru próbek makrobezkręgowców bentosowych rzek jest jednolita strategia wyboru fragmentu rzeki do poboru próbek makrobentosu, zwanego stanowiskiem pomiarowym. Długość badanego odcinka rzeki, czyli stanowiska pomiarowego zawsze zależna jest

od wielkości zlewni, szerokości rzeki, heterogeniczności jej siedlisk rzecznych i charakteru doliny rzecznej. Należy także pamiętać, iż na wyznaczonym stanowisku powinno być możliwe przejście całej szerokości rzeki, wzdłuż badanego odcinka rzeki.

W konsekwencji, pobór próbek bezkręgowców wodnych, poprzedzony powinien być zawsze stosownymi pracami przygotowawczymi. Przed dokonaniem ostatecznego wyboru badanego fragmentu rzeki, koniecznym jest przeprowadzenie ścisłego rozpoznania na miejscu planowanych badań wraz z przejściem wzdłuż biegu rzeki dla oceny morfologii i heterogeniczności dna koryta rzeki, jego modyfikacji wraz ze zmianami i różnymi formami antropopresji, występującymi w dolinie rzecznej.

Koniecznym wymogiem jest wcześniejsze zebranie i opracowanie właściwej dokumentacji hydrogeologicznej, zebranie danych archiwalnych (dane hydrochemiczne, hydrologiczne) i map (skala 1:25 000), niezbędnych do prowadzenia badań w wyznaczonym obszarze dorzecza.

Dla małych rzek o wielkości zlewni (mierzonej od odcinka źródłowego do stanowiska pomiarowego) w granicach 1-100 km^2 długość odcinka poboru próbek makrobentosu powinna wynosić od 20 m do 50 m. W rzekach średniej wielkości o zlewni 100-1000 km^2 próbki powinny być pobierane na odcinku od 50 m do 100 m.

Wyznaczony do poboru próbek makrobentosu odcinek rzeki musi być reprezentatywny dla badanego fragmentu rzeki i jej doliny o długości minimum 500 m. Stanowisko pomiarowe dla poboru próbek makrobentosu nie musi pokrywać się ze stanowiskami innych elementów ocenianych w danym punkcie pomiarowo-kontrolnym (fitobentosu, ichtiofauny, parametrów fizykochemicznych itd.), jednak co do zasady stanowiska te powinny znajdować się blisko siebie.

O wyborze stanowiska poboru próbek makrobentosu w rzekach muszą decydować względy bezpieczeństwa, jednak nie powinna decydować wygoda dostępu i poboru. Należy także pamiętać o tym, że w miejscach zacisznych i szczególnie łatwo dostępnych do brodzenia mogą gromadzić się zanieczyszczenia organiczne sprzyjające obecności organizmów o niskich właściwościach wskaźnikowych. Nawet wobec braku zanieczyszczeń w takich miejscach udział ubikwistycznych, tj. powszechnie występujących organizmów o małych wymaganiach siedliskowych, może być zawyżony w stosunku do innych siedlisk rzecznych – należy zatem przestrzegać zasady równomiernego i reprezentatywnego wyboru miejsc poboru próbek. Ponadto, stan bentofauny w takim miejscu może nie być reprezentatywny dla całej rzeki, obniżając przy tym jej ocenę. Podobnie może być w przypadku, gdy stanowisko pomiarowe zostanie błędnie wyznaczone we fragmencie jednolitej części wód, którego warunki hydrologiczne i morfologiczne odbiegają od typowych siedlisk danego cieku, np. w odnogach bocznych czy w strefie oddziaływania zbiornika zaporowego.

1.4. Metoda pobierania prób w terenie

Bezpieczeństwo pracy

Wykonywanie prac w rzekach dużych i trudnodostępnych stwarza szereg zagrożeń dla zdrowia i życia. W związku z tym, pobieranie próbek makrobentosu wymaga zachowania szczególnej ostrożności, należy wykonywać je w zespołach co najmniej 2-osobowych (zarówno z łodzi, jak i z brzegu), korzystać z asekuracji osoby towarzyszącej przy pobieraniu próbek z wody, nawet w rzekach niezbyt głębokich, korzystać z osobistych środków ochrony – kamizelek ochronnych lub kapoków – nawet wykonując prace przy brzegu i używać kamizelek ochronnych podczas pracy na łodzi.

Zasady bezpieczeństwa:

- Każde podjęte działania związane z poborem próbek hydrobiologicznych w rzekach powinny minimalizować ryzyko niebezpieczeństwa dla ludzi i należy to uwzględnić przy selekcji stanowisk poboru próbek siedliskowych;
- Ze względu na warunki bezpieczeństwa podczas poboru próbek hydrobiologicznych powinny pracować co najmniej 2 osoby. Niedozwolony jest wyjazd na badania terenowe i pobieranie próbek hydrobiologicznych przez 1 osobę; warunkiem koniecznym jest udział osoby współuczestniczącej w poborze z brzegu m. in. odpowiedzialnej za przepłukiwanie próbek, etykietowanie, konserwowanie materiału oraz rejestrowanie danych protokołowych, a w razie potrzeby asekurującej badacza prowadzącego pobór próbek w rzece;
- Nie należy pobierać próbek w warunkach potencjalnie niebezpiecznych, np. podczas powodzi lub w bardzo niskich temperaturach; należy unikać niestabilnych brzegów rzek; sprawdzać głębokość i stabilność dna koryta rzecznego; uważać na inne zagrożenia (np. ostre metalowe krawędzie, potłuczone szkło znajdujące się w wodzie, itd.);
- Obowiązkowo należy być wyposażonym w odpowiedni sprzęt pomocniczy: lina do zabezpieczeń; latarka czołowa (przydatna podczas pracy terenowej w godzinach popołudniowych), telefon komórkowy, kamizelka ratunkowa, apteczka.

Nie należy pobierać próbek w okresie ekstremalnych stanów wód (np. po nawalnych deszczach), zarówno wysokich, jak i niskich i w okresie krótszym niż 4-6 tygodni po ich ustąpieniu. Nie należy wyjeżdżać w teren podczas ekstremalnych zjawisk pogodowych (gwałtownych wichur, deszczów nawalnych, gradu). Przy planowaniu badań pomocne jest śledzenie ostrzeżeń meteorologicznych i hydrologicznych wydawanych przez IMGW-PIB oraz alertów publikowanych przez Rządowe Centrum Bezpieczeństwa.

Należy zachować szczególną ostrożność podczas pracy na jednolitych częściach wód znajdujących się poniżej zbiorników zaporowych, gdyż podczas zrzutu wody ze zbiornika może nastąpić szybki wzrost poziomu wody w rzece. W takim przypadku należy przed wyjechaniem w teren skonsultować się z zarządcą wód i ustalić czy nie jest planowany znaczący zrzut wody. Przy tej pracy zalecane jest korzystanie ze środków ochrony osobistej (kapoków i asekuracji).

Jeśli w terenie nastąpi jakiekolwiek inne zagrożenie lub podejrzenia zagrożenia (np. skażenia chemicznego, biologicznego), w wyniku którego realizacja badań wiązałaby się z zagrożeniem zdrowia lub życia pracowników, należy bezwzględnie odstąpić od badań.

Sprzęt terenowy

Podstawowy sprzęt terenowy do poboru próbek makrobezkręgowców bentosowych:

- spodniobuty, wodery do brodzenia, gumowce, buty terenowe, sztormiaki;
- rękawice gumowe;
- siatka hydrobiologiczna, czerpacz Surbera;
- tyczka do naruszania substratu dna;
- kuwety do przeglądania próbek, pęsety, igły preparacyjne;
- wiadra lub pojemniki ze szczelnymi przykrywkami na próbki makrobentosu (5-7 l);
- torby foliowe na próbki makrobentosu;
- kosze do próbek i sprzętu;
- notatnik, kalka, ołówki, pisaki wodoodporne;
- protokół terenowy (załącznik I);
- lina asekuracyjna, kamizelka ratunkowa/kapok, podręczna apteczka;
- miara, GPS, lornetka;
- aparat fotograficzny;
- środek konserwujący: 96% alkohol;
- mapy topograficzne w skali: 1:50 000; 1:25 000;
- młynek hydrometryczny (*opcjonalnie*);
- torba chłodnicza (*opcjonalnie*);
- okulary Polaroid lub nakładka polaryzacyjna, lornetka (*opcjonalnie*);
- termometr, barometr, miernik do mierzenia wybranych parametrów jakości wody (*opcjonalnie*).

W przypadku rzek trudnodostępnych i konieczności pobierania próbek z łodzi konieczne będzie zabranie dodatkowego sprzętu:

- czerpacz (Günthera lub Ekmana-Birge'a) lub draga denna;
- sita do przemywania osadów;
- sprzęt pływający wraz z wyposażeniem łodzi.

Dla wszystkich typów rzek i siedlisk rzecznych, do poboru próbek makrobentosu, według normy: PN-EN 16150:2012E, rekomendowana jest siatka hydrobiologiczna (fot. 1 po lewej).

Opis techniczny siatki hydrobiologicznej:

- rama kwadratowa (rekomendowana do techniki „*kick sampling*" – długość każdej krawędzi ramy 25 cm);
- standardowa wielkość oczek siatki plastykowej 500 µm;
- długość worka o kształcie zaokrąglonym lub stożkowatym 70 cm;
- wyposażenie w kij drewniany lub teleskopowy (3-4 m).

Dla pobierania próbek z płytkich potoków górskich dozwolone jest również zastosowanie **czerpacza typu Surber** (fot. 1 po prawej).

Fot. 1. Siatka hydrobiologiczna do poboru próbek makrobezkręgowców bentosowych, według wytycznych normy: PN-EN 16150:2012E (fot. po lewej) oraz czerpacz typu Surber do poboru wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców bentosowych z siedlisk o gruboziarnistym substracie mineralnym (fot. po prawej) (fot. Bis), (Bis, 2013a, zmod.)

1.4.1. Pobieranie próbek makrobezkręgowców bentosowych z rzek łatwodostępnych

Metoda poniższa dotyczy rzek małych i średniej wielkości, w których możliwe jest brodzenie. Przejrzystość wody w tych ciekach musi pozwalać na wzrokową ocenę siedlisk na dnie.

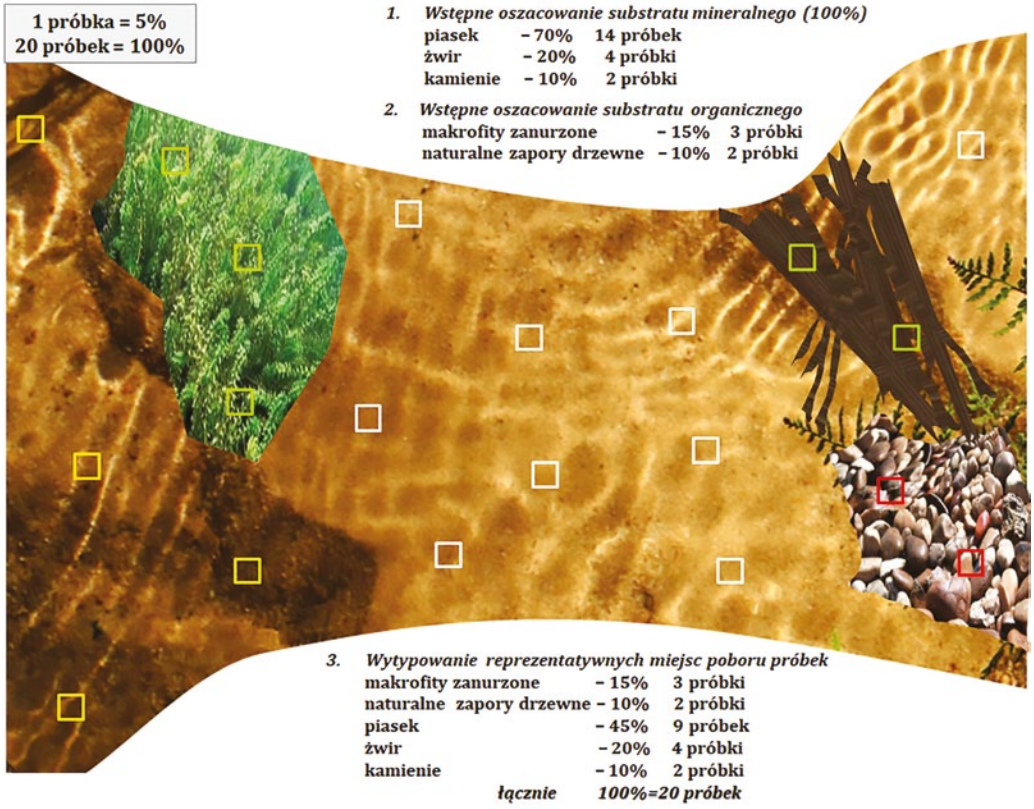
Szacowanie i typologia siedlisk do pobierania próbek makrobentosu

Metodyka reprezentatywnego poboru próbek zespołów fauny dennej z małych i średniej wielkości rzek zakłada pobór 20 próbek cząstkowych (rys. 1) z głównych siedlisk rzecznych o łącznej powierzchni 1,25 m^2.

Ocena heterogeniczności substratu dennego – rozumiana jako oszacowanie procentowego udziału różnych typów substratu mineralnego i organicznego w pokryciu dna koryta rzecznego – i tym samym wybór lokalizacji próbek cząstkowych i późniejszy ich pobór powinien być ograniczony wyłącznie do fragmentów stanowiących nie mniej niż 5% pokrycia dna koryta rzecznego. Oznacza to, że jeśli w badanej sekcji rzeki 50% podłoża mineralnego stanowi psammal (piasek), to powinniśmy pobrać 10 próbek cząstkowych pochodzących z substratu piaszczystego, ale nie powinny zostać pobrane próbki z fragmentów korzeni roślinności nadbrzeżnej stanowiących około 2% pokrycia koryta.

Powierzchnia poboru próbek cząstkowych powinna być równomiernie rozmieszczona w badanym odcinku rzeki (rys. 1), przy ścisłym przestrzeganiu zasady reprezentatywnego udziału określonych typów siedlisk rzecznych (powyżej 5% pokrycia dna) w całej pobieranej próbce makrobentosu.

Przed przystąpieniem do właściwego poboru próbek makrobentosu – procentowy udział podłoża mineralnego i organicznego powinien zostać oszacowany z brzegu. Dla dokładniejszej oceny udziału różnych typów substratów w badanym 100 m transekcie rzeki – sugeruje się dokonanie takiej oceny w 25-metrowych odcinkach. Jeśli ocena brzegu nie jest to możliwa, dopuszczalne jest wejście do wody (jedno na odcinku 20 m) – jednak ten obszar powinien pozostać wyłączony z dalszych badań.



Rys. 1. Zasady stosowane przy typowaniu siedlisk rzecznych do poboru próbek makrobentosu - sposób kartowania liczby i lokalizacji punktów poboru próbek makrobentosu w wytypowanych siedliskach rzek (panel górny) oraz rozmieszczenie miejsc poboru próbek w średniej wielkości rzece nizinnej na odcinku 100 m; zaznaczono: miejsca poboru próbek cząstkowych w transekcie 100 m; kierunek poboru próbek — frontalne ustawienie badacza do kierunku przepływu wody oraz kierunek przepływu wody (czerwona przerywana linia) (panel dolny, fot. Bis) (za Bis, 2013a, zmod.)

Ogólne zasady typowania siedlisk do poboru próbek makrobentosu metodą wielosiedliskową:

- Szacowanie stopnia pokrycia dna koryta rzecznego przez PODŁOŻE MINERALNE: suma procentowego udziału wszystkich typów substratu mineralnego odnotowana na stanowisku powinna wynosić 100% (Zał. I, str. 2/2: I górna kolumna);
- Szacowanie stopnia pokrycia dna koryta rzecznego przez PODŁOŻE ORGANICZNE: suma procentowego udziału wszystkich typów substratu organicznego odnotowana na stanowisku – rozumiana jako warstwa dodatkowa na podłożu mineralnym – jest różna, może zawierać się w granicach od 0-100% (Zał. I, str. 2/2: I dolna kolumna);
- Selekcja i rozmieszczenie próbek cząstkowych – na podstawie dokonanych oddzielnych ocen udziału siedlisk mineralnych i organicznych – należy traktując pokrycie dna koryta rzecznego jako jedną warstwę – dokonać proporcjonalnego oszacowania udziału siedlisk dla reprezentatywnego poboru próbek z badanego odcinka rzeki. W konsekwencji, wszystkie stwierdzone w rzece siedliska rzeczne łącznie powinny dać 100% stopnia pokrycia dna koryta (Zał. I, str. 2/2: II kolumna);
- Liczba próbek cząstkowych dla określonego typu siedlisk rzecznych zostaje wyliczona i zanotowana w protokole (Zał. I, str. 2/2: III kolumna), np. na stanowisku stwierdzono obecność substratu mineralnego: 70% psammalu (piasek), 20% akalu (żwir), 10% mikrolitalu (kamienie, gruby żwir), stanowiącego łącznie 100% pokrycia dna (rys. 2). Substrat organiczny stanowiły: 15% makrofity zanurzone i 10% zapory drzewne, które to pokrywały dno piaszczyste. W rezultacie pobrano: 3 próbki z makrofitów, 2 próbki z drewna, 9 próbek z piasku (gdyż, 14 próbek z piasku pomniejszono o 5 próbek organicznych pobranych z dna piaszczystego), 4 próbki żwiru i 2 próbki z kamieni;
- W przypadku występowania na stanowisku sztucznego substratu mineralnego (np. obecność technolitalu) należy zaznaczyć jego obecność i typ sztucznego substratu (Zał. I, str. 2/2: V kolumna) oraz opisać dokładniej charakterystykę tego substratu w badanym transekcie (Zał. I, str. 2/2: IV kolumna - Komentarz);
- Siedliska, które stanowią mniej niż 5% pokrycia dna (<5%) nie są typowane do poboru próbek makrobentosu, ale obecność tych mikrosiedlisk powinna być odnotowywana w protokole terenowym;
- Pobór próbek makrobentosu powinien uwzględniać także poprawne rozmieszczenie próbek w gradiencie reprezentatywnych siedlisk rzecznych: dno koryta *vs*. brzeg rzeki, siedliska lotyczne i lenityczne, udział makrofitów na różnych typach substratu mineralnego (np. jeśli makrofity jednolicie pokrywają makrolital i akal, to połowa próbek z makrofitów powinna być pobrana z makrolitalu i połowa z akalu).

Załącznik I, str. 2/2 zawiera stronę formularza z protokołu terenowego, wypełnianego podczas poboru próbek makrobentosu. Tabele 1 i 2 zawierają zestawienie głównych typów siedlisk mineralnych i organicznych do reprezentatywnego poboru próbek wielosiedliskowych.

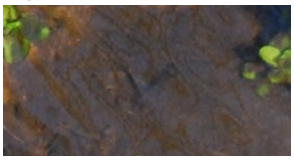
Tabela 1. Typ substratu mineralnego, którego udział procentowy w pokryciu dna koryta rzecznego jest szacowany podczas reprezentatywnego poboru wielosiedliskowych próbek makrobentosu (fot. Bis) (Bis, 2013a)

Siedliska rzeczne: mineralne	Charakterystyka frakcji mineralnej
MEGALITAL	**wielkość frakcji mineralnej: > 40 cm** **BLOKI SKALNE,** wolnostojące skały
MAKROLITAL	**wielkość frakcji mineralnej: 20 cm - 40 cm** **GŁAZY,** bloki skalne, z domieszką frakcji gruboziarnistego substratu mineralnego, głównie grube frakcje żwirowe (porównanie: kamienie zbliżone wielkością do wielkości głowy)
MEZOLITAL	**wielkość frakcji mineralnej: 6 cm - 20 cm** **DUŻE KAMIENIE** (porównanie: wielkość zbliżona do wielkości ręki lub pięści), z domieszką mniejszych frakcji gruboziarnistego substratu mineralnego
MIKROLITAL	**wielkość frakcji mineralnej: 2 cm - 6 cm** **GRUBY ŻWIR** (wielkość zbliżona do wielkości jaja lub pięści dziecka), z możliwą domieszką mniejszych frakcji gruboziarnistego substratu mineralnego
AKAL	**wielkość frakcji mineralnej: 0,2 cm - 2 cm** **DROBNO- I ŚREDNIOZIARNISTY ŻWIR**
PSAMMAL	**wielkość frakcji mineralnej: 6 µm - 2 mm** **PIASEK,** często z mułem i drobnym żwirem, tworzy charakterystyczne pofałdowania powierzchni dna *(ang. ripple marks)*
ARGYLLAL	**wielkość frakcji mineralnej: < 6 µm** **GLINKA MULISTA, IŁ**

Siedliska rzeczne: mineralne	Charakterystyka frakcji mineralnej
TECHNOLITAL 1	**SZTUCZNY SUBSTRAT 1** brzegi rzeki usypane z kamieni (także gabiony)
TECHNOLITAL 2	**SZTUCZNY SUBSTRAT 2** wybetonowane koryto rzeczne

Tabela 2. Typ podłoża organicznego, którego udział procentowy w pokryciu dna koryta rzecznego jest szacowany podczas reprezentatywnego poboru wielosiedliskowych próbek makrobentosu (fot. Bis) (Bis, 2013a)

Siedliska rzeczne: organiczne	Charakterystyka
GLONY	glony (mikro- i makroalgi)
MAKROFITY ZANURZONE	zanurzone makrofity, włączając mchy, wątrobowce i *Characeae*
MAKROFITY WYNURZONE	np. *Typha, Carex, Phragmites*
ROŚLINNOŚĆ LĄDOWA	żywe części zanurzone roślinności nadbrzeżnej np. korzenie drzew

Siedliska rzeczne: organiczne	Charakterystyka
KSYLAL/DREWNO	pnie zwalonych drzew, duże gałęzie i duże korzenie
CPOM	grubocząsteczkowa materia organiczna *(ang. CPOM – coarse particulate organic matter)* – frakcja materii organicznej o cząstkach większych niż 1 mm, głównie o pochodzeniu allochtonicznym (zbutwiałe zmacerowane części liści, kora, szyszki) i także autochtonicznym (części makrofitów i glonów nitkowatych)
FPOM 	drobnocząsteczkowa materia organiczna *(ang. FPOM – fine particulate organic matter)* – frakcja materii organicznej o cząstkach większych niż 0,5 µm i mniejszych od 1 mm
Bakterie i grzyby	bakterie i grzyby występujące na powierzchni brzegów, koryta, w ściekach (sapropel)
RUMOSZ organiczny	złogi zdeponowanego materiału organicznego (szyszki, kora, drobne gałęzie ok. 5-10 cm; skorupki mięczaków), retencjonowanego i naniesionego przez fale, zalegającego przy brzegu, mogą tworzyć wraz z ksylalem **naturalne zapory drzewne** *(ang. debris dams)*

Pobieranie próbek makrobezkręgowców bentosowych z różnych typów siedlisk rzecznych

Pobieranie próbek cząstkowych przeprowadzane jest za pomocą siatki hydrobiologicznej. Powierzchnia pojedynczej próbki cząstkowej wynosi 625 cm^2 (pole o wymiarach 25 cm × 25 cm).

Podczas pobierania próbki siatka powinna być umieszczana zawsze frontalnie do kierunku przepływu wody i w zależności od typu substratu mineralnego i organicznego powinniśmy naruszyć siatką warstwę substratu odpowiednio do jego ziarnistości: tj. substrat drobnoziarnisty (np. psammal, pelal, FPOM) powinien być naruszony do głębokości 5-10 cm, średnioziarnisty (np. akal, mikrolital, CPOM) do głębokości 10-15

cm i substrat gruboziarnisty (makrolital; fragmenty/korzenie roślinności nadbrzeżnej) do głębokości 15-20 cm.

Pobieranie próbek wielosiedliskowych zawsze należy rozpoczynać w dolnym fragmencie odcinka badawczego i uważnie, stopniowo przechodzić w górę strumienia, pobierając próbki z najbardziej charakterystycznych, typowych siedlisk rzecznych dla wybranego odcinka rzeki.

Pobieranie makrobentosu z gruboziarnistego substratu mineralnego

Pobieranie próbek z tego typu siedlisk rzecznych jest zwykle utrudnione. Bloki skalne, głazy i rwący przepływ wody mogą zmniejszać efektywność poprawnego zastosowania techniki „*kick sampling*", jednak rekomendowane jest pobieranie próbek makrobentosu tą metodą – poprzez bardzo energiczne naruszanie podłoża stopą i/lub siatką oraz intensywne „zagarnianie" substratu dna, przy zmiennych ustawieniach siatki, w różnych kierunkach i płaszczyznach (fot. 2), w szczególności dotyczy to pobierania próbek z dolnych powierzchni skał i głazów.

Fot. 2. Pobieranie wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców wodnych z substratu gruboziarnistego rzek (fot. Bis) (Bis, 2013a)[2]

Podczas pobierania próbek z substratu gruboziarnistego – w trakcie energicznego naruszania podłoża, należy ustawiać siatkę frontalnie do kierunku przepływu wody, za stopą osoby pobierającej próbkę (fot. 2[2]). Warstwa głębokości penetrowania rumoszu skalnego powinna wynosić 15-20 cm.

W celu zebrania próbek makrobentosu z głębszych warstw podłoża, zlokalizowanych pod skałami i głazami, stanowiącymi częste miejsce kryjówek przedstawicieli makrobezkręgowców bentosowych można użyć pomocniczego, metalowego narzędzia (np. aluminiowej tyczki teleskopowej) do skuteczniejszego naruszenia substratu dennego. Głazy i większe kamienie powinny być zawsze dokładnie oczyszczone z przytwierdzonych organizmów. Przy wyborze siedlisk do pobrania próbek cząstkowych należy starać się również uwzględniać te mikrosiedliska, które tworzą pokrycie skał i głazów (biofilm, fitobentos, wątrobowce).

W potokach górskich dopuszcza się użycie czerpacza typu Surber. Czerpacz ustawia się na dnie, wlotem przeciwnie do kierunku przepływu wody („pod prąd"). Osoba pobierająca próbkę powinna stać za siatką i z powierzchni ograniczonej ramką zagarniać ręką substrat do siatki. Siatkę należy wyjąć z wody, przenieść zebrany substrat do sita lub bezpośrednio do kuwety i dokładnie zmyć z powierzchni substratu glony i zwierzęta. Następnie, przenieść ten materiał z jednej próbki cząstkowej do pojemnika na próbkę. Pojemnik na próbkę powinien być takiej wielkości, aby cały pobrany materiał zmieścił się w jednym naczyniu.

[2] Fotografie 2-4 pochodzą z warsztatów metodycznych dla wykonawców projektu STAR: The STAR Methodology Workshop for the NAS Representatives: "Macroinvertebrates – Standard Sampling Protocols and Laboratory Procedures", Uniwersytet Łódzki

Pobieranie makrobentosu ze średnioziarnistego i drobnoziarnistego substratu mineralnego

Pobieranie próbek makrobentosu ze średnio i drobnoziarnistych frakcji substratu mineralnego (piasku, żwiru) oraz różnego typu podłoża organicznego powinno być wykonane poprzez naruszenie wierzchniej warstwy sedymentu przed siatką, podobnie, jak w odniesieniu do substratu gruboziarnistego (technika *„kick-sampling”*) (fot 2). Jeżeli substrat jest piaszczysty i nie porośnięty roślinnością pobieranie powinno zostać wykonane poprzez delikatne przesunięcia siatką hydrobiologiczną po wierzchniej warstwie sedymentu, frontalnie do kierunku przepływu wody (fot. 3).

Warstwa głębokości naruszania i penetrowania siatką wierzchniej warstwy sedymentu powinna wynosić:

- dla psammalu, pelalu i FPOM – od 5 cm do 10 cm;
- dla akalu, mikrolitalu i CPOM – od 10 cm do 15 cm.

Fot. 3. Pobieranie wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców wodnych z drobnoziarnistego substratu mineralnego (zdjęcie po lewej) oraz z podłoża organicznego - makrofitów (zdjęcie środkowe i po prawej) (fot. Bis), (Bis, 2013a)

Pobieranie makrobentosu ze zdrewniałych i grubocząsteczkowych komponentów podłoża organicznego (makrofity, CPOM, ksylal, części roślinności nadbrzeżnej, rumosz organiczny)

W przypadku pobierania próbek makrobentosu z zanurzonych części roślinności nadbrzeżnej (np. drobnych korzeni) najbardziej efektywne jest zebranie organizmów przez bardzo intensywne naruszanie powierzchni dna i wystających korzeni (energiczne zagarnianie siatką od spodu do góry, do powierzchni wody; fot. 4).

Fot. 4. Pobieranie wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców wodnych z podłoża organicznego: przybrzeżnych roślin i korzeni drzew (fot. po lewej); następnie przenoszenie pobranego materiału biologicznego do wiadra w celu zakonserwowania materiału i przewiezienia do laboratorium (fot. po prawej) (fot. Bis), (Bis, 2013a)

Pobór próbek makrobentosu z grubocząsteczkowego materiału organicznego (CPOM, ksylal, rumosz organiczny): zasady poboru są podobne do przedstawionych powyżej – najbardziej efektywne jest zebranie organizmów poprzez energiczne „zagarnianie” siatką substratu dennego od spodu do góry. Czasami delikatne wypłukanie materiału

organicznego w siatce jest wystarczające, jednak większe gałęzie należy wyjąć do kuwety na brzegu, dokładnie opłukać i powybierać organizmy schowane za korą, pod zmacerowaną powierzchnią, przy pomocy pęsety. Należy unikać poboru świeżo opadłych liści i gałęzi.

Pobieranie próbek z makrofitów: zasady poboru podobnie jak przedstawiono powyżej, jednak makrofity zanurzone, ale także części makrofitów wynurzonych powinny być, po wstępnym przepłukaniu zabrane do laboratorium dla dalszych analiz, ponieważ np. niektóre Simuliidae i Chironomidae (*Rheotanytarsus* sp.) nie mogą być całkowicie wypłukane podczas przepłukiwania próbek w terenie. Najbardziej rekomendowany jest pobór próbki ilościowej z danej powierzchni pokrytej makrofitami.

Podczas pobierania próbek makrobentosu należy pamiętać o tym, aby po pobraniu maksymalnie 3-5 próbek cząstkowych, kilkakrotnie dobrze przepłukać siatkę (przy drobnym sedymencie oczka siatki ulegają zatkaniu i pobór próbek staje się wówczas utrudniony). Ponadto, każdorazowo po zakończonym poborze próbek na danym stanowisku należy bardzo dokładnie umyć siatkę, sita i kuwety, aby nie przenieść organizmów na inne stanowisko pomiarowe.

Pobrany w terenie materiał biologiczny powinien zostać natychmiast przeniesiony do pojemnika i w jak najkrótszym czasie od pobrania próbki zakonserwowany **96% alkoholem**, żeby zapobiec zjadaniu się bezkręgowców. Jeśli nie posiadamy wiader (lub nie zostały zabrane w teren w odpowiedniej liczbie), to pobrane próbki makrobentosu, z bardzo niewielką ilością wody możemy umieścić w workach foliowych, włożonych do większych pojemników. Próbki należy zakonserwować i przewieźć do laboratorium. Jednak należy pamiętać, iż worki wypełnione gruboziarnistym substratem, czy grubym detrytusem – nawet zawierające objętość tylko jednej próbki cząstkowej – mogą pod swoim ciężarem znacznie łatwiej ulec uszkodzeniu (pęknięcie, rozdarcie). To może doprowadzić do utraty zawartości próbki, zatem najlepiej jest dodatkowo umieszczać worki w pojemniku plastykowym.

1.4.2. Pobieranie próbek makrobezkręgowców bentosowych z rzek trudnodostępnych

Z punktu widzenia metodyki wielosiedliskowego pobierania próbek makrobentosu *(ang. Multi-Habitat Sampling* – MHS), opracowanej dla potrzeb monitoringu ekologicznego w rzekach i strumieniach możliwych do brodzenia, cechami rzek trudnodostępnych, które utrudniają stosowanie tej techniki, **są:**

- rozległość akwenu;
- mała przezroczystość wody;
- głębokość uniemożliwiająca brodzenie.

Przy czym, nie jest konieczne, aby te cechy występowały łącznie, ponieważ każda z nich z osobna powoduje, że badacz nie widząc z brzegu dna rzeki w obrębie stanowiska pomiarowego nie jest w stanie rozpoznać jego struktury. Tym samym, ocena udziału poszczególnych siedlisk mineralnych i biotycznych w pokryciu dna, która jest podstawą metodyki poboru próbek wielosiedliskowych jest w tych rzekach utrudniona lub niemożliwa.

Do kategorii trudnodostępnych można zatem zaliczyć rzeki bardzo różne pod względem hydromorfologicznym, fizykochemicznym i biocenotycznym. Mogą to być rzeki małe o wąskim, zagłębionym korycie, ciemnym ilastym dnie i głębokości wody około albo ponad 1,5 m takie, jak np. Osa powyżej ujścia do Wisły, czy Gołdapa w środkowym biegu; rzeki średniej wielkości, jednokorytowe, o szerokości od kilkunastu do kilkudziesięciu metrów, stosunkowo płytkie, o ciemnym dnie i mętnej wodzie takie, jak np. Bzura poniżej Łowicza, czy Warta w okolicach Sieradza oraz duże rzeki wielokorytowe, jak Wisła poniżej Zakroczymia, czy jednokorytowe, jak Odra w okolicach Połącka. W niektórych, badacz zaopatrzony w spodniobuty i siatkę hydrobiologiczną, już przy średnim stanie wody może, nie widząc dna, pobierać próbki makrobentosu w całym lub niemal całym przekroju poprzecznym, w innych, nawet przy niskim stanie wody pobieranie próbek bez używania łodzi i specjalistycznego sprzętu jest możliwe tylko przy brzegu.

Przytoczone przykłady wskazują, że ze względu na zróżnicowanie rzek należących do kategorii trudnodostępnych szukanie jednej uniwersalnej metody prowadzenia w nich monitoringu makrofauny bentosowej napotyka na duże trudności metodyczne. Podejście polegające na zwiększeniu, w rzekach dużych i trudnodostępnych, liczby próbek cząstkowych pobieranych w strefie przybrzeżnej kosztem próbek z nurtu – choć prowadzi do zwiększenia bezpieczeństwa przy przeprowadzanych poborach próbek – jest jednak rezygnacją z podstawowego waloru metody MHS, czyli reprezentatywności próbki dla stanowiska pomiarowego. W rozpoznawanej w ten sposób faunie makrobezkręgowców bentosowych mogą zostać pominięte niektóre grupy gatunków reofilnych, zwykle posiadające wysoką ocenę referencyjną.

Z powyższych powodów najbardziej zasadne wydaje się przyjęcie standardowych rozwiązań metodycznych, zgodnych z metodyką MHS, polegających na dostosowywaniu rozmieszczenia próbek cząstkowych i sposobu ich pobierania do lokalnych warunków hydromorfologicznych badanego stanowiska pomiarowego, przy właściwym zapewnieniu porównywalności wyników i bezpieczeństwa badaczy.

Wybór stanowiska pomiarowego

Stanowisko pomiarowe w rzekach dużych i trudnodostępnych powinno zajmować obszar wody między oboma brzegami rzeki. Zależnie od ukształtowania brzegów rzeki i sposobu zagospodarowania otaczającego terenu (doliny, terasy zalewowej) warunki siedliskowe w rzece przy obu brzegach, a w ślad za nimi zagęszczenie i skład taksonomiczny makrofauny bentosowej mogą być różne. Odstępstwa od tej zasady są dopuszczalne w sytuacji ograniczonej dostępności jednego z brzegów (np. w rzekach granicznych), a także gdy morfologia obu brzegów jest podobna (oba wysokie, oba niskie) i rzeka przecina obszar o jednolitym typie pokrycia, np. na obu brzegach lasy, uprawy rolne, itp.

Stanowisko pomiarowe w rzekach dużych powinno zajmować odcinek rzeki o długości co najmniej równej jej szerokości, a w trudnodostępnych rzekach małych nie krótszy niż 50 m, w zależności od szerokości rzeki i wielkości jej zlewni. Konstrukcje umożliwiające łatwy dostęp do wody: mosty lub utwardzone odcinki brzegu – są nieodpowiednie do badań makrobentosu.

Przy wyborze stanowiska pomiarowego na rzece trudnodostępnej należy pamiętać o tych samych uwarunkowaniach dotyczących reprezentatywności stanowiska wobec całej jednolitej części wód, które dotyczą wyboru stanowiska w rzekach mniejszych, łatwych do brodzenia. W szczególności należy unikać miejsc, w których udział organizmów wszędobylskich, o niskich wartościach wskaźnikowych jest zawyżony. Zgodnie z przyjętą metodyką, stanowisko pomiarowe powinno zostać dokładnie scharakteryzowane w protokole terenowym, wypełnionym w zasadniczej jego części przed pobraniem próbek cząstkowych.

Wyznaczanie punktów pobierania próbek cząstkowych

W granicach stanowiska pomiarowego w rzekach dużych i trudnodostępnych należy wyznaczyć, podobnie jak w rzekach małych i średniej wielkości, 20 punktów pobierania próbek cząstkowych, jednak według nieco innych zasad (Bis i Wiśniewski, 2013). Ze względu na brak możliwości oceny wzrokowej siedlisk dna, przyjmuje się założenie, że o zmienności siedlisk dna dużych rzek decyduje **zróżnicowanie szybkości przepływu w przekroju poprzecznym** koryta, a zatem zmiany charakteru siedlisk przyjmują postać gradientów skierowanych od brzegów ku osi nurtu. Powierzchnia poboru próbek cząstkowych powinna być równomiernie zlokalizowana w badanym odcinku rzeki, aby zachować reprezentatywność substratu mineralnego i organicznego. Zgodnie z zasadami MHS, rekomenduje się, by próbki cząstkowe z punktów wyznaczonych przy brzegu i blisko brzegu, gdzie jest widoczne dno, były pobierane z siedlisk charakterystycznych dla badanej rzeki i stanowiska pomiarowego przy następującym rozmieszczeniu punktów pobierania 20 próbek cząstkowych w szeregach (transektach):

1. W rzekach małych – w czterech szeregach od brzegu do brzegu, po pięć punktów w szeregu (rys. 2, panel górny);
2. W średnich i dużych rzekach jednokorytowych – w czterech transektach, w każdym po 5 punktów: dwóch przy brzegu (na głębokości do 0,5 m), dwóch (na głębokości nie większej niż 0,7-1,0 m), w ⅓ odległości między brzegiem a skrajem nurtu oraz jeden na skraju nurtu. Zaleca się wyznaczenie dwóch transektów od każdego brzegu (rys. 2, panel środkowy). W odcinkach dużych rzek o zbliżonej morfologii i podobnym zagospodarowaniu obu brzegów dopuszczalne jest prowadzenie wszystkich transektów od jednego z brzegów;
3. W rzekach roztokowych – takie rozmieszczenie transektów, aby próbki zostały pobrane z głównego koryta i największych odnóg oraz w siedliskach przybrzeżnych wysp (rys. 2, panel dolny).

Rys. 2. Przykładowe rozmieszczenie punktów pobierania próbek cząstkowych w: trudnodostępnej, małej rzece— rzeka Osa (panel górny; fot. Wiśniewski); w trudnodostępnej średniej rzece jednokorytowej - Wisła Królewiecka w okolicy Sztutowa (panel środkowy; fot. Wiśniewski); w dużej rzece wielokorytowej - Wisła w okolicy Czerwińska (panel dolny; oprac. Wiśniewski z wykorzystaniem wycinka mapy 1:50 000, arkusz 262.4 Sochaczew, GUGIK 1991) (za Bis i Wiśniewski, 2013, zmod.)

Pobieranie próbek

W rzekach dużych i trudnodostępnych, podobnie jak w pozostałych rzekach badanych metodą MHS, powierzchnia dna, z której pobiera się próbkę cząstkową powinna wynosić 625 cm^2, co daje powierzchnię próbki zbiorczej z całego stanowiska badawczego równą 1,25 m^2.

Próbki z osadów ilastych, piaszczystych i żwirów przy brzegu i blisko brzegu najwygodniej jest pobierać przy pomocy siatki hydrobiologicznej.

Próbki z kamieni należy pobierać po ich wydobyciu, zeskrobując płytką plastikową lub miękką szczoteczką osad i obrastające powierzchnię kamienia glony wraz z makrofauną do sita bentosowego lub pod wodą, zeskrobując w ten sam sposób osad z organizmami bezpośrednio do przystawionej siatki hydrobiologicznej. Należy przy tym zadbać, aby zachować standardową powierzchnię próbki cząstkowej – 625 cm^2.

Próbki z głębszego dna należy pobierać przy użyciu przeznaczonych do tego celu narzędzi: drag dennych i chwytaczy dna. Dragi denne są stosunkowo proste w obsłudze, jednak pobranie nimi próbki z określonej powierzchni dna wymaga dużej wprawy.

Spośród chwytaczy dna w powszechnym użyciu jest chwytacz Ekmana-Birge'a, jednak ze względu na znaczną zawodność przy pracy na dnie twardym i kamienistym nie jest on rekomendowany do pobierania próbek w rzekach. Znacznie pewniejszy przy pobieraniu próbek z dna żwirowego i kamienistego jest czerpacz próbek dna Günthera (fot. 5) lub inny o podobnym sposobie działania.

Fot. 5. Sprzęt do pobierania i sortowania prób z rzek trudnodostępnych: czerpacz dna Günthera (fot. po lewej); sito bentosowe 55 cm × 40 cm (fot. na kolejnej stronie) (fot. Wiśniewski), (za Bis i Wiśniewski, 2013, zmod.)

Każdą próbkę cząstkową przed umieszczeniem w pojemniku należy przepłukać bezpośrednio w siatce lub na sicie bentosowym o oczkach 0,5 mm × 0,5 mm w celu usunięcia najdrobniejszych frakcji osadu dennego (fot. 5). Materiał pozostały w siatce lub na sicie po przepłukaniu należy ostrożnie przenieść do przygotowanego wcześniej pojemnika.

Rekomenduje się osobne przemywanie każdej próbki cząstkowej, pobieranej czerpaczem lub siatką. Jednak podczas rutynowego poboru próbek wielosiedliskowych za pomocą siatki hydrobiologicznej może to być trudne do wykonania. Dlatego też, dopuszczalne jest przemywanie maksymalnie 3-4 próbek w siatce. Należy jednak postępować delikatnie, gdyż zwiększa się prawdopodobieństwo uszkodzenia organizmów.

1.4.3. Pobieranie próbek makrobezkręgowców bentosowych z przyujściowych odcinków rzek

Niniejsza metoda znajduje zastosowanie dla przyujściowych odcinków rzek, znajdujących się pod wpływem wód słonawych. Są to według typologii abiotycznej typy:

- **PN_uj** - Potok lub strumień przujściowy pod wpływem wód słonych;
- **RzN_uj** - Rzeka przujściowa pod wpływem wód słonych.

Znaczna część rzek uchodzących do Bałtyku lub słonawowodnych przybrzeżnych jezior nie została zaklasyfikowana do tych typów, toteż przyujściowe odcinki rzek mogą także należeć do następujących abiotycznych typów:

- **PNp** - Potok lub strumień nizinny piaszczysty;
- **RzN** - Rzeka nizinna;

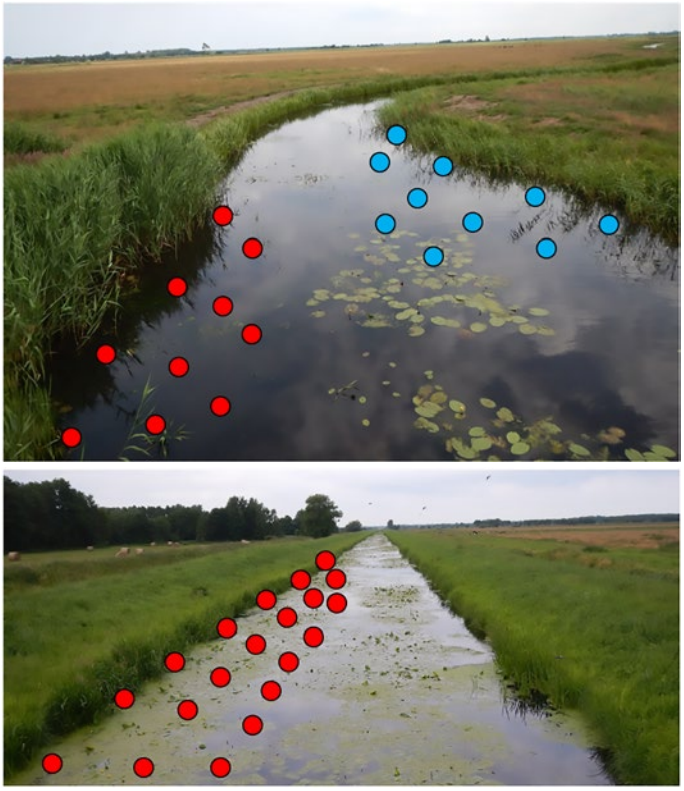
- **RwN** - Wielka rzeka nizinna;
- **P_org** - Potok lub struga w dolinie o dużym udziale torfowisk;
- **Rz_org** - Rzeka w dolinie o dużym udziale torfowisk.

Metoda pobierania próbek makrofauny z rzek przyujściowych może też być stosowana do innych typów rzek trudnodostępnych, alternatywnie wobec metody pobierania próbek opisanej w rozdziale 1.4.2. Niektóre jcwp podlegają wykluczeniu z badania i klasyfikacji stanu/potencjału wód na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Dotyczy to krótkich kanałów łączących słonawe jeziora z morzem. Zaleca się zrezygnować w tych jcwp z oceny makrobezkręgowców bentosowych. Elementami biologicznymi, dającymi wiarygodne wyniki w tego typu ciekach są fitobentos okrzemkowy i makrofity.

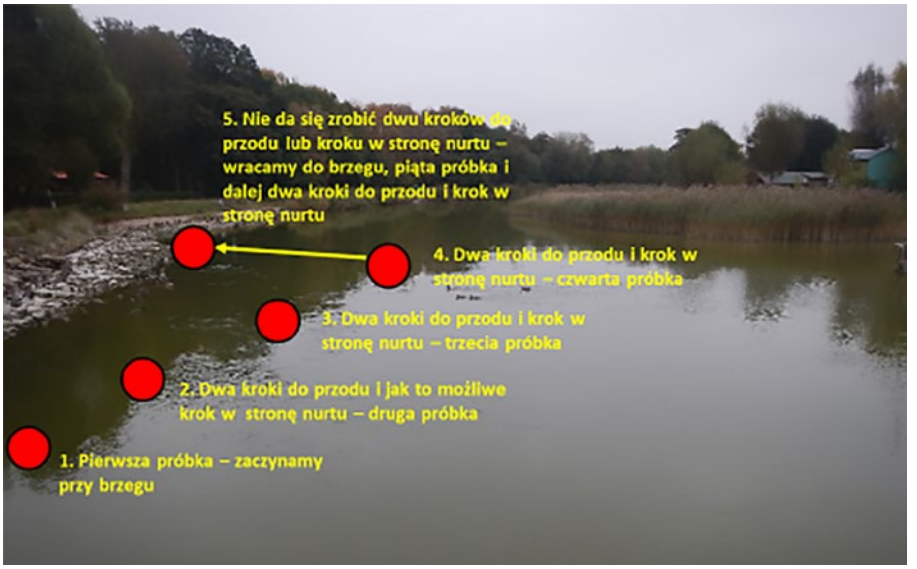
Wybór stanowiska

Jeśli rzeka zachowała zbliżone do naturalnego koryto (kręte lub meandrujące), wyraźnie wyodrębnione są łuki z głębszymi odcinkami przy brzegach wklęsłych i płyciznami przy wypukłych (rys. 3, panel górny) (w przyujściowych odcinkach rzek takie koryta to rzadkość) – połowę próbek pobieramy przy brzegu wklęsłym, połowę przy wypukłym.

Jeżeli zaś rzeka ma przekształcone, wyprostowane koryto (rys. 3, panel dolny) (jak większość przyujściowych odcinków rzek), wszystkie próbki można pobrać przy jednym z brzegów.



Rys. 3. Przykładowe miejsca pobierania próbek: w rzece nieuregulowanej, przy brzegu wklęsłym (panel górny; czerwone kółka) i wypukłym (niebieskie kółka); w rzece o wyprostowanym korycie (panel dolny) (za Błachuta i in., 2017, zmod.)



Rys. 4. Sposób pobierania próbek w przyujściowym odcinku rzeki (czerwone kółka) (za Błachuta i in., 2017, zmod.)

Pobieranie próbek

Pobieranie próbek należy rozpocząć przy brzegu. W trakcie poborów należy przesuwać się w górę rzeki (przeciwnie do kierunku przepływu wody) i pobierać próbkę w następujący sposób:

Siatkę hydrobiologiczną należy ustawić otworem przeciwnie do kierunku przepływu wody („pod prąd"), a następnie stanąć z boku siatki i butem płoszyć organizmy z dna. Organizmy można płoszyć z pasa szerszego niż krawędź siatki, ale o długości do 25 cm do przodu od krawędzi siatki (w praktyce na długość stopy).

Po zakończeniu pobierania należy przesunąć siatką po dnie nad naruszonym odcinkiem dna, starając się nie wcinać krawędzi siatki w podłoże, aby uniknąć zaczerpnięcia dużej ilości piasku. Po pobraniu próbki warto przełożyć zawartość siatki do wiadra. Wiadro powinna trzymać osoba towarzysząca badaczowi. W trudnodostępnych rzekach brodzenie jest niewygodne i trudno z każdą próbką podchodzić do osoby towarzyszącej. Można opróżniać siatkę po każdorazowym podejściu do brzegu, jednak nie rzadziej niż co 3-4 wzięte próbki.

Po pobraniu pierwszej próbki należy wykonać dwa kroki do przodu wzdłuż brzegu rzeki i jeden krok w stronę nurtu (w kierunku środka rzeki) i w tym miejscu pobrać drugą próbkę. Ponownie należy wykonać dwa kroki do przodu, krok w stronę nurtu i pobrać trzecią próbkę. Czynność powtarza się do momentu, kiedy woda staje się głębsza niż 1,2 m, wówczas należy zawrócić do brzegu i powtórzyć procedurę do uzyskania pięciu próbek (rys. 4).

Głębokość, do jakiej można pobrać wartościową próbkę to około 1,2 m. Osoby wysokie mogą wejść nieco głębiej, ale wtedy bardzo trudno jest operować siatką i próbka

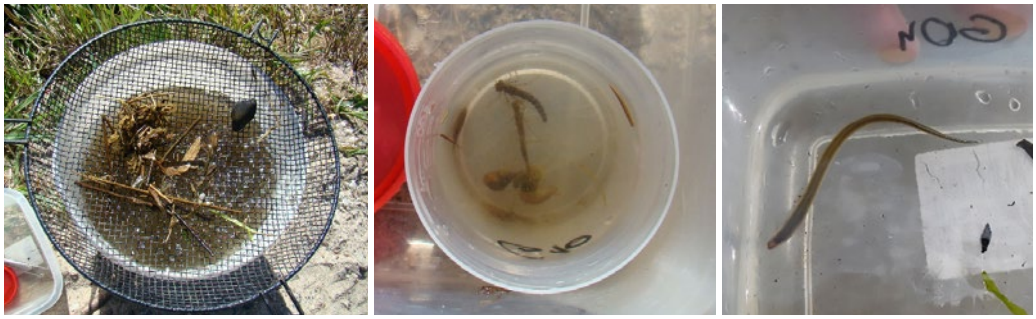
może być bezwartościowa. W praktyce bezpieczną głębokość powinno się określać w zależności od nachylenia i struktury dna:

- dno płaskie i twarde (zwarty piasek, żwir) – bezpieczna głębokość około 1,2 m;
- dno płaskie i miękkie (luźne piaski, muł) – bezpieczna głębokość około 1,0 m;
- dno strome i twarde (zwarty piasek, żwir) – bezpieczna głębokość około 1,0 m;
- dno strome i miękkie (luźne piaski, muł) – bezpieczna głębokość około 0,8 m.

Przed zakonserwowaniem próbek bezwzględnie należy przejrzeć ich zawartość. Najlepiej zrobić to, przesiewając próbki przez sito o oczkach około 0,4 – 0,5 cm (fot. 6). Takie sito zatrzyma duże bezkręgowce oraz ryby i ich stadia narybkowe. Można w tym celu posłużyć się sitem bentosowym. Wszystkie zaobserwowane organizmy chronione należy uwolnić, odnotowując ich liczbę w protokole. Warto także uwolnić wszystkie duże osobniki, które łatwo się rozpoznaje i fakt ten również odnotować.

Należy uwolnić wszystkie złowione siatką ryby. Najczęściej łowione przy pobieraniu próbek ryby to kozy, larwy minogów, głowacze i cierniki. Z wymienionych gatunków tylko cierniki nie są chronione.

Odnotowane w protokole, uwolnione organizmy, należy wpisać do protokołu laboratoryjnego po zakończeniu przebierania próbki, zwłaszcza jeżeli nie jest przebierana cała próbka, tylko kilka podpróbek.



Fot. 6. Przesianie próbek przez sito (fot. po lewej) umożliwi wypuszczenie chronionych bezkręgowców (fot. w środku) oraz ryb i minogów (fot. po prawej) (za Błachuta i in., 2017, zmod.)

1.5. Przygotowanie próbek makrobentosu do prac laboratoryjnych

Redukcja pobranego materiału dennego

Podczas poboru próbek siedliskowych zaleca się zmniejszenie ilości pobranego substratu mineralnego i organicznego tak, aby próbka siedliskowa mogła zmieścić się w jednym wiadrze o pojemności 5-7 litrów. Ułatwi to prawidłowe przeprowadzenie procedur laboratoryjnych (Bis, 2013b), tj. jednorazowe umieszczenie całej zebranej próbki w kuwecie-sicie do dalszej standardowej obróbki. Duże gałęzie, większe fragmenty grubego detrytusu, większe kamienie powinny być zawsze dokładnie oczyszczone w terenie z przytwierdzonych organizmów, dlatego – jeśli jest to możliwe, prze-

płukany materiał w siatce lub na sicie powinien w terenie zostać wyłożony do kuwety i dokładnie obejrzany oraz oczyszczony za pomocą pęsety.

Oczyszczoną z części ilastych próbkę, jeśli jest to możliwe, należy przenieść na kuwetę by sprawdzić, czy wśród pobranych organizmów nie ma przedstawicieli gatunków objętych ochroną prawną. Jeżeli są – należy ich obecność odnotować w protokole terenowym (załącznik I), a zwierzęta zwrócić do środowiska.

Etykietowanie próbek hydrobiologicznych

Etykieta umieszczona w pojemniku z próbką musi być opisana ołówkiem na kalce (z uwagi na utrwalanie materiału alkoholem nie wolno wykonywać opisów długopisem). Na etykiecie należy umieścić podstawowe informacje dotyczące próbki znajdującej się w pojemniku, w tym: data poboru próbki, nazwa rzeki, nazwa stanowiska, kod próbki/kod ppk/kod jcwp, numer kolejny próbki, typ czerpacza, substancja konserwująca, dodatkowy opis próby oraz nazwisko osoby pobierającej materiał i nazwa projektu/instytucji.

Etykieta dla próbki oraz opis umieszczony na zewnątrz pojemnika za pomocą markera – powinny zawierać te same informacje. Jeśli jest wiele pojemników zawierających jedną próbkę wielosiedliskową – na każdej etykiecie musi być zapisane odpowiednio: numer pojemnika/łączna liczba pojemników dla danej próbki: 1/3; 2/3; 3/3.

Konserwowanie próbek hydrobiologicznych

Po umieszczeniu wszystkich 20 próbek cząstkowych w pojemniku, w którym znajduje się cały pobrany materiał biologiczny, transportowany dalej do laboratorium – należy bardzo starannie zalać pobraną próbkę makrobentosu 96% alkoholem etylowym. W celu skuteczniejszego zabezpieczenia pobranego materiału biologicznego, można dodatkowo w laboratorium – przed umieszczeniem wszystkich pojemników w chłodni ponownie dodać do nich 96% alkohol, tak aby uzyskać ok. 75% stężenie roztworu konserwującego próbki hydrobiologiczne.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

W celu zachowania standardowych etapów opracowywania materiału biologicznego i jednolitych procedur analitycznych, próbek nie należy przebierać w terenie. Nie zaleca się również przyżyciowego sortowania próbek; przed opracowywaniem próbki organizmy powinny być zakonserwowane.

Do czasu zakończenia badań laboratoryjnych próbki powinny być przechowywane w miejscu chłodnym i zacienionym, w sposób zabezpieczający materiał biologiczny przed zmianą jego jakości i cech charakterystycznych.

Poszczególne etapy prac laboratoryjnych nad próbkami, do których należą: przygotowanie podpróbek do selekcji materiału biologicznego („przebierania"), selekcja i przebieranie podpróbek oraz identyfikacja taksonomiczna (oznaczanie) organizmów, powinny być obowiązkowo wykonywane w pomieszczeniach z zapewnionym dostępem świeżego powietrza (z klimatyzacją lub dygestorium), ze względu, na stosowanie roztworu alkoholu etylowego jako środka do konserwowania próbek.

2.1. Sprzęt laboratoryjny

Do przeprowadzenia standardowego poboru podpróbek z próbki siedliskowej potrzebny jest następujący zestaw sprzętu laboratoryjnego:

1. zestaw kuweta-sito, z kuwetą zewnętrzną, ramką i łopatką do pobierania podpróbek (szczegółowy opis zestawu znajduje się w załączniku II);
2. ok. 15 probówek/pojemników na organizmy wybierane z podpróbek (optymalna objętość ok. 25 ml);
3. pęsety, igły preparacyjne;
4. etanol (75%, ok. ¾ litra);
5. kostka do gry, do losowania numerów pól, z których zostaną pobrane podpróbki;
6. dwa sita o oczkach 0,5 mm × 0,5 mm i 2 mm × 2 mm, do dalszej redukcji materiału organicznego i mineralnego z pobranej podpróbki, z wiadrem lub kuwetą na redukowane podłoże;
7. biała kuweta do przebierania podpróbek;
8. dodatkowe oświetlenie – pomocnicze podczas przebierania podpróbek;
9. gotowe, wydrukowane etykiety i/lub kalka techniczna, ołówki do przygotowania etykiet;
10. mazaki wodoodporne, długopisy, zeszyty do pomocniczych opisów próbek;
11. protokół laboratoryjny (załącznik III).

2.2. Przygotowanie materiału biologicznego do selekcji podpróbek

Jeśli pobrana w terenie próbka siedliskowa zespołów fauny dennej była przechowywana w więcej niż jednym pojemniku, należy połączyć razem zawartość wszystkich pojemników danej próbki.

Następnie, cały pobrany w terenie materiał należy delikatnie rozprowadzić po powierzchni kuwety-sita i delikatnie przemywać słabym strumieniem wody, aby jeszcze zredukować sedyment – jeśli na sicie znajdują się większe cząstki materii organicznej np. gałązki lub duże liście, wtedy należy je delikatnie opłukać i usunąć z próbki. Ta część pracy powinna trwać nie dłużej niż kilka minut.

Następnie, kuwetę-sito wraz z zawartością całej pobranej próbki wstawia się do zewnętrznej kuwety i zapełnia niewielką ilością wody, aby ułatwić zarówno procedurę równomiernego rozmieszczenia zawartości próby, jak i ochronić materiał biologiczny przed wysychaniem (proces przebierania materiału może często trwać dłużej niż 6-8

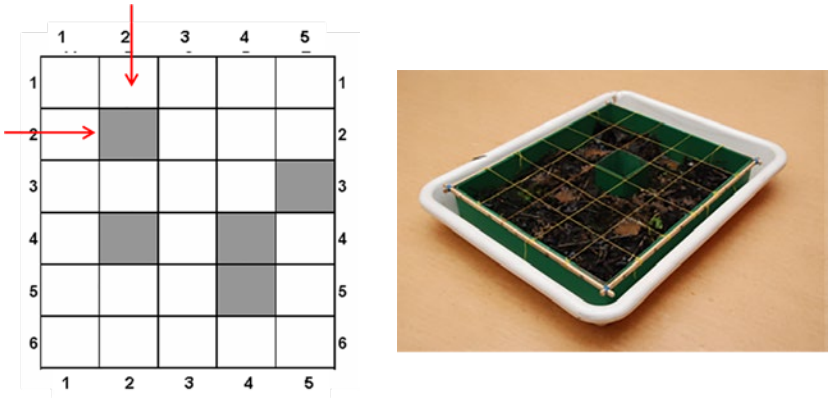
godzin). Ponownie, całość pobranego materiału biologicznego staramy się bardzo delikatnie równomiernie rozprowadzić po całej powierzchni kuwety-sita. Należy zadbać, aby wypełnione materiałem zostały także krawędzie i kąty sita.

Następnie, można wyjąć sito z zewnętrznej kuwety i pozwolić, aby część wody spłynęła, ewentualnie usunąć nadmiar wody z kuwety zewnętrznej i ponownie umieścić w niej sito wraz z zawartością próbki, pamiętając, że próbka powinna cały czas pozostawać lekko zanurzona w wodzie.

Jeśli materiał z całej próbki nie mieści się na jednej kuwecie-sicie, należy użyć odpowiednio więcej kuwet i postępować według opisanej procedury. tj. liczba pobranych podpróbek z każdej kolejnej kuwety powinna być jednakowa czyli powinna stanowić minimum 5. Potem, materiał należy połączyć razem i przebierać według opisanych poniżej procedur.

2.3. Selekcja podpróbek makrobentosu

Losowy wybór podpróbek można przeprowadzić przykładowo za pomocą rzutów kostką. Pierwszy rzut wyznacza liczbę od 1 do 6 oznaczoną dla dłuższej osi sita, drugi rzut będzie wyznaczał liczbę od 1 do 5 określającą dany pas zaznaczony na krótszej krawędzi sita. Oś przecięcia się tych dwóch wyznaczonych przez wylosowane liczby pasów wyznaczy pole, które zostaje wytypowane do dalszej analizy i sortowania (rys. 5). Dla łatwiejszego wyodrębnienia pól, zaleca się opisanie numerami kolejnych pasów pól na krawędziach kuwety-sita za pomocą mazaka wodoodpornego lub samodzielne wykonanie prostej nakładki w formie ramki, ułatwiającej właściwe pobranie podróbek (rys. 5). Materiał z wylosowanych pól pobiera się za pomocą ramki do odcinania pola powierzchni kwadratu o wymiarach 6 cm × 6 cm i łopatki.



Rys. 5. Schemat ilustrujący przykładowy wybór 5 pól do poboru podpróbek. Obok, kuweta zewnętrzna i kuweta-sito z nałożoną drewnianą ramką, pomocną przy selekcji i odcinaniu powierzchni podpróbek (fot. Bis), (Bis, 2013b)

Jeśli materiał roślinny wychodzi poza powierzchnię pola, to należy go delikatnie przeciąć nożyczkami. Jeśli jakiś organizm leży na granicy dwóch pól, to należy go przyporządkować do pola, na którym leży jego część z zachowaną puszką głowową (przednią częścią ciała).

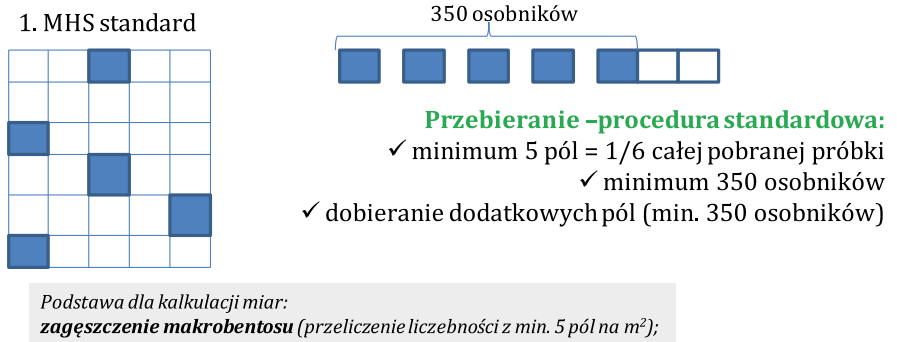
Selekcję podpróbek można przeprowadzić na trzy sposoby. Pierwszy sposób – standardowy (zgodny z metodyką MHS) jest sposobem zalecanym. Drugi - zmodyfikowana metodyka MHS – jest procedurą charakteryzującą się krótszym czasem analiz, ale też mniejszą dokładnością. Może ona przyspieszyć pracę nad próbkami charakteryzującymi się dużym zagęszczeniem organizmów. Trzecia metoda – zmodyfikowana procedura przebierania - zgodną z wytycznymi RIVPACS *(River Invertebrate Prediction and Classification System)* znajduje zastosowanie, gdy w próbkach występuje bardzo duże zagęszczenie wybranych taksonów. Poniżej zaprezentowane są szczegółowe opisy trzech procedur.

2.3.1. Standardowa metodyka selekcji podpróbek

Z całości próbki należy wybrać losowo pięć pól, które będą stanowić podpróbki materiału biologicznego z przeznaczeniem do dalszej analizy laboratoryjnej. Standardowy pobór podpróbek z całości zebranego materiału, umieszczonego w kuwecie-sicie należy zawsze przeprowadzać z uwzględnieniem dwóch podstawowych zasad metodycznych (rys. 6):

- minimalna liczba organizmów, wymagana obligatoryjnie do dalszych analiz jakościowych, uzyskana z 5 podpróbek, wynosi co najmniej **350 organizmów**;
- przebrany materiał biologiczny z podpróbek musi zawsze stanowić co najmniej ⅙ całej pobranej próbki wielosiedliskowej (czyli 5 z 30 pól).

Oznacza to, że należy przebrać do końca zawsze co najmniej 5 podpróbek z całości zebranego w terenie materiału – nawet jeśli w trakcie ich przebierania przekroczona zostanie wymagana minimalna liczba 350 osobników. Jeśli po analizie 5 podpróbek minimalna liczba 350 organizmów nie zostanie uzyskana, należy przebrać odpowiednią większą ilość pól, aby spełnić warunek minimalnej liczby 350 osobników – dopiero wtedy można usunąć pozostały materiał z sita.



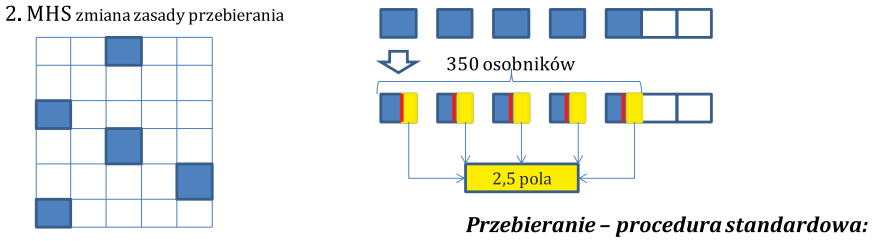
Rys. 6. Zasady standardowej procedury laboratoryjnej MHS z całości przebranych 5 podpróbek (za Bis, 2013b, zmod.)

Jeśli liczba makrobezkręgowców bentosowych w całej próbce jest mniejsza od wymaganych 350 osobników należy to zaznaczyć w protokole laboratoryjnym. Wyniki analizy makrobentosu z takiej próbki można wykorzystać do klasyfikacji stanu ekologicznego rzeki mając świadomość, że obliczone na ich podstawie wartości Polskiego Wielometrycznego Wskaźnika MMI PL będą z dużym prawdopodobieństwem wskazywały na stan gorszy od rzeczywistego. W następnym terminie pobierania próbek makrobentosu należy dokładnie sprawdzić przyczynę niskiej liczebności organizmów

– np. można pobrać dwie próbki z tego samego stanowiska przy udziale dwóch różnych osób, w celu określenia, czy błąd liczebności został popełniony przez badacza (należy wtedy zachować podobny procentowy udział siedlisk rzecznych, wytypowanych do poboru); czy przyczyny błędu liczebności są inne, niezależne od stosowanych technik terenowych, np.: wysoka zmienność sezonowa, niska jakość środowiska.

2.3.2. Zmodyfikowana metodyka selekcji podpróbek dla próbek o dużym zagęszczeniu organizmów

Metodę tę można zastosować w przypadku próbek o dużym zagęszczeniu organizmów. Procedura przebiega podobnie jak w wypadku standardowej metody, z tą różnicą, że każde z wybranych losowo 5 na pól jest dodatkowo dzielone na 2 lub 4 części i tylko ta część (tj. ½ lub ¼) pola jest przebierana (rys. 7). Potem, ta liczebność makrofauny jest proporcjonalnie mnożona przez liczbę wydzielonych części danego pola np. 2 lub 4, żeby uzyskać oszacowaną liczebność w całej podpróbce. W tym wariancie nie zachowuje się zasady o przejrzeniu co najmniej ⅙ próbki (5 podpróbek), ale wciąż trzeba uzyskać wymaganą minimalną liczbę 350 osobników. W konsekwencji, możemy mieć do czynienia (przynajmniej w niektórych przypadkach) z obniżeniem wartości miar związanych z oceną różnorodności biologicznej i składu ugrupowań makrobentosu, co tym samym może wywierać bezpośredni wpływ na klasyfikację jakościową stanu ekologicznego wód.



Rys. 7. Zasady zmodyfikowanej procedury laboratoryjnej MHS przy przebieraniu części każdej podpróbki

2.3.3. Zmodyfikowana metodyka dla próbek o dużym zagęszczeniu dominantów

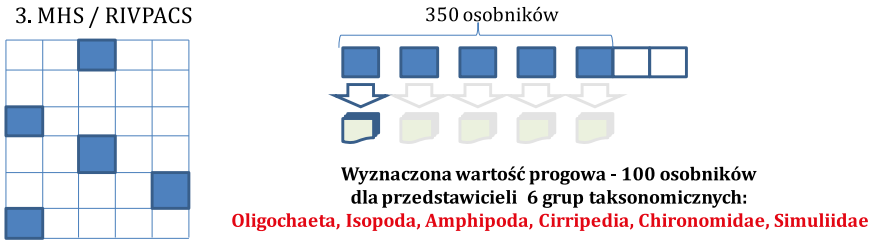
Liczebność przedstawicieli niektórych grup taksonomicznych makrobentosu w pobranych próbkach jest często bardzo wysoka. Najczęściej są przedstawiciele sześciu grup taksonomicznych: skąposzczetów Oligochaeta, skorupiaków Isopoda, Amphipoda i Cirripedia oraz larw muchówek z rodzin Chironomidae i Simuliidae (larwy i poczwarki).

Podstawowe wymogi metodyczne, związane z koniecznością przebrania minimum 5 całych podpróbek, wybranych losowo i stanowiących ⅙ całej próbki makrobentosu są realizowane w odniesieniu do organizmów niedominujących (spoza wymienionych sześciu grup). Jeżeli liczebność grup dominujących nieznacznie przekracza 100 osobników na podpróbkę, zaleca się pozostanie przy standardowej metodzie selekcji podpróbek. Jeśli jednak jest ich więcej, sposób ich liczenia należy zmodyfikować.

Modyfikacja procedury polega na zastosowaniu metody szacowania zagęszczenia grup współdominujących, poprzez podzielenie podpróbek na części (np. za pomocą kuwety z podziałką na dnie). Kuwety używane do sortowania podpróbek powinny mieć wyraźnie zaznaczony podział dna kuwety na 2 lub 4 części.

Następnie materiał przeglądany jest część po części, aż do uzyskania progowej wartości 100 organizmów. Ważne jest, że część podpróbki musi zostać przejrzana w całości, zatem nie kończymy liczenia na 100, ale liczymy aż przejrzana zostanie cała część podpróbki. Należy dokładnie zapisywać w protokole określoną powierzchnię i liczbę podpróbek przesortowanych dla osiągnięcia wartości progowej 100 osobników dla każdej z sześciu wymienionych grup taksonomicznych. Oznacza to, że możemy wybrać ponad 100 osobników Chironomidae z kuwety zawierającej pierwszą podpróbkę, ale w odniesieniu do Isopoda będziemy musieli przebrać 2 podpróbki, itd. Następnie zagęszczenie grup dominujących jest ekstrapolowane na całą podpróbkę poprzez przemnożenie liczby zidentyfikowanych organizmów przez odwrotność ułamka opisującego część przejrzanej podpróbki (rys. 8).

Należy mieć na względzie, że w procedurze tej obowiązuje wymóg zliczenia 350 osobników. Jeśli całkowita liczba osobników (zliczonych z grup niedominujących i oszacowanych dominantów) z 5 podpróbek jest mniejsza niż 350 osobników, należy dobierać kolejne podpróbki, aż do osiągnięcia wymaganego minimum.



Rys. 8. Zasady procedury laboratoryjnej zmodyfikowanej dla próbek z występującymi dominantami (za Bis, 2013b, zmod.)

Przykład: przejrzana została ¼ podpróbki i zidentyfikowano tam 121 przedstawicieli Oligochaeta i 64 przedstawicieli Chironimidae. Na tym etapie można już przestać zliczać przedstawicieli Oligochaeta, ponieważ przekroczona została wartość progowa 100 osobników. Liczebność Oligochaeta na tym etapie może zostać oszacowana w całej podpróbce, poprzez pomnożenie przez 4 (bo przeglądana była ¼ podpróbki), czyli przyjmujemy, że w całości podpróbki jest 484 Oligochaeta. Natomiast w drugiej ¼ części próbki zidentyfikowano 52 Chironomide, co daje 116 osobników na ½ podpóbki. Na tym etapie można zakończyć oznaczanie Chironomidae w tej podpróbce. Po oszacowaniu, tj. pomnożeniu liczby osobników przez 2 otrzymujemy 232 Chironomidae w podpróbce. Należy jeszcze przejrzeć pozostałą połowę podpróbki pod kątem pozostałych organizmów.

2.4. Sortowanie podpróbek

W celu zapewnienia lepszej jakości przebieranych podpróbek, m.in. dalszej redukcji frakcji mineralnej i organicznej osadów materiał po pobraniu podróbki, należy najpierw przenieść na zestaw sit o wielkości oczek 500 µm i 2 mm (fot. 7) i delikatnie przepłukać (nad zlewem lub wiadrem).

Po przełożeniu niewielkiej części przepłukanego materiału do białej kuwety z wodą, można rozpocząć sortowanie organizmów. Należy starać się, aby przeglądany materiał pokrył najwyżej połowę powierzchni kuwety do sortowania, wtedy małe i ciemno zabarwione organizmy będą dobrze widoczne, w szczególności dotyczy to materiału

zawierającego duże ilości drobnocząsteczkowej materii organicznej (FPOM) i frakcji ilastych. Zgodnie z zapisami polskiej normy, sortowanie makrobentosu z podpróbek wykonujemy tzw. „gołym okiem", oczywiście w razie konieczności należy użyć lupy lub mikroskopu stereoskopowego dla potwierdzenia naszych obserwacji.

Fot. 7. Zestaw sit o wielkości oczek 500 µm i 2 mm — stosowany do przepłukiwania podpróbek i redukcji substratu mineralnego w laboratorium oraz usuwania detrytusu i zmacerowanych części roślin (na dolnym zdjęciu: wiadro, służące do przepłukiwania podpróbek i dostosowane do bezpiecznego usuwania sedymentu) (fot. Bertrab), (Bis, 2013b)

W trakcie przebierania podpróbek należy zwracać uwagę, aby pozostała zawartość próbki na sicie nie została przesuszona (dodawać wodę i przykrywać zawartość sita folią aluminiową). Organizmy obecne w przeglądanym materiale powinny zostać całkowicie wybrane, rozdzielone na podstawowe, wymienione w protokole laboratoryjnym (załącznik III) grupy taksonomiczne i przechowywane w oddzielnych pojemnikach w 75% etanolu do dalszej dokładniejszej identyfikacji.

Badania monitoringowe rzek dotyczą wyłącznie makrobezkręgowców bentosowych – nie należy zatem wybierać z próbek przedstawicieli bezkręgowców lądowych (w tym, nadwodnych), które trafiły do wody przypadkowo, np. pająków, ślimaków winniczków. Nie wybieramy także ani wylinek, ani uskrzydlonych form owadów – z wyjątkiem wtórnie wodnych chrząszczy i przedstawicieli pluskwiaków, które cały cykl rozwojowy przeżywają w środowisku wodnym, stanowiąc składnik makrozoobentosu. Jeśli okazy zostały mocno mechanicznie uszkodzone (np. brak odnóży, skrzelotchawek, odwłoka)

i nie nadają się do dalszej identyfikacji taksonomicznej do poziomu rodziny to nie wybieramy takich osobników z próbki. Należy jednak tę informację podać w protokole laboratoryjnym, gdyż prawdopodobnie próbka była niewłaściwie transportowana lub przygotowywana w laboratorium. Wysoka liczba okazów uszkodzonych, które nie zostaną wliczone do dalszych analiz i kalkulacji metriksów cząstkowych może obniżać wiarygodność oceny.

Nie należy liczyć pustych domków larw chruścików. W przypadku wątpliwości czy w środku domków są larwy, należy domki wybrać, jednak ich nie liczyć – dane te uzupełniamy później, podczas identyfikacji materiału. Nie należy także liczyć organizmów w stadium poczwarki, z wyjątkiem poczwarek Blephariceridae i Simuliidae (Diptera). Puste muszle mięczaków, małży i ślimaków wybiera się tylko w celu weryfikacji późniejszych oznaczeń na kompletnych organizmach i też nie powinny być liczone.

Bardzo częstym błędem popełnianym podczas przebierania i liczenia organizmów jest sztuczne zawyżanie liczebności skąposzczetów poprzez liczenie wszystkich fragmentów osobników. Niemal wszystkie wodne skąposzczety charakteryzuje podatność na rozrywanie przy silnym oddziaływaniu czynników zewnętrznych, np. podczas płukania próbki z dna piaszczystego lub żwirowego, a ponadto szereg gatunków ma zdolność do autotomii (odrzucania części ciała przy podrażnieniu, np. po schwytaniu przez drapieżcę). Z tego powodu, właściwym byłoby liczenie tylko osobników posiadających przedni odcinek ciała – płat przedgębowy (prostomium), dość łatwy do rozpoznania.

Ponadto, w próbkach liczone bywają zarówno osobniki dorosłe, występujące w środowisku, jak i formy niedojrzałe, przypadkowo uwolnione z uszkodzonych komór lęgowych, np. podczas płukania próbki lub w wyniku rozkładu zbyt słabo zakonserwowanej próbki. Postulujemy, aby liczyć tylko osobniki niewątpliwie dorosłe. Problem ten występuje tylko w okresach rozmnażania ośliczek i skorupiaków obunogich i wtedy osobniki dorosłe są łatwo rozróżnialne od postaci młodocianych (rozmiar, barwa pancerza). Organizmy należy oznaczyć do poziomu rodziny.

2.5. Ocena liczebności makrobezkręgowców bentosowych

Po sortowaniu i oznaczeniu należy dokładnie policzyć wszystkie organizmy i pamiętać o dokładnym wypełnieniu protokołu laboratoryjnego dla przeprowadzenia kontroli jakościowej (załącznik III). Jednym z podstawowych wymogów podczas wypełniania protokołu, poza rutynowym opisem próbki siedliskowej jest podanie liczby przebranych podpróbek (pól) dla danej próby siedliskowej. Na tej podstawie wylicza się dwie miary biologiczne dla każdego taksonu: liczebność organizmów w przebranych podpróbkach (polach) oraz zagęszczenie organizmów na powierzchnię 1 m^2. Wyliczenia te mogą zostać wykonane „ręcznie" lub przy pomocy arkusza kalkulacyjnego MS-Excel lub w systemie SI JWoda.

Wzór na przeliczenie liczby zidentyfikowanych organizmów na zagęszczenie to (Bis i Mikulec, 2013a):

$$Z = 30 \times \frac{n}{p} \times 0{,}8$$

gdzie:

Z – zagęszczenie organizmów na 1 m^2
n – liczba organizmów oznaczona/ oszacowana w przejrzanych podpróbkach
p – liczba przejrzanych podpróbek (pól z kuwety-sita z podziałką)

Jeśli szacowane jest zagęszczenie organizmów oznaczonych i pozostawionych w terenie, przyjmuje się, że ich liczba pochodzi z całej próbki; wówczas jako *n* (liczbę podpróbek) przyjmuje się 30 (ponieważ próbka dzieli się na 30 podpróbek).

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH WSKAŹNIKA MMI PL

Polski Wielometryczny Wskaźnik MMI PL składa się z sześciu metriksów składowych (Bis i Mikulec, 2013b). Wybrane metriksy cząstkowe, spełniają następujące kryteria normatywne RDW:

1. **Zmiany strukturalne w składzie taksonomicznym i liczebności** zostają ocenione przez: *całkowitą liczbę rodzin (S)*, *liczbę rodzin grupy EPT, wskaźnik* różnorodności *Shannona-Wienera (H')* oraz wskaźnik log_{10} *(sel_EPTD + 1)*;
2. **Różnorodność zespołów bentofauny** zostaje oszacowana przez: *całkowitą liczbę rodzin (S) oraz wskaźnik* różnorodności *Shannona-Wienera (H')*;
3. **Taksony wrażliwe** oceniane są przez wskaźnik *ASPT_PL* Uśredniony Wskaźnik Jakości Wód (zanieczyszczenia organiczne i biogeny) i *liczbę rodzin grupy EPT* oraz *wskaźnik* log_{10} *(sel_EPTD+1)* (w szczególności, przydatne do oceny degradacji hydromorfologicznej rzek);
4. **Równomierność występowania ważnych grup funkcjonalnych i taksonomicznych** oszacowana została za pomocą wskaźników *1–GOLD* oraz log_{10} *(sel_EPTD + 1).*

Metriksy te odpowiadają w silny sposób na presje związane z zanieczyszczeniami organicznymi, dość silny sposób na presje związane z przekształceniami hydromorfologicznymi oraz tzw. degradacją ogólną, a także umiarkowanie silnie odpowiadają na zakłócenia związane z toksycznością. Formuła wskaźnika **MMI PL**, po zweryfikowaniu odpowiedzi szeregu metriksów cząstkowych na zróżnicowaną presję, została oparta na sześciu miarach składowych, zastosowanych w **Wielometrycznym Wskaźniku Interkalibracyjnym ICMi** - który to wdrożono podczas pan-europejskiego ćwiczenia interkalibracyjnego w celu skalibrowania i zharmonizowania krajowych systemów klasyfikacji ekologicznej rzek (van de Bund, 2009; Birk i in., 2018).

3.1. ASPT_PL

Podstawą do wyliczania wskaźnika jest informacja o obecności przedstawicieli wybranych rodzin bezkręgowców bentosowych w próbce (Kownacki i in., 2004, załącznik IV). Pierwszym krokiem jest obliczenie wskaźnika BMWP_PL, będącego sumą punktów przyznanych wszystkim rodzinom, zidentyfikowanym w próbce (na danym stanowisku pomiarowym) - zgodnie ze wzorem:

$$BMWP_{PL} = \sum_{i=1}^{n} B_i$$

gdzie:

n – liczba zidentyfikowanych rodzin (z przypisaną wartością B);
B_i – wartość B przypisana i-tej rodzinie (załącznik IV).

Następnie obliczany jest wskaźnik *ASPT_PL*, będący uśrednioną punktacją dla wszystkich rodzin, zgodnie ze wzorem:

$$ASPT_{PL} = \frac{BMWP_{PL}}{n}$$

3.2. Log_{10} (sel_EPTD + 1)

Metriks ten obliczany jest w oparciu o liczebność przedstawicieli wybranych rodzin Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera i Diptera (Buffagni i in., 2004, 2005). Wyznacza się go zgodnie z formułą:

$$Log_{10}\,(sel_{EPTD} + 1) = log_{10}(\textbf{suma osobników z rodzin Heptageniidae, Ephemeridae, Leptophlebiidae, Brachycentridae, Goeridae, Polycentropodidae, Limnephilidae, Odontoceridae, Dolichopodidae, Stratiomyidae, Dixidae, Empididae, Athericidae, Nemouridae + 1)}$$

3.3. 1–GOLD

Wskaźnik *1–GOLD* (Pinto i in., 2004) obliczany jest na podstawie udziału grup bezkręgowców odpornych na zanieczyszczenia: Gastropoda, Oligochaeta i Diptera. Jest to jedyny metriks, którego wartość (GOLD) spada wraz ze wzrostem jakości wód. Stąd też we wzorze została ona odjęta od jedności, żeby odwrócić tę zależność. Wskaźnik przyjmuje postać zgodną ze wzorem:

$$\mathbf{1} - \boldsymbol{GOLD} = \mathbf{1} - (\boldsymbol{względny\ udział\ osobników\ z\ rodzin\ grup\ Gastropoda} + \boldsymbol{Oligochaeta} + \boldsymbol{Diptera})$$

gdzie względny udział obliczany jest zgodnie z formułą:

$$\boldsymbol{względny\ udział} = \frac{\boldsymbol{liczba\ osobników\ z\ rodzin\ grup\ Gastropoda} + \boldsymbol{Oligochaeta} + \boldsymbol{Diptera}}{\boldsymbol{liczba\ osobników\ w\ całej\ próbce}\ (\boldsymbol{N})}$$

3.4. Całkowita liczba rodzin (S)

Metriks ten wyraża ogólną liczbę rodzin, stwierdzoną na danym stanowisku pomiarowym (Ofenböck i in., 2004).

3.5. Liczba rodzin grupy EPT

Wartość EPT to całkowita liczba rodzin należących do grup wrażliwych: Ephemeroptera, Plecoptera i Trichoptera, na danym stanowisku pomiarowym (Böhmer i in., 2004).

3.6. Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera (H')

Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera (Shannon i Weaver, 1949; Hering i in., 2004) uwzględnia ogólną liczbę rodzin, a także strukturę dominacji pomiędzy nimi. Jego wartość jest tym wyższa im więcej rodzin występuje na danym stanowisku pomiarowym, a także tym wyższa im bardziej równomierne są ich liczebności. Oblicza się go zgodnie ze wzorem:

$$H' = -\sum_{i=1}^{S} p_i \times \ln(p_i)$$

gdzie:

S – ogólna liczba rodzin stwierdzona na danym stanowisku pomiarowym;
p_i – stosunek liczby osobników *i*-tej rodziny (n_i) do liczby wszystkich osobników (N) na danym stanowisku pomiarowym.

3.7. Normalizacja metriksów cząstkowych

Im lepsza jakość wód, tym wyższe wartości przyjmują poszczególne metriksy cząstkowe, jednak zakresy ich wartości znacznie różnią się od siebie, np. metriks *1–GOLD* wyrażający udział, z definicji będzie zawierał się w przedziale 0-1, natomiast wskaźnik całkowitej liczby rodzin (*S*) może wynosić nawet 40. Z tego powodu, przed obliczeniem wskaźnika MMI PL, należy sprowadzić ich wartości do porównywalności, gdzie wartości niskie odpowiadają wodom złej jakości, a wartości wysokie – wodom dobrej jakości.

Zgodnie z przyjętymi wytycznymi Komisji Europejskiej (van de Bund, 2009), normalizacji poszczególnych metriksów do **współczynnika jakości ekologicznej WJE** *(ang. Ecological Quality Ratio - EQR)* – a więc odniesienia obserwowanej wartości metriksa do wartości referencyjnych w danym typie wód – dokonuje się zgodnie ze wzorem:

$$WJE = \frac{metriks - DPZ}{GPZ - DPZ}$$

gdzie:

WJE – współczynnik jakości ekologicznej, znormalizowana wartość wskaźnika,
Metriks – obliczona wartość wskaźnika (3.1-3.6) w danym typie wód;
DPZ – dolny punkt zakotwiczenia, czyli 5 percentyl z zakresu wartości jakie przyjmuje metriks w danym typie wód;
GPZ – górny punkt zakotwiczenia, czyli 95 percentyl z zakresu wartości jakie przyjmuje metriks w danym typie wód.

Wartości *DPZ* i *GPZ* w powyższym wzorze są zróżnicowane w obrębie typów biocenotycznych wód (tab. 3).

Tabela 3. Wartości punktów zakotwiczenia, do normalizacji metriksów w zależności od typu biocenotycznego i typu abiotycznego wód (za Bis i Mikulec, 2013b, zmienione)

METRIKS	DPZ	GPZ
TYP biocenotyczny I (typ abiotyczny PGT)		
$ASPT_{PL}$	5,615	6,611
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	1,929	3,664
1–GOLD	0,357	0,961
S	14,000	23,000
EPT	8,000	12,000
H'	1,474	2,304
TYP biocenotyczny II (typy abiotyczne: PGS, RW_krz, RsW_krz)		
$ASPT_{PL}$	2,175	6,588
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	0,000	2,445
1–GOLD	0,000	1,000
S	1,700	23,000
EPT	0,000	13,300
H'	0,171	2,100
TYP biocenotyczny III (typy abiotyczne: RW_wap, RWf_krz, RWf_wap, RsW_wap)		
$ASPT_{PL}$	3,683	6,255
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	0,000	2,784
1–GOLD	0,017	0,876
S	5,000	28,450
EPT	0,000	15,000
H'	0,446	2,306
TYP biocenotyczny IV (typ abiotyczny PNp)		
$ASPT_{PL}$	3,667	5,929
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	0,000	2,657
1–GOLD	0,043	0,965
S	6,000	23,000
EPT	0,000	9,000
H'	0,419	2,137
TYP biocenotyczny V (typy abiotyczne: PN, RzN, RwN, PN_uj, RzN_uj)		
$ASPT_{PL}$	4,050	6,000
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	0,000	2,650
1–GOLD	0,057	0,930
S	7,000	29,000
EPT	1,000	11,000
H'	0,567	2,512
TYP biocenotyczny VI (typy abiotyczne P_org, Rz_org, P_poj, Pl_poj, R_poj, Rl_poj)		
$ASPT_{PL}$	3,377	5,791
Log_{10} (sel_EPTD + 1)	0,000	2,829
1–GOLD	0,052	0,893
S	5,650	34,350
EPT	0,000	11,000
H'	0,505	2,576

4. OBLICZANIE POLSKIEGO WIELOMETRYCZNEGO WSKAŹNIKA MMI PL

Wartość wskaźnika MMI PL jest średnią ważoną metriksów cząstkowych, przy czym najwyższą wagę przypisano metriksowi $ASPT_{PL}$, a najniższą – metriksowi *1-GOLD*. Polski Wielometryczny Wskaźnik MMI PL obliczany jest zgodnie z poniższym wzorem, do którego podstawia się znormalizowane wartości poszczególnych metriksów (WJE):

$$\boldsymbol{MMI\ PL = 0,334 * ASPT_{PL} + 0,266 * log_{10}(sel\ EPTD + 1) + 0,067 * (1 - GOLD) + 0,167 * S + 0,083 * EPT + 0,083 * H'}$$

Jeśli uzyskany wynik MMI PL jest mniejszy niż zero, to jako ostateczną wartość wskaźnika MMI PL na tym stanowisku przyjmuje się wartość 0, natomiast jeśli uzyskany wynik MMI PL jest większy niż 1, to ostatecznie wskaźnik MMI PL dla danego stanowiska przyjmuje wartość 1.

5. KLASYFIKACJA RZEK NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA MMI PL

Wartości graniczne dla poszczególnych klas zostały wyprowadzone w odniesieniu do wartości wskaźnika multimetrycznego na stanowiskach referencyjnych tj. niepoddanych lub poddanych minimalnej presji antropogenicznej (Bis i Mikulec, 2013b). Stanowiska te prezentują stan naturalny bądź zbliżony do naturalnego. Niniejsze opracowanie prezentuje granice klas po modyfikacji części granic zgodnie z wynikami ćwiczenia interkalibracyjnego (Bis i Mikulec, 2016) oraz wdrożeniem zaktualizowanej typologii wód (Hobot i in., 2015). Klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek na podstawie makrozoobentosu należy dokonać w oparciu o granice zawarte w tabeli 4. Niniejsza klasyfikacja, wraz z klasyfikacją innych elementów biologicznych i wspierających elementów fizykochemicznych, stanowi podstawę do oceny stanu/potencjału ekologicznego jcwp rzecznych.

Tabela 4. Wartości graniczne wskaźnika MMI PL dla klas stanu/potencjału ekologicznego rzek specyficzne dla typów abiotycznych rzek (za Bis i Mikulec, 2013b; 2016, zmienione)

Typ cieku wg typologii do 31.12.2021	Typ cieku wg typologii od 01.01.2022	Klasa stanu/potencjału ekologicznego				
		BARDZO DOBRY	DOBRY	UMIARKOWANY	SŁABY	ZŁY
1, 2	PGT	≥0,674	≥0,614	≥0,409	≥0,205	<0,205
3, 4, 5, 8, 10	PGS, RW_krz, RsW_krz	≥0,860	≥0,667	≥0,445	≥0,222	<0,222
6, 7, 9, 12, 14, 15	RW_wap, RWf_krz, RWf_wap, RsW_wap	≥0,891	≥0,698	≥0,465	≥0,233	<0,233
17	PNp	≥0,908	≥0,716	≥0,477	≥0,239	<0,239
16, 18, 26	PN	≥0,903	≥0,717	≥0,478	≥0,239	<0,239
19, 20, 21, 22	RzN, RwN, PN_uj, RzN_uj	≥0,913	≥0,710	≥0,473	≥0,237	<0,237
23, 24, 25	P_org, Rz_org, P_poj, Pl_poj, R_poj, Rl_poj	≥0,893	≥0,687	≥0,458	≥0,229	<0,229

PIŚMIENNICTWO

AMOEBA, 1991. W: Van Dijk, G.M., Marteijn, E.C.L. (red.). Ecological rehabilitation of the river Rhine, the Netherlands research summary report. 1988-1992. Report nº. 50.

Armitage P.D., D, Moss Wright J.F., Furse M.T., 1983. The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrate over a wide range of unpolluted running-water sites. Wat. Res., 17: 333-347.

Barbour M.T., Gerritsen J., Snyder B.D., Stribling J.B., 1999. Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadable rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and fish. EPA 841-B-99-002. U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington, D.C.

Barton D.R., 1981. Effects of Hydrodynamics on the Distribution of Lake Benthos. W: Lock M.A., Williams D.D. (red.) Perspectives in Running Water Ecology. Springer, Boston, MA.

Birk S., Böhmer J., Scholl F., Poikane S., 2018. Intercalibrating the national classifications of ecological status for very large rivers in Europe: Biological Quality Element: Benthic invertebrates, EUR 29341 EN, Publications Office of the European Union, Luxembourg, 2018, ISBN 978-92-79-92992-2, doi:10.2760/443119, JRC112690.

Bis B., 2002. Ecological Integrity Assessment as a Strategic Component of Sustainable Water Management. [w:] Zalewski, M. (red.), Guidelines For The Integrated Management of The Watershed – Phytotechnology and Ecohydrology. Chapter 9: 157-167, FIETC Freshwater Management Series – Issue 5, United Nations Environmental Programme – Division of Technology, Industry and Economics – International Environmental Centre (UNEP-DTIE-IETC), UNESCO-IHP, Osaga & Shiga Office, Japan.

Bis B., 2008. Assessing the Ecological Status Assessment of Freshwaters. W: Voreadou C. (red.), Freshwater Ecosystems in Europe – An Educational Approach, Chapter 4: 56-69, Natural History Museum Of Crete, Selena Press, Heraklion, Greece.

Bis B., 2009. Przewodnik metodyczny do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego i klasyfikacji rzek Polski na podstawie analiz zespołów makrobezkręgowców bentosowych, zgodnie z wytycznymi przewodnika REFCOND opracowanego w ramach wspólnej strategii wdrażania Ramowej Dyrektywy Wodnej. Opracowanie na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki, 48pp.

Bis B., 2011. Ocena stanu ekologicznego rzek Polski na podstawie analiz zespołów makrobezkręgowców bentosowych, zgodnie z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej. Opracowanie na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki, 53 pp.

Bis B., 2013a. Metodyka poboru wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców bentosowych ($RIVECO_{macro}$) w małych i średniej wielkości rzekach Polski dla celów monitoringu ekologicznego, zgodna z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej. W: Bis B., Mikulec A. (red.): Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska: Rozdział II: 41-60.

Bis B., 2013b. Metodyka standardowych procedur laboratoryjnych ($RIVECO_{macro}$) stosowanych w opracowaniu wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców bentosowych dla celów monitoringu ekologicznego rzek Polski, zgodna z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej. W: Bis B., Mikulec A. (red.): Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska: Rozdział IV: 69-82.

Bis B., Mikulec A. (red.). 2013a. Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Publikację wykonano na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej i wydano nakładem GIOŚ ze środków finansowych Państwowego Monitoringu Środowiska. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa, 127pp., ISBN 978-83-61227-21-2.

Bis B., Mikulec A. 2013b. Typy biocenotyczne rzek Polski oraz wyznaczanie granic klas za pomocą Polskiego Wielometrycznego Wskaźnika Stanu Ekologicznego Rzek MMI PL, na podstawie makrobezkręgowców bentosowych (moduł oceny: $RIVECO_{macro}$). W: Bis B., Mikulec A. (red.): Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska: Rozdział VII: 97-126.

Bis B., Mikulec A., 2016. Wsparcie eksperckie udziału Polski w ćwiczeniu interkalibracyjnym metodyki oceny stanu ekologicznego dużych rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Raport z realizacji prac badawczych, wykonanych na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska (umowa nr 34, nr 35/2016/B/14.11.2016), Inspekcja Ochrony Środowiska: 34pp.

Bis B., Usseglio-Polatera P., 2004. STAR: Framework Method For Calibrating Different Biological Survey Results Against Ecological Quality Classification To Be Develo-

ped For The Water Framework Directive. DELIVERABLE N2 - Species Traits. EC: EVK1-CT–2001-000895; 145pp.

Bis B., Wiśniewski R. J., 2013. Metodyka poboru wielosiedliskowych próbek makrobezkręgowców bentosowych (RIVECO$_{macro}$) w rzekach dużych i trudnodostępnych dla celów monitoringu ekologicznego, zgodna z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej. W: Bis B., Mikulec A. (red.): Przewodnik do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska: Rozdział III: 61-68, Warszawa.

Bis B., Zdanowicz A., Zalewski M., 2000. Effects of catchment properties on hydrochemistry, habitat complexity and invertebrate community structure in a lowland river. Hydrobiologia, 422/423: 369-387.

Błachuta J., Adynkiewicz-Piragas M., Lejcuś I., Mazurek M., Picińska-Fałtynowicz J. 2015. Ekspertyza oceniająca spójność stosowanych metodyk oceny stanu ekologicznego na podstawie elementów biologicznych i hydromorfologicznych z nowo przyjętymi normami europejskimi. Instytut Meteorologii i Gospodarki Wodnej, Wrocław.

Błachuta J., Kraśniewski W., Mazurek M., Miszuk B., Picińska-Fałtynowicz J., Wiktorowicz E., Zdralewicz I. 2017. Dostosowanie istniejących metodyk oceny stanu ekologicznego do wykorzystania w przyujściowych odcinkach rzek. IMGW – PIB, Wrocław.

Böhmer J., Arbaciauskas K., Benstead R., Gabriels W., Porst G., Reeze B., Timm H., 2014. Water Framework Directive Technical Report. Central Baltic Lake Benthic invertebrate ecological assessment methods [ed. S. Poikane]. Luxembourg: Office for Official Publications of the European Communities EUR 26504 EN, 72 pp.

Böhmer J., Rawer-Jost C., Zenker A., 2004. Multimetrics assessment of data provided by water managers from Germany: several different types of stressors with macrozoobenthos communities. Hydrobiologia 516: 215-228.

Buffagni A., Erba S., Birk S., Cazzola M., Feld C., Ofenböck T., Murray-Bligh J., Furse M.T., Clark R.T., Hering D., Soszka H., van de Bund W., 2005. Towards European Inter-calibration for the Water Framework Directive: Procedures and examples for different river types from the EC project STAR. 11th STAR deliverable. STAR Contract No: EVK1-CT 2001-00089. Quad. Ist. Ric. Acque 123, 468pp.

Buffagni A., Erba S., Cazzola M., Kemp J.K.L., 2004 The AQEM multimetrics system for the southern Italian Apennines: assessing the impact of water quality and habitat degradation on pool macroinvertebrates in Mediterranean rivers. Hydrobiologia 516: 313-329.

Extence C.A., Bates A.J., Forbes W.J., Barham P.J. 1987. Biologically based water quality management. Quality Rating System. Environ. Pollut., 45: 221-236.

Furse M., Hering, D., Moog, O., Verdonschot, P., Sandin, L., Brabec, K., Gritzalis, K., Buffagni, A., Pinto, P., Friberg, N., Murray-Bligh, J., Kokes, J., Alber, R., Usseglio-Polatera, P., Haase, P., Sweeting, R., Bis, B., Szoszkiewicz, K., Soszka, H., Springe, G., Sporka, F., Krno, I. 2006. The STAR project: context, objectives and approaches. Hydrobiologia, 566: 3-29.

Hering D., Moog O., Sandin L., Verdonschot P.F.M., 2004. Overview and application of the AQEM assessment system. Hydrobiologia 516: 1-20.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice – Warszawa (maszynopis).

Johnson R. K., Hering D., 2009. Response of taxonomic groups in streams to gradients in resource and habitat characteristics. Journal of Applied Ecology, 46, 1: 175-186.

Kownacki A., Soszka H., Kudelska D., Fleituch T., 2004. Bioassessment of Polish rivers based on macroinvertebrates. Materiały z 11th Magdeburg Seminar on Waters in Central and Eastern Europe: Assessment, Protection, Management. 18-22 October 2004, UFZ Centre for Environmental Research Leipzig-Halle. Walter Geller i in. (red.) 250-251.

LAWA-Projekt O 4.02. 2006. Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG--Wasserrahmenrichtlinie [Stand Februar 2006], 108pp.

Miler O., Porst G., McGoff E., Pilotto F., Donohue L., Jurca T., Solimini A., Sandin L., Irvine K., Aroviita J., Clarke R., Pusch M.T., 2013. Morphological alterations of lake shores in Europe: a multimetric ecological assessment approach using benthic macroinvertebrates. Ecological Indicators, 34, 398-410.

Moog O., Chovanec A., Hinteregger J., Römer A. 1999. Austrian Guidelines for the assessment of the saprobiological water quality of rivers and streams (Richtlinie zur Bestimmung der saprobiologischen Gewässergüte von Fließgewässern)- Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wasserwirtschaftskataster, Wien, 144pp.

Ofenböck T., Moog O., Gerritsen J., Barbour M. 2004. A stressor specific multimetric approach for monitoring running waters in Austria using benthic macroinvertebrates. Hydrobiologia 516: 251-268.

ÖNORM M6232: 1995. Saprobien Water Quality Assessment. Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern. österr. Normungsinstitut. Wien.

Pinto P., Rosado J., Morais M., Anutes I., 2004. Assessment methodology for southern siliceous basins in Portugal. Hydrobiologia 516: 191-214.

Plafkin J.L., Barbour M.T., Porter S.K., Gross S.K., Hughes R.M., 1989. Rapid bioassessment protocols for use in streams and rivers: benthic macroinvertebrates and fish, EPA 440-4-89-001., U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington, D.C.

PL-EN 16150:2012E. Jakość wody – Wytyczne do proporcjonalnego wielośrodowiskowego pobierania makrobezkręgowców z płytkich rzek (Water quality – Guidance on pro-rata Multi-Habitat sampling of benthic invertebrates from wadeable rivers). PKN, Sektor Zdrowia, Środowiska i Medycyny, KT 120: Jakość Wody – Badania Mikrobiologiczne i Biologiczne, 14 pp.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Rosenberg D.M., Resh V.H. (red.), 1993. Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates. Chapman and Hall, London.

Shannon C.E., Weaver W., 1949. The mathematical theory of communication. Urbana: University of Illinois Press.

Statzner B., Bis B., Dolédec S., Usseglio-Polatera P., 2001. Perspectives for biomonitoring at large spatial scales: a unified measure for the functional diversity of invertebrate communities in European running waters. Basic Appl. Ecol. 2: 73-85.

Tolonen K.T., Hämäläinen H., Holopainen I.J. Karjalainen J., 2001. Influences of habitat type and environmental variables on littoral macroinvertebrate communities in a large lake system. Archiv für Hydrobiologie, 152, 39–67.

van de Bund W., 2009. Water Framework Directive Intercalibration Technical Report. Part 1: Rivers. Joint Research Centre, EU 23838 EN/1, Luxembourg: Office for Official Publications of European Communities, 136pp.

Verdonschot P.F.M., 2000. Integrated ecological assessment methods as a basis for sustainable catchment management. Hydrobiologia, 422/423: 389-412.

White J., Irvine K. 2003. The use of littoral mesohabitats and their macroinvertebrate assemblages in the ecological assessment of lakes. Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems, 13(4), 331-351.

Załącznik I

Str. 1/2

PROTOKÓŁ TERENOWY

INFORMACJE PODSTAWOWE			
Kod jcwp:		Szer. geogr. stanowiska:	
Nazwa jcwp:		Dł. geogr. stanowiska:	
Kod ppk:		Wykonawca pobierania:	
Nazwa ppk:		Typ abiotyczny:	
Pow. zlewni (do stan. pomiarowego):		Data pobierania:	
		Długość badanego odcinka (m):	
		Rzeka: ☐ łatwodostępna ☐ trudnodostępna	
WARUNKI ATMOSFERYCZNE			
Typ pogody: ☐ Pochmurna ☐ Słoneczna ☐ Zmienna	Nasilenie opadów: ☐ Brak ☐ Intensywne ☐ Słabe ☐ Średnie	Czy warunki pobierania odbiegają od typowych? ☐ Tak ☐ Nie Opis:	
Temperatura: Kod termometru:		Ciśnienie: Kod barometru:	
CHARAKTERYSTYKA WODY			
Wygląd wody ☐ Czysta ☐ Mętna ☐ Z zawiesiną ☐ Zjawiska humusowe	Stan wody ☐ Brak wody ☐ Niski ☐ Wysoki ☐ Średni	Zjawiska lodowe: ☐ Brak ☐ Kra i częściowe zlodzenie ☐ Lód brzegowy ☐ Pokrywa lodowa ☐ Śryż i częściowe zlodzenie	Dominujący typ nurtu: ☐ Przelewowy ☐ Wznoszący ☐ Kipiel ☐ Rwący ☐ Wartki ☐ Laminarny ☐ Niedostrzegalny ☐ Brak wody (koryto suche)
Czy występują roztopy? ☐ Tak ☐ Nie			
ZANIECZYSZCZENIA W POBLIŻU LUB W MIEJSCU POBIERANIA			
Prace budowlane i utrzymaniowe ☐ Tak ☐ Nie		Inne zanieczyszczenia ☐ Tak ☐ Nie	
Śmieci ☐ Tak ☐ Nie		Widoczne zakwity ☐ Tak ☐ Nie	
INFORMACJE DODATKOWE			
Głębokość dna na stanowisku:			
Uwagi:			
DANE PODSTAWOWE I SPOSÓB POBIERANIA PRÓBKI			
Numer próbki: Głębokość: Liczba pojemników: Kody pojemników: Sposób utrwalania próbki: Uwagi:			Urządzenie zastosowane do pobierania próbki: ☐ Siatka hydrobiologiczna ☐ Siatka Surbera ☐ Czerpacz Günthera ☐ Czerpacz Ekmanna ☐ inne: kod urządzenia:

Str. 2/2 (za Bis i Mikulec, 2013a)

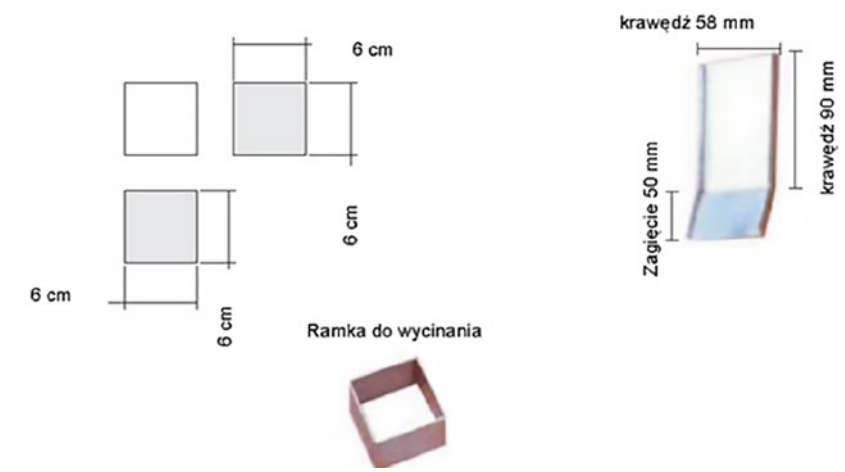
SIEDLISKA RZECZNE					
(skala - 5%; 1 próbka cząstkowa – 5%; 20 próbekcząstkowych – 100%)	udział substratu w pokryciu dna (%)	Ocena łączna: % udział substratu mineralnego w odniesieniu do pokrycia organicznego			technolital'
SIEDLISKA MINERALNE zaznacz siedliska mineralne <5% przez 'X') zaznacz sztuczne siedliska przez 'X' w kolumnie 'technolital'		% udział siedlisk mineralnych po odjęciu udziału podłoża organicznego	liczba próbek cząstkowych z danego podłoża	Komentarze do lokalizacji próbek (w odniesieniu do warunków hydrologicznych i strefy brzegowej)	
HYGROPETRYCZNA WARSTWA (BIOFILM)					☐
MEGALITAL > 40 cm (BLOKI SKALNE)					☐
MAKROLITAL 20-40 cm (GŁAZY)					☐
MEZOLITAL 6-20 cm (DUŻE KAMIENIE)					☐
MIKROLITAL 2 - 6 cm (KAMIENIE I ŻWIR)					☐
AKAL 0,2-2 cm (ŻWIR)					☐
PSAMMAL 6 µm - 2 mm (PIASEK)					☐
PSAMMOPELAL (PIASEK I MUŁ)					☐
PELAL <6 µm MUŁ					☐
ARGYLLAL (GLINKA MULISTA I IŁ)					☐
suma	**100%**				
SIEDLISKA ORGANICZNE zaznacz siedliska <5% przez 'X'	5% skala - % udział siedlisk organicznych				
MIKROGLONY (okrzemki, fitobentos)					
MAKROGLONY (glony nitkowate)					
ZANURZONE MAKROFITY					
WYNURZONE MAKROFITY					
CZĘŚCI ROŚLINNOŚCI NADBRZEŻNEJ					
KSYLAL - DREWNO					
CPOM					
FPOM					
RUMOSZ ORGANICZNY					
BAKTERIE I GRZYBY					
suma		**100%**	**20**		
Organizmy oznaczone w terenie i wypuszczone:					

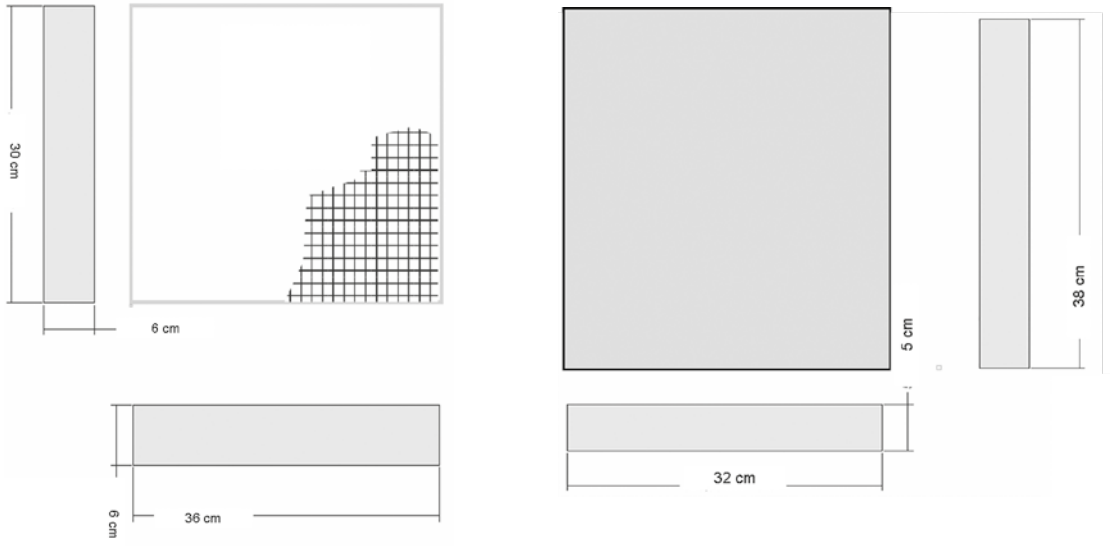
Załącznik II

OPIS I SCHEMAT TECHNICZNY ZESTAWU KUWETA-SITO
DO POBIERANIA PODPRÓBEK
(za Bis, 2013b, zmienione)

W skład zestawu wchodzą:

1. kuweta wewnętrzna-sito do pobierania podpróbek (wymiary wewnętrzne 30 cm × 36 cm, średnica oczek 500 μm), powierzchnia kuwety-sita podzielona jest na 30 jednakowych kwadratów (pól), o wymiarach 6 cm × 6 cm. Poprzeczne i podłużne linie odgraniczające pola zaznaczone są na krawędziach kuwety-sita. Każde pole stanowi powierzchnię jednej podpróbki;
2. większa kuweta zewnętrzna, wykonana z metalu lub tworzywa sztucznego (szkło akrylowe, inaczej pleksiglas lub podobne); stanowi ona główny pojemnik dla kuwety wewnętrznej, zawierającej materiał biologiczny; kuweta zewnętrzna jest pomocna w procesie homogenizacji całości pobranego materiału i ewentualnym przechowywaniu próbki;
3. łyżeczka lub łopatka do wybierania zawartości podpróbki;
4. metalowa ramka o wymiarach 6 cm × 6 cm, służąca do odcinania powierzchni podpróbki.





Załącznik III

PROTOKÓŁ LABORATORYJNY

PROTOKÓŁ LABORATORYJNY RIVECO$_{macro}$ ***MONITORING BEZKRĘGOWCÓW BENTONICZNYCH W RZEKACH***		
JEDNOSTKA:	**Data pobrania:**	**Data wypełnienia:**
Nazwa rzeki:	**Wykonawca:**	
Stanowisko:	**Metodyka: MHS** **➲ Rutynowe przebieranie minimum 5 podpróbek** **➲ Minimalna liczba osobników - 350**	
Kod ppk:	**Liczba przebranych podpróbek (pól)**	
Kod próbki:	**Przebranie całości próbki** – czy spełniono wymagania metodyczne dotyczące minimalnej liczby 350 osobników wybranych z 5 pól?	**tak/nie**
Takson	***Liczba osobników***	
PORIFERA		
CNIDARIA		
TURBELLARIA		
NEMATOMORPHA		
MOLLUSCA: BIVALVIA		
MOLLUSCA: GASTROPODA		
ANNELIDA: POLYCHAETA		
ANNELIDA: OLIGOCHAETA		
ANNELIDA: HIRUDINEA		
CRUSTACEA: ANOSTRACA		
CRUSTACEA: BRANCHIURA		
CRUSTACEA: CIRRIPEDIA		
CRUSTACEA: AMPHIPODA		
CRUSTACEA: DECAPODA		
CRUSTACEA: ISOPODA		
CRUSTACEA: MYSIDACEA		
CHELICERATA		
INSECTA: EPHEMEROPTERA		
INSECTA: PLECOPTERA		
INSECTA: ODONATA		
INSECTA: HETEROPTERA		
INSECTA: MEGALOPTERA		
INSECTA: PLANIPENNIA		
INSECTA: LEPIDOPTERA		
INSECTA: TRICHOPTERA		
INSECTA: COLEOPTERA		
INSECTA: DIPTERA: CHRONOMIDAE		
INSECTA: DIPTERA: SIMULIIDAE		
INSECTA: DIPTERA: pozostałe rodziny		
BRYOZOA		
Liczebność **(suma osobników w przebranych polach)**		
Zagęszczenie (liczba osobników / m^2)	$Z = 30 \cdot \frac{n}{p} \cdot 0{,}8$	
Liczebność taksonów chronionych, gatunki rzadkie, np. Unionidae		
Zagęszczenie taksonów chronionych, gatunki rzadkie, np. Unionidae (liczba osobników / m^2)	$Z = 30 \cdot \frac{n}{30} \cdot 0{,}8 = n \cdot 0{,}8$	
Zagęszczenie ogółem (liczba osobników / m^2)		

gdzie: Z – zagęszczenie organizmów na 1m^2, n – liczba organizmów oznaczona/ oszacowana w przejrzanych podpróbkach, p – liczba przejrzanych podpróbek (pól z kuwety-sita z podziałką) (Bis i Mikulec, 2013a)

MAKROZOOBENTOS W ZBIORNIKACH ZAPOROWYCH

Aleksandra Bielczyńska, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta, Grzegorz Tończyk

Rozdział przygotowany na podstawie opracowania:

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. Wersja 2012, Wrocław, 2012 (maszynopis).

WSTĘP

Ramowa Dyrektywa Wodna (RDW, 2000; Dyrektywa 2000/60/WE) obowiązująca w krajach Unii Europejskiej od 2000 roku stawia przed jej członkami jako jeden z celów osiągnięcie co najmniej dobrego potencjału ekologicznego silnie zmienionych i sztucznych wód powierzchniowych. Definicje potencjału ekologicznego zostały sformułowane w oparciu o charakter elementów biologicznych występujących w zbiornikach wodnych (RDW, Załącznik V).

Zgodnie z RDW wody zbiorników zaporowych należy traktować jako wody odcinków silnie przekształconych rzek, toteż wybrane do oceny ich potencjału ekologicznego metody są zaczerpnięte z metodyk stosowanych do badania tej kategorii wód.

W 2010 roku na zamówienie GIOŚ, w Instytucie Meteorologii i Gospodarki Wodnej zostały opracowane *„Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce"* (Błachuta i Picińska-Fałtynowicz, 2010), następnie zaktualizowane w roku 2012 (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012). Opracowanie to dotyczyło kompleksowej oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie trzech elementów biologicznych: fitoplanktonu, fitobentosu okrzemkowego oraz makrozoobentosu. Niniejsze opracowanie stanowi zredagowaną wersję *„Wytycznych…"* z 2012 roku, ograniczoną wyłącznie do zagadnień związanych z makrozoobentosem. Rozdział 4 (Obliczanie multimetriksa) zawierający wzór na wskaźnik MZB został zmodyfikowany zgodnie ze wzorami z arkusza kalkulacyjnego opracowanego przez Autorów metody. Nazewnictwo taksonów zostało dostosowane do ujednoliconej listy taksonów opracowanej na potrzeby Systemu Informatycznego JWoda.

Przewodnik określa zasady poboru i opracowania próbek makrobezkręgowców bentosowych w celu obliczenia wskaźnika pozwalającego ocenić stan fauny bentosowej oraz sposób dokonania oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o makrozoobentos.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Zbiorniki zaporowe powstawały jako remedium na deficyt zasobów wodnych. Zbiorniki, będące silnie zmienionymi rzekami, w niewielkiej liczbie i w niewielkim stopniu są do rzek podobne. Generalnie, zwłaszcza w zbiornikach o długim czasie retencji, prędkość przepływu jest minimalna, co upodobnia je do jezior. Podobnie jak jeziora, zbiorniki zaporowe powinny się charakteryzować produkcją pierwotną odpowiadającą ich zdolności przetwórczej, co oznacza, że produkcja biomasy w zbiorniku lub jeziorze nie powinna przekraczać możliwości jej destrukcji w toku naturalnych procesów. Zachwianie tego stanu równowagi przez zwiększenie w wodach zawartości związków pochodzenia allochtonicznego lub autochtonicznego w konsekwencji prowadzi do powstania zmian, których wynikiem jest pogorszenie stanu chemicznego i potencjału ekologicznego zbiornika.

Podstawowym zagrożeniem zbiorników jest duży dopływ substancji biogennych ze zlewni, znaczne przekształcenia ich struktur oraz krótko- i długookresowe wahania poziomu zwierciadła wody. Retencja zbiornikowa ma przede wszystkim miejsce w rejonach, gdzie nie występują duże naturalne jeziora oraz nie ma sprzyjających warunków do utrzymania wysokiej jakości retencjonowanych zasobów wodnych. Zapory budowane są zazwyczaj w dolinach rzek, gdzie zlewnia bezpośrednia przyjmuje wąski, wydłużony kształt zwiększając bezpośrednie oddziaływanie na zasilanie zbiornika spływami powierzchniowymi. Proces ten pogłębia brak pasa litoralu stanowiącego strefę buforową zabezpieczającą naturalne zbiorniki przed spływem biogenów. Wynika to z wahań poziomu lustra wody, co stwarza astatyczne warunki dla rozwoju roślinności naczyniowej uniemożliwiając wytworzenie strefy buforowej, ograniczającej niekorzystne oddziaływanie spływów powierzchniowych z intensywnie eksploatowanych rekreacyjnie obszarów pobrzeży zbiorników.

Zasilanie zbiorników zaporowych zazwyczaj odbywa się jednym dopływem głównym, niosącym znaczne ilości materiału erozyjnego i substancji rozpuszczonych, które z racji charakteru rzeki nie są eliminowane w jej górnym biegu i w nadmiarze przedostają się do zbiornika. Dodatkowo, gospodarka wodno-ściekowa w zlewni zazwyczaj nie jest uporządkowana, przez co rzeka, będąca bezpośrednim odbiornikiem niedostatecznie oczyszczonych ścieków o różnym pochodzeniu, wprowadza ich nadmiar do misy zbiornika.

Dla celów związanych z realizacją postanowień RDW zaleca się (Zał. II, 1.1.v) różnicowanie silnie zmienionych i sztucznych części wód powierzchniowych, zgodnie

ze stosowanymi parametrami, do takiej kategorii wód powierzchniowych, która jest najbardziej zbliżona do danej sztucznej lub silnie zmienionej części wód.

Istnieją przesłanki do traktowania zbiorników zaporowych jako jezior. Są jednak również istotne elementy, różniące zbiorniki zaporowe od jezior, zależne od charakterystycznych dla zbiorników parametrów, z których za najważniejszy można uznać okres wymiany wody. Na tej podstawie można podzielić zbiorniki zaporowe na reolimniczne, przejściowe oraz limniczne (Hobot i in., 2015).

Zbiorniki reolimniczne – o okresie retencji wody mniejszym niż 20 dób; są to zbiorniki, które w skrajnych przypadkach niewiele się różnią od rzek o małej prędkości przepływu.

Zbiorniki przejściowe – o okresie retencji od 20 do 40 dób; zbiorniki, które w części rzecznej są bardziej zbliżone do rzek, w części jeziorowej (blisko zapory) do jezior.

Zbiorniki limniczne – o okresie retencji powyżej 40 dób; są to zbiorniki bardziej zbliżone do jezior.

Makrozoobentos został wybrany jako jeden z elementów biologicznych, które stanowią podstawę sporządzenia oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. Makrozoobentos dobrze odzwierciedla presje, powodujące zanieczyszczenia wód substancjami organicznymi oraz presje, związane z morfologicznymi przekształceniami strefy przybrzeżnej zbiorników.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Badania makrozoobentosu przeprowadza się raz w roku, wiosną lub jesienią. Zalecany jest pobór wiosną, na początku sezonu wegetacyjnego. Jeżeli z uwagi na warunki hydrologiczne lub z innych powodów pobór się nie uda, należy go powtórzyć jesienią. Niedopuszczalny jest pobór w środku i pod koniec lata (od końca czerwca do połowy września), ponieważ prowadzi do zaniżenia wyniku z powodu wylotu w tym okresie jętek i chruścików.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Dla zbiorników zaporowych wymagane jest zbadanie jednego stanowiska w obrębie jcwp. Przebadanie większej liczby stanowisk jest dopuszczalne, jednak przyjmuje się, że jedno stanowisko, umiejscowione w reprezentatywnym miejscu, jest wystarczające dla klasyfikacji potencjału ekologicznego.

Ekosystem zbiornika zaporowego funkcjonuje w miarę poprawnie, gdy stopień odchylenia od warunków rzecznych jego partii przybrzeżnych, stanowiących o możliwości reprodukcji wielu gatunków żyjących w wodach zbiornika i odzwierciedlających stopień antropopresji na zbiornik, jest jak najmniejszy.

Z tego powodu, pobór próbek makrozoobentosu należy przeprowadzać w strefie przybrzeżnej zbiornika, a lokalizacja stanowiska/stanowisk badawczych powinna odpowiadać środkowi strefy przejściowej zbiornika. Nie należy wybierać stanowisk w miejscu wlotu rzeki, bowiem w takim miejscu ocena na podstawie makrozoobentosu może być zawyżona. Należy unikać także wyboru stanowisk w pobliżu zapory, gdzie z kolei ocena może być zaniżona.

Zalecenia powyższe nie dotyczą zbiorników reolimnicznych, które w całości stanowią strefę przejściową. W takich zbiornikach można ustanowić stanowisko badawcze blisko zapory.

Strefa poboru próbek jest podyktowana także pragmatyzmem – pobór w strefie przybrzeżnej zbiornika metodycznie tylko w niewielkim stopniu różni się od poboru w trudno dostępnych rzekach, o ograniczonych możliwościach brodzenia.

UWAGA: nie należy wybierać stanowiska do badań w zatokach, za osłoną wysp, w pobliżu ośrodków, przystani oraz w ujściach dopływów do zbiornika.

1.4. Metoda pobierania próbek w terenie

Sprzęt terenowy, niezbędny do pobierania próbek makrozoobentosu obejmuje:

- Spodniobuty (wodery) – dla co najmniej dwu osób – osoby pobierającej próbę i osoby asekurującej;
- 20-metrową linkę asekuracyjną;
- Wiadra do przepłukiwania makrozoobentosu;
- Pojemniki (około 2 l) na makrozoobentos;
- Siatkę hydrobiologiczną o krawędzi ramki 25 cm o oczkach 0,5 × 0,5 mm, z drążkiem do poboru makrozoobentosu;
- Stężony etanol do utrwalania makrozoobentosu;
- Kalka techniczna i ołówek do przygotowania etykiet
- Protokół terenowy;
- Zestaw pierwszej pomocy.

Należy pamiętać o niezbędnych zasadach bezpieczeństwa. Podczas pobierania próbek w wodzie obecne muszą być co najmniej dwie osoby – jedna pobiera próbkę, druga ją asekuruje stojąc w płytszym miejscu. Nie należy wchodzić za głęboko, maksymalnie do głębokości wody 100-120 cm w zależności od spadku dna. Przy wysokich stanach wody i wzroście poziomu wody powyżej normalnych wahań dobowych należy odstąpić od pobierania próbek.

Pobieranie próbek rozpoczyna się od wypełnienia protokołu terenowego (załącznik I). Alternatywnym postępowaniem jest wypełnienie cyfrowego protokołu terenowego dostępnego w aplikacji mobilnej.

Próbkę pobiera się za pomocą ramki o krawędzi 25 cm z siatką o gęstości oczka 0,5×0,5 mm, metodą zbliżoną do pobierania makrozoobentosu w rzekach.

Pobieranie należy rozpocząć od najdalszego punktu od brzegu, do którego można bezpiecznie dotrzeć (w zbiornikach o płaskim dnie do głębokości 120 cm, w zbiornikach o dnie stromym, z nachyleniem powyżej 10%, do głębokości 100 cm).

Próbka składa się z łącznego połowu na 8 pasach o długości 1 m. Płosząc nogami organizmy, należy ciągnąć siatkę po dnie na odcinku 1 m, przepłukać i przenieść zawartość do wiadra. Następnie płoszenie powtarza się na kolejnym odcinku 1 m, stopniowo zbliżając się do brzegu. Teoretycznie, obszar taki odpowiada powierzchni około 2 m^2, ale w praktyce, podczas pobierania w stojącej lub bardzo wolno płynącej wodzie (a taka jest w zbiornikach zaporowych) wiele organizmów podczas płoszenia trafia poza siatkę i liczba organizmów złowionych tą techniką odpowiada w przybliżeniu liczbie organizmów złowionych w rzece metodą zalecaną dla rzek trudnodostępnych (Bis i Wenikajtys, 2007).

Po wstępnym przepłukaniu próbki, należy uwolnić jak największą liczbę osobników, których identyfikacja jest możliwa już w terenie, np. małże z rodziny Unionidae, raki, itp., odnotowując ten fakt w protokole terenowym w rubryce UWAGI. Niezapisanie natychmiast takiej informacji powoduje, że liczba i skład uwolnionych organizmów są trudne do odtworzenia. Pozostałe organizmy, po przepłukaniu i odrzuceniu jak największej ilości materii organicznej, należy umieścić w pojemniku i utrwalić etanolem.

W pojemnika z próbką należy umieścić etykietkę zapisaną ołówkiem na kalce technicznej. Nie wolno zapisywać etykiet długopisem, ponieważ alkohol użyty do konserwacji rozpuszcza tusz. Etykieta musi zawierać następujące informacje: nazwę zbiornika, nazwę stanowiska, kod punktu pomiarowo-kontrolnego, datę poboru. Dodatkowo, można opisać wieko pojemnika, zawsze jednak należy umieścić w nim etykietkę (napis na pojemniku może się rozmyć).

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Do oznaczania (identyfikacji taksonomicznej) organizmów w pracowni należy korzystać z mikroskopu stereoskopowego (binokularu) dającego możliwość powiększania (okular × obiektyw) co najmniej 100×. Jest to szczególnie istotne podczas rozpoznawania rodzin muchówek, które mogą być bardzo podobne, a mają skrajnie odmienne wartości wskaźnikowe. Przy oznaczaniu pomocna jest skalibrowana miarka umieszczona w jednym z okularów lub podłączenie mikroskopu do kamery z oprogramowaniem do analizy obrazu, które daje możliwość precyzyjnych pomiarów preparatu mikroskopowego.

Należy przejrzeć całą próbkę i oznaczyć znajdujące się w niej zwierzęta. Jednak w przypadku masowego wstępowania danego taksonu (np. muchówek z rodziny Chironomidae lub licznie występujące skąposzczety) dopuszcza się oszacowanie ich liczebności na podstawie przejrzenia podpróbki całości i proporcjonalnego przeliczenia ich zagęszczenia na całość próbki. Należy jednak przejrzeć całą próbkę pod kątem pozostałych taksonów.

Do formularza rejestracji wyników (tab. 1) należy wpisać liczbę organizmów zidentyfikowanych rodzin. Organizmy oznaczane są do rodzin, z wyjątkiem rodziny jętek z rodziny Heptageniidae, które wymagają odróżnienia rodzajów Epeorus i Rhithrogena. W formularzu uwzględnia się wyłącznie taksony mające wartość wskaźnikową (załącznik II), ponieważ tylko te organizmy stanowią podstawę do obliczenia wskaźnika multimetrycznego MZB.

Tabela 1. Wzór formularza rejestracji wyników

Nazwa JCWP:	**Data poboru:**
Stanowisko:	Typ zbiorowiska:
Kod punktu:	
TAKSON	Liczba osobników
Baetidae	*10*
Caenidae	*15*
Chironomidae	*35*
Dreissenidae	*8*
Gammaridae	*16*

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH

Wskaźnik multimetryczny MZB składa się z dwóch metriksów składowych: ASPT_PL i zmodyfikowanego wskaźnika różnorodności Margalefa. Pierwszy z nich wywodzi się z oryginalnej brytyjskiej metody oceny jakości wód płynących BMWP (Armitage i in., 1983) zmodyfikowanej na potrzeby monitoringu wód w Polsce przez Kownackiego i in. (2004). Drugi ze wskaźników wywodzi się ze wskaźnika różnorodności, opracowanego przez Margalefa (1958), i jest on pochodną liczby taksonów i liczby osobników w próbce.

W celu przyspieszenia procesu obliczania wskaźników i klasyfikacji wód można się posłużyć dedykowanym arkuszem kalkulacyjnym w Excelu (tzw. „formatką") lub wprowadzić wyniki do Systemu Informatycznego JWoda, który samodzielnie wylicza wskaźniki biologiczne na podstawie wyników oznaczeń. Należy pamiętać, żeby w obliczeniach, poza materiałem oznaczonym w laboratorium, uwzględnić ewentualne organizmy oznaczone w terenie i odnotowane w protokole terenowym.

3.1. ASPT_PL

Wskaźnik BMWP_PL/ASPT_PL charakteryzuje bogactwo makrozoobentosu. Makrozoobentos zbiorników zaporowych w strefie głębokiej jest mało zróżnicowany,

a w strefie przybrzeżnej mało liczny, dlatego do określenia potencjału zbiorników na podstawie makrozoobentosu wybrano wskaźnik ASPT oparty na skali BMWP w polskiej modyfikacji. Wskaźnik BMWP_PL, przekształcony do ASPT_PL (średniej wartości punktowej na takson), pozwala uniknąć sytuacji, że podobną ocenę będzie miał akwen z niewielką liczbą rodzin o wysokich wymaganiach środowiskowych i bardzo wysokich wartościach BMWP oraz akwen z dużą liczbą rodzin tolerancyjnych, o małych wartościach BMWP. Wskaźnik BMWP_PL/ASPT_PL wybrano z uwagi na fakt, że w zbiornikach odnotowuje się wyjątkowe ubóstwo gatunkowe (wynikające z ich strukturalnych przekształceń), ale także kierując się zasadą pragmatyzmu – wskaźnik przeszedł pomyślnie pierwszą rundę międzynarodowej interkalibracji (van de Bund, 2009), a jednocześnie jest bardzo prosty w stosowaniu i nie powinien sprawiać problemu z wdrożeniem do standardowych badań pmś.

Podstawą do wyliczania wskaźnika jest informacja o obecności przedstawicieli wybranych rodzin bezkręgowców bentosowych w próbce, którym jest przypisana wartość B (Kownacki i in., 2004; załącznik II). Pierwszym krokiem jest obliczenie wskaźnika BMWP_PL, będącego sumą punktów przyznanych wszystkim rodzinom, zidentyfikowanym w próbce (na danym stanowisku pomiarowym), zgodnie ze wzorem:

$$BMWP_{PL} = \sum_{i=1}^{n} B_i$$

gdzie:

n – liczba zidentyfikowanych rodzin (z przypisaną wartością B);
B_i – wartość B przypisana i-tej rodzinie (załącznik II).

Następnie obliczany jest wskaźnik ASPT_PL, będący uśrednioną punktacją dla wszystkich rodzin, zgodnie ze wzorem:

$$ASPT_{PL} = \frac{BMWP_{PL}}{n}$$

Ostatnim krokiem jest normalizacja indeksu, tak by jego wartości zawierały się w przedziale od 0 do 1, gdzie wartości bliskie zeru opisują złą jakość wód, a wartości bliskie 1 wysoką jakość wód. Ponieważ wskaźnik ASPT_PL osiąga teoretyczne wartości od 0 do 10, a kierunek zmian jest zgodny z kryteriami przyjętymi dla wskaźników jakości wód (WJE) zgodnie z RDW (im wyższa wartość, tym lepsza jakość wód), w celu znormalizowania wskaźnika do przedziału wartości w zakresie 0-1, uzyskaną wartość indeksu ASPT_PL należy podzielić przez 10.

$$Z_{ASPT} = \frac{ASPT_{PL}}{10}$$

3.2. Wskaźnik różnorodności Margalefa

Drugą składową wskaźnika MZB jest zmodyfikowany wskaźnik różnorodności Margalefa (*d*). Wskaźnik ten obliczany jest zgodnie ze wzorem:

$$d = \frac{n}{\log(s)}$$

gdzie:

n – liczba zidentyfikowanych rodzin (z przypisaną wartością B);
s – liczba osobników

Normalizację wskaźnika Margalefa przeprowadza się zgodnie z algorytmem zawartym w tabeli 2, sprowadzając go do pięciostopniowej skali.

Tabela 2. Zakresy wartości wskaźnika Margalefa (*d*) i przypisane im wartości znormalizowanego wskaźnika (Z_d)

d	Z_d
≥5,5	1,00
≥4,0	0,75
≥2,5	0,50
≥1,0	0,25
<1,0	0

4. OBLICZANIE WSKAŹNIKA MULTIMETRYCZNEGO MZB

Wskaźnik MZB stanowi średnią ważoną znormalizowanych wskaźników ASPT_PL i wskaźnika różnorodności Margalefa (d), przy czym wyższą wagę przypisuje się ASPT_PL. Uśrednianie wskaźników składowych odbywa się zgodnie ze wzorem:

$$MZB = 0,8 \times Z_{ASPT} + 0,2 \times Z_d$$

Jeżeli na zbiorniku ustanowiono jedno stanowisko badawcze, klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie makrozoobentosu sporządzona dla tego stanowiska jest równoważna z klasyfikacją potencjału ekologicznego jednolitej części wód powierzchniowych. W przypadku, kiedy na zbiorniku wyznaczono więcej niż jedno stanowisko, wartość wskaźnika MZB dla zbiornika jest średnią arytmetyczną z wartości wskaźnika dla poszczególnych stanowisk. Uśredniona wartość MZB stanowi podstawę do klasyfikacji potencjału ekologicznego jednolitej części wód powierzchniowych.

5. KLASYFIKACJA ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA MZB

Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o wskaźnik makrozoobentosu (MZB) przedstawiono poniżej (tab. 3). Klasyfikacja ta jest identyczna dla wszystkich rodzajów zbiorników zaporowych (limnicznych, przejściowych i reolimnicznych).

Tabela 3. Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o wskaźnik makrozoobentosu MZB

Potencjał ekologiczny	Wartość MZB
MAKSYMALNY	>0,60
DOBRY	≥0,50
UMIARKOWANY	≥0,40
SŁABY	≥0,20
ZŁY	<0,20

PIŚMIENNICTWO

Armitage P.D., Moss D., Wright J.F., Furse M.T., 1983. The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-water sites. Water Research, 17(3), 333-347.

Bis, B., Wenikajtys, M. 2007. Metodyka reprezentatywnego poboru prób siedliskowych (MHS) zespołów fauny dennej w wodach trudnodostępnych i dużych rzekach dla celów monitoringu ekologicznego zgodnego z założeniami RDW. W: Bis, B. (red.). Metodyka reprezentatywnego poboru prób siedliskowych (MHS) zespołów fauny dennej z różnych typów wód oraz standardowych procedur laboratoryjnych dla celów monitoringu ekologicznego rzek zgodnego z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej 2000/60/WE. Opracowanie na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Rozdział V: 3-15, Wyd. EXALL, Łódź.

Błachuta J., Picińska-Fałtynowicz J., 2010. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. Wersja 2010_2, Wrocław, 2010 (maszynopis).

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp.

z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Kownacki A., Soszka H., Kudelska D., Fleituch T., 2004. Bioassessment of Polish rivers based on macroinvertebrates. Materiały z 11th Magdeburg Seminar on Waters in Central and Eastern Europe: Assessment, Protection, Management. 18-22 October 2004, UFZ Centre for Environmental Research Leipzig-Halle. Walter Geller i in. (red.) str. 250-251.

Margalef R., 1958. Information theory in ecology. General Systematics, 3, 36-71.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce. Wersja 2012, Wrocław, 2012 (maszynopis).

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

van de Bund W., 2009. Water Framework Directive Intercalibration Technical Report. Part 1: Rivers. European Commission, Joint Research Centre, EU 23838 EN/1, Luxembourg: Office for Official Publications of European Communities, 136 pp.

Załącznik I

PROTOKÓŁ TERENOWY

Str. 1/2

KOD JCWP:		Opracował(a):	
ZBIORNIK: STANOWISKO:		**MS-KOD PUNKTU:**	Data:
TYP ZBIORNIKA		Długość geogr. [stopnie, dziesiętne stopni.]	
Powierzchnia zlewni [km^2]		Szerokość geogr. [stopnie, dziesiętne stopni.]	
Odległość od źródła do zapory [km]		Wysokość [m n.p.m.]	

Użytkowanie terenu w okolicy stanowiska (w zasięgu wzroku) [zaokrąglić do 10%]:

Las liściasty	
Las iglasty	
Las mieszany	
Łąki pastwiska, obszary podmokłe	
Grunty orne	
Teren zabudowany (w tym ośrodki wypoczynkowe)	
RAZEM	

WARUNKI POBORU:

Stan wody w dniu poboru

(przy wysokich stanach i wzroście stanu powyżej normalnych wahań dobowych nie pobieramy próby)

niski/stabilny	średni/stabilny	średni/opada

Oddziaływania antropogeniczne na stanowisku

Str. 2/2

Umocnienia brzegu i dna

Rodzaj umocnienia	Brzeg lewy	Dno
Betonowe bez szczelin		
Betonowe ze szczelinami		
Drewniane		
Kamienie bez szczelin		
Kamienie ze szczelinami		
Brak umocnień		

Pomiary parametrów fizyczno-chemiczne:

Pomiary terenowe		**Po analizach w laboratorium**			
Temperatura wody[°C]		OWO		N azotanowy	
Przewodność [µS/cm]		P ogólny		Twardość ogólna	
pH		Fosforany		Zasadowość ogólna	
Tlen [mg O_2/dm^3]		N ogólny		Chlorofil a	

STRUKTURA DNA

Siedliska mineralne (krok co 5%)	%	Uwagi
Megalital > 40 cm		
Makrolital > 20-40 cm		
Mezolital > 6-20 cm		
Mikrolital > 2-6 cm		
Alkal >2 mm – 2 cm		
Psammal > 0,006 – 2 mm (piasek, piasek z iłem)		
Argyllal < 0,006 mm (muł ił, glina)		
RAZEM	100%	

Uwagi:

Załącznik II

STANDARDOWE WARTOŚCI DO OBLICZANIA BMWP_PL

(za Kownacki i in., 2004, zmienione)

Grupa	Rodzina	Punktacja
Ephemeroptera	Ameletidae	10
Trichoptera	Glossosomatidae, Molannidae, Beraeidae, Odontoceridae, Leptoceridae	
Diptera	Blephariceridae, Thaumaleidae	
Ephemeroptera	Behningiidae	9
Plecoptera	Taeniopterygidae	
Odonata	Cordulegastridae	
Trichoptera	Goeridae, Lepidostomatidae	
Crustacea	Astacidae	8
Ephemeroptera	Oligoneuriidae, Heptageniidae (rodzaje Epeorus, Rhithrogena)	
Plecoptera	Capniidae, Perlidae, Chloroperlidae	
Trichoptera	Philopotamiidae	
Diptera	Athericidae	
Planipennia	Osmylidae	
Coleoptera	Psephenidae	
Ephemeroptera	Siphlonuridae, Leptophlebiidae, Potamanthidae, Ephemerellidae, Ephemeridae, Caenidae	7
Plecoptera	Perlodidae, Leuctridae	
Odonata	Calopterygidae, Gomphidae,	
Trichoptera	Rhyacophilidae, Brachycentridae, Sericostomatidae, Limnephilidae	
Coleoptera	Elmidae	
Heteroptera	Aphelocheiridae	
Gastropoda	Viviparidae	
Bivalvia	Unionidae, Dreissenidae	
Porifera	Spongillidae	
Nematomorpha	Gordiidae	
Crustacea	Pontoporeidae	
Planipennia	Sisyridae	
Diptera	Rhagionidae	
Hirudinea	Piscicolidae	6
Crustacea	Gammaridae, Corophiidae	
Ephemeroptera	Baetidae, Heptageniidae (z wyjątkiem rodzajów Epeorus i Rhithrogena)	
Plecoptera	Nemouridae	
Odonata	Platycnemididae, Coenagrionidae, Aeshnidae, Corduliidae	
Trichoptera	Hydroptilidae, Polycentropodidae, Ecnomidae	
Diptera	Limoniidae, Simuliidae, Empididae, Dixidae, Pedicidae	
Gastropoda	Neritidae, Bithyniidae, Acroloxidae	
Turbellaria	Dendrocoelidae, Dugesiidae, Planariidae i inne Turbellaria	
Bryozoa	wszystkie Bryozoa	
Chelicerata	Araneae	

Grupa	Rodzina	Punktacja
Crustacea	Cambaridae	5
Trichoptera	Hydropsychidae, Psychomyidae	
Coleoptera	Gyrinidae, Dytiscidae, Haliplidae, Hydrophilidae, Dryopidae, Noteridae	
Heteropera	Mesoveliidae, Veliidae, Nepidae, Naucoridae, Notonectidae, Pleidae, Corixidae	
Diptera	Tipuliidae	
Gastropoda	Hydrobiidae	
Odonata	Lestidae, Libellulidae	
Polychaeta	Spionidae, Nereidae i inne Polychaeta	
Diptera	Ceratopogonidae, Ephydridae, Muscidae, Tabanidae	4
Gastropoda	Valvatidae, Planorbidae	
Bivalvia	Sphaeriidae	
Hirudinea	Glossiphonidae, Erpobdellidae, Hirudinidae, Haemopidae	3
Crustacea	Asellidae	
Megaloptera	Sialidae	
Diptera	Chironomidae, Ptychopteridae, Stratiomyidae	
Gastropoda	Ancylidae, Physidae, Lymnaeidae	
Oligochaeta	wszystkie Oligochaeta	2
Diptera	Culicidae	
Diptera	Syrphidae, Psychodidae	1

RYBY W RZEKACH

Paweł Prus, Mikołaj Adamczyk

Rozdział przygotowany na podstawie opracowania wieloautorskiego:

Prus P., Wiśniewolski W. Adamczyk M. (red.), 2016. Przewodnik metodyczny do Monitoringu ichtiofauny w rzekach. Biblioteka Monitoringu Środowiska – GIOŚ, ss. 92. ISBN: 978-83-61227-85-4.

WSTĘP

Ramowa Dyrektywa Wodna (RDW, 2000; EU 2000/60/WE) nakłada na państwa członkowskie obowiązek osiągnięcia dobrego stanu albo potencjału ekologicznego wód. Jednym z biologicznych elementów podlegających ocenie w rzekach jest ichtiofauna. Ryby stanowią grupę organizmów przydatną do oceny stanu środowiska (Dussling i in., 2004; Szlakowski i in., 2004; EFI+ Manual, 2009; Adamczyk i in., 2013; Prus, Wiśniewolski, Adamczyk, 2016; Adamczyk i in., 2017; Prus i in., 2019) w związku z ich występowaniem w większości wód powierzchniowych oraz przemieszczaniem się na znacznych odcinkach, co warunkuje wrażliwość tej grupy np. na przerwanie ciągłości morfologicznej. Ponadto ryby występują w różnorodnych siedliskach w systemie rzeki i zajmują różne poziomy troficzne. Zaburzenia wzrostu i rekrutacji ryb często odzwierciedlają zaburzenia w środowisku. Dodatkową korzystną cechą tej grupy jest ograniczona liczba gatunków ryb w ichtiofaunie Polski (Brylińska, 2000), co stwarza możliwość ich stosunkowo prostej identyfikacji. Ryby mają także istotne znaczenie gospodarcze i dla rekreacyjnych połowów wędkarskich.

Kryteria dla klas stanu i potencjału ekologicznego określono w Ramowej Dyrektywie Wodnej oraz kolejnych rozporządzeniach klasyfikacyjnych ministra właściwego ds. gospodarowania wodami. Stan bardzo dobry określa się jako taki, w którym: „1) skład gatunkowy i liczebność ryb odpowiadają warunkom niezakłóconym lub są zbliżone do tych warunków; 2) występują wszystkie specyficzne dla danego typu wód powierzchniowych gatunki ryb wrażliwe na zakłócenia; 3) struktura wiekowa populacji ryb wskazuje na niewielkie zakłócenia wynikające z wpływu działalności człowieka, ale nie wskazuje na zaburzenia reprodukcji albo rozwoju żadnego gatunku ryb". Zdefiniowano również szczegółowo stan dobry i umiarkowany, precyzując dopuszczalny poziom odchyleń wymienionych parametrów od stanu bardzo dobrego. Potencjał ekologiczny „uznaje się za maksymalny, jeżeli wartości biologicznych elementów jakości odpowiadają wartościom tych elementów jakości określonym dla najbardziej zbliżo-

nego typu wód powierzchniowych, przy warunkach fizycznych wynikających z charakterystyki sztucznej lub silnie zmienionej jednolitej części wód powierzchniowych". W analogiczny sposób zdefiniowane zostały klasy dobrego i umiarkowanego potencjału ekologicznego.

Państwowym monitoringiem środowiska (pmś), objęte są wszystkie jednolite części wód powierzchniowych (jcwp). Klasyfikacja stanu albo potencjału ekologicznego w oparciu o ichtiofaunę w tej samej części wód zgodnie z zał. nr 5 do RDW powinna być dokonywana co 3 lata, a ze względu na terminy sprawozdawcze dla planów gospodarowania wodami – nie rzadziej niż co 6 lat. Dla niektórych gatunków ryb o znaczeniu dla EU wymienionych w załącznikach Dyrektywy Siedliskowej (Dyrektywa Rady 92/43/EWG, 1992) sześcioletnie odstępy między okresami monitoringu są uznawane za zbyt rzadkie, z uwagi na krótkie cykle życiowe. Z tego względu wskazany jest częstszy monitoring stanu zachowania ich populacji – w odstępach 3-5 letnich (Makomaska-Juchniewicz i Baran, 2012). W skali kraju wymaga to zaangażowania znacznych sił i środków finansowych. Na potrzeby badań monitoringowych zaadaptowano do warunków Polski opracowane w Europie oraz USA metody klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego wykorzystujące standardową technikę odłowu opartą na wynikach jednokrotnego elektropołowu. Pozwala to na stosunkowo szybki zbiór reprezentatywnych danych o składzie ichtiofauny i proporcji gatunków, w mniejszym stopniu odzwierciedlających jednak strukturę wielkościową i wiekową populacji niektórych gatunków. Istotną zaletą przyjętej metody jest prowadzenie badań w warunkach przyżyciowych, ograniczające do minimum śmiertelność odłowionych ryb i minogów.

Metody oceny stanu środowiska z wykorzystaniem zespołów ryb rozwijane są od ponad 30 lat. Ze szczególnym powodzeniem wykorzystywane są wskaźniki wielometryczne uwzględniające strukturę biocenozy i biotopu, jako integralnej całości. Ideą działania biotycznych wskaźników jest wrażliwość zespołów ryb na antropogenne zaburzenia środowiska. Przejawia się to zmianami takich cech zespołu ryb jak np.: obfitość, struktura troficzna, w tym udział gatunków drapieżnych, rekrutacja kolejnych roczników. Cechy zespołu organizmów wskaźnikowych mogą być wtedy traktowane jako metriksy, służące analizowaniu stopnia zmian w środowisku wodnym. Pierwszą taką metodą był Wskaźnik Integralności Biotycznej (*Index of Biotic Integrity, IBI*) (Karr, 1981; Karr i in., 1986), który uwzględniał 12 metriksów, zgrupowanych w trzech kategoriach charakteryzujących biologiczny i ekologiczny stan zespołów ryb: 1) bogactwo i skład gatunkowy, 2) struktura troficzna, 3) liczebność i kondycja zdrowotna ryb. Wskaźnik IBI znalazł zastosowanie w warunkach europejskich, także w Polsce (Buras i in., 2004; Szlakowski i in., 2004; Buras i in., 2006), jednak był dotychczas stosowany jedynie w odniesieniu do poszczególnych zlewni, dla których jego matryce były indywidualnie opracowane.

W 2004 r., w ramach międzynarodowego projektu „FAME", opracowano Europejski Wskaźnik Ichtiologiczny (European Fish Index, EFI), który w zamierzeniu miał zapewnić standardowe narzędzie wspomagające realizację RDW (FAME Consortium, 2004; Pont i in., 2006; Schmutz i in., 2007). Jednak wykazano, że metoda ta nie jest adekwatna do znacznej części rzek Polski (Wiśniewolski i in., 2006).

W ramach VI Programu Ramowego UE w latach 2007-2009 podjęto kolejny projekt pod nazwą *„Udoskonalenie i rozszerzenie przestrzenne Europejskiego Wskaźnika Ichtio-*

logicznego EFI+", w którym zgromadzono bazę danych obejmującą wyniki odłowów i informacje o poziomie presji antropogenicznej (Schinegger i in., 2011) dla ponad 14 tysięcy stanowisk w 15 krajach europejskich (w tym 919 stanowisk z Polski). Baza ta stanowiła podstawę opracowania Nowego Europejskiego Wskaźnika Ichtiologicznego – EFI+ (New European Fish Index – EFI+) (EFI+ Manual, 2009).

Wskaźniki IBI, EFI i EFI+ stanowiły podstawę do stworzenia większości metod klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek w oparciu o ichtiofaunę w krajach Unii Europejskiej. Ponadto metriksy zaczerpnięte z metody EFI+ zostały wykorzystane w procesie interkalibracji europejskich metodyk jako punkt odniesienia dla wskaźników krajowych (*common metric*) (WFD Intercalibration, 2011).

Polska metoda klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek w oparciu o ichtiofaunę została opracowana w 2013 r. przez konsorcjum pod kierunkiem Instytutu Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza Wykorzystuje ona wskaźnik EFI+, w modyfikacji dostosowanej do warunków Polski – jako indeks EFI+PL, który został rekomendowany do stosowania dla większości typów abiotycznych rzek w naszym kraju, wraz z uzupełniającym wskaźnikiem dotyczącym oceny występowania ryb dwuśrodowiskowych (D). Pomimo szerokiego zakresu stosowania, metoda EFI+PL nie może być używana do określania stanu/potencjału ekologicznego niektórych typów rzek: organicznych, międzyjeziornych oraz wielkich rzek nizinnych (EFI+ Manual, 2009). Dla tych typów rzek wskazane jest stosowanie innej metody oceny stanu ekologicznego, opartej na wskaźniku integralności biotycznej – IBI (Szlakowski i in., 2004; Buras i in., 2006; Prus i in., 2011). Wobec powyższego opracowano zmodyfikowany wskaźnik IBI_PL, uzupełniony dla wielkich rzek nizinnych (typ 21 typologii rzek obowiązującej do końca 2021 roku, typ RwN od roku 2022) o indeks diadromiczny (D). Wskaźniki EFI+PL i IBI_PL, wraz z indeksem diadromicznym (D) zostały wprowadzone jako krajowa metoda klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek w oparciu o ichtiofaunę od 2013 r. i po kolejnych modyfikacjach wskaźników, są przyjęte w obowiązującym rozporządzeniu klasyfikacyjnym (Dz.U. 2019 poz. 2149). Należy w tym miejscu wskazać, że wcześniejsze opracowania, odwołujące się do oryginalnej metody EFI+ (Makomaska-Juchniewicz i Baran, 2012) powinny zostać zaktualizowane z uwzględnieniem aktualnie obowiązującej metody (EFI+IBI_PL).

Założenia i rozwój metody przedstawiono w licznych publikacjach (Adamczyk i in., 2013; 2017; Prus, Wiśniewolski, Adamczyk, 2016; Prus i in., 2009; 2013; 2019; Napiórkowska-Krzebietke i in., 2020). Prezentowano także wyniki oceny stanu i potencjału ekologicznego rzek za lata 2017 i 2018 wykonanej tą metodą (Adamczyk i Prus, 2019, 2020). Niniejsze opracowanie stanowi aktualizację i syntezę wieloautorskiej pracy pt. „*Przewodnika metodycznego do monitoringu ichtiofauny w rzekach*", przygotowanej pod redakcją naukową Pawła Prusa, Wiesława Wiśniewolskiego i Mikołaja Adamczyka, wydanej przez Bibliotekę Monitoringu Środowiska w 2016.

1. BADANIA TERENOWE

Celem monitoringu jest uzyskanie informacji dotyczącej struktury gatunkowej i obfitości ryb. Do obliczenia wartości wskaźnika EFI+IBI_PL na danym stanowisku wystarczające są wyniki z jednokrotnego elektropołowu. Zakres zbieranych w terenie materiałów jest bardzo zbliżony dla metody EFI+PL oraz IBI_PL, stąd opis metodyki prac terenowych przedstawiony zostanie zbiorczo.

1.1. Zezwolenia wymagane do wykonania odłowów monitoringowych ryb

W celu przeprowadzenia badań ichtiofauny niezbędne jest uzyskanie szeregu zezwoleń i zgód, przewidzianych w: ustawie o rybactwie śródlądowym z dnia 18 kwietnia 1985 r. (Dz.U. 2015 poz. 625 z późn. zm.), ustawie o ochronie przyrody z dnia 16 kwietnia 2004 r. (t.j. Dz.U. 2020 poz. 55, 471, 1378), rozporządzeniu Ministra Środowiska w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt (Dz.U. 2016 poz. 2183). Konieczne jest wystąpienie o wydanie stosownych dokumentów z odpowiednim wyprzedzeniem, ze względu na wymogi proceduralne poszczególnych urzędów. W praktyce starania o zezwolenia powinno rozpocząć się co najmniej na 3 miesiące przed planowanym terminem odłowów. W celu ustalenia właściwych organów, do których należy wystąpić o zezwolenia, konieczne jest określenie położenia każdego z planowanych stanowisk w granicach administracyjnych województwa, obwodu rybackiego oraz w odniesieniu do niektórych obszarowych form ochrony przyrody, jak parki narodowe i rezerwaty przyrody. W szczególności należy uzyskać następujące dokumenty:

- decyzję marszałka województwa o zezwoleniu na przeprowadzenie odłowów monitoringowych w tym na odstępstwo od zakazu połowu ryb o wymiarach ochronnych, w okresie ochronnym oraz o ile jest to konieczne – od zakazu połowu w odległości mniejszej niż 50 m od budowli i urządzeń piętrzących wodę oraz w obrębie ochronnym;
- decyzję Regionalnego Dyrektora Ochrony Środowiska (w przypadku programu monitoringu obejmującego teren co najmniej 3 województw – Generalnego Dyrektora Ochrony Środowiska) o odstępstwie od zakazu umyślnego chwytania w stosunku do gatunków zwierząt objętych ochroną gatunkową (z wyszczególnieniem spodziewanych w odłowie chronionych gatunków ryb i minogów);
- decyzję Regionalnego Dyrektora Ochrony Środowiska o zezwoleniu na wykonanie badań, o ile stanowisko położone jest w rezerwacie przyrody;
- decyzję Ministra Środowiska zezwalającą na przeprowadzenie odłowów ichtiofauny na terenie parku narodowego;
- zgodę rybackiego użytkownika obwodu rybackiego, w którym położone jest stanowisko na przeprowadzenie odłowów.

Składając wnioski należy wnieść także o nadanie decyzji rygoru natychmiastowej wykonalności lub bezpośrednio po otrzymaniu decyzji zrzec się na piśmie prawa do odwołania. Pozwala to na uprawomocnienie decyzji bez 14 dniowego okresu, przewidzianego w standardowej procedurze. Przy prowadzeniu badań o charakterze na-

ukowym należy ten fakt wskazać we wniosku jako podstawę do zwolnienia z opłaty skarbowej za wydanie decyzji.

Przed przystąpieniem do odłowów konieczne jest również powiadomienie o ich dokładnym terminie i miejscu właściwej jednostki Państwowej Straży Rybackiej, a także użytkownika rybackiego. Należy również powiadomić właściwą komendę Policji, zaś w przypadku prowadzenia badań w strefie nadgranicznej – także odpowiednią jednostkę Straży Granicznej.

Należy ściśle przestrzegać zaleceń zawartych w wydanych pozwoleniach, w tym np. dotyczących potrzeby szczególnego postępowania w przypadku zagrożenia patogenami (np. dezynfekcja sprzętu połowowego i ubrań roboczych).

Po zakończeniu badań niezbędne jest przekazanie odpowiednich sprawozdań, na zasadach określonych w każdej z uzyskanych decyzji.

1.2. Wybór stanowiska monitoringu w oparciu o ichtiofaunę i metody odłowu

Założeniem badań monitoringowych jest ocena stanu ekologicznego części wód w sposób możliwie najpełniej oddający ich charakterystykę i wewnętrzne zróżnicowanie. Dla oceny parametrów fizykochemicznych punkty pobierania próbek są z reguły wyznaczane w dolnych odcinkach rzek. Jednak w odniesieniu do ryb taka lokalizacja stanowisk badawczych jest często nieodpowiednia, szczególnie, gdy punkt monitoringowy położony jest w odcinku ujściowym rzeki, co wiąże się z możliwością migracji ryb między dopływem a recypientem. Wybór stanowiska połowowego powinien być poprzedzony analizą zdjęć satelitarnych i map topograficznych w celu wytypowania reprezentatywnego dla danej części wód odcinka rzeki, który obejmuje najliczniej występujące typy siedlisk i odzwierciedla stopień przekształcenia antropogenicznego. Należy zatem unikać połowów w odcinkach przyujściowych rzek, bezpośrednio poniżej punktowych źródeł zanieczyszczeń oraz w odcinkach odbiegających znacznie od dominującego charakteru rzeki.

Norma PN-EN 14011 (2006) zawiera zapis, że połowy nie powinny być prowadzone przy temperaturze wody poniżej 5°C, natomiast EFI+ Manual (2009) precyzuje, że dogodnym okresem połowu dla celów monitoringowych jest późne lato – wczesna jesień. W Polsce okres ten przypada od 15 sierpnia do 31 października, co wiążę się z występowaniem niskich stanów wód, a tym samym łatwiejszego zbioru materiałów badawczych. W sezonie tym możliwy jest już także odłów tegorocznego narybku 0+. Nie wyklucza to jednak, w wyjątkowych wypadkach, możliwości pobierania prób także w innych okresach. Wyniki uzyskane poza optymalnym terminem badań wymagają odpowiedniej interpretacji i komentarza specjalisty – ichtiologa.

W odniesieniu do wielkich rzek nizinnych (typ 21, RwN) oraz rzek o charakterze organicznym (typ 23 i 24 w pierwotnej typologii, P_org i Rz_org w zaktualizowanej typologii) istotną rolę dla funkcjonowania ekosystemów odgrywają siedliska przyrzeczne, takie jak boczne odnogi i starorzecza otwarte. Wobec powyższego, przy wyborze sta-

nowiska połowowego należy uwzględnić proporcje tych siedlisk do głównego koryta rzeki w badanej części wód i odpowiednio wybrać stanowisko, obejmujące zarówno koryto rzeki, jak i siedliska przyrzeczne. Wyniki połowu traktuje się następnie jako próbę łączoną.

Długość stanowiska połowowego powinna wynosić od 10 do 20-krotności szerokości rzeki, przy minimalnej długości stanowiska 100 m. Taka długość stanowiska zapewnia otrzymanie reprezentatywnej próby zespołu ichtiofauny. W małych potokach o szerokości nieprzekraczającej 2 m, odcinek o długości 100 m zwykle jest wystarczający. Jednakże niekiedy, przy niskich zagęszczeniach ryb, taka długość stanowiska może być zbyt mała dla złowienia minimalnej liczby 30 osobników oraz co najmniej 2 gatunków, co w metodzie EFI+PL warunkuje uznanie wyników za miarodajne. W takiej sytuacji wskazane jest zwiększenie długości stanowiska połowowego do 150 m (EFI+ Manual, 2009).

W monitoringu ichtiofauny procedura połowowa, jak i sprzęt zastosowany do elektropołowu, różnią się w zależności od szerokości i głębokości rzeki w miejscu połowu. Elektropołowy należy prowadzić zgodnie z normą CEN (CEN EN 14011, 2003; PN-EN 14011, 2006), za pomocą atestowanego agregatu prądotwórczego dwiema podstawowymi metodami: brodzenia oraz połowu z łodzi (fot. 1).

Fot. 1. Podstawowe metody prowadzenia elektropołowów: elektropołów metodą brodzenia (fotografia po lewej, fot. M. Adamczyk); elektropołów z łodzi na średniej wielkości rzece wyżynnej (fotografia po prawej, fot. M. Adamczyk)

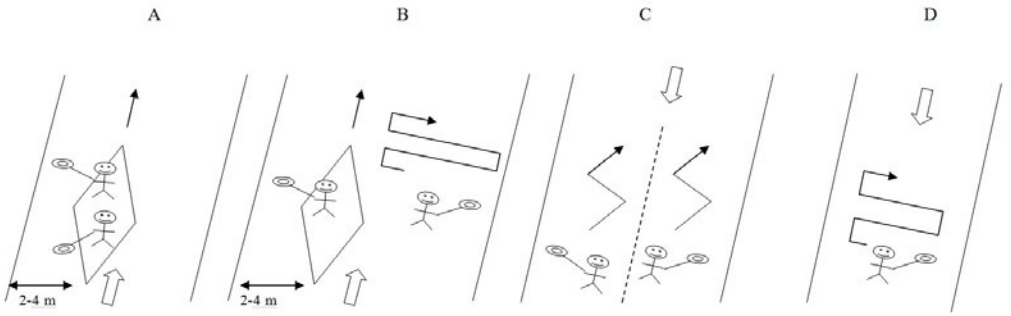
Wybór metody połowu podyktowany jest głębokością rzeki – jeżeli na odławianym stanowisku występują odcinki o głębokości większej niż 0,7 m stosuje się połów z łodzi (tab. 1). W przypadku występowania na przemian odcinków płytszych i głębszych niż 0,7 m, należy zastosować metodę mieszaną, obejmującą połów z łodzi i brodzenie, według schematu przedstawionego na rys. 1.

W rzekach o szerokości nieprzekraczającej 15 m i głębokości do 0,7 m połowy prowadzone są na całej szerokości koryta, metodą brodzenia w górę rzeki. Generalnym zaleceniem przy elektropołowie wykonywanym metodą brodzenia jest stosowanie jednej anody na 5 m szerokości koryta. Ze względów praktycznych, liczby osób i sprzętu koniecznego do przeprowadzenia badań, to zalecenie jest trudne do zrealizowania. Zazwyczaj przyjmuje się, że połów z zastosowaniem jednej anody może być prowadzony na całej szerokości koryta rzeki o szerokości nie przekraczającej 15 m, natomiast przy szerokości do 25 m – wskazany jest połów z zastosowaniem dwóch anod (rys. 1). Innym, akceptowalnym rozwiązaniem jest ograniczenie się do prowadzenia połowów wzdłuż jednego brzegu.

Tabela 1. Parametry stanowisk badawczych ichtiofauny w potokach i rzekach w odniesieniu do ich wielkości (na podstawie EFI+ Manual, 2009, zmienione)

Lp.	Wielkość potoku lub rzeki	Minimalna długość/ powierzchnia stanowiska połowu	Technika połowu ryb
1	mały strumień, szerokość ≤5 m	100 m	elektropołów metodą brodzenia, 1 anoda - na całej szerokości koryta
2	potok, szerokość 5-15 m	200 m	elektropołów metodą brodzenia, 1 anoda - na całej szerokości koryta
3	mała lub średnia rzeka, szerokość 15-25 m, głębokość wody ≤70 cm	250 m	elektropołów metodą brodzenia, 2 anody - na całej szerokości koryta
		500 m lub powierzchnia połowu >1000 m^2	elektropołów metodą brodzenia, 1 anoda - na części koryta, jeden brzeg lub metoda łączona
4	średnia rzeka, kanał, szerokość ≤25 m, głębokość wody >70 cm	250 m	elektropołów z łodzi, 2 anody - na całej szerokości koryta
		500 m – przy obydwu brzegach	elektropołów z łodzi, 1 anoda - część szerokości koryta, dwa brzegi
		250 m + powierzchnia 250 m^2	metoda mieszana: elektropołów z łodzi 1 anoda – wzdłuż jednego brzegu oraz metodą brodzenia 1 anoda - na płytszej części koryta (< 70 cm)
5	duża rzeka, kanał, szerokość 25-100 m, głębokość wody >70 cm	700 m – przy jednym lub proporcjonalnie przy obydwu brzegach lub powierzchnia połowu >1000 m^2	elektropołów z łodzi, 1 lub 2 anody - część szerokości koryta, jeden/ dwa brzegi
		350 m + powierzchnia 350 m^2	metoda mieszana: elektropołów z łodzi , 1 lub 2 anody – wzdłuż jednego brzegu oraz metodą brodzenia 1 anoda - na płytszej części koryta (< 70 cm)
6	bardzo duża rzeka, szerokość >100 m, głębokość wody >70 cm	1000 m – przy jednym lub proporcjonalnie przy obydwu brzegach lub powierzchnia połowu >1000 m^2	elektropołów z łodzi, 1 lub 2 anody - część szerokości koryta, jeden/ dwa brzegi
		500 m + powierzchnia 500 m^2	metoda mieszana: elektropołów z łodzi , 1 lub 2 anody – wzdłuż jednego brzegu oraz metodą brodzenia 1 anoda - na płytszej części koryta (< 70 cm)
7	starorzecze lub boczna odnoga – połów uzupełniający dla rzek typu abiotycznego nr 21, 23 i 24	250 m przy jednym lub proporcjonalnie przy obydwu brzegach	elektropołów z łodzi, 1 lub 2 anody

W większych płytkich rzekach, o szerokości przekraczającej 15 m i głębokości poniżej 0,7 m, odławiając ryby metodą brodzenia przeciwnie do kierunku przepływu wody, należy zastosować metodę „połowów łączonych". Jako jedno stanowisko połowowe traktuje się kilka odcinków połowowych o łącznej powierzchni nie mniejszej niż 1000 m^2. Odcinki te powinny być rozmieszczone proporcjonalnie do występujących w korycie rzeki siedlisk – czyli stref o zbliżonej głębokości, prędkości wody i rodzaju substratu dennego. Takie podejście umożliwia przeprowadzenie połowów w zróżnicowanych siedliskach i uzyskanie reprezentatywnej próby zespołu ichtiofauny.



Rys. 1. Schemat prowadzenia elektropołowów w zależności od głębokości i szerokości rzeki. A — głębokość powyżej 0,7 m — połów z łodzi; B — głębokość zróżnicowana, część koryta poniżej 0,7 m, niezależnie od szerokości — połów metodą mieszaną, dwie anody; C — głębokość do 0,7 m i szerokość 15-25 m — połów metodą brodzenia, dwie anody; D — głębokość do 0,7 m i szerokość do 15 m — połów metodą brodzenia, jedna anoda. Zaznaczono kierunek nurtu (strzałki białe) oraz kierunek przemieszczania się łowiącego (strzałki czarne)

W rzekach, których głębokość przekracza 0,7 m, elektropołowy prowadzone są z łodzi, spływającej z nurtem rzeki wzdłuż jednego brzegu na odcinku 250 – 1000 m, zależnie od wielkości rzeki. W przypadku wielkich rzek, o szerokości > 100 m, zasada wyznaczania stanowiska jako 10-20 krotności szerokości koryta nie może być stosowana ze względów praktycznych. Wymagana długość stanowiska dla tych rzek wynosi minimum 1000 m wzdłuż jednego lub proporcjonalnie obu brzegów, przy czym powinno ono obejmować zróżnicowane siedliska, w tym połączone z rzeką starorzecza – o ile występują na badanym odcinku (tab. 1). Inną dopuszczalną metodą jest „połów łączony", z powierzchni minimum 1000 m^2, pokrywający zróżnicowane siedliska. W rzekach o zróżnicowanej głębokości można stosować metodę mieszaną: połów z łodzi spływającej zgodnie z kierunkiem przepływu wody (w strefach głębszych niż 70 cm) oraz połów metodą brodzenia przeciwnie do kierunku przepływu wody (w strefach płytkich). Proporcje odcinków odławianych każdą z technik mogą się różnić w zależności od ukształtowania koryta rzeki – orientacyjne wartości w proporcji do wielkości rzeki podano w tabeli 1.

1.3. Sprzęt do prowadzenia odłowu i zasady bezpieczeństwa

Do połowu metodą brodzenia sugeruje się użycie agregatu plecakowego o mocy do 1,8 kW, z zastosowaniem prądu dwupołówkowo wyprostowanego o napięciu 220 V i natężeniu 3-5 A, wyposażonego we włącznik bezpieczeństwa (fot. 2, po lewej). Dopuszczalne jest również stosowanie atestowanych urządzeń do połowów ryb, zasilanych z akumulatora. Przy zastosowaniu takiego sprzętu należy jednak precyzyjnie określić jego zasięg łowności. Ręczną anodę tworzy okrągły kasar obszyty bezwęzłową siatką o oku 5 mm. Katodę stanowi pleciona linka miedziana o długości około 1 m (długość zmienna zależnie od przewodności wody).

Do połowu z łodzi wykorzystuje się agregat stacjonarny o mocy powyżej 1,8 kW, napięciu prądu stałego 150-400 V i natężeniu 3-12 A, wyposażony w jedną lub dwie anody oraz włącznik bezpieczeństwa (fot. 2, po prawej). Anody stanowią okrągłe kasary obszyte bezwęzłową siatką o oku 5 mm. Katodę stanowi pleciona linka miedziana

o długości około 2 m. Połów metodą brodzenia prowadzi się w zespole 3-4 osobowym, a połów z łodzi – w zespole 3 lub 5 osobowym, odpowiednio z wykorzystaniem jednej lub dwóch anod.

Do połowu metodą mieszaną wykorzystuje się agregat plecakowy albo stacjonarny znajdujący się na łodzi lub na brzegu rzeki. Możliwe jest prowadzenie odłowu z wykorzystaniem obydwu typów agregatów, przy czym jeden zespół łowi z łodzi, a drugi metodą brodzenia. Inna możliwość polega na wykorzystaniu anody podłączonej do agregatu stacjonarnego na łodzi lub na brzegu do połowu metodą brodzenia (przy odpowiedniej długości przewodu łączącego).

Fot. 2. Sprzęt do elektropołowów: plecakowy agregat prądotwórczy do połowów metodą brodzenia (fotografia po lewej, fot. M. Adamczyk); stacjonarny agregat prądotwórczy do połowów z łodzi (fotografia po prawej, fot. M. Adamczyk)

Zespołem prowadzącym połowy musi kierować osoba posiadająca odpowiednie uprawnienia w zakresie eksploatacji elektrycznych narzędzi połowu ryb, zgodnie z rozporządzeniem Ministra Rolnictwa z dn. 4 lutego 1980 r. w sprawie bezpieczeństwa i higieny pracy w rybactwie śródlądowym § 37 ust. 1 i 3 (Dz.U. 1980 nr 6 poz. 17). Podczas prowadzenia odłowu elektrycznego należy zachować szczególną ostrożność, a osoba obsługująca włącznik bezpieczeństwa powinna niezwłocznie przerwać połów w sytuacji zagrożenia. Nie wolno prowadzić elektropołowu w czasie opadów atmosferycznych i burzy. Łowiący metodą brodzenia przemieszczają się przeciwnie do kierunku przepływu wody w rzece, środkiem – na wąskich potokach lub skosem od jednego brzegu do drugiego – na rzekach o większej szerokości, natomiast łowiący z łodzi prowadzą odłów spływając wolno zgodnie z kierunkiem przepływu wody w rzece (rys. 1). Podczas połowu należy obławiać zróżnicowane siedliska, z uwzględnieniem kryjówek ryb pod korzeniami drzew i kamieniami, płatów roślinności wodnej, odcinków o dnie żwirowym oraz odłożonych w zastoiskach nanosów mułu (siedlisko m. in. larw minogów).

W skład niezbędnego wyposażenia zespołu połowowego, oprócz agregatów, wchodzi następujący sprzęt:

- samochód umożliwiający poruszanie się w terenie, z przyczepą do transportu łodzi;
- stabilna i sterowna łódź, wykonana z tworzywa nieprzewodzącego prądu, wyposażona w silnik (elektryczny lub spalinowy) oraz wiosło pychowe;
- kasary do podbierania ryb obszyte siatką o oku 5 mm, z drzewcem z materiału nieprzewodzącego prądu;
- pojemniki do przetrzymywania ryb (wiadra, kastry itp.);

- odzież ochronna: gumowce, wodery lub spodniobuty, sztormiak, kamizelki ratunkowe, rękawice gumowe oraz płyny dezynfekujące.

Ponadto wymagany jest sprzęt zapewniający możliwość przeprowadzenia pomiarów ryb w warunkach przyżyciowych: zestaw napowietrzający (butla z tlenem, reduktor, rurki doprowadzające lub bateryjne napowietrzacze przenośne), miarka do pomiaru długości ryb (dokładność 1 mm), przenośna waga (dokładność 1 g), jak również protokoły terenowe.

Wskazane jest posiadanie aparatury umożliwiającej wykonanie pomiarów: temperatury, natlenienia, przewodności właściwej, pH i prędkości wody, a także urządzenia GPS, dalmierza oraz aparatu fotograficznego dla wykonania geokodowanej dokumentacji stanowiska. Łódź napędzana silnikiem spalinowym z osobnym zbiornikiem paliwa powinna być dodatkowo wyposażona w gaśnicę proszkową ABC o wielkości napełnienia 2 kg. Szczegółowe wymagania dotyczące wyposażenia łodzi określa rozporządzenie Ministra Infrastruktury z dnia 5 listopada 2010 r. w sprawie wymagań technicznych i wyposażenia statków żeglugi śródlądowej oraz upoważniania podmiotów do wykonywania przeglądów technicznych statków (Dz.U. 2010 nr 216 poz. 1423).

1.4. Analiza materiału biologicznego

Prace z materiałem biologicznym wykonywane są w warunkach przyżyciowych w terenie. W celu zapewnienia maksymalnie wysokiej przeżywalności ryb niezbędne jest skompletowanie odpowiedniej liczby pojemników na ryby oraz sprzętu do napowietrzania wody (fot. 3). Konieczne jest również zapewnienie możliwie licznego zespołu osób do analizy połowu, co skraca czas przetrzymywania złowionych ryb. Wskazane jest unikanie prowadzenia odłowów w okresach o szczególnie wysokich temperaturach, gdyż podwyższona temperatura wody zmniejsza rozpuszczalność tlenu i podnosi ryzyko śmiertelności ryb.

Fot. 3. Stanowisko pomiaru ryb z przygotowanym sprzętem, w tym zestawem napowietrzającym wodę (fot. M. Adamczyk).

Po zakończeniu połowu próbę ryb umieszcza się natychmiast w kastrach z natlenianą wodą i dokonuje ich sortowania na gatunki. Osoby prowadzące monitoring ichtiofauny, które nie posiadają wykształcenia ichtiologicznego, powinny być przeszkolone w zakresie rozpoznawania gatunków ryb. W przypadku wątpliwości, takich jak rozróż-

nianie młodocianych osobników blisko spokrewnionych gatunków (np. leszcz i krąp) można posłużyć się kluczami i podręcznikami do oznaczania gatunków ryb (Gąsowska, 1962;, Rolik i Rembiszewski, 1987; Brylińska, 2000). Następnie ryby są liczone w podziale na gatunki i klasy wielkości: ≤150 mm i > 150 mm oraz ważone zbiorczo dla gatunku z dokładnością do 1 g. Dla celów naukowych można wykonać także pomiary osobnicze: długość całkowita – *longitudo totalis*, mierzona od czubka pyska do najdłuższego promienia płetwy ogonowej z dokładnością do 1 mm oraz masa osobnicza z dokładnością do 0,1 g (fot. 4).

Fot. 4. Pomiar długości miętusa w warunkach przyżyciowych na stanowisku monitoringowym (fot. M. Adamczyk).

W przypadku znacznej liczby złowionych ryb masowych drobnych gatunków (szczególnie chronionych – np. różanka) lub grup wielkościowych o wyrównanych niewielkich rozmiarach w obrębie gatunku (np. płoć w zakresie długości 4-8 cm) dopuszcza się określenie liczby ryb w losowo wybranej podpróbie. W tym celu należy zebrać wszystkie odłowione osobniki danego gatunku (lub jego grupy wielkościowej) w jednym pojemniku i losowo pobrać podpróbę (co najmniej 30 ryb, nie mniej niż 10% odłowionych osobników). Ryby z podpróby są liczone i ważone, natomiast łączna liczba złowionych ryb jest ekstrapolowana z proporcji masy i liczebności podpróby do masy całej próby. Zbiorczo dane te wprowadza się do protokołu terenowego dla potrzeb monitoringu, którego wzór zawiera załącznik I. Natomiast do wprowadzania wyników szczegółowych pomiarów długości ryb służy protokół, którego wzór zamieszczono w załączniku III. Jeżeli połowy mają posłużyć dodatkowo ocenie stanu populacji gatunków chronionych w ramach sieci Natura 2000, należy zanotować liczbę osobników tych gatunków w klasach wielkości odpowiadających stadiom wiekowym (narybek tegoroczny – YOY, osobniki juwenilne – JUV oraz osobniki dorosłe – ADULT), oraz wypełnić odpowiednie protokoły terenowe – zgodnie z przewodnikiem metodycznym monitoring gatunków zwierząt (Makomaska-Juchniewicz i Baran, 2012).

W pierwszej kolejności należy wykonać pomiary gatunków ryb objętych ścisłą lub częściową ochroną gatunkową zgodnie z rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 16 grudnia 2016 r. w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt (Dz.U. 2016 poz. 2183) lub jego aktualizacją oraz gatunków chronionych w ramach Sieci Natura 2000 wymienionych w załącznikach Dyrektywy Siedliskowej (Dyrektywa Rady 92/43/EWG z dnia 21 maja 1992), wskazanych w tabeli 2.

Ponadto, wskazane jest możliwie szybkie przeprowadzenie pomiarów innych gatunków wrażliwych na niedobory tlenu, jak: pstrąg potokowy, troć wędrowna, troć jezio-

rowa, sieja wędrowna, strzebla potokowa, świnka, certa, jelec, miętus oraz gatunków drapieżnych, jak sandacz i szczupak. Jest to podyktowane potrzebą minimalizacji ryzyka pogorszenia kondycji lub śmiertelności ryb z gatunków chronionych i szczególnie wrażliwych oraz cennych.

Po zakończeniu pomiarów ryby należy niezwłocznie uwolnić do rzeki, z której je odłowiono, z wyjątkiem gatunków obcych, wymienionych w Rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 9 września 2011 r. w sprawie listy roślin i zwierząt gatunków obcych, które w przypadku uwolnienia do środowiska przyrodniczego mogą zagrozić gatunkom rodzimym lub siedliskom przyrodniczym (Dz.U. 2011 nr 210 poz. 1260). Ryb inwazyjnych gatunków obcych, do których należą: trawianka (*Perccottus glenii*), czebaczek amurski (*Pseudorasbora parva*), sumik karłowaty (*Ameiurus nebulosus*), babka bycza (*Neogobius melanostomus*), babka szczupła (*Neogobius fluviatilis*), babka łysa (*Neogobius gymnotrachelus*) i babka rurkonosa (*Proterorhinus marmoratus* – obecnie opisywana jako *Proterorhinus semilunaris*) oraz pirania paku (*Piaractus brachypomus*) nie wolno wprowadzać ponownie do środowiska. Powinny zostać one w sposób humanitarny wyeliminowane ze środowiska.

Tabela 2. Lista nazw gatunków ryb i minogów. Wymieniono gatunki rodzime (chronione – niebieska czcionka) i obce (czerwona czcionka) występujące w Polsce. Nazwy łacińskie wg EFI+ Manual 2009 – akceptowane przez program obliczający wskaźniki EFI+IBI_PL

Nazwa łacińska	Nazwa polska	Nazwa łacińska	Nazwa polska
Abramis ballerus	rozpiór	***Lampetra fluviatilis***	**minóg rzeczny**
Abramis bjoerkna	krąp	***Lampetra planeri***	**minóg strumieniowy**
Abramis brama	leszcz	***Lepomis gibbosus***	**bass słoneczny**
Abramis sapa	sapa	*Leucaspius delineatus*	słonecznica
Acipenser oxyrinchus	**jesiotr ostronosy**	*Leuciscus cephalus*	kleń
Acipenser sturio*	**jesiotr zachodni**	*Leuciscus idus*	jaź
Alburnoides bipunctatus	**piekielnica**	*Leuciscus leuciscus*	jelec
Alburnus alburnus	ukleja	*Lota lota*	miętus
Alosa alosa	**aloza**	***Misgurnus fossilis***	**piskorz**
Alosa fallax	**parposz**	***Neogobius fluviatilis***	**babka szczupła**
Ameiurus melas	**sumik czarny**	***Neogobius gymnotrachelus***	**babka łysa**
Ameiurus nebulosus	**sumik karłowaty**	***Neogobius melanostomus***	**babka bycza**
Anguilla anguilla	węgorz	***Oncorhynchus mykiss***	**pstrąg tęczowy**
Aspius aspius	**boleń**	***Oreochromis niloticus***	**tilapia**
Barbatula barbatula	**śliz**	*Osmerus eperlanus*	stynka
Barbus barbus	**brzana**	***Pelecus cultratus******	**ciosa**
Barbus cyclolepis	**brzana karpacka**	*Perca fluviatilis*	okoń
Barbus meridionalis	**brzanka**	***Perccottus glenii***	**trawianka**
Barbus peloponnesius	**brzanka**	***Petromyzon marinus***	**minóg morski**
Carassius auratus	**karaś złocisty**	*Phoxinus phoxinus*	strzebla potokowa
Carassius carassius	karaś pospolity	*Platichthys flesus*	stornia
Carassius gibelio	**karaś srebrzysty**	***Proterorhinus semilunaris***	**babka rurkonosa**
Chondrostoma nasus	świnka	***Pseudorasbora parva***	**czebaczek amurski**

Nazwa łacińska	Nazwa polska	Nazwa łacińska	Nazwa polska
Clarias gariepinus	**sumik afrykański**	*Pungitius pungitius*	cierniczek
Cobitis elongatoides	**koza dunajska**	***Rhodeus amarus***	**różanka**
Cobitis taenia	**koza pospolita**	***Romanogobio vladykovi***	**kiełb białopłetwy**
Coregonus albula	sielawa	*Rutilus rutilus*	płoć
Coregonus lavaretus	sieja	***Sabanejewia aurata***	**koza złotawa**
Coregonus peled	**peluga**	***Salmo salar***	**łosoś atlantycki**
Cottus gobio	**głowacz białopłetwy**	*Salmo trutta fario*	pstrąg potokowy
Cottus poecilopus	**głowacz pręgopłetwy**	*Salmo trutta lacustris*	troć jeziorowa
Ctenopharyngodon idella	**amur biały**	*Salmo trutta trutta*	troć wędrowna
Cyprinus carpio	**karp**	***Salvelinus alpinus***	**palia**
Esox lucius	szczupak	***Salvelinus fontinalis***	**pstrąg źródlany**
Eudontomyzon mariae	**minóg ukraiński**	*Sander lucioperca*	sandacz
Eupallasella perenurus	**strzebla błotna**	*Scardinius erythrophthalmus*	wzdręga
Gasterosteus aculeatus	ciernik	*Silurus glanis*	sum
Gobio gobio	kiełb	***Thymallus thymallus***	**lipień**
Gobio kesslerii	**kiełb Kesslera**	*Tinca tinca*	lin
Gymnocephalus cernuus	jazgarz	***Umbra krameri***	**muławka bałkańska**
Hucho hucho*	**głowacica**	***Umbra pygmaea***	**muławka wschodnioamerykańska**
Hypophthalmichthys molitrix	**tołpyga biała**	*Vimba vimba*	certa
Hypophthalmichthys nobilis	**tołpyga pstra**		

* gatunek uznany za wymarły w rzekach Polski, **ochrona częściowa tylko w zlewni Dunaju; *** ochrona częściowa poza populacją w Zalewie Wiślanym

Wyniki elektropołowu dostarczają jedynie części informacji niezbędnych dla dokonania oceny stanu ekologicznego stanowiska, z zastosowaniem wskaźnika ichtiologicznego EFI+PL lub wskaźnika IBI_PL. Oprócz tego konieczne jest zebranie dodatkowych danych i parametrów, bezpośrednio na stanowisku oraz z wykorzystaniem map topograficznych (w wersji drukowanej lub cyfrowej, np. www.geoportal.gov.pl), Mapy Podziału Hydrograficznego Polski (MPHP) i Atlasu Hydrograficznego Polski (Czarnecka, 2005).

Informacje charakteryzujące stanowisko połowowe oraz wyniki odłowu (gatunki, liczba i masa ryb), powinny być zapisywane w formularzach, których wzory zamieszczono w załącznikach I-III na końcu rozdziału.

2. PRACE KAMERALNE

2.1. Wypełnianie podstawowego pliku wsadowego aplikacji obliczeniowej wskaźnika EFI+IBI_PL

Wyliczanie wskaźników ichtiofaunistycznych oraz klasyfikację rzek na podstawie zespołu ryb przeprowadza się w aplikacji EFI+IBI_PL, instalacji której można dokonać pod adresem http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/Aplikacja_EFI+IBI_PL_Rozporzadzenie_2019.zip (dostęp 2020) lub pozyskać aktualny dostęp z Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Aplikacja ta wymaga komputera wyposażonego w program MS Office 2007 lub nowszy. Dane do wyliczania wskaźników przygotowywane są w postaci plików wsadowych (wejściowych) w programie MS Excel.

Dane zgromadzone i zapisane w protokołach nr 1 i nr 2 (załącznik I i II), dotyczące struktury gatunkowej i wielkościowej zespołów ichtiofauny oraz parametrów środowiskowych stanowią informacje niezbędne do wypełnienia bazy danych, a następnie klasyfikacji stanu ekologicznego rzek z zastosowaniem wskaźników ichtiologicznych. Informacje te wprowadzane są do podstawowego arkusza programu MS Excel (plik_wsadowy.xlsx, arkusz „Wsadowy" – program obsługuje także pliki o rozszerzeniu .xls), według schematu przedstawionego w tabeli 3. Część parametrów zawiera zamkniętą listę zmiennych, co ułatwia prawidłowe wprowadzenie danych. Dotyczy to w szczególności parametrów uwzględnianych przez wskaźniki ichtiologiczne, które muszą być wprowadzone w formie odczytywanej przez oprogramowanie – niewłaściwe wprowadzenie danych skutkuje komunikatem o błędzie. Zamknięte listy parametrów znajdują się w drugim arkuszu pliku wejściowego (plik_wsadowy.xlsx, arkusz „Kody"). W podstawowym pliku wsadowym dane wprowadzane są w taki sposób, że jeden wiersz odpowiada jednemu gatunkowi ryb, zarejestrowanemu na danym stanowisku, a dane charakteryzujące stanowisko kopiowane są w tylu wierszach, ile gatunków zarejestrowano. W zbiorczej wynikowej bazie Access taki układ danych występuje w tabeli „Gatunek", natomiast w tabeli „Stanowisko" jednemu wierszowi odpowiadają dane z jednego stanowiska. Dane do arkusza podstawowego wprowadza się zgodnie z formatami zaleconymi w tabeli 3. Nazwy gatunkowe ryb (w języku łacińskim) wprowadza się zgodnie z zamkniętym wykazem podanym w tabeli 2 – inne nazwy (synonimy) nie są akceptowane przez aplikację EFI+IBI_PL – preferowany wybór z listy zamkniętej. Należy także uwzględnić modyfikację polegającą na przypisaniu niewielkiego obszaru dorzecza Dniestru (w Polsce zlewnia rzek Strwiąż i Mszanka) do dorzecza Wisły, w związku z brakiem dorzecza Dniestru w opcjach wyboru oryginalnego programu EFI+. Jest to uzasadnione, ze względu na zbliżoną strukturę zespołów ryb tych dorzeczy (Kukuła i Bylak, 2010). Po wprowadzeniu do podstawowego arkusza wsadowego kompletu danych, aplikacja programu EFI+IBI_PL eksportuje zmienne do modułu obliczeniowego programu EFI+PL lub programu IBI_PL oraz przenosi zawarte w tym arkuszu informacje do odpowiednich kolumn bazy danych.

Tabela 3. Parametry wejściowe oraz dane połowowe niezbędne do wypełnienia arkusza wejściowego (plik_wsadowy.xls) oraz obliczenia wartości wskaźników EFI+PL i IBI_PL. Parametry obligatoryjne dla obliczenia wskaźnika pogrubiono

Parametr	Zakres wartości	Opis	Baza Danych	EFI+PL	IBI_PL
Lp.	1 do n	Kolejny nr wiersza	Tak	Nie	Nie
NR	SM1 do SMn	Kolejny numer stanowiska	Tak	Nie	Nie
Kod_stan	Wolne pole tekstowe	Kod do 30 znaków, zgodny z kodami stosowanymi w bazie danych aplikacji JWoda, rozpoczynający się od kodu ppk, z podaniem po podkreślnikach roku badań i liczby „501" – wskazującej na monitoring ryb	Tak	Tak	Tak
Dług_geogr_ E	14.070000-24.080000	Wartość w stopniach i dziesiętnych, układ WGS 84	Tak	Tak	Tak
Szer_ geogr_N	49.000000-54.500000	Wartość w stopniach i dziesiętnych, układ WGS 84	Tak	Tak	Tak
Nazwa_stanowiska	Wolne pole tekstowe	Np. nazwa najbliższej miejscowości	Tak	Tak	Tak
Rzeka	Wolne pole tekstowe	Nazwa badanej rzeki	Tak	Tak	Tak
Rzędowość	1 do n	Wg Czarnecka, 2005	Tak	Nie	Nie
Kod_JCWP	Lista zamknięta	Kod jednolitej części wód powierzchniowych	Tak	Nie	Nie
Kod_ppk	Lista zamknięta	Kod punktu pomiarowo-kontrolnego	Tak	Nie	Nie
Województwo	Lista zamknięta	Nazwy 16 województw, wielkie litery	Tak	Nie	Nie
HMWB	Lista zamknięta	Kategoria JCWP: NAT - naturalna, HMWB - silnie zmieniona, AWB - sztuczna	Tak	Tak*	Tak*
Typ_abiotyczny	0-26	Wg rozporządzenia (Dz.U. 2019 poz. 2149)*	Tak	Tak	Tak
Typ_geologiczny	calcareous, siliceous, organic	Typ geologiczny rzeki: calcareous -wapienna, siliceous - krzemianowa, organic – organiczna – lista zamknięta	Tak	Nie	Nie
Recypient	Wolne pole tekstowe	Nazwa rzeki lub akwenu, do którego uchodzi badana rzeka	Tak	Nie	Nie
Dorzecze	Lista zamknięta	Główne dorzecza rzek Polski: Morze Bałtyckie (wybrzeże kontynentalne), Wisła, Odra, Dunaj, Niemen, Łaba	Tak	Tak	Nie
Ekoregion	9, 10, 14, 16	Dostępne opcje wyboru: 9 – Wyżyny Centralne, 10 – Karpaty, 14 – Równiny Centralne, 16 – Równiny Wschodnie	Tak	Tak	Nie
Dz.	1 do 31	Data połowu	Tak	Tak	Tak
M-c	1 do 12	Data połowu	Tak	Tak	Tak
Rok	4 cyfry	Data połowu	Tak	Tak	Tak
Odleg_ od_źródeł_km	1,00-1100,00	Mierzona wzdłuż rzeki w oparciu o mapy 1:25 000 lub z Atlasu Hydrologicznego Polski IMGW (Czarnecka, 2005) lub z MPHP	Tak	Tak	Nie
Wys. n.p.m_m	-2,0-2500,0	Wysokość stanowiska	Tak	Tak	Tak
Szer_rzeki_m	0,00-n	Szerokość rzeki [m] mierzona w czasie odłowu, zwykle jesienią, przy niskim stanie wód, format liczbowy	Tak	Tak	Nie
Zbiorniki_pow.	Tak / Nie / Brak danych	Obecność zbiorników zaporowych powyżej stanowiska, mogących potencjalnie wpływać na ichtiofaunę	Tak	Nie	Nie
Jeziora_pow.	Tak / Nie	Obecność jezior powyżej stanowiska, mogących potencjalnie wpływać na ichtiofaunę	Tak	Tak	Nie

Parametr	Zakres wartości	Opis	Baza Danych	EFI+PL	IBI_PL
Typ_geomorfologiczny	Lista zamknięta	Informacja w 5 kategoriach do wyboru: Sinusoidalna, Meandrująca regularnie, Silnie meandrująca, Warkoczowa, Naturalnie prosta; dane na podstawie obserwacji w terenie i map, dla segmentu rzeki obejmującego stanowisko.	Tak	Tak	Nie
Dawna_dolina_zalewowa	Tak / Nie	Czy występuje lub występowała dolina zalewowa	Tak	Tak	Nie
Źródło_zasilania_w_wodę	Deszczowe, Śniegowe, Wody podziemne	Informacja w 3 kategoriach. W Polsce przeważa typ zasilania deszczowy, pozostałe mogą występować lokalnie	Tak	Tak	Nie
Zakłócenia_przepływu	Tak / Nie / Brak danych	Czy występują zakłócenia przepływu związane z działalnością człowieka	Tak	Nie	Nie
Dorzecze_km2	1,00-200000,00	Wartość liczbowa [km^2]	Tak	Tak	Tak
Śred_rocz_temp_powietrza_C	od -5,00 do 15,00	Średnia roczna temperatura powietrza w C z ostatnich 10 lat. Dane z najbliższego punktu pomiarowego IMGW	Nie	Tak	Nie
Śred_temp_powietrza_styczeń	od -15,00 do 5,00	Średnia miesięczna temperatura powietrza w C dla stycznia. Dane z najbliższego punktu pomiarowego IMGW	Nie	Tak	Nie
Śred_temp_powietrza_lipiec	od 5,00 do 25,00	Średnia miesięczna temperatura powietrza w C dla lipca. Dane z najbliższego punktu pomiarowego IMGW	Nie	Tak	Nie
Temp_wody	0,00-30,00; Brak danych	Temperatura wody na stanowisku w C	Tak	Nie	Nie
Dług_stan_m	100-2000	Długość odłowionego odcinka rzeki	Tak	Nie	Nie
Strefa_połowu	cała szerokość; 1 brzeg; 2 brzegi; nurt; nurt, 1 brzeg; starorzecze	Strefa rzeki objęta połowem – lista zamknięta	Tak	Nie	Nie
Szer_strefy_połowu_m	0,1-50,0	Szerokość strefy odławianej	Tak	Nie	Nie
Pow_połowu_m2	100-100000	Długość stanowiska × szerokość strefy połowu [m^2]	Tak	Tak	Tak
Śred_głęb_cm	0-500, Brak danych	Średnia głębokość strefy odławianej [cm]	Tak	Nie	Nie
Spadek_‰	0,001-200,000	Pierwotny spadek liczony jako różnica wysokości podzielona przez długość cieku, dla segmentu rzeki obejmującego stanowisko [‰]	Tak	Tak	Nie
Umiejscowienie_stanowiska	Koryto Starorzecze Mieszane	Położenie stanowiska w przekroju doliny rzeki – lista zamknięta	Tak	Tak	Nie
Umocnienia_brzegu	Tak / Nie / Brak danych	Czy występują umocnienia brzegów	Tak	Nie	Nie
Drzewa	Tak / Nie / Brak danych	Czy występują drzewa ocieniające rzekę	Tak	Nie	Nie
Krzewy	Tak / Nie / Brak danych	Czy występują krzewy nadbrzeżne	Tak	Nie	Nie
Dno_urozmaicenie_1-3-5	1-3-5, Brak danych	1 - mało zróżnicowane, 3 - średnio zróżnicowane, 5 - bardzo zróżnicowane	Tak	Nie	Nie

Parametr	Zakres wartości	Opis	Baza Danych	EFI+PL	IBI_PL
Struktura_dna	Organiczny Muł/glina Piasek Żwir/kamienie Głazy	Granulacja: Muł/glina: <0,2 mm, Piasek: 0,2-2,0 mm, Żwir/kamienie: 2-200 mm, Głazy: >200 mm – lista zamknięta	Tak	Tak	Tak
V_przepływu_m/s	0,00-10,00, Brak danych	Prędkość wody mierzona na stanowisku	Tak	Nie	Nie
Przewodność_µS/cm	Liczbowy	Przewodność elektrolityczna wody mierzona na stanowisku	Tak	Nie	Nie
Bliskie_otoczenie	Lista zamknięta	Otoczenie stanowiska - pokrycie terenu: las, nieużytki, łąki, pola, stawy, zabudowa/drogi	Tak	Nie	Nie
Zespół_badawczy	Wolne pole tekstowe	Skrócona nazwa zespołu	Tak	Nie	Nie
Typ_agregatu	Stacjonarny, Plecakowy	Typ agregatu	Tak	Nie	Nie
Moc_kW	1,0-10,0	Moc agregatu	Tak	Nie	Nie
Amper	1,0-15,0	Natężenie prądu	Tak	Nie	Nie
Volt	12-1000	Napięcie prądu	Tak	Nie	Nie
Sposób_łowienia	Lista zamknięta	Sposób prowadzenia połowu: brodzenie, łódź, mieszany	Tak	Tak	Tak
Gatunek	Lista zamknięta lub: brak ryb, brak wody	Lista gatunków patrz tab. 2	Tak	Tak	Tak
Osobn	Liczbowy	Liczba złowionych ryb danego gatunku	Tak	Tak	Tak
Masa_g	Liczbowy	Masa złowionych ryb danego gatunku	Tak	Nie	Nie
Osobn_≤150_mm	Liczbowy	Liczba złowionych ryb danego gatunku *l.t.* ≤150 mm	Tak	Tak	Nie
Osobn_>150_mm	Liczbowy	Liczba złowionych ryb danego gatunku *l.t.* > 150 mm	Tak	Tak	Nie
Ryby_z_ anomaliami_hybrydy_Osobn	Liczbowy	Liczba złowionych ryb danego gatunku wykazujących anomalie lub hybryd	Tak	Nie	Tak

* od 2022 roku, zgodnie z rozporządzeniem klasyfikacyjnym (Dz.U. 2019 poz. 2149) będą obowiązywać zróżnicowane granice dla stanu i potencjału ekologicznego oraz nowa typologia wód (typy 1-20)

2.2. Wypełnianie dodatkowego pliku wsadowego dotyczącego ryb dwuśrodowiskowych

Oprócz podstawowego arkusza wsadowego konieczne jest wypełnienie dodatkowego arkusza, dotyczącego ryb wędrownych, zapisywanego w osobnym pliku (plik_wsadowy_diadromiczne.xlsx). W arkuszu tym, dla każdego stanowiska wprowadzane są podstawowe dane (kod stanowiska, współrzędne geograficzne, nazwa stanowiska, nazwa rzeki, data połowu oraz typ abiotyczny rzeki – w identycznej kolejności stanowisk, jak w arkuszu podstawowym), a następnie wypełniane są pola z informacją o historycznym i aktualnym występowaniu ryb dwuśrodowiskowych (tab. 4). Informacje te uzyskuje się z literatury (Świerzowski, 1975; Brylińska, 2000; Wiśniewolski i Engel, 2006; Błachuta i in., 2010, Prus i in., 2015) i innych dostępnych źródeł, w tym danych od rybackich użytkowników wód, dotyczących np. zarybień gatunkami dwuśrodowiskowymi. Dane o historycznym zasięgu części gatunków dwuśrodowiskowych

(jesiotr, łosoś, troć wędrowna, certa, sieja wędrowna, węgorz) są dobrze udokumentowane w przytoczonej powyżej literaturze, jednak dla takich gatunków jak np. minóg rzeczny i morski, aloza, parposz informacje te są mniej precyzyjne i często konieczne jest sięgniecie do bardziej specjalistycznej literatury lub informacji ze źródeł lokalnych (np. okręgi PZW, rybacy zawodowi).

Ogólna zasada, przyjęta dla potrzeb monitoringu zakłada, że jeśli badana rzeka znajduje się w historycznym zasięgu gatunku i występują w niej lub w jej dopływach powyżej stanowiska dogodne tarliska (np. odcinki o dnie żwirowym i chłodnej wodzie w przypadku ryb łososiowatych, minogów i certy) lub żerowiska (jeziora – w przypadku węgorza), to gatunek należy uznać za obecny historycznie w badanej rzece. Z kolei gatunek należy uznać za obecny aktualnie, jeśli istnieją dane o jego wstępowaniu do badanej rzeki w celu wędrówki na tarliska lub żerowiska albo o występowaniu naturalnego rozrodu w zlewni powyżej stanowiska. Jeśli gatunek anadromiczny (rozradzający się w rzece) występuje współcześnie głównie dzięki zarybieniom, to należy uważać go za aktualnie obecny, jeżeli ma on możliwość dotarcia do morza i powrotu na tarliska zlokalizowane w zlewni badanej rzeki. O aktualnym występowaniu gatunku decyduje więc praktycznie drożność szlaku migracyjnego między badanym odcinkiem rzeki a morzem oraz zachowanie przynajmniej części potencjalnych tarlisk w zlewni rzeki powyżej stanowiska. Należy przy tym uwzględnić podjęte w ostatnich latach działania służące przywróceniu drożności rzek dla migracji ichtiofauny (Prus i in., 2015). W odniesieniu do węgorza, który jest gatunkiem katadromicznym (rozradzającym się w morzu) dopuszcza się uznanie gatunku za aktualnie obecny nawet przy braku drożności szlaku migracyjnego dla osobników wstępujących. Warunkiem jest, aby węgorz występował licznie w zlewni badanej rzeki dzięki systematycznym zarybieniom oraz by przynajmniej część osobników miała możliwość odbycia wędrówki tarłowej do morza, co przyczynia się do zachowania światowej populacji tego gatunku (Szlakowski i in., 2013).

Informacje dotyczące występowania ryb dwuśrodowiskowych służą obliczeniu wskaźnika D, wykorzystywanego przy ocenie rzek należących do typów abiotycznych 0-21 i 26. Aplikacja programu EFI+IBI_PL oblicza wartość wskaźnika diadromicznego (D) i przenosi wynik do odpowiedniej kolumny arkusza „Stanowisko" w bazie danych Access. Dla typów 23, 24, 25 (rzeki organiczne i międzyjeziorne), w których ryby wędrowne odgrywają mniejszą rolę, wskaźnika D nie oblicza się. Dla stanowisk, dla których wskaźnik D nie jest obliczany, w dodatkowym arkuszu wsadowym wprowadza się „Brak danych" dla wszystkich gatunków ryb wędrownych.

Tabela 4. Informacja o historycznym i współczesnym występowaniu gatunków dwuśrodowiskowych w Polsce. Podstawa obliczenia wskaźnika D

Nazwa gatunkowa	Obecny historycznie	Obecny aktualnie
Acipenser sturio /Acipenser oxyrinchus	(Tak, Nie, Brak danych)	(Tak, Nie, Brak danych)
Alosa alosa		
Alosa fallax		
Anguilla anguilla		
Lampetra fluviatilis		
Petromyzon marinus		
Osmerus eperlanus		
Salmo salar		
Salmo trutta trutta		
Platichthys flesus		
Coregonus spp. diadr. form		
Vimba vimba		

2.3. Obliczenia wskaźników

Jak wskazano powyżej, aplikacja programu EFI+IBI_PL, wykorzystywana do wyliczania wskaźników ichtiofaunistycznych, wymaga komputera wyposażonego w program MS Office 2007 lub nowszy. Program wymaga także obecności „Net framework 4.0" - platformy programistycznej Microsoft, obejmującej środowisko uruchomieniowe (Common Language Runtime – CLR) oraz biblioteki klas dostarczające standardowej funkcjonalności dla aplikacji. Instalator on-line dla tego oprogramowania dostępny jest w katalogu „InstalacjaEFI+IBI_PL" – plik: dotNetFx40_Full_setup.exe (nowsze wersje oprogramowania MS Office mają te funkcje wbudowane). Aplikacja programu EFI+IBI_PL dostępna jest w wersji 32 i 64 – bitowej.

Aby zainstalować aplikację obliczeniową z modułami wskaźników EFI+PL, IBI_PL i IRS_D należy postępować według podanego niżej schematu:

- zainstalować środowisko języka R (plik: R-3.0.1-win.exe lub nowszy);
- skopiować pliki programu z katalogu „Narzędzie Bazodanowe" na dysk komputera do katalogu: C:\EFI+IBI;
- utworzyć skrót na pulpicie do programu EFI+IBI_PL.exe;
- wynikowa baza danych w formacie Access wypełniana jest w podanym wyżej katalogu na dysku C komputera (na którym zainstalowany jest system operacyjny) jako plik „EFI.accdb";
- po instalacji programu baza znajduje się w wersji wyjściowej (pustej) i zostaje wypełniona przez aplikację EFI+IBI_PL na podstawie pliku wsadowego, przy czym program pozostawia kopię pustej bazy danych (plik: EFI.kopia.accdb);
- do programu załączony jest również podstawowy plik wsadowy w formacie MS Excel – w wersji pustej (plik_wsadowy.xlsx) oraz wsadowy plik dla obliczania wskaźnika D (wsadowy_diadromiczne.xlsx).

Wprowadzenie danych wejściowych wymaga użycia pola „Otwórz plik wsadowy" w oknie dialogowym programu (rys. 2), po czym należy wybrać wypełniony uprzednio plik wsadowy. Następnie aplikacja obliczeniowa EFI+IBI_PL generuje wyniki skryptu EFI+PL, w formie arkusza MS Excel zawierającego podstawowe parametry stanowiska oraz szereg zmiennych składowych oceny EFI+PL i komunikat „Sukces !". Jeżeli w pliku wsadowym znajdują się błędy – zamiast komunikatu „Sukces !" pojawia się odpowiedni komunikat z opisem błędu.

Rys. 2. Okno aplikacji bazodanowej EFI+IBI_PL z przyciskami wyboru do obsługi programu

Kolejnym krokiem jest użycie pola „Otwórz plik IRS D", w celu obliczenia wskaźnika dla ryb dwuśrodowiskowych, przez wybranie wypełnionego uprzednio arkusza: „wsadowy_diadromiczne.xlsx". Następnie należy wybrać opcję „Zapisz do bazy", co spowoduje przeniesienie informacji z pliku wsadowego oraz wyników obliczeń wskaźników EFI+PL, IBI_PL i D do odpowiednich pól bazy danych. Jeśli nie występują błędy pojawia się komunikat „Sukces !".

Do części wynikowej tabeli „Stanowisko" w bazie danych aplikacja obliczeniowa przenosi dane z pliku wsadowego, a także szereg parametrów stanowiących wynik oceny oraz niezbędnych do jego interpretacji. W kolejnych kolumnach są to:

1. liczba gatunków ryb stwierdzonych na stanowisku;
2. liczba ryb złowionych na stanowisku;
3. masa ryb złowionych na stanowisku;
4. udział (%) gatunków wrażliwych, charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych (**Procent_*ST-Species*** – tab. 5);

Tabela 5. Lista występujących w Polsce gatunków wrażliwych (*ST-species*), charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych (*Salmonid*), według EFI+ Manual, 2009

Gatunki rodzime	Gatunki nierodzime
Alburnoides bipunctatus	*Hucho hucho**
Coregonus lavaretus	*Salvelinus fontinalis*
Cottus gobio	
Cottus poecilopus	
Eudontomyzon mariae	
Lampetra planeri	
Phoxinus phoxinus	
Salmo salar	
Salmo trutta fario	
Salmo trutta lacustris	
Salmo trutta trutta	
Thymallus thymallus	

*gatunek rodzimy w zlewni Dunaju.

1. propozycja klasyfikacji stanowiska do rzek z dominacją ryb łososiowatych lub karpiowatych (**Proponowana_kategoria_rzeki**);
2. informacja o weryfikacji kategorii rzeki na podstawie udziału gatunków z grupy *ST-species* oraz parametrów abiotycznych (spadek, rodzaj substratu dennego), natomiast w przypadku, gdy proponowana kategoria rzeki jest prawidłowa – w kolumnie tej wprowadzana jest wartość „NA" (*not applicable*);
3. wynik wskaźnika, obliczony jako średnia z metriksów charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych (**Wartosc_EFIplus_pl_Salmonid**);
4. wynik wskaźnika, obliczony jako średnia z metriksów charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb karpiowatych (**Wartosc_EFIplus_pl_Cyprinid**);
5. kolejna kolumna zawiera klasę stanu/potencjału ekologicznego (**Klasa_EFIplus_pl**). Klasa ta określana jest przez program obliczający wskaźnik na podstawie przedziałów wartości zgodnych z proponowaną klasyfikacją stanowiska do rzek typu *Salmonid* lub *Cyprinid*, z uwzględnieniem wyniku automatycznej weryfikacji kategorii rzeki (na podstawie udziału gatunków z grupy *ST-species* oraz parametrów abiotycznych: spadek rzeki, rodzaj substratu dennego). W przypadku rzek typu *Cyprinid* – przedziały są zróżnicowane także ze względu na metodę połowu: brodzenie (w tym metoda mieszana) lub połów z łodzi (patrz tab. 6);
6. wartość wskaźnika IBI_PL jest automatycznie wprowadzana do bazy danych przez aplikację obliczeniową w kolumnie (**Wartosc_IBI_pl**);
7. aplikacja wprowadza klasę IBI_PL przypisaną na podstawie wartości wskaźnika IBI_PL i typu abiotycznego, zgodnie z przedziałami granic klas (patrz tab. 6) w kolejnej kolumnie (**Klasa_IBI_pl**). W odróżnieniu od wskaźnika EFI+PL ocena ta nie wymaga weryfikacji eksperckiej, gdyż metoda IBI_PL została opracowana specyficznie dla określonych typów abiotycznych rzek;
8. wskaźnik diadromiczny D, związany z występowaniem ryb dwuśrodowiskowych. Aplikacja obliczeniowa wprowadza do bazy danych w kolumnie **Wskaznik_IRS_D** wartość tego wskaźnika, odpowiadającą proporcji liczby gatunków dwuśrodowiskowych obecnie występujących w badanej rzece do ich liczby notowanej historycznie. Wskaźnik ten przyjmuje zatem wartości od 0 do 1. Jeżeli wartość wskaźnika D jest mniejsza niż 0,5 – program EFI+IBI_PL dokonuje korekty klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego, obniżając wynik uzyskany za pomocą metody EFI+PL (dla wszystkich typów rzek) lub IBI_PL (dla wielkich rzek nizinnych typu 21 oraz rzek w dolinie wielkiej rzeki nizinnej – typu 26) o 1 klasę (patrz

tab 6). Jeżeli wskaźnik D przyjmuje wartość większą lub równą 0,5 albo nie został obliczony z uwagi na brak danych (komunikat „NA") – ocena EFI+PL lub IBI_PL nie ulega zmianie i stanowi końcową ocenę stanu/potencjału ekologicznego dla badanego stanowiska;

9. program wprowadza wartość ostatecznej oceny odpowiednio do kolumny: **Klasa_stanu_ekologicznego** lub **Klasa_potencjalu_ekologicznego**, w zależności od statusu objętej badaniami części wód;
10. w przypadku wyznaczenia w ramach jednej części wód dwóch lub więcej stanowisk monitoringowych, aplikacja EFI+IBI_PL oblicza wartość średniej arytmetycznej z ocen EFI+PL albo IBI_PL dla wszystkich stanowisk zlokalizowanych w danej jcwp i wprowadza tę wartości do odpowiednich kolumn bazy danych (**Srednia_dla_JCWP_wartosc_EFIplus_PL** albo **Srednia_dla_JCWP_wartosc_IBI_PL**) przy każdym ze stanowisk.

Program, na podstawie wartości średniej wskaźnika, dokonuje klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego w oparciu o przedziały wyznaczone dla stosowanej metody oceny (najbardziej rygorystyczne dla uśrednianych stanowisk), uwzględniając wartość najniższą wskaźnika diadromicznego D i wprowadza końcową ocenę stanu/potencjału części wód (identyczną przy wszystkich stanowiskach monitoringowych położonych w jednej części wód), do odpowiednich kolumn bazy danych (**Stan_ekologiczny_JCWP** albo **Potencjał_ekologiczny_JCWP**).

3. METRIKSY WSKAŹNIKÓW EFI+PL ORAZ IBI_PL

3.1. Metriksy wskaźnika EFI+PL

Metoda EFI+ operuje wielokryterialnym wskaźnikiem opartym na modelu probabilistycznym, odwzorowującym warunki referencyjne z uwzględnieniem typologii wód płynących (Bady i in., 2009). Wskaźnik EFI+PL wykorzystuje moduł obliczeniowy Europejskiego Wskaźnika Ichtiologicznego EFI+. Metoda EFI+PL stosowana jest obecnie do typów abiotycznych nr 1-20 typologii obowiązującej do końca roku 2021, zaś od roku 2022 będzie stosowana do grupy typów rzek odpowiadających wyżej wymienionym w nowej typologii wód. Rzeki typu nieokreślonego 0, będące kanałami, są oceniane metodą EFI+PL lub IBI_PL w zależności od tego, czy sąsiadują z częścią wód typu ocenianego daną metodą. Na podstawie warunków abiotycznych oraz składu ichtiofauny stwierdzonego w odłowie, wskaźnik umożliwia klasyfikację stanowiska do jednego z dwóch typów rzek:

1. z dominacją ryb łososiowatych *Salmonid* lub
2. z dominacją ryb karpiowatych *Cyprinid*.

Jeżeli występuje rozbieżność między zestawem warunków abiotycznych a zarejestrowanym udziałem gatunków charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych, konieczna jest weryfikacja wyboru wariantu wskaźnika. Weryfikacji tej dokonuje

automatycznie program EFI+IBI_PL. Moduł obliczeniowy EFI+PL w aplikacji bazodanowej szacuje różnice pomiędzy zespołem referencyjnym ichtiofauny a wynikiem połowu w oparciu o odpowiednią parę metriksów.

Metriksy wskaźnika EFI+ zostały określone na podstawie funkcjonalnych grup gatunków (gildii), odwzorowujących główne cechy ekologiczne i biologiczne zespołów ryb. Ze względu na znaczną objętość, lista gatunków ryb i minogów uwzględnianych przez mertiksy wskaźnika EFI+PL oraz gildii uwzględnianych w metriksach wskaźnika IBI_PL została przedstawiona w załączniku IV na końcu rozdziału.

Poważny problem przy interpretacji wyników oceny za pomocą oryginalnego wskaźnika EFI+ stanowiła grupa gatunków obcych dla polskiej ichtiofauny, których obecność może wpływać na podniesienie wyniku oceny, ze względu na ich przynależność do gildii uwzględnionych w oryginalnego metriksach wskaźnika EFI+. We wskaźniku EFI+PL gatunki obce nie są uwzględniane w metriksach. Podobnie zmodyfikowano metriksy przez zablokowanie wpływu na wynik oceny grupy 9 gatunków wrażliwych na przekształcenia siedlisk, jednak nienależących do charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych: boleń, ciosa, rozpiór, aloza, parposz, strzebla błotna, piskorz, różanka i lin. Etapy modyfikacji metody EFI+ i jej dostosowania do warunków Polski przedstawiono w publikacjach: Adamczyk i in. (2013), Prus, Wiśniewolski i Adamczyk, (2016), Adamczyk i in. (2017), Prus i in. (2009, 2019), Napiórkowska-Krzebietke i in. (2020).

Metriks Ni.O2.Intol, wykorzystywany do oceny rzek z dominacją ryb łososiowatych, odnosi się do zagęszczeń osobników (liczba osobników na 100 m^2 odłowionej powierzchni stanowiska) gatunków wrażliwych na niedobory tlenu. W ichtiofaunie Polski wstępuje łącznie 28 gatunków zaliczonych przez oryginalny wskaźnik EFI+ do tego metriksu. W aktualnej wersji programu EFI+PL w metriksie tym uwzględnia się 19 rodzimych dla polski gatunków ryb, charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych (załącznik IV).

Metriks Ni.Hab.Intol.150 odnosi się do zagęszczenia ryb w klasie długości całkowitej do 150 mm nie tolerujących degradacji siedlisk, wobec czego łączy on cechy metriksu ilościowgo z informacją o strukturze wielkościowej i pośrednio – wiekowej zespołu ichtiofauny. Jest on również wykorzystywany do oceny rzek z dominacją ryb łososiowatych. Metriks ten we wskaźniku EFI+ obejmuje 35 gatunków występujących w Polsce. W aktualnej wersji programu EFI+PL w metriksie tym uwzględnia się 24 rodzime gatunki ryb, charakterystycznych dla rzek z dominacją ryb łososiowatych (załącznik IV).

Metriks Ric.RH.Par, służący do oceny rzek z dominacją ryb karpiowatych, dotyczy bogactwa gatunkowego ryb wymagających do rozrodu środowiska lotycznego. W warunkach Polski występuje 37 gatunków ryb i minogów o cechach ekologicznych charakterystycznych dla tego metriksu. W aktualnej wersji programu EFI+PL w metriksie tym uwzględnia się 30 rodzimych gatunków ryb (załącznik IV).

Metriks Ni.LITHO, również służący do oceny rzek z dominacją ryb karpiowatych, uwzględnia 37 gatunków występujących w Polsce, należących do litofilnej grupy roz-

rodczej (Balon, 1975). W aktualnej wersji programu EFI+PL w metriksie tym uwzględnia się 30 rodzimych gatunków ryb (załącznik IV).

Metriksy wskaźnika EFI+PL wykazują wrażliwość na przekształcenia środowiska rzecznego, w szczególności związane ze zmianą rodzaju substratu dennego, np. zamulanie, zwłaszcza w rzekach o dnie żwirowym (gatunki litofilne uwzględnione w metriksie Ni.LITHO), zmiany prędkości i temperatury wody (gatunki reoparyczne w metriksie Ric.RH.Par i gatunki wrażliwe na deficyty tlenu w metriksie Ni.O2.Intol). Z kolei metriks Ni.Hab.Intol.150 wykazuje wrażliwość na przekształcenia siedlisk rzecznych, a w szczególności na ubytek tarlisk (uwzględnienie osobników mniejszych niż 150 mm).

Należy zwrócić uwagę, że klasyfikacja stanu/potencjału ekologicznego w oparciu o ichtiofaunę nie jest możliwa dla stanowisk, na których nie odłowiono ryb. Brak ryb na stanowisku połowowym wskazuje niewątpliwie na bardzo silne zaburzenia stanu środowiska, jednak wobec braku danych nie ma możliwości dokonania oceny w oparciu o ten element biologiczny. Również w przypadku stanowisk, na których stwierdzono tylko jeden gatunek lub niską liczbę odłowionych ryb (poniżej 30 osobników) ocena w oparciu o ichtiofaunę nie jest miarodajna (EFI+ Manual, 2009). Aplikacja EFI+IBI_PL automatycznie kontroluje w odpowiednich kolumnach części wynikowej bazy danych liczbę gatunków i łączną liczbę odłowionych ryb i w przypadku wartości niższych od podanych wyżej wprowadza w kolumnie Uwagi zastrzeżenie: „Jeden gatunek" lub „Niska liczba ryb". Wyniki klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego w oparciu o ichtiofaunę dla takich stanowisk można zamieszczać w zestawieniach, jednak nie uwzględnia ich się w ocenie zbiorczej elementów biologicznych.

3.2. Metriksy wskaźnika IBI_PL

Dla grupy typów abiotycznych rzek, dla których metoda oceny stanu ekologicznego z wykorzystaniem wskaźnika EFI+PL nie znajduje zastosowania, wykorzystywany jest wskaźnik integralności biotycznej IBI (Karr, 1981; Karr i in., 1986) w wersji dostosowanej do warunków Polski (IBI_PL). Dla poszczególnych typów abiotycznych lub ich grup przygotowane zostały oddzielne matryce, pozwalające na klasyfikację stanu/potencjału ekologicznego.

Wskaźnik IBI_PL stosowany jest do typów abiotycznych 21 oraz 23-26 typologii obowiązującej do końca 2021 roku, natomiast od roku 2022 będzie on stosowany do grupy typów rzek odpowiadających wyżej wymienionym w zaktualizowanej typologii wód (Hobot i in., 2015).

Wskaźnik IBI_PL składa się z 12 metriksów, wybranych dla każdego z typów i podtypów rzek. Metriksy te określają biologiczny stan ichtiofauny, w oparciu o grupy ekologiczne gatunków ryb (załącznik IV), i są zebrane w 3 kategorie wskaźników (załącznik V):

1. Bogactwo zespołu ryb i proporcje gatunkowe;
2. Proporcje grup troficznych;
3. Obfitość i zdrowotność zespołów ryb.

Wyliczone wartości poszczególnych metriksów otrzymują punktację jakości: 5 – bardzo dobry; 3 – dostateczny; 1 – słaby. Granice wartości tych metriksów dla każdej kategorii punktacji zostały wyznaczone w oparciu o analizę danych monitoringowych z nieprzekształconych stanowisk na rzekach z różnych regionów Polski i stanowią podstawę działania wskaźnika IBI_PL. Aplikacja obliczeniowa wykorzystuje macierz zawierającą wykaz gatunków ryb i metriksów wskaźnika IBI_PL w poszczególnych typach rzek oraz wbudowane równania i funkcje.

Aplikacja obliczająca wskaźnik IBI_PL dla danego typu abiotycznego ustala podtyp matrycy IBI_PL, wykorzystując informacje dotyczące wysokości n.p.m. oraz dane o charakterze dna rzeki i obecności ryb łososiowatych w połowie (również zawarte w arkuszu podstawowym pliku wsadowego).

Do metriksów o charakterze jakościowym zalicza się 4 pierwsze metriksy wymienione w grupie „Skład i bogactwo gatunkowe" w załączniku V. Metriks „Całkowite bogactwo gatunków" odzwierciedla ogólne zróżnicowanie zespołu ichtiofauny, kolejne metriksy: „Bogactwo gatunków toni wody" i „Bogactwo gatunków strefy przydennej" odnoszą się do grup ekologicznych związanych z preferencjami siedliskowymi, zaś metriks służący do oceny stanu środowiska wielkich rzek nizinnych, obejmuje bogactwo gatunków typowych dla dużych rzek, takich jak: sandacz, boleń, brzana, leszcz, sum, jesiotr ostronosy, jesiotr zachodni, parposz i aloza. Kolejnym metriksem jakościowym, wykorzystywanym w metodzie IBI_PL dla wielkich rzek nizinnych o dnie żwirowym, jest wskaźnik wyrównania gatunkowego Pielou E (Głowaciński, 1996). Metriks ten odzwierciedla proporcjonalność zespołu ichtiofauny i wykazuje niższe wartości w przypadku znacznej dominacji pojedynczych gatunków.

W metodzie IBI_PL wykorzystywany jest szereg metriksów opartych na proporcjach ilościowych, tzn. udziale osobników należących do poszczególnych gatunków wskaźnikowych lub grup ekologicznych czy gatunków charakterystycznych dla typu rzeki. Należą do nich następujące metriksy z grupy „Skład i bogactwo gatunkowe" (załącznik V): % udział gatunków litofilnych, % udział szczupaka, % udział płoci, % udział ryb łososiowatych. Dla wielkich rzek nizinnych piaszczystych jako metriks wykorzystywany jest ponadto % udział gatunków wskaźnikowych, do których należą: jesiotr ostronosy, jesiotr zachodni, szczupak, troć wędrowna, łosoś atlantycki, różanka, wzdręga, certa, świnka, minóg morski, minóg rzeczny oraz minóg ukraiński. Z kolei dla wielkich rzek nizinnych żwirowych zastosowano metriks oparty o % udział gatunków eutrofizujących, do których zaliczono: płoć, ukleję i jazia. Wymienione metriksy odzwierciedlają proporcje osobników należących do poszczególnych grup ekologicznych, czy taksonów o charakterze wskaźnikowym w zespole ichtiofauny. Należy zwrócić uwagę, że większy udział niektórych grup czy gatunków (np. ryb łososiowatych) przekłada się na wzrost wartości wskaźnika, a dla niektórych metriksów zależność jest odwrotna – np. wzrost udziału gatunków eutrofizujących, czy udziału płoci powoduje zmniejszenie wartości wskaźnika IBI_PL (załącznik V).

W kategoriach: „Proporcje grup troficznych" oraz „Obfitość i zdrowotność ryb" wszystkie metriksy wskaźnika IBI_PL opierają się na proporcjach osobników poszczególnych gatunków lub ich grup. Kategoria „Proporcje grup troficznych" odnosi się do struktury troficznej zespołu ichtiofauny, przy czym na wzrost wartości IBI_PL dla odpowiednich typów rzek wpływa większy udział gatunków drapieżnych, względnie

drapieżnych i odżywiających się bezkręgowcami. Natomiast zwiększony udział gatunków wszystkożernych przekłada się na obniżenie wartości wskaźnika (załącznik V).

Ostatnia kategoria metriksów odnosi się do stanu zdrowotnego populacji ryb, udziału gatunków obcych oraz ogólnej liczebności lub biomasy zespołu ichtiofauny w odniesieniu do jednostki nakładu połowowego (*CPUE – catch per unit effort*). W grupie tej jedynie wzrost wartości *CPUE* przekłada się na wyższą ocenę wskaźnika IBI_PL, podczas gdy zarówno zwiększenie udziału hybryd i osobników z anomaliami, jak też udziału gatunków obcych skutkuje obniżeniem wyniku IBI_PL (załącznik V).

3.3. Wskaźnik dla ryb diadromicznych (D)

Wskaźniki EFI+PL i IBI_PL pozwalają na klasyfikację stanu/potencjału ekologicznego części wód na podstawie danych o strukturze ichtiofauny na stanowisku zlokalizowanym w punkcie prowadzenia monitoringu. Tymczasem, jedną z właściwości ryb jest podejmowanie dłuższych lub krótszych wędrówek w systemie rzecznym, np. w celu dotarcia na tarliska, żerowiska lub do miejsc zimowania (Wiśniewolski, 2002). Szczególną grupę stanowią gatunki diadromiczne (tab. 4), które do realizacji pełnego cyklu życiowego wymagają zarówno środowiska słodkowodnego jak morskiego. Stanowią one niezwykle cenną grupę wskaźnikową, pozwalającą na oszacowanie wpływu antropogenicznych zaburzeń ciągłości rzek na stan środowiska. Ponieważ gatunki te przemieszczają się często na odcinkach kilkuset kilometrów, ocena ich występowania w badanym punkcie odzwierciedla stan całego systemu rzecznego, traktowanego jako funkcjonalna całość.

Wskaźnik D bazuje na porównaniu liczby gatunków diadromicznych notowanych w badanej rzece historycznie i występujących obecnie. Obie te wartości ustalane są na podstawie dostępnych źródeł, przy czym wykorzystywane są nie tylko wyniki odłowów monitoringowych, ale też dane literaturowe, informacje od użytkowników wód itp. Ze względu na znaczny stopień fragmentacji sieci rzecznej Polski (Wiśniewolski i Engel, 2006; Błachuta i in., 2010; Prus i in., 2015, Przegląd istotnych problemów…, 2020), przyjęto dla tego wskaźnika stosunkowo liberalne granice klas, zakładając, że obecność przynajmniej połowy gatunków notowanych historycznie w badanej rzece pozwala na pozostawienie oceny uzyskanej metodą EFI+PL lub IBI_PL bez zmian. W odniesieniu do stanowisk, dla których notowane jest obecnie mniej niż 50% występujących historycznie gatunków dwuśrodowiskowych, przyjęto korektę oceny wyznaczonej za pomocą wskaźnika podstawowego przez obniżenie klasy stanu/potencjału ekologicznego o jeden. Oznacza to, że obecność mniej niż połowy gatunków diadromicznych uniemożliwia osiągnięcie stanu bardzo dobrego (lub maksymalnego potencjału) i zmniejsza prawdopodobieństwo uzyskania stanu/potencjału dobrego przez część wód objętą monitoringiem.

Należy podkreślić, że przywrócenie ciągłości szlaku migracji gatunków dwuśrodowiskowych, np. przez budowę funkcjonalnych przepławek lub obejść dla ryb (FAO/DVWK/WWF.PL, 2016) na istniejących piętrzeniach w zlewni badanej rzeki, będzie skutkowało podniesieniem wyniku o jedną klasę przy ponownej ocenie części wód

w oparciu o ichtiofaunę, przy założeniu, że stan lokalnych populacji ryb ocenianych wskaźnikiem podstawowym nie ulegnie pogorszeniu.

Jeżeli brak jest informacji na temat historycznego występowania gatunków diadromicznych, wskaźnika D nie oblicza się. Analogicznie postępuje się w przypadku, gdy istnieją dane literaturowe świadczące, że w badanej rzece gatunki takie nie występowały, ze względu na naturalny brak dogodnych siedlisk. Wskaźnik D nie jest stosowany również dla rzek międzyjeziornych (typ 25) i organicznych (typ 23, 24), w których gatunki dwuśrodowiskowe odgrywały z reguły mniej istotną rolę ekologiczną niż w innych typach rzek.

4. KLASYFIKACJA RZEK NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA EFI+IBI_PL

4.1. Granice klas wskaźnika EFI+IBI_PL

Zasady wyznaczania granic klas poszczególnych wskaźników były odmienne dla metody EFI+PL, IBI_PL oraz dla uzupełniającego indeksu D. Dla wskaźnika EFI+PL przyjęto przedziały klas ustalone dla oryginalnego Europejskiego Wskaźnika Ichtiologicznego EFI+ (EFI+ Manual, 2009). Przedziały te są zróżnicowane dla rzek z dominacją ryb łososiowatych *Salmonid* oraz z dominacją ryb karpiowatych *Cyprinid*. Dla tej kategorii rzek granice klas są dodatkowo zróżnicowane w zależności od sposobu łowienia: brodzenie lub połów z łodzi (tab. 6).

W przypadku metody IBI_PL granice klas zostały pierwotnie wyznaczone metodą ekspercką, w oparciu o dane z literatury (Karr, 1981; Karr i in. 1986). Takie granice przyjęto w metodzie IBI_PL w 2013 r. (Adamczyk i in., 2013; 2017). Są one obecnie stosowane w państwowym monitoringu środowiska dla wielkich rzek nizinnych, ponieważ nie zakończył się proces interkalibracji polskiej metody oceny w odniesieniu do tych rzek. Weryfikacja granic klas IBI_PL dla wielkich rzek jest obecnie (2020 r.) kontynuowana w ramach międzynarodowego ćwiczenia interkalibracyjnego. Zmianie uległ natomiast sposób przeliczania punktacji wskaźnika IBI_PL do przedziału 0-1, ze względu na wprowadzone modyfikacje metriksów, co skutkowało zmianą wartości liczbowych granic klas. Modyfikacja te jest uwzględniona w aktualnej wersji aplikacji EFI+IBI_PL. Granice klas wskaźnika IBI_PL w odniesieniu do pozostałych typów abiotycznych zweryfikowano w oparciu o analizę statystyczną zestawu danych ze 161 stanowisk ocenianych tą metodą (z wyłączeniem wielkich rzek). Skutkowało to zmianami przedziałów granic klas programu EFI+IBI_PL, jednak nie miało wpływu na wyniki oceny wykonywanej wcześniejszą wersją programu EFI+IBI_PL w latach ubiegłych. Modyfikacje te są uwzględnione w aktualnej wersji aplikacji EFI+IBI_PL, obowiązujące granice klas metody EFI+IBI_PL, przedstawiono w tabeli 6.

W aktualizacji metody uwzględniono zmiany sugerowane we wcześniejszej wersji niniejszego przewodnika (Prus, Wiśniewolski, Adamczyk, 2016). Zmieniono sposób oceny rzek typu abiotycznego 26 (ciek w dolinie wielkiej rzeki nizinnej) ze wskaźnika EFI+PL na IBI_PL, jako lepiej dostosowany do ujściowych odcinków dopływów uchodzących do wielkich rzek. Do oceny rzek typu 26 przyjęto zestaw metriksów opracowanych dla rzek organicznych i międzyjeziornych (bez ryb łososiowatych) oraz utrzymano stosowanie wskaźnika pomocniczego D. Ponadto zrezygnowano z oceny na podstawie ichtiofauny rzek typu abiotycznego 22 (rzeka przyujściowa pod wpływem wód słonych), ze względu na swoisty skład zespołów ryb, w których brak jest charakterystycznych gatunków wskaźnikowych wrażliwych na czynniki antropopresji, a także trudności metodyczne związane z prowadzeniem elektropołowów w wodach o podwyższonym zasoleniu.

4.2. Granice klas wskaźnika diadromicznego (D)

Dla wskaźnika D granice dwóch klas przyjęto metodą ekspercką: dla stanowisk, gdzie wartość wskaźnika D jest niższa niż 0,5 dokonuje się obniżenia oceny wskaźnika podstawowego (EFI+PL lub IBI_PL) o 1 klasę; dla stanowisk, gdzie wartość wskaźnika D jest większa bądź równa 0,5 ocena wskaźnika podstawowego nie ulega zmianie (tab. 6).

Tabela 6. Zakres wartości wskaźników klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego rzek na podstawie ichtiofauny; metoda połowu: B — brodzenie, Ł — połów z łodzi; *typy 22/PN_uj+RzN_uj nie podlegają ocenie w oparciu o ichtiofaunę*

Nazwa wskaźnika		Typ wód*	Typ wód**	Zakresy wartości dla klasy					Wskaźnik diadromiczny (D)	
				I	II	III	IV	V	0,5-1	<0,5
EFI+PL dla rzek z dominacją ryb łososiowatych *Salmonid*		1-20	PGT, PGS, RW_krz, RWf_krz, RsW_krz, RW_wap, RWf_wap, RsW_wap, PN, PNp, RzN	≥0,911	≥0,755	≥0,503	≥0,252	<0,252	b.z.	minus 1 klasa
EFI+PL dla rzek z dominacją ryb karpiowatych *Cyprinid*	B	4-20	RW_krz, RWf_krz, RsW_krz, RW_wap, RWf_wap, RsW_wap, PN, PNp, RzN	≥0,939	≥0,655	≥0,437	≥0,218	<0,218		
	Ł			≥0,917	≥0,562	≥0,375	≥0,187	<0,187		
IBI_PL		21	RwN	≥0,854	≥0,688	≥0,500	≥0,250	<0,250		
		23-25	P_org, Rz_org, P_poj, R_poj, Pl_poj, Rl_poj	≥0,791	≥0,646	≥0,520	≥0,375	<0,375	nie stosuje się	
		26	Wskazane indywidualne a JCWP	≥0,791	≥0,646	≥0,520	≥0,375	<0,375	b.z.	minus 1 klasa

** Typy abiotyczne rzek w układzie obowiązującym do końca 2021 r.*
*** Typy abiotyczne rzek w układzie obowiązującym od początku 2022 r.*

Należy zaznaczyć, że do końca roku 2021 granice klas dla oceny stanu i potencjału ekologicznego rzek są identyczne, jak dla oceny stanu ekologiczego naturalnych części wód. Jednak od roku 2022 dla silnie zmienionych i sztucznych części wód rzek zostaną wprowadzone indywidualne granice klas potencjału ekologicznego, obniżone w stosunku do klas stanu ekologicznego proporcjonalnie do stopnia przekształcenia danej rzeki. Granice te zostaną określone w rozporządzeniu, o którym mowa w art. 321 ustawy z dnia 20 lipca 2017 r. – Prawo wodne, dotyczącym aktualizacji planów gospodarowania wodami na obszarze dorzecza. Od 2022 r. obowiązywać będzie też nowa typologia rzek. Zmiany te wymagają aktualizacji narzędzia bazodanowego EFI+IBI_PL. Należy także zwrócić uwagę, że obecny typ 26 został w nowej typologii włączony do rzek nizinnych ocenianych metodą EFI+PL, podczas gdy wskazane jest jego ocenianie metodą IBI_PL. Wymagało to będzie dodatkowych zmian w aplikacji EFI+IBI_PL.

4.3. Interkalibracja EFI+IBI_PL

Dla polskiej metody przeprowadzono proces autointerkalibracji (European Union, 2015), z wykorzystaniem wyników zakończonego ćwiczenia interkalibracyjnego dla wskaźników ichtiologicznych w rzekach (WFD Intercalibration, 2011). Celem interkalibracji jest porównanie granicznych wartości przedziałów klas stanu ekologicznego: bardzo dobrej/dobrej (H/G) oraz dobrej/umiarkowanej (G/M), dla zapewnienia jednolitych standardów klasyfikacji stanu środowiska w skali UE.

Wspólnymi metriksami, które w zakończonym ćwiczeniu interkalibracyjnym zostały przyjęte przez grupę nizin centralnych, do której zaliczono Polskę, są metriksy zastosowane w oryginalnym wskaźniku EFI+ (EFI+ Manual, 2009). Ostatecznie jako wspólne metriksy wybrano po jednym z metriksów z grupy *Salmonid* i *Cyprinid* do oceny wszystkich rzek: Ni.O2.Intol oraz Ric.RHt.Par (Adamczyk i in., 2017).

Zgodność z wymogami RDW wykazano dla obu metod (EFI+PL i IBI_PL) wraz ze wspomagającym wskaźnikiem D. Natomiast możliwość przeprowadzenia interkalibracji potwierdzono jedynie dla metody EFI+PL (ze wskaźnikiem D), ponieważ dla metody IBI_PL nie wykazano, przy dostępnym zbiorze danych, istotnej zależności między wynikami oceny a gradientem presji. Wobec powyższego dalsze kroki procesu autointerkalibracji prowadzono wyłącznie dla wskaźnika EFI+PL. Metoda ta została pomyślnie zinterkalibrowana (Decyzja Komisji (UE) 2018/229 z dnia 12 lutego 2018 r.). Natomiast dla metody IBI_PL, w celu wykonania autointerkalibracji konieczne jest zgromadzenie większej liczby danych ze stanowisk prezentujących szerszy gradient presji. Konieczna jest także kontynuacja udziału w trwającym procesie interkalibracji metody IBI_PL dla wielkich rzek nizinnych. Szczegółowy opis procesu autointerkalibracji metody EFI+IBI_PL zamieszczony został we poprzedniej wersji przewodnika metodycznego (Prus, Wiśniewolski, Adamczyk, 2016).

PIŚMIENNICTWO

Adamczyk M., Prus P., 2019. Ocena stanu/potencjału ekologicznego rzek na podstawie ichtiofauny w Polsce, prowadzona w ramach Państwowego Monitoringu Środowiska w 2017 roku. Komunikaty Rybackie Nr 3 (170)/2019, 1 – 7.

Adamczyk M., Prus P., 2020. Ocena stanu/potencjału ekologicznego rzek na podstawie ichtiofauny w Polsce, prowadzona w ramach Państwowego Monitoringu Środowiska w roku 2018. Komunikaty Rybackie Nr 1 (174)/2020, 9 – 12.

Adamczyk M., Prus P., Wiśniewolski W., 2013. Możliwości zastosowania Europejskiego Wskaźnika ichtiologicznego (EFI+) do oceny stanu ekologicznego rzek Polski. Rocz. Nauk. PZW 26: 21–51.

Adamczyk. M., Prus P., Buras P., Wiśniewolski W., Ligięza J., Szlakowski J., Borzęcka I. and Parasiewicz P., 2017. Development of a New tool for Fish-Based River Ecological Status Assessment In Poland (EFI+IBI_PL). Acta Ichthyologica et Piscatoria (2017) 47 (2): 173-184 DOI: 10.3750/AIEP/0200.

Bady P., Pont D., Logez M., Veslot J., 2009. Deliverable 4.1. Report on the modelling of reference conditions and on the sensitivity of candidate metrics to anthropogenic pressures http://efi-plus.boku.ac.at/downloads/EFI+DeliverablesD4.1andD4.2.pdf.

Balon E.K., 1975. Reproductive guilds of fishes: A proposal and definition. J. Fish. Res. Board Can. 32: 821-864.

Błachuta J., Rosa J., Wiśniewolski W., Zgrabczyński J., Bartel R., Białokoz W., Borzęcka I., Chybowski Ł., Depowski R., Dębowski P., Domagała J., Drożdżyński K., Hausa P., Kukuła K., Kubacka D., Kulesza K., Ligięza J., Ludwiczak M., Pawłowski M., Picińska-Fałtynowicz J., Lisiński K., Witkowski A., Zgrabczyński D., Zgrabczyńska M., 2010. Ocena potrzeb i priorytetów udrożnienia ciągłości morfologicznej rzek w kontekście osiągnięcia dobrego stanu i potencjału części wód w Polsce. Krajowy Zarząd Gospodarki Wodnej, Warszawa, ss. 56.

Brylińska M., 2000. Ryby słodkowodne Polski. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 521.

Buras P., Szlakowski J., Wiśniewolski W., 2006. Zespoły ryb jako element biocenozy w ocenie stopnia degradacji środowiska rzek. W. Rekultywacja i rewitalizacja terenów zdegradowanych. Monografia (red. J. F. Lemański, S. Zabawa). Futura. Polskie Zrzeszenie Inżynierów i Techników Sanitarnych Oddział Wielkopolski w Poznaniu: 157-171.

Buras P., Wiśniewolski W., Szlakowski J., 2004. Zespoły ryb w systemie Nidy jako kryterium waloryzacji środowiska rzecznego. W: Bliskie Naturze Kształtowanie Dolin Rzecznych. (red. T. Heese, W. Puchalski). Monografia. Wyd. Politechniki Koszalińskiej, Koszalin, 227-244.

CEN EN 14011, 2003. Water Analysis: Fishing with Electricity (EN 14011) for wadable and non-wadable rivers. European Committee for Standardization (CEN), Brussels ss. 19.

Czarnecka H. (red.), 2005. Atlas Podziału Hydrograficznego Polski. Cz. 1. mapy w skali 1:200 000. Cz. 2. Zastawienie zlewni. IMGW, Warszawa.

Decyzja Komisji (UE) 2018/229 z dnia 12 lutego 2018 r. ustanawiająca, na podstawie dyrektywy 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, wartości liczbowe do celów klasyfikacji w systemach monitorowania państw członkowskich będące wynikiem ćwiczenia interkalibracyjnego, i uchylająca decyzję Komisji 2013/480/UE.

Dussling U., Berg R., Klinger H., Wolter C., 2004. Assessing the Ecological Status of River Systems Using Fish Assemblages. Handbuch Angewartdte Limnologie – 20. Erg. Lfg. 12/04. ss. 84.

Dyrektywa Rady 92/43/EWG z dnia 21 maja 1992 r. w sprawie ochrony siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory.

EFI+ Manual, 2009. Manual for the application of the New European Fish Index (EFI+) with Annexes. http://efi-plus.boku.ac.at/software/documentation.php.

European Union 2015. Guidance Document No. 30. Autointercalibration guidance document 2015. Procedure to fit new or updated classification methods to the results of a completed intercalibration exercise. Technical report – 2015 – 085.

FAME Consortium, 2004. Manual for the application of the European Fish Index – EFI. A fish-based method to assess the ecological status of European rivers in support of the Water Framework Directive. Version 1.1. http://fame.boku.ac.at/downloads/manual_Version_Februar2005.pdf.

FAO/DVWK/WWF.PL, 2016. Przepławki dla ryb – projektowanie, wymiary i monitoring. Warszawa, ss. 128.

Gąsowska M., 1962. Krągłouste - Cyclostomi, Ryby - Pisces - Klucze do oznaczania kręgowców Polski, 1, ss. 240, 168 rys., 23 mapy.

Głowaciński Z., 1996. Różnorodność gatunkowa - jej interpretacja i obliczanie. W: Różnorodność biologiczna, pojęcia, oceny, zagadnienia ochrony i kształtowania (red. R. Andrzejewski, R.J. Wiśniewski). Instytut Ekologii PAN „Człowiek i Środowisko" Oficyna Wydawnicza, Dziekanów Leśny, 57-70.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Karr J.R., 1981. Assessment of biotic integrity using fish communities. Fisheries 6: 21-27.

Karr J.R., Fausch K.D., Angermeier P.L., Yant P.R., Schlosser I.J., 1986. Assessing biological integrity in running waters: a method and its rationale. Illinois National History Survey Special Publication 5, Urbana, Illinois, USA, ss. 28.

Kukuła K., Bylak A., 2010. Ichtiofauna górnego Strwiąża i Mszanki. Roczniki Bieszczadzkie, 18, 178-191.

Makomaska-Juchniewicz M., Baran P. (red.), 2012. Monitoring gatunków zwierząt. Przewodnik metodyczny cz. III. Biblioteka Monitoringu Środowiska, GIOŚ, Warszawa, ss. 748.

Napiórkowska-Krzebietke A., Chybowski Ł., Prus P., Adamczyk M., 2020. Assessment Criteria and Ecological Classification of Polish Lakes and Rivers: Limitations and Current State. [w:] Korzeniewska E., Harnisz M. (red.) Polish River Basins and Lakes – Part II. The Handbook of Environmental Chemistry, vol 87. Springer, Cham, pp. 295-325. https://doi.org/10.1007/978-3-030-12139-6_14.

PN-EN 14011. 2006. Jakość wody. Pobieranie próbek ryb z zastosowaniem elektryczności. Polski Komitet Normalizacyjny (PKN), Warszawa, ss. 19.

Pont D., Hugeney B., Beier U., Goffaux D., Melcher A., Noble R., Rogers C., Roset N., Schmutz S., 2006. Assessing the biotic integrity of rivers at the continental scale: a European approach using fish assemblages. J. Appl. Ecol., 43: 70-80.

Prus P., Adamczyk M., Buras P., Wiśniewolski W., 2013. Metody oceny stanu środowiska rzek w oparciu o ichtiofaunę. W: Ciecierska H., Dynowska M. (red.) Biologiczne metody oceny stanu środowiska, T. II. Ekosystemy wodne, Wydawnictwo Mantis, Olsztyn: 199-236. nr ISBN 978-83-62860-19-7.

Prus P., Szlakowski J., Buras P., Ligięza J., Wiśniewolski W., Borzęcka I., 2011. Ichtiofauna ss. 99-116. W: Ocena stanu ekologicznego wód zlewni rzeki Wel. (red. H. Soszka). Wydawnictwo IRS, Olsztyn.

Prus P., Wiśniewolski W. Adamczyk M. (red), 2016. Przewodnik metodyczny do Monitoringu ichtiofauny w rzekach. Biblioteka Monitoringu Środowiska – GIOŚ, ss. 92.

Prus P., Wiśniewolski W., Szlakowski J., Borzęcka I., Buras P., Błachuta J., Dębowski P., Jelonek M., Klich M., Kukuła K., Ligięza J., Przybylski M., Radtke G., Witkowski A., Żurek R., 2009. Rozwój ogólnoeuropejskiej metody oceny stanu ekologicznego rzek w oparciu o ichtiofaunę – Europejski Wskaźniki Ichtiologiczny (EFI+). Nauka, Przyroda, Technologie 3, 3, ss. 15.

Prus P., Adamczyk M., Buras P., Ligięza J., Szlakowski J., Suska K., Parasiewicz P., Wiśniewolski W., 2019. Krajowa metoda oceny stanu ekologicznego rzek w oparciu o zespoły ryb i jej zastosowanie w monitoringu środowiska w latach 2017-2018. W: Funkcjonowanie i ochrona wód płynących (red. Robert Czerniawski, Paweł Bilski). Wolumina pl. Daniel Krzanowski Szczecin: 183-207. ISBN 978-83-7867-799-4.

Prus P., Ligięza J., Adamczyk M., Szlakowski J., Wiśniewolski W., 2015. Udrożnienie systemu Sanu dla migracji ryb dwuśrodowiskowych szansą aktywizacji turystycznej regionu. XII Konferencja Naukowo-Techniczna „Błękitny San" „Problemy ochrony środowiska przyrodniczego i kulturowego Pogórza Dynowskiego w rozwoju turystyki": 123-141, http://www.pogorzedynowskie.pl/data/referaty/XIIBS/ref_7_XIIBS.pdf (dostęp 2020).

Przegląd istotnych problemów gospodarki wodnej dla obszarów dorzeczy, MGMiŻŚ, Warszawa, 2020.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Rolik H., Rembiszewski J.M., 1987. Ryby i krągłouste (*Pisces et Cyclostomata*). Wyd. Polskie Towarzystwo Hydrobiol. PWN, Warszawa ss. 316.

Schinegger R., Trautwein C., Melcher A. Schmutz S., 2011. Multiple human pressures and their spatial patterns in European running waters. Water and Environment Journal. Print ISSN 1747-6585, ss. 13.

Schmutz S., Cowx I.G., Haidvogl G., Pont D., 2007. Fish-based methods for assessing European running waters: a synthesis. Fisheries Management and Ecology, Vol. 14(6), 369-380.

Szlakowski J., Adamczyk M., Ligięza J., Prus P., Wiśniewolski W., Buras P., 2013. Monitoring spływu węgorza srebrzystego z wykorzystaniem tradycyjnych rybackich narzędzi połowowych. W: M. Mickiewicz (red.). Zrównoważone korzystanie z zasobów rybackich na tle ich stanu w 2012 roku. Wyd. IRŚ, Olsztyn, 167-188.

Szlakowski J., Wiśniewolski W., P. Buras P., 2004. Wskaźnik Integralności Biotycznej (IBI) jako narzędzie do waloryzacji rzek w oparciu o zespoły ichtiofauny. W: Bliskie Naturze Kształtowanie Dolin Rzecznych, (red. T. Heese, W. Puchalski). Monografia. Wyd. Politechniki Koszalińskiej, Koszalin, 245-262.

Świerzowski A., 1975. Ogólna analiza połowów węgorza w rzekach i jeziorach dorzecza Narwi. Rocz. Nauk Rol. 96-H-4: 71-85.

WFD Intercalibration, 2011. Phase 2: Milestone report – October 2011. European Commission Directorate General, JRC Joint Research Centre, Institute of Environment and Sustainability. JRC documents, ss. 105.

Wiśniewolski W., 2002 Czynniki sprzyjające i szkodliwe dla rozwoju i utrzymania populacji ryb w wodach płynących. Supplementa ad Acta Hydrobiologica, vol.3: 1-28.

Wiśniewolski W., Błachuta J., Borzęcka I., Buras P., Dębowski P., Jelonek M., Klich M., Kukuła K., Prus P., Przybylski M., Radtke G., Szlakowski J., Witkowski A., Żurek R., 2006. Przetestowanie Europejskiego Indeksu Rybnego dla potrzeb oceny stanu ekologicznego rzek Polski. IRS, Olsztyn. ss. 62.

Wiśniewolski W., Engel J. (red.), 2006. Restoring migratory fish and connectivity of rivers in Poland. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, ss. 81.

Załącznik I

PROTOKÓŁ TERENOWY NR 1

Protokół służący gromadzeniu podstawowych danych do monitoringu rzek dla potrzeb oceny ich stanu ekologicznego na podstawie ichtiofauny

Protokół Nr 1			
Zespół badawczy		Długość stanowiska (m)	
Kod stanowiska		Strefa odławiania	
Data połowu		Szerokość strefy połowu (m)	
Rzeka		Powierzchnia połowu (m^2)	
Recypient		Sposób połowu	
Nazwa stanowiska		Typ agregatu	
Długość geograficzna		Moc agregatu (kW)	
Szerokość geograficzna		Natężenie (A)	
Umiejscowienie stanowiska		Napięcie (V)	
Czynniki fizykochemiczne i morfologia rzeki na stanowisku			
Średnia głębokość koryta (cm)		Struktura dna (naturalnie dominujący substrat)	
Średnia szerokość koryta (m)		Prędkość wody (ms^{-1})	
Dawna dolina zalewowa		Przewodność ($\mu S\ cm^{-1}$)	
Umocnienia brzegów (tak/nie)		Temperatura wody (°C)	
Urozmaicenie dna (ocena w skali 1-3-5)		Bliskie otoczenie	
Drzewa		Krzewy	

Dane ichtiologiczne

Lp.	**Gatunek**	**Liczba ryb**		**Masa ryb (g)**	**Lp.**	**Gatunek**	**Liczba ryb**		**Masa ryb (g)**
		Łącznie	**≤150 mm***				**Łącznie**	**≤150 mm***	
1					11				
2					12				
3					13				
4					14				
5					15				
6					16				
7					17				
8					18				
9					19				
10					20				

Uwagi (np. osobniki z anomaliami, hybrydy)

* liczba ryb o długości całkowitej (*l.t*) mniejszej lub równej 150 mm

Legenda do protokołu Nr 1:

Zespół badawczy - np. nazwa ośrodka naukowego, nazwisko kierującego pracami;

Kod stanowiska - kod do 30 znaków, dla stanowisk monitoringowych GIOŚ zgodny z kodami stosowanymi w bazie danych aplikacji JWoda, rozpoczynający się od kodu ppk, z podaniem po podkreślnikach kodu liczbowego „501" (wskazującego na monitoring ryb) i roku badań – np. PL01S0601_0996_501_2019.

Data połowu wg formatu (dd/mm/rrrr);

Rzeka - nazwa rzeki, na której usytuowano stanowisko połowu ryb, źródła: MPHP oraz Wykaz nazw wód płynących 2016 [Główny Urząd Geodezji i Kartografii, http://ksng.gugik.gov.pl/pliki/hydronimy1.pdf];

Recypient - nazwa rzeki lub akwenu, do którego uchodzi badana rzeka, źródła: MPHP oraz Wykaz nazw wód płynących 2016 [Główny Urząd Geodezji i Kartografii, http://ksng.gugik.gov.pl/pliki/hydronimy1.pdf];

Nazwa stanowiska - opis miejsca połowu np. nazwa najbliższej miejscowości lub nazwa ppk;

Długość i szerokość geograficzna - na podstawie odczytu z map GPS (Global Positioning System), w systemie dziesiętnym;

Umiejscowienie stanowiska – położenie stanowiska w przekroju doliny rzeki (koryto, starorzecze, mieszane);

Długość stanowiska - w metrach;

Strefa odławiana - zapis jaka strefa rzeki na stanowisku była odławiana (cała szerokość; 1 brzeg; 2 brzegi; nurt; nurt, 1 brzeg; starorzecze);

Szerokość strefy połowu - szerokość pasa odłowionego (średnia szerokość odławiana, z uwzględnieniem efektywnego zasięgu działania pola elektrycznego wokół anody), w metrach;

Powierzchnia odławiana (m^2) - wyliczona powierzchnia, na której dokonano połowu ryb; przy znanej długości i szerokości pasa łowienia na badanym stanowisku;

Sposób połowu - z łodzi, brodzenie lub mieszany;

Typ agregatu - agregat prądotwórczy stacjonarny bądź plecakowy;

Moc, Natężenie, Napięcie - parametry agregatu: moc wyrażona w kilowatach (kW), natężenie wyrażone w amperach (A) oraz napięcie wyrażone w woltach (V);

Czynniki fizykochemiczne i morfologia rzeki na stanowisku:

Średnia głębokość koryta (cm) - wyliczona średnia głębokości koryta rzeki na badanym stanowisku – na podstawie kilkunastu pomiarów cząstkowych, które mogą być dokonywane np. co 10 metrów;

Średnia szerokość koryta (m) – wynik uśredniony z kilku pomiarów na stanowisku;

Dawnej dolina zalewowa – czy w terenie lub na mapach występują odcięte meandry, starorzecza, oczka wodne lub też widoczne są ich ślady (tak/nie);

Umocnienia brzegów – tak/nie;

Urozmaicenie dna (skala 1-3-5) - zróżnicowanie dna rzeki na stanowisku oceniane ekspercko w trzech kategoriach, gdzie wartość 1 oznacza brak urozmaicenia dna,

wartość 3 oznacza średnio urozmaicone dno, wartość 5 oznacza duże urozmaicenie;

Drzewa – obecność drzew na brzegach rzeki (ocienienie, podmyte systemy korzeniowe w brzegach); tak/nie;

Struktura dna (naturalnie dominujący substrat) - pierwotna struktura dna rzeki (ocena ekspercka w oparciu o stan aktualny i widoczne przekształcenia antropogeniczne oraz typ abiotyczny) na stanowisku, wg kategorii: Muł/glina (granulacja: <0,2 mm); Piasek: (0,2-2,0 mm); Żwir/kamienie (2-200 mm); Głazy (>200 mm);

Prędkość wody (m/s) - zapis sporządzony na podstawie uśrednionych kilku pomiarów;

Przewodność (mS/cm³) - przewodność wody na stanowisku pomiar w terenie, pomiar za pomocą konduktometru;

Temperatura wody - temperatura wody na stanowisku, w ^{0}C, dokładność do 0,1 ^{0}C;

Bliskie otoczenie – opis okolicy w promieniu 100 m od brzegu rzeki na stanowisku wg następujących kategorii: 1) las, 2) nieużytki, 3) łąki, 4) pola, 5) stawy, 6) zabudowa/drogi;.

Krzewy – czy na brzegach występują krzewy; tak/nie;

Dane ichtiologiczne:

Gatunek – nazwa gatunkowa, według zamkniętej listy (tab. 2), preferowany zapis nazwy łacińskiej;

Liczba ryb – liczba osobników łącznie dla gatunku oraz w klasie długości całkowitej (*longitudo totalis – l.t.*) mniejszej lub równej 150 mm;

Masa ryb (g) – łącznie dla gatunku, pomiar z dokładnością do 1 g;

Uwagi – miejsce na dodatkowe informacje dotyczące obecności osobników z anomaliami lub hybryd oraz charakterystyki stanowiska i warunków połowu (np. widoczny dopływ zanieczyszczeń, nietypowa wielkość przepływu, widoczne świeże efekty prac utrzymaniowych itp.), w protokole powinien się znaleźć krótki opis strefy przybrzeżnej (ripariowej).

Załącznik II

PROTOKÓŁ TERENOWY NR 2

Protokół służący gromadzeniu podstawowych danych abiotycznych o rzece

Protokół Nr 2 Dane geograficznego usytuowania stanowiska	
Kod stanowiska	
Rzeka	
Długość geograficzna	
Szerokość geograficzna	
Nazwa stanowiska - miejscowość, wieś itp.	
Kod JCWP rzeki	
Kod PPK	
Rzędowość rzeki	
Województwo	
Kod ekoregionu	
Czynniki abiotyczne	
Wysokość n.p.m.	
Typ abiotyczny JCWP	
Typ geologiczny rzeki	
Geomorfologia rzeki	
Odległość stanowiska od źródła rzeki (km)	
Wielkość dorzecza (km²)	
Dorzecze	
Spadek na stanowisku (‰)	
Obecność jezior naturalnych powyżej stanowiska	
Zbiorniki zaporowe powyżej	
Zakłócenia przepływu naturalnego (tak/nie)	
Źródło zasilania w wodę	
Reżim przepływu	
Średnia roczna temperatura powietrza (°C)	
Średnia temperatura powietrza - styczeń (°C)	
Średnia temperatura powietrza - lipiec (°C)	

Legenda do protokołu nr 2:

Dane geograficznego usytuowania stanowiska:

Kod stanowiska, Rzeka, Długość i szerokość geograficzna, Nazwa stanowiska – zgodnie z protokołem nr 1;

Kod JCWP rzeki - według zestawienia kodów JCWP (wykaz dostępny w formacie .dbf pod adresem: https://www.apgw.gov.pl/pl/III-cykl-prace-realizowane-w-cyklu,

w zakładce „Analiza i aktualizacja jednostek do planowania z uwzględnieniem MPHP10: JCWP rzeczne";

Kod PPK – kod punktów pomiarowo-kontrolnych, wg aktualnego na dany rok programu PMŚ (dane do pozyskania z GIOŚ);

Rzędowość rzeki - według klasyfikacji krajowej (Czarnecka, 2005);

Województwo – nazwa województwa, na terenie którego znajduje się stanowisko badawcze i według właściwości Regionalnego Wydziału Monitoringu Środowiska GIOŚ, dla ppk odpowiadającego danej JCWP;

Kod ekoregionu - zapis liczbowy: 9 – Wyżyny Centralne, 10 – Karpaty, 14 – Równiny Centralne, 16 Równiny Wschodnie (według Ilies, 1978, EFI+ Manual, 2009).

Czynniki abiotyczne:

Wysokość n.p.m. - wysokość, na której znajduje się stanowisko (w metrach) odczytana z map– np. www.geoportal.gov.pl, lub z GPS w terenie;

Typ abiotyczny JCWP – klasyfikacja do jednego z 26 typów lub typ nieokreślony (0) – do roku 2021 lub do jednego z 20 typów – od 2022 r., według rozporządzenia klasyfikacyjnego (Dz.U. 2019 poz. 2149);

Typ geologiczny rzeki – calcareous (węglanowa), organic (organiczna), siliceous (krzemianowa) – ocena ekspercka, w oparciu o typ abiotyczny rzeki;

Geomorfologia rzeki – ukształtowanie i przebieg doliny rzecznej: rzeka: 1) Sinusoidalna, 2) Meandrująca regularnie, 3) Silnie meandrująca, 4) Warkoczowa, 5) Naturalnie prosta (wg EFI+ Manual, 2009);

Odległość stanowiska od źródła rzeki (km) - odległość w kilometrach, w jakiej znajduje się stanowisko od źródła (źródeł) badanej rzeki, według map, np. Atlasu podziału hydrograficznego Polski (Czarnecka, 2005), MPHP;

Wielkość dorzecza – powierzchnia obszaru dorzecza powyżej stanowiska, w km^2, na podstawie Atlasu podziału hydrograficznego Polski (Czarnecka, 2005), MPHP;

Spadek (‰) - liczony jako różnica wysokości podzielona przez długość cieku, dla odcinka rzeki (1 km – dla rzek o zlewni do 100 km^2, 5 km – od 100 do 1000 km^2, 10 km - powyżej 1000 km^2) obejmującego stanowisko, na podstawie odczytu z map topograficznych – np. www.geoportal.gov.pl;

Obecność jezior naturalnych powyżej stanowiska – tak/nie;

Zbiorniki zaporowe powyżej – tak/nie;

Zakłócenia przepływu naturalnego – tak/nie;

Źródło zasilania w wodę – przeważający typ zasilania w wodę; śniegowe, deszczowe, wody podziemne;

Reżim przepływu – w Polsce przyjmuje się dla rzek reżim „stały", jednak w ostatnich latach badań PMŚ notowano dla części rzek okresowość przepływu (obserwowany brak wody) – rzeki, w których nie stwierdzono wody nie podlegają ocenie;

Średnia roczna temperatura powietrza (°C); Średnia temperatura powietrza - styczeń (°C); Średnia temperatura powietrza - lipiec (°C) – według wieloletnich danych z najbliższego punkty monitoringu IMGW.

Załącznik III

PROTOKÓŁ TERENOWY NR 3

Protokół służący gromadzeniu dodatkowych danych o długości i masie osobników ryb odłowionych na stanowisku monitoringowym (np. do celów naukowych)

Data		**Rzeka**		**Stanowisko**			
Uwagi							
Gatunek	**Lp.**	**L.t. (cm)**	**M (g)**	**Gatunek**	**Lp.**	**L.t. (cm)**	**M (g)**

Legenda do protokołu nr 3:

Data, Rzeka, Stanowisko – jak w protokole nr 1;

Uwagi – np. dotyczące pomiarów w podpróbie (łączna liczba ryb, wielkość podpróby);

Gatunek – nazwa gatunkowa, według zamkniętej listy (tab. 2), preferowany zapis nazwy łacińskiej;

Lp. – kolejny numer osobnika z danego gatunku;

L.t. (cm) – długość całkowita (*longitudo totalis*) w cm, mierzona od końca pyska do najdłuższego promienia płetwy ogonowej;

M (g) – masa osobnika w gramach.

Załącznik IV

Lista gatunków ryb i minogów uwzględnianych przez metriksy wskaźnika EFI+PL oraz gildii uwzględnianych w metriksach wskaźnika IBI_PL

Gatunek	Metriksy wskaźnika EFI+PL				Gildie i cechy gatunku - wskaźnik IBI_PL				
	"Salmonid"		*"Cyprinid"*						
	Ni.O2.Intol	Ni.Hab.Intol.150	Ric.RH.Par	Ni.LITHO	troficzna	rozrodcza	przepływu	siedliskowa	pochodzenie gatunku
Abramis ballerus	–	–	–	+	Ff	Ph	Lm	Wc	N
Abramis bjoerkna	–	–	–	–	I	Ph-I	Lm	Wc	N
Abramis brama	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	N
Abramis sapa	–	–	+	+	I	Ph-I	R	B	N
Acipenser oxyrinchus	–	+	+	+	I	L	R	B	N
Acipenser sturio	–	+	+	+	I	L	R	B	N
Alburnoides bipunctatus	+	+	+	+	I	L	R	Wc	N
Alburnus alburnus	–	–	–	–	I	Ph-I	R/Lm	Wc	N
Alosa alosa	–	–	+	–	Ff	Pe	Lm/R	Wc	N
Alosa fallax	–	–	+	–	Ff	Pe	Lm/R	Wc	N
Ameiurus melas	–	–	–	–	I	Ph	Lm	B	A
Ameiurus nebulosus	–	–	–	–	I	Ph	Lm	B	A
Anguilla anguilla	–	–	–	–	P/I	Spec	Lm	B	N
Aspius aspius	–	–	+	+	P	L	R	Wc	N
Barbatula barbatula	–	–	–	+	I	PS	R	B	N
Barbus barbus	–	+	+	+	I	L	R	B	N
Barbus cyclolepis	+	+	+	+	I	L	R	B	N
Barbus meridionalis	–	+	+	+	I	L	R	B	N
Barbus peloponnesius	+	+	+	+	I	L	R	B	N
Carassius auratus	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	A/AI
Carassius carassius	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	N
Carassius gibelio	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	A/AI
Chondrostoma nasus	–	+	+	+	H	L	R	B	N
Clarias gariepinus	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	AI
Cobitis elongatoides	–	–	–	–	I	Ph	R	B	N
Cobitis taenia	–	–	–	–	I	Ph	R	B	N
Coregonus albula	+	+	–	+	Ff	Ph-PS	Lm	Wc	N
Coregonus lavaretus	+	+	–	+	Ff	PS	Lm	Wc	N
Coregonus peled	–	–	–	–	Ff	PS	Lm	Wc	AI
Cottus gobio	+	+	+	–	I	L	R	B	N
Cottus poecilopus	+	+	+	–	I	L	R	B	N
Ctenopharyngodon idella	–	–	–	–	H	Pe	R/Lm	Wc	AI
Cyprinus carpio	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	AI
Esox lucius	–	–	–	–	P	Ph	Lm	Wc	N
Eudontomyzon mariae	+	+	+	+	Ff	L	R	B	N
Eupallasella perenurus	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	N
Gasterosteus aculeatus	–	–	–	–	I	Ph	Lm	Wc	N
Gobio gobio	–	–	+	–	I	PS	R	B	N
Gobio kesslerii	+	+	+	–	I	PS	R	B	N
Gymnocephalus cernuus	–	–	–	–	I	Ph-I	Lm	Wc	N
Hucho hucho*	+	+	+	+	P	L	R	Wc	AI*

Gatunek	Metriksy wskaźnika EFI+PL				Gildie i cechy gatunku - wskaźnik IBI_PL				
	"Salmonid"		*"Cyprinid"*						
	Ni.O2.Intol	Ni.Hab.Intol.150	Ric.RH.Par	Ni.LITHO	troficzna	rozrodcza	przepływu	siedliskowa	pochodzenie gatunku
Hypophthalmichthys molitrix	–	–	–	–	Ff	Pe	R/Lm	Wc	Al
Hypophthalmichthys nobilis	–	–	–	–	Ff	Pe	R/Lm	Wc	Al
Lampetra fluviatilis	—	+	+	+	Ff	L	R	B	N
Lampetra planeri	+	+	+	+	Ff	L	R	B	N
Lepomis gibbosus	–	–	–	–	O	PS	Lm	Wc	Al
Leucaspius delineatus	–	–	–	–	O	Ph	Lm	Wc	N
Leuciscus cephalus	—	—	+	+	I/P	L	R	Wc	N
Leuciscus idus	–	–	–	–	O	Ph	R/Lm	Wc	N
Leuciscus leuciscus	—	—	+	+	I	Ph-I	R	Wc	N
Lota lota	+	—	—	+	I/P	Ps	R/Lm	Wc	N
Misgurnus fossilis	–	–	–	–	I	Ph	Lm	B	N
Neogobius fluviatilis	–	–	–	–	I	L	Lm	B	A
Neogobius gymnotrachelus	–	–	–	–	I	L	Lm	B	A
Neogobius melanostomus	–	–	–	–	I/P	L	Lm	B	A
Oncorhynchus mykiss	–	–	–	–	I/P	L	R	Wc	Al
Oreochromis niloticus	–	–	–	–	H	PS	Lm	Wc	Al
Osmerus eperlanus	—	—	—	+	Ff	L-pe	Lm	Wc	N
Pelecus cultratus	–	–	–	–	I/P	Pe	R	Wc	N
Perca fluviatilis	–	–	–	–	I/P	Ph-I	Lm/R	Wc	N
Perccottus glenii	–	–	–	–	I	Ph	Lm	B	A
Petromyzon marinus	—	—	+	+	Ff	L	R	B	N
Phoxinus phoxinus	+	+	—	+	O	L	R	Wc	N
Platichthys flesus	–	–	–	–	I	PS	Lm	B	N
Proterorhinus semilunaris	–	–	–	–	I	L	Lm	B	A
Pseudorasbora parva	–	–	–	–	I	Ph-I	R	B	A
Pungitius pungitius	–	–	–	–	I	Ph	Lm	Wc	N
Rhodeus amarus	–	–	–	–	H	OS	Lm/R	Wc	N
Romanogobio vladykovi	+	—	+	—	I	PS	R	B	N
Rutilus rutilus	–	–	–	–	O	Ph	Lm	Wc	N
Sabanejewia aurata	–	–	–	–	I	Ph-I	R	B	N
Salmo salar	+	+	+	+	P/I	L	R	Wc	N
Salmo trutta fario	+	+	+	+	I/P	L	R	Wc	N
Salmo trutta lacustris	+	+	+	+	P/I	L	R	Wc	N
Salmo trutta trutta	+	+	+	+	P/I	L	R	Wc	N
Salvelinus alpinus	–	–	–	–	I/P	L	R	Wc	Al
Salvelinus fontinalis	–	–	–	–	I/P	L	R	Wc	Al
Sander lucioperca	–	–	–	–	P	Ph	Lm/R	Wc	N
Scardinius erythrophthalmus	–	–	–	–	H	Ph	Lm	Wc	N
Silurus glanis	–	–	–	–	P	Ph	R	B	N
Thymallus thymallus	+	+	+	+	I	L	R	Wc	N
Tinca tinca	–	–	–	–	I	Ph	Lm	B	N
Umbra krameri	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	Al
Umbra pygmaea	–	–	–	–	O	Ph	Lm	B	Al
Vimba vimba	—	+	+	+	I	L	R	B	N

Objaśnienia:

Metriksy wskaźnika EFI+PL (gatunki uwzględniane w metriksach oznaczono pogrubioną czcionką):

Ni.O2.Intol - Zagęszczenie gatunków nietolerujących deficytów tlenu;

Ni.Hab.Intol.150 - Zagęszczenie osobników mniejszych niż 150 mm (*l.t.*) gatunków nie tolerujących degradacji siedlisk;

Ric.RH.Par - Bogactwo (liczba gatunków) ryb wymagających do rozmnażania środowiska lotycznego (reoparycznych);

Ni.LITHO - Zagęszczenie gatunków wymagających do składania ikry twardego substratu: żwiru, skał, głazów, otoczaków różnej frakcji (litofilnych);

\+ gatunek uwzględniany w metriksie;

– gatunek nieuwzględniany w metriksie.

Gildie uwzględniane w metriksach wskaźnika IBI_PL:
Ff – filter feeders – odżywiające się przez filtrację;
P – piscivores – drapieżne;
I – invertivores – odżywiające się fauną bezkręgową;
O – omnivores – wszystkożerne;
H – herbivores – roślinożerne;
L - lithophilous – rozród na substracie żwirowym i kamiennym;
Ph - phytophilous – rozród na substracie roślinnym;
Ph-l - phyto-lithophilous – rozród na substracie roślinnym miękkim lub stałym;
PS - psammophilous – rozród na substracie piaszczystym;
OS - ostracophilous – rozwój ikry w jamie płaszczowej małży;
L-pe - litho-pelagophilous – rozród na kamieniach, ikra unoszona z nurtem wody;
Pe – pelagophilous – ikra unoszona z nurtem wody;
Spec – specific – tarło w morzu Sargassowym;
R – reolimnic – ryby preferujące szybki nurt wody;
Lm - limnophilic – ryby występujące w wolno płynących wodach;
Wc – water column – ryby toni wodnej (nektoniczne);
B – benthic – ryby przydenne;
N - native species – gatunki rodzime;
A - aliens – gatunki obce; *AI* – obce pochodzące z zarybień;
*gatunek rodzimy w zlewni Dunaju.

Załącznik V

Metriksy stosowane do obliczania wskaźnika IBI_PL. Zaznaczono wpływ zmian wartości metriksa na wartość wskaźnika. Przyporządkowanie gatunków ryb do gildii zgodnie z załącznikiem IV

Metriksy	Efekt metriksu	Typy abiotyczne rzek				
		Wielkie rzeki typ 21a piaszczysty	Wielkie rzeki typ 21b żwirowy	Rzeki organiczne typ 23, 24, 26	Rzeki międzyjeziorne typ 25a (bez ryb łososiowatych)	Rzeki międzyjeziorne typ 25b (z rybami łososiowatymi)
1. Bogactwo zespołu ryb i proporcje gatunkowe (liczba gatunków lub % udział osobników)						
Całkowite bogactwo gatunków	↑	+	+	+	+	+
Bogactwo gatunków toni wody	↑	+	+	+	+	+
Bogactwo gatunków strefy przydennej	↑	+	+	+	+	+
Bogactwo gatunków typowych dla dużych rzek[1)]	↑	+				
Wskaźnik wyrównania gatunkowego E	↑		+			
% udział gatunków litofilnych	↑		+			
% udział gatunków litofilnych bez ryb łososiowatych	↑					+
% udział gatunków wskaźnikowych dla wielkich rzek[2)]	↑	+				
% udział gatunków wskaźnikowych[3)]	↑			+	+	
% udział szczupaka (*Esox lucius*)	↑			+	+	+
% udział płoci (*Rutilus rutilus*)	↓	+		+	+	
% udział gatunków eutrofizujących[4)]	↓		+			
% udział łososiowatych (Salmonidae)	↑					+
2. Proporcje grup troficznych (% osobników)						
% udział drapieżnych	↑	+		+	+	+
% udział względnie drapieżnych	↑		+			
% udział odżywiających się bezkręgowcami i minogów	↑	+	+			
% udział względnie drapieżnych i odżywiających się bezkręgowcami	↑			+	+	+
% udział wszystkożernych	↓					+
% udział wszystkożernych z wykluczeniem płoci (*Rutilus rutilus*)	↓	+	+	+	+	
3. Obfitość i zdrowotność zespołów ryb						
% udział osobników z anomaliami i hybryd	↓	+	+	+	+	+
Obfitość ryb wyrażona połowem na jednostkę *CPUE* (liczebność na jednostkę powierzchni)	↑	+	+	+	+	+
% udział osobników obcych gatunków	↓	+	+	+	+	+

Objaśnienia:

typ 21a piaszczysty – wielkie rzeki nizinne z dnem o przewadze substratu piaszczystego;
typ 21b żwirowy – wielkie rzeki nizinne z dnem o przewadze substratu żwirowego;
↑ wzrost wartości metriksu odpowiada wzrostowi wartości wskaźnika;
↓ wzrost wartości metriksu odpowiada spadkowi wartości wskaźnika;
1) *Sander lucioperca, Aspius aspius, Barbus barbus, Abramis brama, Silurus glanis*;
2) *Acipenser oxyrinchus, Acipenser sturio, Chondrostoma nasus, Esox Lucius, Eudontomyzon mariae, Lampetra fluviatilis, Petromyzon marinus, Rhodeus amarus, Salmo salar, Salmo trutta trutta, Scardinius erythrophthalmus, Vimba vimba;*
3) *Misgurnus fossilis, Rhodeus amarus, Scardinius erythrophthalmus, Tinca tinca;*
4) *Rutilus rutilus, Alburnus alburnus, Leuciscus idus;*
CPUE – *catch per unit effort* – odłów na jednostkę nakładu połowowego.

JEZIORA

FITOPLANKTON W JEZIORACH

Andrzej Hutorowicz, Agnieszka Pasztaleniec

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Hutorowicz A., 2004. Metoda poboru prób i analiza ilościowo-jakościowa fitoplanktonu w jeziorach. GIOŚ, Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., 2006. Opracowanie standardowych objętości komórek do szacowania biomasy wybranych taksonów glonów planktonowych wraz z określeniem sposobu pomiarów i szacowania. GIOŚ, Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., 2009. Wytyczne do przeprowadzenia badań terenowych i laboratoryjnych fitoplanktonu jeziornego. GIOŚ, Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., 2011. Weryfikacja granic klas stanu ekologicznego multimetriksa fitoplanktonowego PMPL, oraz określenie niezbędnej częstości i przedziału czasowego monitoringowych badań fitoplanktonu w jeziorach. GIOŚ, Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2009. Opracowanie metodyki oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o fitoplankton. GIOŚ, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2011. Procedura oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o multimetriks fitoplanktonowy (Phytoplankton Metric for Polish Lakes -PMPL). GIOŚ, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

WSTĘP

Metoda klasyfikacji stanu wód jezior na podstawie fitoplanktonu, zgodna z Ramową Dyrektywą Wodną (RDW, 2000), powstawała w latach 2009-2011 w Instytucie Ochrony Środowiska – Państwowym Instytucie Badawczym, we współpracy z Instytutem Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza, na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Opracowano fitoplanktonowy indeks multimetryczny do klasyfikacji stanu ekologicznego jezior, zwany w praktyce monitoringowej od nazwy angielskiej indeksem lub metodą PMPL (ang. *Phytoplankton Multimetric for Polish Lakes*) (Hutorowicz i Pasztaleniec, 2009, 2011, 2014).

Prace nad wdrożeniem fitoplanktonu do krajowego systemu monitorowania jakości wód jezior według wymogów RDW rozpoczęto w Polsce kilka lat wcześniej, w okresie

2004-2006. Pierwszym krokiem było opracowanie procedury poboru ilościowych i jakościowych próbek fitoplanktonowych z jeziora oraz metody szacowania liczebności i biomasy fitoplanktonu (Hutorowicz, 2004, 2006). W pierwszej kolejności opracowano metodę klasyfikacji stanu ekologicznego jezior opartą na ilościowym wskaźniku zagęszczenia glonów planktonowych - koncentracji chlorofilu *a* (Soszka i in., 2006). Wartości graniczne klas opracowane dla stężenia chlorofilu *a*, specyficzne dla typu jeziora i uwzględniające warunki referencyjne, zostały uzgodnione jako oficjalna metoda krajowa i wprowadzone do państwowego monitoringu środowiska (pmś) rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 20 sierpnia 2008 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych (Dz.U. 2008 nr 162 poz. 1008).

W 2009 r. rozpoczęto prace nad metodą PMPL, która integruje trzy parametry opisujące zbiorowisko fitoplanktonu: stężenie chlorofilu *a*, biomasę całkowitą fitoplanktonu (średnia w sezonie od marca do października) oraz biomasę cyjanobakterii w okresie letnim. W tym samym czasie uaktualniono materiały dotyczące procedury poboru prób i badań laboratoryjnych (Hutorowicz, 2009).

Ze względu na fakt, że czynnikami typologii jezior, które w największym stopniu wpływają na zbiorowisko glonów planktonowych jest typ mieszania wód oraz dopływ biogenów ze zlewni, zależności badano uwzględniając typologię abiotyczną jezior z podziałem opartym na dwóch kryteriach: stratyfikacji i wartości wskaźnika Schindlera (WS) i do tych typów przypisano wartości referencyjne i wartości granic klas dla parametrów składowych indeksu multimetrycznego. W metodzie PMPL zastosowano więc typologię uproszczoną w stosunku do ówcześnie obowiązującej (Kolada i in., 2005) oraz w stosunku do typologii zaktualizowanej, która zacznie obowiązywać od 1 stycznia 2022 r. (Hobot i in., 2015; Kolada i in., 2017).

Pierwsza wersja metody (Hutorowicz i Pasztaleniec, 2009), oparta o trzykrotny pobór prób fitoplanktonowych (wiosna, wczesne lato i późne lato), została zweryfikowana w kolejnych latach. Weryfikacja obejmowała m. in. wykonanie analiz dla określenia niezbędnej częstości i przedziału czasowego monitoringowych badań fitoplanktonu w jeziorach. W ich wyniku zaproponowano zwiększenie liczby poborów do 4 (z uwzględnieniem poboru jesiennego) oraz obligatoryjne przedziały czasowe dla poborów z uwzględnieniem zróżnicowania na metriksy składowe (Hutorowicz, 2011; Hutorowicz i Pasztaleniec, 2011, 2014). Ponadto, zweryfikowano granice klas stanu ekologicznego multimetrycznego indeksu fitoplanktonowego PMPL, uwzględniając wyniki międzynarodowych analiz porównawczych klasyfikacji tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego, wymaganego zapisami RDW (WFD, CIS, 2009). W procesie tym polska metoda została pozytywnie zinteraklibrowana, a granice klas skorygowane w celu zharmonizowania z granicami klas metod stosowanych przez kraje członkowskie Regionu Centralno-Bałtyckiego (Belgia, Dania, Estonia, Francja, Holandia, Irlandia, Litwa, Łotwa, Niemcy, Polska, Wielka Brytania) (Phillips i in., 2014). Aktualnie, zweryfikowana metoda PMPL jest obowiązującą metodą klasyfikacji stanu ekologicznego jezior, stosowaną w pmś.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Zbiorowisko fitoplanktonu, jako główny producent materii organicznej w jeziorach, jest ogólnie uważane za jedno z najlepszych biologicznych kryteriów oceny jakości wód jeziornych (np. Cellamare i in., 2012, Lyche-Solheim i in., 2013). Fitoplankton, ze względu na krótki czas reprodukcji, bardzo szybko reaguje na zmiany koncentracji składników pokarmowych w wodzie i może być częścią systemu wczesnego ostrzegania przed eutrofizacją (Reynolds, 2006). Reakcja fitoplanktonu na zmiany żyzności wód zwykle przejawia się wzrostem jego liczebności i biomasy, co prowadzi do zmniejszenia przezroczystości wody, a w konsekwencji skutkuje szeroką gamą efektów wtórnych, takich jak: zmiana składu taksonomicznego fitoplanktonu, nadmierny wzrost sinic i nitkowatych zielenic, zmniejszenie głębokości zasiedlania makrofitów (do całkowitego wycofania makrofitów zanurzonych), wreszcie występowanie intensywnych zakwitów wody (Søndergaard i in., 2011). Jako główny sprawca negatywnych następstw eutrofizacji i zarazem wrażliwy wskaźnik jej objawów, fitoplankton jest wymieniony w Ramowej Dyrektywie Wodnej wśród elementów niezbędnych do klasyfikacji stanu ekologicznego jezior. Zgodnie z załącznikiem V RDW, system klasyfikacji wód musi uwzględniać takie podstawowe zmienne fitoplanktonu, jak: skład taksonomiczny fitoplanktonu; jego obfitość (liczebność, biomasę i/lub koncentrację chlorofilu *a*) oraz częstotliwość i intensywność zakwitów.

Ze względu na uwarunkowanie ekologiczne, prowadzenie badań monitoringowych fitoplanktonu wymaga dobrej znajomości dynamiki rozwoju zbiorowiska oraz adekwatnej strategii poboru prób i doboru parametrów charakteryzujących zmiany ilościowej i jakościowej struktury glonów planktonowych w reakcji na czynniki antropopresji.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Rozwój zbiorowiska fitoplanktonu przebiega w cyklu sezonowym. Według modeli sezonowych zmian obfitości fitoplanktonu (Sommer i in., 1986; Oleksowicz, 1988), w jeziorach o ubogiej puli związków biogennych biomasa planktonu roślinnego jest mała. Jedynie wiosną, po roztopieniu się pokrywy lodowej, obserwuje się jedyny w ciągu roku nieduży szczyt biomasy glonów. W jeziorach o średniej zasobności w związki biogenne w sezonie wegetacyjnym pojawiają się już dwa szczyty biomasy. Pierwszy obserwuje się w okresie wiosennego mieszania wody, a drugi jesienią. Oddziela je okres stratyfikacji, w czasie którego wewnętrzne zasilanie w biogeny jest mocno ograniczone. W tym czasie w epilimnionie rozwijają się głównie gatunki wolno rosnące, które dobrze znoszą małą zasobność środowiska w związki biogenne. Biomasa glonów planktonowych w jeziorach o bogatej puli zasobów pokarmowych jest znacznie większa niż w dwóch poprzednio omówionych typach zbiorników. W sezonie wegetacyjnym notuje się dwa, bardzo wyraźne szczyty biomasy. Pierwszy występuje wiosną, a drugi, znacznie większy, latem. Natomiast w jeziorach bardzo żyznych, obserwuje się przez

cały rok bardzo dużą biomasę fitoplanktonu, chociaż w ciągu lata jest ona z reguły największa. Sezonowej zmianie zagęszczenia towarzyszy przebudowa struktury taksonomicznej zbiorowiska, obecność poszczególnych taksonów i ich rola w dominacji ilościowej, jest wskaźnikiem informującym o stanie ekosystemu.

W związku z powyższym, w metodzie fitoplanktonowej do klasyfikacji stanu ekologicznego jezior Polski - PMPL, uwzględniono terminy poboru kluczowe dla sukcesji sezonowej zbiorowiska. Zalecane terminy poboru prób fitoplanktonowych służących do oznaczeń koncentracji chlorofilu *a* i oszacowania biomasy glonów, odzwierciedlające cykl roczny przemian zagęszczenia i struktury taksonomicznej w zbiornikach (tab. 1).

Tabela 1. Schemat częstotliwości i terminów poboru prób fitoplanktonowych dla klasyfikacji stanu ekologicznego metodą PMPL z uwzględnieniem metriksów składowych

Metriks	Typ cyrkulacji jeziora	
	stratyfikowane	niestratyfikowane
Chlorofil *a*	marzec-maj (1 pobór) czerwiec-wrzesień (2 pobory) październik (1 pobór)	
Biomasa ogólna	marzec-maj (1 pobór) czerwiec-wrzesień (2 pobory) październik (1 pobór)	
Biomasa sinic	15 lipca - 15 września (przynajmniej jeden pobór)	04 czerwca - 30 września (przynajmniej dwa pobory)

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Miejsce pobierania próbek dla analiz fitoplanktonu powinno reprezentować przeważający typ siedliska, charakterystyczny dla jeziora. Przyjęto, że jest to strefa otwartej wody, w najgłębszym punkcie zbiornika.

Miejsce pobierania próbek powinno być zgodne z miejscem wskazanym jako stanowisko pobierania w programie monitoringu. Jeżeli nie jest możliwe pobranie próbki ze ściśle określonego punktu, próbkę należy pobrać z miejsca możliwie najbliższego, charakteryzującego się podobnymi warunkami w zakresie cech wody, zbliżonymi warunkami mieszania wód i o określonej głębokości. Nie należy pobierać próbek ze stanowisk „nietypowych", jak zatoki lub miejsca zlokalizowane w pobliżu pomostów.

1.4. Metoda pobierania próbek w terenie

Ze względów bezpieczeństwa praca w terenie powinna odbywać się w zespołach co najmniej dwuosobowych.

Do pracy z terenie potrzebny jest następujący sprzęt:

1. sonda(y) z czujnikami umożliwiającymi wyznaczenie profilu termicznego oraz tlenowego;
2. czerpacz wody (in. batometr) - do poboru wody z określonej głębokości, np. Ruttnera, Limnos, Patalasa lub „Toń"; minimalne wymogi konstrukcji: pojemność co najmniej 2 l, cylinder o średnicy minimum 10 cm wykonany z przezroczystego plastiku, elementy metalowe wykonane ze stali nierdzewnej – w komplecie posyłacz/obciążnik ułatwiający zamknięcie czerpacza, linka polipropylenowa min. 10 m dł. skalowana co 1 m, futerał transportowy;
3. siatka planktonowa- wykonana z gazy młynarskiej, nylonowej; rozmiary oczek 10 lub 25 µm; otwór wlotowy o średnicy 25 cm wykonany z drutu nierdzewnego, górna część siatki wzmocniona z przymocowanym w 3 miejscach sznurkiem do trzymania; zbiorniczek na próbkę wykonany z materiału nierdzewnego z kranikiem;
4. butelki z ciemnego szkła o pojemności ok. 150-250 ml, szczelnie zamykane, wyskalowane, z opisanymi etykietkami;
5. pojemniki na próby wody do analizy chlorofilu o pojemności 0,5-5 l;
6. pojemnik do integracji prób pobranych z określonej głębokości (wiadro) - wykonane z twardego plastiku, o pojemności 15–20 l, z pokrywką i uchwytem;
7. przenośna lodówka – pojemność 20-40 l, z wkładami chłodzącymi;
8. środki konserwujące – płyn Lugola.

Do przeprowadzenia klasyfikacji stanu ekologicznego fitoplanktonową metodą PMPL muszą być pobrane dwa rodzaje próbek: próbki do analizy stężenia chlorofilu *a* w wodzie oraz próbki ilościowe do określenia liczebności i biomasy, obie pobrane za pomocą czerpacza. Próbkami dodatkowymi, zalecanymi do pobrania, są próbki jakościowe pobrane siatką planktonową, ułatwiające oznaczenia taksonomiczne.

Ważnym elementem procedury poboru próbki ilościowej fitoplanktonu w okresie letnim jest prawidłowe wyznaczenie rozkładu w profilu pionowym temperatury wody [°C] i tlenu rozpuszczonego w wodzie [mgO_2 dm^{-3}] oraz miąższości epilimnionu. Pomiary temperatury i zawartości tlenu należy wykonać w pionie pomiarowym, co jeden metr głębokości, za pomocą miernika wielofunkcyjnego z czujnikiem temperatury i sondą tlenową. **Nieprawidłowe określenie minimalnej głębokości termokliny, a tym samym warstwy poboru, skutkuje obniżeniem wiarygodności oceny końcowej.**

Epilimnion to warstwa wody leżąca nad warstwą o skoku termicznym, który objawia się nagłym załamaniem krzywej temperatury (różnica min. 1°C na 1 m głębokości). Skok termiczny jest miejscem rozdziału nagrzanej wody od dolnej zimniejszej. Jego położenie nie jest stałe. Warstwa środkowa nosi nazwę warstwy skokowej lub metalimnionu. Dolna zaś, wyznaczona drugim załamaniem się temperatury, nosi nazwę warstwy podskokowej, czyli hypolimnionu. Wody tych warstw zasadniczo nie mie-

szają się ze sobą przez całe lato z powodu znacznych różnic w ciężarze właściwym wody o różnych temperaturach (Starmach, 1973). Obserwacje warunków termicznych w różnych typach jezior na nizinach Polski w okresie letniej stagnacji wykazały wyraźne zróżnicowanie zasięgu poszczególnych warstw w poszczególnych latach, niemniej miąższość epilimnionu w lipcu-sierpniu może wahać się od 2 do 16 m (Olszewski, 1959; Skowron, 2007). Należy mieć na uwadze, że w okresach słonecznej i bezwietrznej pogody w górnej warstwie wody może powstać nietrwała stratyfikacja termiczna, jednak silniejszy wiatr łatwo ją likwiduje. Podczas wyznaczenia zasięgu epilimnionu należy mieć na uwadze, że metalimnion charakteryzuje się wyraźnym spadkiem temperatury wody wraz z głębokością, o miąższości co najmniej kilku, a nie około jednego metra, jak zazwyczaj się obserwuje w obrębie epilimnionu w trakcie stratyfikacji chwilowej. Ponadto, w wodzie jezior żyznych, dodatkową wskazówką pomocną przy wyznaczaniu dolnej granicy epilimnionu może być wyraźny spadek zawartości tlenu, obserwowany wraz ze spadkiem temperatury wody.

Latem, w jeziorach ze stratyfikacją termiczną, próby należy pobierać z całej miąższości epilimnionu, natomiast wiosną, jesienią oraz w zbiornikach polimiktycznych – do głębokości 5 m.

Wodę należy pobierać co 1 metr głębokości, następnie zlewać w równej objętości do pojemnika (wiadra). W trakcie pobierania, w sytuacji optymalnej, ostatni zaciąg wody czerpaczem powinien zostać wykonany w ten sposób, aby dno czerpacza pokrywało się z wyznaczoną granicą epilimnionu (lub 5 m głębokości).

Następnie, po dokładnym wymieszaniu, napełnić oznakowaną butelkę z ciemnego szkła o pojemności 150-200 ml. Etykieta butelki powinna zawierać wszystkie niezbędne informacje, przede wszystkim nazwę i/lub identyfikator jeziora, miejsce i datę poboru oraz warstwę wody z jakiej pochodzi próbka. Butelki napełnia się w około 80-90%, tak aby poziom wody znajdował się co najmniej 1,5-2 cm poniżej wylotu butelki. Umożliwia to późniejsze dokładne wymieszanie próby podczas analiz mikroskopowych. Próbki do szacowania ilości fitoplanktonu i próbki na oznaczenie koncentracji chlorofilu *a* powinny pochodzić z tego samego zaczerpnięcia wody (zlanej do tego samego pojemnika i wymieszanej).

Próbkę zebraną do analiz ilościowych należy natychmiast utrwalić płynem Lugola lub zbuforowanym płynem Lugola w objętości 10 kropli na 100 ml konserwowanej próbki. Prawidłowo utrwalona próbka powinna uzyskać barwę herbaty. Tak utrwaloną próbkę można przechowywać najwyżej przez 6 miesięcy. Próbki utrwalone płynem Lugola należy co pewien czas przeglądać, a jeśli ulegają odbarwieniu (nieszczelne zamknięcie butelki umożliwia dyfuzję jodu), ponownie dodać płynu Lugola, aż do uzyskania odpowiedniej barwy.

Skład płynu Lugola według receptury Utermöhla (1958):

- Płyn Lugola - 20 g KJ, 10 g J_2, 20 ml kwasu octowego, 200 ml wody destylowanej;
- Zbuforowany płyn Lugola - 10 g KJ, 5 g J_2, 5 g CH3COONa, 70 ml wody destylowanej.

Jeśli materiał nie będzie jednak wcześniej opracowywany, należy próbkę zakonserwować zobojętnioną formaliną, dodając 1 ml formaliny na każde 100 ml próbki. Ze względu na toksyczność formaldehydu, można zamiennie zastosować płyny konserwujące na bazie alkoholu.

Receptury na płyny konserwujące za Starmach (1963)

- 180 ml alkoholu 96%, 80 ml stężonego glicerolu, 700 ml wody destylowanej;

lub

- 600 ml alkoholu 96%, 80 ml stężonego glicerolu, 280 ml wody destylowanej, kryształek tymolu (dodawany do gotowego płynu).

W czasie zbierania próbki ilościowej fitoplanktonu zaleca się jednocześnie zebrać próbkę planktonu cedzonego przez siatkę planktonową. Pobierając próbkę siatkową należy pamiętać o wcześniejszym przepłukaniu siatki. Istnieje ryzyko przeniesienia taksonów do nowej próbki z wcześniejszych zaczerpnięć. Próbka pobrana przy pomocy siatki planktonowej powinna być pobrana z tej samej warstwy, co próbka do badań ilościowych. Stosowane techniki są dowolne. Można bardzo wolno zaczerpnąć wodę w pionie wody, powoli ruchem jednostajnym wyciągając siatkę planktonową zaczepioną na lince wyskalowanej co 1 m głębokości (umożliwi to opuszczenie siatki na odpowiednią głębokość) lub pobierać wodę z kolejnych głębokości czerpaczem o znanej objętości i przecedzić ją przez siatkę planktonową. O ile jest możliwe podjęcia badań w przeciągu kilku godzin od powrotu z terenu, próbkę jakościową pozostawia się niekonserwowaną. W przeciwnym wypadku należy ją zakonserwować niezwłocznie po pobraniu. Podobnie jak w przypadku prób ilościowych, nie należy wlewać formaliny przed utrwaleniem próby płynem Lugola.

Próby utrwalone jedynie płynem Lugola i próby niezakonserwowane powinny być przechowywane w chłodzie (1-4°C). Wszystkie próby należy na każdym etapie transportu i przechowywania chronić przed światłem.

Wytyczne dotyczące poboru prób zawierają następujące normy:
PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania;
PN-ISO 5667-4:2017-10, Jakość wody – Pobieranie próbek. Część 4: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z jezior naturalnych i sztucznych zbiorników zaporowych;
PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

2.1. Podstawy metodyczne i sprzęt laboratoryjny

Analiza ilościowa fitoplanktonu polega na policzeniu komórek glonów planktonowych w określonej objętości wody, a następnie oszacowaniu ich biomasy. Glony fitoplanktonowe mają różne formy. Są to pojedyncze komórki, kolonie, cenobia oraz nici. Dlatego przy liczeniu fitoplanktonu stosuje się pojęcie liczonej jednostki, którą jest pojedyncza komórka, cenobium, kolonia lub nić. W przypadku glonów kolonijnych zawsze szacuje się średnią liczebność komórek w kolonii, a w przypadku nici za jednostkę przyjmuje się odcinek o długości 100 µm.

Technika liczenia przy użyciu mikroskopu odwróconego, opisana została przez Utermöhla (1958), można ją również znaleźć w wielu podręcznikach (m. in. Kawecka i Eloranta, 1994) oraz wcześniejszych wytycznych dla monitoringu (Hutorowicz, 2004; 2006, 2009; Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012a).

Do analiz ilościowych i jakościowych fitoplanktonu potrzebny jest następujący sprzęt:

1. mikroskop odwrócony wyposażony w stolik z otworem o średnicy 25-27 mm oraz okulary o powiększeniu 10x lub 12,5x; obiektywy o powiększeniu 10x, 20x, 40x i 100x (zalecane); optymalnie z kamerą cyfrową do rejestracji obrazu, z komputerem i oprogramowaniem do analizy obrazu;
2. mikroskop biologiczny w układzie prostym (dolnostolikowy); okulary o powiększeniu 10x lub 12,5x; obiektywy o powiększeniu 10x, 20x, 40x i 100x; kompletne wyposażenie dla kontrastu DIC dla obiektywów 40x i 100x; kompletne wyposażenie do kontrastu fazowego dla obiektywów 10x i 20x; przynajmniej trzy obiektywy planachromatyczne, korygowane na nieskończoność o powiększeniu 10x, 20x, 40x; zalecany kontrast Nomarskiego; optymalnie z kamerą cyfrową do rejestracji obrazu, z komputerem i oprogramowaniem do analizy obrazu;
3. mikrometry - mikrometr okularowy liniowy z działką elementarną 0,1 mm, okular mikrometryczny (siatka mikrometryczna okularowa) i mikrometr przedmiotowy;
4. komory sedymentacyjne cylindryczne Utermöhla o zróżnicowanej pojemności (np. 2, 10, 25, 50, 100 ml) z dopasowaną przykrywką;
5. mikroskopowe szkiełka podstawowe i nakrywkowe, pipety;
6. odczynniki - perhydrol, etanol, stężone kwasy chlorowodorowy lub siarkowy, żywica o wysokim współczynniku załamania światła do trwałych preparatów okrzemkowych (np. Naphrax, Pleurax).

Wytyczne dotyczące analiz laboratoryjnych fitoplanktonu zawierają następujące normy:
PN-EN 15204:2006, Jakość wody – Wytyczne do oznaczania ilościowego fitoplanktonu z użyciem odwróconego mikroskopu (metoda Utermöhla);

PB-BL-07/BS wydanie 1 z dnia 15.03.2013 r., Analiza i biomasa fitoplanktonu - Metoda mikroskopowa, jakościowa i ilościowa;
PN-EN 16695: 2016-01, Jakość wody – Wytyczne do określania bioobjętości fitoplanktonu (wersja angielska);
oraz, w zakresie frakcji okrzemkowej:
EN-PN 13946:2014-05, Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior;
EN-PN 14407:2014-05, Jakość wody – Wytyczne dotyczące identyfikacji i oznaczania ilościowego próbek okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

2.2. Przygotowanie mikroskopu do analiz metodą Utermöhla

Przygotowanie mikroskopu do analiz metodą Utermöhla obejmuje skalowanie wartości mikrometrycznej okularów (jeżeli nie dysponujemy kamerą cyfrową i oprogramowaniem do analizy obrazu) oraz wyznaczenie współczynników przeliczenia.

Skalowanie wartości mikrometrycznej okularów

Pod każdym powiększeniem (dla każdego obiektywu oddzielnie) należy ustawić właściwą ostrość podziałki mikrometru przedmiotowego, a następnie porównać, ile kresek mikrometru w okularze pokrywa się dokładnie z pewną liczbą kresek mikrometru przedmiotowego. Najmniejsza odległość pomiędzy kreskami skali na szkiełku podstawowym wynosi 10 mm. Zaleca się skalowanie mikrometrów okularowych na podstawie możliwie dużej części skali wzorcowej mikrometru przedmiotowego. Wynik skalowania będzie obarczony mniejszym błędem, gdy mikrometr okularowy wyskalowano wobec np. 90 kresek skali na szkiełku przedmiotowym, niż 2-3 kresek. Podczas skalowania mikrometru, przy powiększeniu obiektywu 40x, koniecznie trzeba uwzględnić szerokość kresek skali przedmiotowej, przyjmując za początek i koniec odcinka o znanej długości zawsze ten sam skraj kreski skali przedmiotowej, np. kreski mikrometru okularowego pokrywają się dokładnie z lewym skrajem obu kresek wyznaczających określoną odległość na skali przedmiotowej.

Wartość mikrometryczną (WM) oblicza się według wzoru:

$$WM = \frac{n_p \times o_p}{n_o}$$

gdzie:

n_p – liczba kresek mikrometru przedmiotowego;
o_p – przyjęty odstęp między kreskami mikrometru przedmiotowego = 10 µm;
n_o – liczba kresek mikrometru okularowego, które dokładnie pokrywają się z przyjętymi do wyznaczenia n_p kreskami mikrometru przedmiotowego.

Wartością mikrometryczną posługuje się przy przeliczaniu liczby kresek mikrometru okularowego na rzeczywiste wymiary komórek glonów.

Wyznaczenie współczynników przeliczenia

Analogicznie jak wartość mikrometryczną okularów skaluje się siatkę mikrometryczną, sprawdzając ile kresek skali przedmiotowej możliwie dokładnie pokrywa się z brzegami całego kwadratu siatki mikrometrycznej. Pole kwadratu wylicza się podnosząc do drugiej potęgi iloczyn liczby kresek skali przedmiotowej i 10 mm. Pole liczonego pasa wyznacza się mnożąc średnicę komory przez długość boku kwadratu siatki mikrometrycznej. Objętość przeglądanej próby (V_{pr}), gdy przeglądane jest całe dno komory, równa się ilości próby nalanej do komory osadowej (V). Pod większym powiększeniem jest ona odpowiednio proporcjonalnie mniejsza.

Wylicza się ją z równania:

$$V_{pr} = \frac{P_{sm}}{P} \times V$$

gdzie:

V_{pr} – objętość przeglądanej próby (nad liczonymi pasami);
P_{sm} – pole powierzchni liczonego pasa (iloczyn szerokości pasa i średnicy komory);
P – powierzchnia dna komory;
V – objętość próby nalanej do komory.

2.3. Przygotowanie próbek do analiz ilościowych

Przygotowanie próbki do liczenia glonów w mikroskopie odwróconym wymaga zachowania dużej staranności podczas kolejnych etapów (przechowywanie, wybór komory sedymentacyjnej, mieszanie i pobranie podpróby). Kolejne etapy procedury mogą być istotnym źródłem błędów i zwiększać niepewność szacowania biomasy, a tym samym klasyfikacji stanu ekologicznego.

Przed przystąpieniem do sedymentacji, butelkę z próbką wody należy przez co najmniej 24 godziny przechowywać w temperaturze pokojowej, tj. takiej, w jakiej będą odbywały się analizy mikroskopowe. Pomoże to w eliminacji pęcherzyków gazu w komorze, które mogą utrudniać równomierny rozkład glonów i ich liczenie. Następnie, należy dobrać odpowiedniej wielkości cylinder sedymentacyjny i czas sedymentacji w zależności od szacowanego zagęszczenia organizmów fitoplanktonowych w zebranej próbce, które zmienia się w zależności od terminu poboru, typu i trofii jeziora. Należy się kierować ogólną zasadą - w jeziorach eutroficznych czy hipertroficznych zagęszczenie glonów w fitoplanktonie jest z reguły bardzo duże i do liczenia wystarcza objętość kilku (najczęściej do 5) mililitrów próbki. W przypadku zbiorników bardzo żyznych, próbkę należy rozcieńczyć. Do rozcieńczania próbki nie stosujemy wody destylowanej, która może spowodować uszkodzenie komórek na skutek zmiany ciśnienia

osmotycznego. Liczenie glonów z jezior o czystej wodzie wymaga zastosowania komór o większej objętości (kilkanaście do kilkudziesięciu mililitrów). Wskazówki pomocne w doborze właściwej komory sedymentacyjnej zawierają tabele 2 i 3.

Tabela 2. Zalecany czas sedymentacji próbek fitoplanktonu w komorach sedymentacyjnych

Objętość cylindra [ml]	Wysokość cylindra w przybliżeniu [cm]	Czas sedymentacji [godz.]
2-2,5	0,5	4
5	1	6
10	2	8
20	4	16
25	5	18
50	10	38
100	20	76

Tabela 3. Dobór cylindra sedymentacyjnego w zależności od koncentracji chlorofilu *a*

Koncentracja chlorofilu *a* [µg/l]	Objętość cylindra [ml]
>10	2,5-5/lub próbka rozcieńczona
5-10	10/20
2-5	25/50
0,5-2	50/100
<0,5	100

Przed nalaniem próbki do cylindra należy delikatnie, ale bardzo dokładnie wymieszać próbkę, wstrząsając przez kilka chwil zamkniętą butelką. Zbyt gwałtowane mieszanie przyczynia się do powstawania pęcherzyków powietrza utrudniających liczenie. Dno komory przed nalaniem próby musi być zawsze bardzo dokładnie oczyszczone. Nie należy dopuszczać do silnego zabrudzenia, a tym bardziej porysowania dna komory. Zestaw sedymentacyjny powinien być umieszczony na wypoziomowanej powierzchni, odpornej na wibracje. Nawet niewielka pochyłość podłoża lub jego poruszanie może powodować nierównomierne rozłożenie fitoplanktonu na dnie komory.

2.4. Analizy ilościowe

Liczenie osadzonego planktonu roślinnego wymaga przeliczenia dna komory pod różnymi powiększeniami:

1. Drobne taksony należy liczyć pod dużym powiększeniem (obiektyw 40x, powiększenie ok. 400-krotne) w dwóch prostopadle ułożonych do siebie pasach biegnących wzdłuż przekątnej dna komory. Podczas liczenia należy przyjąć stałą zasadę, że organizmy leżące na dwóch liniach bocznych, stykających się w jednym z wierzchołków kwadratu tworzącego pole do liczenia należy pomijać, zaś liczyć na dwóch przeciwległych liniach tego kwadratu. Zasadę tę należy stosować konse-

kwentnie, nawet w takich przypadkach, gdy większa część danej jednostki znajduje się poza lub w polu tego kwadratu;
2. Duże formy glonów (kolonie, nici, duże komórki bruzdnic, itp., które zajmują najmniej od ¼ do całego pola widzenia i więcej niż jedno pole) należy liczyć pod małym powiększeniem (obiektyw 10x lub 20x) na powierzchni całego dna komory;
3. Ze względu na wymóg uzyskania możliwie powtarzalnych wyników, poprawnie dobrana objętość próby i liczba pasów, w których liczono komórki lub jednostki glonów, musi zapewnić przeliczenie co najmniej 400 obiektów (jednostek/komórek). Maksymalny błąd osiąga wtedy ±10% liczby 400, czyli prawdziwa liczba jednostek w próbie zawiera się w możliwym do przyjęcia przedziale 360-440 sztuk z prawdopodobieństwem 95%;
4. Zaleca się, aby liczba dużych jednostek (kolonii np. *Microcystis* lub *Fragilaria* i dużych bruzdnic np. *Ceratium*), policzonych pod mniejszym powiększeniem (obiektyw 10x lub 20x), nie była mniejsza od 20 sztuk dla każdego liczonego w ten sposób taksonu;
5. Jeżeli liczba jednostek/komórek po zakończeniu liczenia jednej komory jest znacząco mniejsza od 400, należy powtórzyć liczenie w odpowiednio większej objętości próby (np. po policzeniu jednostek w dwóch pasach pod dużym powiększeniem i policzeniu dużych jednostek pod małym powiększeniem z całego dna komory uzyskano ostateczny łączny wynik 165 jednostek, liczenie należy powtórzyć zwiększając dwukrotnie objętość wziętej do sedymentacji próby);
6. Gatunki charakteryzujące się dużą zmiennością wymiarów komórek, a w konsekwencji objętości, należy liczyć w klasach wielkości. Przyporządkowanie do klasy wielkości następuje na podstawie wykonywanych jednocześnie pomiarów okularem ze skalą mikrometryczną największego wymiaru komórek – średnicy komórek kulistych lub długości komórek wyciągniętych, długości nici itp.

Liczebność (zagęszczenie, liczba osobników/dm^3) oddzielnie każdego taksonu (L_i) wyliczana jest na podstawie wzoru:

$$L_i = \frac{n_i \times P \times 1000}{V \times P_n}$$

gdzie:

L_i – liczebność danego gatunku;
n_i – liczba policzonych jednostek (komórek, kolonii, nici) danego gatunku;
P – powierzchnia całkowita dna komory (mm^2);
V – objętość przeglądanej próby (ml);
P_n – powierzchnia pola, na którym zostały policzone jednostki (mm^2).

Liczebność glonów planktonowych, ze względu na duże zróżnicowanie wielkości komórek i kolonii, nie odzwierciedla dobrze ich zagęszczenia. Stąd, w metodzie klasyfikacji stanu ekologicznego posługuje się biomasą fitoplanktonu, przyjmując jako biomasę objętość komórkową (bioobjętość), gdzie 1 μm^3 = 1 mg. Objętość komórek, cenobium, nici, itp. uzyskuje się na podstawie przyrównania ich kształtu do odpowiednich figur geometrycznych. Listy taksonów ze wskazówkami dotyczącymi wyboru odpowiedniego wzoru figury geometrycznej znajdują się w następujących opracowaniach krajowych, np. Pliński i in. (1984); Kawecka i Eloranta (1994); Hutorowicz (2006), a także

w pracach Hillebrand i in. (1999), Sun i Liu (2003). Można także skorzystać ze słownika HELCOME PEG (http://ices.dk/marine-data/Documents/ENV/PEG_BVOL.zip).

Wyznaczanie biomasy (bioobjętości) poszczególnych taksonów opiera się na wyliczeniu średniej objętości liczonych jednostek (komórka, nić, kolonia, cenobium) każdego taksonu i przemnożeniu jej przez ich liczebność według wzoru:

$$OT_i = \frac{SOK_i \times L_i}{1\,000\,000}$$

gdzie:

OT_i – łączna objętość komórek/jednostek danego taksonu[μm^3];
SOK_i – średnia objętość pojedynczej jednostki/komórki;
L_i – liczebność danego taksonu [licz. osobników/dm^3].

2.5. Analizy jakościowe

Przed przystąpieniem do liczenia zalecane jest sporządzenie listy taksonów licznie występujących w próbie. Można przyjąć, że wystarczające będzie oznaczenie około 15-20 takich taksonów. Zaleca się też w czasie oznaczania sporządzić dokumentację fotograficzną oznaczanych taksonów, także wówczas, gdy udaje się określić jedynie jednostkę wyższej rangi niż gatunek.

Do oznaczania okrzemek należy przygotować preparaty trwałe. Większości z nich nie można bowiem dobrze oznaczyć w komorze pod mikroskopem odwróconym, bowiem podstawowe cechy identyfikacyjne (ornamentacja) są słabo widoczne lub w ogóle niewidoczne. Dlatego też, niezbędne jest wykonanie preparatów trwałych z wytrawionych okryw okrzemek, zamkniętych w ośrodku o wysokim współczynniku załamania światła (np. Naphrax, Pleurax), które umożliwiają oznaczenie gatunków. Obserwacja okryw okrzemek możliwa jest w mikroskopie świetlnym pod imersją. Proces oczyszczania okrzemek musi być przeprowadzony pod dygestorium. Dokładne zasady postępowania są zawarte w wymienionych powyżej dokumentach Europejskich Norm.

Taksony fitoplanktonu należy oznaczyć opierając się m. in. na opracowaniu *„Klucz do identyfikacji organizmów planktonowych z rzek i jezior dla celów badań monitoringowych części wód powierzchniowych w Polsce”* (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2012b). Możliwe jest jednak stosowanie wszelkich dostępnych kluczy fykologicznych, zarówno wydawnictw polskich, np. *„Klucz do oznaczania gatunków fitoplanktonu jezior i rzek”* pod red. L. Burchardt (2010), jak i zagranicznych, np. seria Süβwasserflora von Mitteleuropa, pod warunkiem ujednolicenia i aktualizacji nazewnictwa taksonomicznego.

Osoba identyfikująca taksony powinna starać się oznaczać je do poziomu umożliwiającego przeprowadzenie klasyfikacji stanu daną metodą (w przypadku metody PMPL rozróżnienie fitoplanktonu eukariotycznego i prokariotycznego), jednak, poziom

identyfikacji powinien być możliwie szczegółowy. W przypadku wątpliwości należy przyjąć wyższy poziom taksonomiczny (np. gdy oznaczenie do gatunku nie jest pewne, zamiast podawać nazwę gatunku, należy podać nazwę rodzajową oraz skrót „sp.", ewentualnie pomiędzy nazwą rodzajową a gatunkową umieścić skrót „cf." informujący, że istnieją pewne przesłanki wskazujące na ten konkretny gatunek).

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH INDEKSU PMPL

Jako metriksy ilościowe w ocenie stanu ekologicznego jezior metodą PMPL zastosowano zarówno koncentrację chlorofilu *a,* jak i biomasę szacowaną metodą mikroskopową, t.j. standardowo ocenianą jako suma objętości komórek poszczególnych taksonów. Jednoczesne zastosowanie w ocenie obu wskaźników w dużym stopniu eliminuje trudności i rozbieżności wynikające ze składu taksonomicznego zbiorowiska glonów, dostępności światła i temperatury. Pomiar koncentracji chlorofilu *a*, mimo że stosunkowo prosty oraz niewymagający zaawansowanej wiedzy eksperckiej, w niektórych przypadkach nie odzwierciedla wystarczająco rzetelnie zagęszczenia fitoplanktonu.

Z przeszacowaniem zagęszczenia mamy np. do czynienia, gdy przy stosunkowo niskiej biomasie notowane są wysokie stężenie chlorofilu, zwykle spowodowane obfitością bardzo drobnych form (prokaryotyczny pikoplankton). Niedoszacowanie biomasy może natomiast zachodzić przy dominacji dinofitów (glonów w większości o dużych komórkach) lub gatunków kolonijnych, jak np. zielenice z rzędu Volvocales, co wynika z faktu, że duże komórki zawierają zwykle mniejsze ilości chlorofilu w przeliczeniu na jednostkę objętości niż formy małe (Kawecka i Eloranta, 1994).

Jako wskaźnik jakościowy, w metodzie PMPL zastosowano metriks informujący o obecności i obfitości cyjanobakterii (sinic) - organizmów o ogromnym znaczeniu w funkcjonowaniu ekosystemów wodnych. Ich dominacja w zespole, szczególnie dużych form kolonijnych, wiąże się często z niekorzystnym oddziaływaniem na cały ekosystem, włącznie z występowaniem regularnych zakwitów, które prowadzą do całkowitej degradacji zbiornika.

3.1. Metriks „Chlorofil a"

Aby wyznaczyć metriks, potrzebne są wartości koncentracji chlorofilu *a,* oznaczone w danym jeziorze w okresie wegetacyjnym (marzec/kwiecień - październik) (x_{Ch}), przy czym pobieranie próbek powinno obligatoryjnie obejmować optymalnie cztery terminy w roku (okres wiosennej cyrkulacji, wczesnego lata, późnego lata i jesieni). Koncentracja chlorofilu powinna być oznaczana z próby zintegrowanej z warstwy 0-5 m lub z epilimnionu, zależnie od typu miktycznego jeziora i pory roku.

Należy kolejno wyliczyć:

1. średnią ze wszystkich stanowisk danego jeziora, które były badane w tym samym terminie;
2. średnią z sezonu wegetacyjnego (średnia dla jeziora w całym okresie wegetacyjnym - x_{Ch});
3. transformować średnią do wartości współczynnika chlorofilowego (Y_{Ch}), według równania odpowiedniego dla typu abiotycznego badanego jeziora (tab. 4).

Tabela 4. Wartości graniczne koncentracji chlorofilu *a* [µg/dm^3] klas jakości wody oraz równania do obliczania wskaźnika chlorofilowego (Y_{Ch}); WS – wartość współczynnika Schindlera dla jeziora

Typ cyrkulacji	WS	Górna wartość graniczna koncentracji chlorofilu, właściwa dla klasy					Wzór do obliczenia wartości wskaźnika chlorofilowego (Y_{Ch})
		I	II	III	IV	V	
Stratyfi--kowane	<2	5,2	7,7	11,1	16,3	>16,3	$Y_{Ch} = -3{,}2698 + 2{,}6081\ Ln(x_{Ch})$
	>2	7,1	12,8	21,4	32,8	>32,8	$Y_{Ch} = -1{,}8555 + 0{,}0369x_{Ch} + 1{,}3293\ Ln(x_{Ch})$
Niestraty-fikowane	<2	10	19,1	30	42,1	>42,1	$Y_{Ch} = -1{,}1252 + 0{,}0649x_{Ch} + 0{,}64143\ Ln(x_{Ch})$
	>2	10,1	22,7	40,5	67,9	>67,9	$Y_{Ch} = -0{,}3334 + 0{,}2147x_{Ch} - 0{,}0357x_{Ch} \times Ln(x_{Ch})$

Jeżeli wartość współczynnika Y_{Ch} wyliczona z równania będzie mniejsza od 0, to w dalszych obliczeniach należy przyjąć 0, a jeśli większa od 5,0 – należy przyjąć 5,0.

3.2. Metriks „Biomasa ogólna"

Aby wyznaczyć metriks, potrzebne są wartości biomasy ogólnej fitoplanktonu (suma objętości komórek wszystkich taksonów) (x_{Bm}), oszacowane w danym jeziorze w okresie wegetacyjnym (marzec/kwiecień - październik), przy czym pobieranie próbek powinno obejmować obligatoryjnie optymalnie cztery terminy w roku (okres wiosennej cyrkulacji, wczesnego lata, późnego lata i jesieni). Biomasa ogólna fitoplanktonu powinna być oznaczana w próbie zintegrowanej z warstwy 0-5 m lub z epilimnionu, zależnie od typu miktycznego jeziora i pory roku).

Następnie należy wyliczyć:

- średnią ze wszystkich stanowisk danego jeziora badanych w tym samym terminie;
- średnią z sezonu wegetacyjnego (średnia dla jeziora w całym okresie wegetacyjnym - x_{Bm});
- transformować średnią do wartości współczynnika biomasy Y_{Bm}, według równania odpowiedniego dla typu abiotycznego badanego jeziora (tab. 5).

Tabela 5. Wartości graniczne koncentracji biomasy fitoplanktonu [mg/dm^3] poszczególnych klas jakości wody oraz równania do obliczania wskaźnika biomasy fitoplanktonu (Y_{Bm}); WS – wartość współczynnika Schindlera dla jeziora

Typ cyrkulacji	WS	Górna wartość graniczna koncentracji biomasy fitoplanktonu, właściwa dla klasy					Wzór do obliczenia wartości wskaźnika biomasy fitoplanktonu (Y_{Bm})
		I	II	III	IV	V	
Stratyfi--kowane	<2	1,1	2,4	5,2	11,3	>11,3	$Y_{BM} = 1{,}2900\ Ln(x_{BM}) + 0{,}8727$
	>2	1,2	3,2	8,3	21,9	>21,9	$Y_{BM} = 1{,}0325\ Ln(x_{BM}) + 0{,}8135$
Niestraty-fikowane	<2	1,8	4,6	11,6	29,3	>29,3	$Y_{BM} = 1{,}0720\ Ln(x_{BM}) + 0{,}3778$
	>2	1,9	5,3	14,5	29,1	>29,1	$Y_{BM} = 2{,}9511 + 0{,}0541 \times x_{BM} - \frac{2{,}8944}{\sqrt{x_{BM}}}$

Jeżeli wartość współczynnika Y_{Bm} wyliczona z równania będzie mniejsza od 0, to w dalszych obliczeniach należy przyjąć 0, a jeśli większa od 5,0 – należy przyjąć 5,0.

3.3. Metriks „Biomasa sinic"

Aby wyznaczyć metriks, potrzebne są wartości biomasy sinic (B_{CY}) oraz wartości biomasy ogólnej fitoplanktonu latem (od 15 lipca do 15 września) (B_{Ft}). Procedura wyliczania metriksu „Biomasa sinic" przebiega odmiennie, w zależności od typu cyrkulacji jeziora.

Jeziora stratyfikowane

Oba wymienione powyżej parametry powinny być oszacowane z okresu stabilnej stratyfikacji letniej (druga połowa lipca - pierwsza połowa września), w próbie zintegrowanej z epilimnionu. Obowiązkowy jest przynajmniej jeden pobór prób w tym okresie.

Następnie należy wyliczyć dla obu parametrów:
1. średnie ze wszystkich stanowisk danego jeziora badanych w tym samym terminie;
2. średnie z okresu letniego dla całego jeziora;
3. transformować średnie do wartości wskaźnika „Biomasa sinic" Y_{CY}, według równania odpowiedniego dla typu abiotycznego badanego jeziora (tab. 6).

Tabela 6. Wartości graniczne biomasy sinic [mg/dm^3] poszczególnych klas jakości wody oraz równania do obliczania wskaźnika biomasy sinic (Y_{CY}) dla jezior stratyfikowanych ([1] gdyby stanowiły one 100% biomasy fitoplanktonu)

WS	Górna wartość graniczna koncentracji biomasy sinic właściwa dla klasy[1]					Wzór do obliczenia wartości wskaźnika biomasy sinic (Y_{CY})
	I	II	III	IV	V	
<2	0,6	1,1	2,3	4,7	>4,7	$Y_{CY} = 1{,}4113 \times ln\left[\frac{B_{CY} + B_{CY} \times \left({}^{B_{CY}}/_{B_{Ft}}\right)}{2}\right] + 1{,}8112$
>2	0,8	1,9	4,8	12,1	>12,1	$Y_{CY} = 1{,}0898 \times ln\left[\frac{B_{CY} + B_{CY} \times \left({}^{B_{CY}}/_{B_{Ft}}\right)}{2}\right] + 1{,}2835$

Jeżeli wartość współczynnika Y_{CY} wyliczona z równania będzie mniejsza od 0, to w dalszych obliczeniach należy przyjąć 0, a jeśli większa od 5,0 – należy przyjąć 5,0.

Jeziora niestratyfikowane

Oba wymienione powyżej parametry powinny być oszacowane z okresu od początku klimatycznego lata do początku klimatycznej jesieni (w Polsce, od 4 czerwca do 30 września), w próbie zintegrowanej z warstwy wody od 0 do maksymalnie 5 m głębokości. Obowiązkowy jest przynajmniej dwukrotny pobór próbek w tym okresie.

Następnie należy wyliczyć dla obu parametrów:

1. średnie ze wszystkich stanowisk danego jeziora badanych w tym samym terminie;
2. średnia z okresu letniego dla całego jeziora (B_{CY});
3. transformować średnie do wartości wskaźnika biomasy sinic Y_{CY}, według równania odpowiedniego dla typu abiotycznego badanego jeziora (tab. 7).

Tabela 7. Wartości graniczne biomasy sinic [mg/dm^3] poszczególnych klas jakości wody oraz równania do obliczania wskaźnika biomasy sinic (Y_{CY}) dla jezior niestratyfikowanych

Górna wartość graniczna koncentracji biomasy sinic właściwa dla klasy					Wzór do obliczenia wartości wskaźnika biomasy sinic (Y_{CY})
I	II	III	IV	V	
0,93	2,3	5,7	13,9	>13,9	$Y_{CY} = 1{,}1072 \times Ln[B_{CY} + 1{,}0803]$

Jeżeli wartość współczynnika Y_{CY} wyliczona z równania będzie mniejsza od 0,1, to w dalszych obliczeniach należy przyjąć 0,1, a jeśli większa od 5,0 – należy przyjąć 5,0.

4. OBLICZANIE INDEKSU MULTIMETRYCZNEGO PMPL

Multimetryczny indeks fitoplanktonowy (PMPL) jest średnią z trzech wartości współczynników Y. Aby otrzymać jego wartość należy zastosować następujące wzory:

Dla jezior stratyfikowanych:

$$PMPL = \frac{Y_{Ch} + Y_{BM} + Y_{CY}}{3}$$

Dla jezior niestratyfikowanych:

$$PMPL = \frac{Y_{Ch} + Y_{BM} + (0,5 \times Y_{CY})}{2,5}$$

Multimetryczny indeks PMPL może być transponowany do znormalizowanego ekologicznego współczynnika jakości ekologicznej (WJE, ang. EQR) za pomocą poniższego równania:

$$WJE = -0,2 \times PMPL + 1$$

5. KLASYFIKACJA JEZIOR NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA PMPL

Fitoplanktonowy wskaźnik oceny stanu ekologicznego PMPL uwzględnia specyfikę typów danych kategorii wód na etapie obliczeń metriksów składowych. Dlatego, dla wszystkich typów abiotycznych jcwp, ocenianych na podstawie fitoplanktonu, stosuje się w klasyfikacji końcowej takie same przedziały dla granic klas stanu ekologicznego. Taka konstrukcja wieloparametrowego wskaźnika sprawia, że jego wiarygodność zależy od prawidłowego określenia parametrów typologicznych jezior oraz ich zlewni. Błędne zaklasyfikowanie jcwp do typu abiotycznego powoduje wybór nieodpowiednich formuł obliczeniowych, a w konsekwencji błędne przypisanie klasy stanu ekologicznego.

Wartość PMPL pozwala na klasyfikację jeziora do jednej z pięciu klas stanu ekologicznego według wartości granicznych przedstawionych w tabeli 8.

Tabela 8. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego jezior w oparciu o wskaźnik fitoplanktonowy PMPL i odpowiadające im wartości graniczne WJE

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość PMPL	WJE
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≤1,00	>0,8
DOBRY	<2,00	<0,8
UMIARKOWANY	<3,00	<0,6
SŁABY	<4,00	<0,4
ZŁY	≥4,00	<0,2

PIŚMIENNICTWO

Burchardt L. (red), Bąk M., Czerwik-Marcinkowska J., Kowalski W. W. A., Krupa D., Luścińska M., Matuła J., Messyasz B., Owsianny P. M., Pliński M., Poniewozik M., Sitkowska M., Tomaszewicz G. H., Wilk-Woźniak E., Witkowski A., Wojtal A., Wołowski K., Żelazna-Wieczorek J., 2010. Klucz do oznaczania gatunków fitoplanktonu jezior i rzek. Przewodnik do ćwiczeń laboratoryjnych i badań terenowych. Biblioteka Pomocy Dydaktycznych, nr 3, Bogucki Wydawnictwo Naukowe.

Cellamare M., Morin S., Coste M., Haury J., 2012 - Ecological assessment of French Atlantic lakes based on phytoplankton, phytobenthos and macrophytes - Environmental Monitoring and Assessment,184(8): 4685-708.

EN-PN 13946:2014-05 Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

EN-PN 14407:2014-05 Jakość wody – Wytyczne dotyczące identyfikacji i oznaczania ilościowego próbek okrzemek bentosowych z rzek i jezior.

Hillebrand H., Dürselen C.-D., Kirschtel D., Pollingher U., Zohary T., 1999. Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. J. Phycol. 35, 403–424. https://www.researchgate.net/publication/220031275_Biovolume_calculation_for_pelagic_and_benthic_microalgae.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Hutorowicz A., 2004. Metoda poboru prób i analiza ilościowo-jakościowa fitoplanktonu w jeziorach. GIOŚ, Olsztyn.

Hutorowicz A., 2006. Opracowanie standardowych objętości komórek do szacowania biomasy wybranych taksonów glonów planktonowych wraz z określeniem sposo-

bu pomiarów i szacowania. GIOŚ, Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty /pms/monitoring_wod/objetosci_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., 2009. Wytyczne do przeprowadzenia badań terenowych i laboratoryjnych fitoplanktonu jeziornego. GIOŚ, Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/wytyczne_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., 2011. Weryfikacja granic klas stanu ekologicznego multimetriksa fitoplanktonowego PMPL, oraz określenie niezbędnej częstości i przedziału czasowego monitoringowych badań fitoplanktonu w jeziorach. GIOŚ, Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/weryfikacja_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2009. Opracowanie metodyki oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o fitoplankton. GIOŚ, Warszawa-Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images /dokumenty/pms/monitoring_wod/metoda_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2011. Procedura oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o multimetriks fitoplanktonowy (Phytoplankton Metric for Polish Lakes -PMPL). GIOŚ, Warszawa-Olsztyn. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/ocena_PMPL.pdf.

Hutorowicz A., Pasztaleniec A., 2014. Phytoplankton metric of ecological status assessment for Polish lakes and its performance along nutrient gradients. Polish Journal of Ecology, 62: 525-542.

Kawecka B., Eloranta P., V. 1994. Zarys ekologii glonów wód słodkich i środowisk lądowych. Wydawnictw Naukowe PWN, Warszawa.

Kolada A., Soszka H., Cydzik D., Gołub M., 2005. Abiotic typology of Polish lakes. Limnologica 35/3: 145-150.

Kolada A., Soszka H., Kutyła S., Pasztaleniec A., 2017. The typology of Polish lakes after a decade of its use: A critical review and verification. Limnologica, 67: 20-26.

Lyche Solheim A., Feld C., Birk S., Phillips G., Carvalho L., Morabito G., Mischke U., Willby N., Sondergaard M., Hellsten S., Kolada A., Mjedle M., Böhmer J., Miler O., Pusch M., Argillier C., Jeppesen E., Lauridsen T., Poikane S., 2013. Ecological status assessment of European lakes: a comparison of metrics for phytoplankton, macrophytes, benthic invertebrates and fish - Hydrobiologia, 704, 57–74.

Oleksowicz A., 1988. Dynamika zbiorowisk glonów w troficznie zróżnicowanych jeziorach Pojezierza Kaszubskiego. Uniwersytet Mikołaja Kopernika, Rozprawy. Toruń.

Olszewski P., 1959. Stopnie nasilenia wpływu wiatru na jeziora. Zeszyty Naukowe Wyższej Szkoły Rolniczej w Olsztynie, 4, 111-132.

PB-BL-07/BS wydanie 1 z dnia 15.03.2013 r. Analiza i biomasa fitoplanktonu - Metoda mikroskopowa, jakościowa i ilościowa.

Phillips G., Free G., Karottki I., Laplace-Treyture Ch., Maileht K., Mischke U., Ott I., Pasztaleniec A., Portielje R., Sondergaard M., Trodd W., Van Wichelen J., Poikane S. (red)., 2014. Water Framework Directive Intercalibration Technical Report. Central Baltic Lake Phytoplankton ecological assessment methods. EU Com-

mission, JRC. https://op.europa.eu/en/publication-detail/-/publication/1fca496f--24bd-4be7-98c6-5b4d2498c689/language-en.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012a. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia badań fitoplanktonu i oceny stanu ekologicznego rzek na jego podstawie. GIOŚ, Warszawa. http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/FPL_RZ_WYTYCZNE_METODYCZNE_2012.pdf.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2012b. Klucz do identyfikacji organizmów fitoplanktonowych z rzek i jezior dla celów badań monitoringowych części wód powierzchniowych w Polsce. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa. 188 s.

Pliński M., Picińska J., Targoński L., 1984. Metody analizy fitoplanktonu morskiego z wykorzystaniem maszyn liczących. Zesz. Nauk. Wydz. Biol. i Nauk o Ziemi. Oceanografia, 10: 129-155.

PN-EN 15204:2006, Jakość wody – Wytyczne do oznaczania ilościowego fitoplanktonu z użyciem odwróconego mikroskopu (metoda Utermöhla).

PN-EN 16695: 2016-01, Jakość wody – Wytyczne do określania bioobjętości fitoplanktonu (wersja angielska).

PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania.

PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

PN-ISO 10260:2002. Jakość wody - Pomiar parametrów biochemicznych – Spektrometryczne oznaczanie stężenia chlorofilu a.

PN-ISO 5667-4:2017-10, Jakość wody – Pobieranie próbek. Część 4: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z jezior naturalnych i sztucznych zbiorników zaporowych.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Reynolds C., 2006. Ecology of freshwater phytoplankton. Cambridge Univerity Press.

Skowron R., 2007. The thermocline layer in the thermal water structure of selected Polish lakes. Limnological Review, 7, 3: 16l-169.

Sommer U., Gliwicz Z., M., Lampert W., Duncan A., 1986. The PEG-model of seasonal succession of planktonic events in freshwaters. Arch. Hydrobiol., 106: 433-471.

Søndergaard M., Larsen S.E, Jorgensen T.B, Jeppesen E., 2011. Using chlorophyll a and cyanobacteria in the ecological classification of lakes - Ecological Indicators, 11: 1403-1412.

Soszka H., Kolada A., Cydzik D., Gołub M., 2006. Opracowanie metodyki oceny stanu ekologicznego jezior na podstawie chlorofilu *a*. GIOŚ, Warszawa.

Starmach K., 1963. Flora słodkowodna Polski: wstęp ogólny i zarys metody badania. Rośliny słodkowodne. Tom 1, PWN, Warszawa, 270.

Starmach K., 1973. Wody śródlądowe. Zarys hydrobiologii. Wydawnictwo UJ, 363.

Sun J., Liu D., 2003. Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton. J. Plankton Research 25(11): 1331-1346. https://www.researchgate.net/publication/200146921_Geometric_models_for_calculating_cell_biovolume_and_surface_area_for_phytoplankton.

Utermöhl H., 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik - Mitteilungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie, 9: 1-38.

WFD-CIS, 2009. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Guidance Document on the Intercalibration Process 2008-2011. Guidance Document No 14: European Commission – Luxembourg, 102.

FITOBENTOS W JEZIORACH

Aleksandra Zgrundo, Joanna Picińska-Fałtynowicz, Agnieszka Pasztaleniec

Rozdział przygotowany na podstawie opracowania:

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018. Podręcznik do monitoringu i oceny jeziornych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis).

WSTĘP

Zbiorowiska okrzemek bentosowych stanowią składową jednego z biologicznych elementów klasyfikacji stanu wód zgodnej z Ramową Dyrektywą Wodną (RDW, 2000), definiowanego jako „Makrofity i fitobentos" (RDW, Załącznik V).

Dla celów monitoringu stanu i potencjału ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce, na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska w Instytucie Meteorologii i Gospodarki Wodnej, w pierwszej dekadzie XXI w. opracowane zostały indeksy fitobentosowe do klasyfikacji stanu ekologicznego rzek i jezior. Metodyki fitobentosowe opisano w szeregu przewodników, tj.: *„Wybór typów jednolitych części wód rzecznych i jeziornych do oceny stanu ekologicznego na podstawie fitobentosu wraz z rekomendacją metodyki poboru i analizy prób"* (Picińska-Fałtynowicz i in., 2006), *„Przewodnik metodyczny – Zasady poboru i opracowania prób fitobentosu okrzemkowego z rzek i jezior"* (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2010) oraz *„Wytyczne metodyczne do przeprowadzania monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce"* (Błachuta i Picińska-Fałtynowicz, 2010).

Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla Jezior (IOJ) został opracowany w 2006 r., a dwa lata później pobór i analizę prób fitobentosowych wprowadzono do państwowego monitoringu środowiska (pmś). Metoda została zweryfikowana, a następnie wprowadzona do pmś jako oficjalna metoda krajowa na mocy rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 20 sierpnia 2008 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych (Dz.U. 2008 nr 162 poz. 1008). Zweryfikowana metoda oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o fitobentos została włączona do międzynarodowych analiz porównawczych klasyfikacji wód, tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego, wymaganego zapisami RDW (WFD, CIS, 2009). W procesie tym polska metoda została pozytywnie zinteraklibrowana, a granice klas skorygowane w celu zharmoni-

zowania z granicami klas metod stosowanych przez kraje członkowskie (Kelly i in., 2014a, 2014b).

W latach 2017-2018, w ramach projektu GIOŚ pt. *„Wzmocnienie monitoringu wód w zakresie procedur zapewnienia i kontroli jakości pomiarów i ocen stanu wód powierzchniowych oraz infrastruktury badawczej, pomiarowej i informatycznej"*, mających na celu aktualizację metodyk na podstawie fitobentosu, opracowany został *„Podręcznik do monitoringu i oceny jeziornych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu"* (Zgrundo i in., 2018). Przy opracowywaniu podręcznika przeanalizowano nie tylko wcześniej obowiązujące przewodniki, określające zasady poboru i opracowania prób okrzemek bentosowych w celu obliczenia indeksów okrzemkowych dla rzek i zbiorników zaporowych (IO) oraz jezior (IOJ), ale również korekty wprowadzane w późniejszym okresie, tj. *„Uwagi i proponowane zmiany do przewodnika metodycznego z roku 2006"*, zawarte w opracowaniu *„Nadzór merytoryczny nad poborem prób i oznaczaniem fitobentosu w rzekach i jeziorach wraz z opracowaniem oceny stanu i klucza do oznaczania fitobentosu"* (Alvarez Troncoso i Zalewski, 2012). Uwzględniono również sugestie pracowników Inspekcji Ochrony Środowiska oraz dobre praktyki stosowane w krajach UE o podobnych warunkach środowiskowych.

Aktualnie, Multimetryczny Indeks Okrzemkowy dla Jezior (IOJ) jest obowiązującą metodą klasyfikacji stanu ekologicznego jezior, stosowaną w pmś.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Okrzemki (Bacillariophyta) są fotoautotroficznymi mikroorganizmami, występującymi powszechnie na całej kuli ziemskiej. Zamieszkują niemal wszystkie siedliska, o ile chociaż okresowo dociera do nich woda i światło. Szczególnie obficie rozwijają się w wodach powierzchniowych, zarówno płynących, jak i stojących. Liczne gatunki okrzemek mają wąski zakres tolerancji ekologicznej w odniesieniu do wielu czynników środowiska, np. trofii (zawartości soli biogenicznych), saprobii (zanieczyszczenia materią organiczną i procesów z nią związanych), odczynu pH, twardości wody czy zasolenia, stąd uznawane są za dobre wskaźniki stanu środowiska. Wykorzystując okrzemki w monitoringu jakości wód zakłada się jednak, że to właśnie jakość wód ma największy wpływ na kształtowanie się zbiorowisk okrzemek stanowiących podstawę klasyfikacji; wpływ innych czynników jest natomiast pomijany. Z tego względu istotne jest, aby stosować się do zaleceń metodycznych zawartych w przewodniku w celu uniknięcia znaczącego wpływu na wyniki analizy czynników nieuwzględnianych w stosowanych indeksach.

Okrzemki w środowisku wodnym zasiedlają toń wodną, wchodząc w skład formacji zwanej fitoplanktonem, lub egzystują w cienkim biofilmie, pokrywającym dno i elementy dna, tworząc tzw. fitobentos. Biofilm jest bogatym trójwymiarowym zbiorowiskiem, budowanym przez bakterie, organizmy roślinne i drobne zwierzęta. Okrzemki

w biofilmie zazwyczaj są najliczniej reprezentowanymi organizmami fotosyntetyzującymi, wykazującymi szereg adaptacji ekologicznych. Adaptacje polegają między innymi na wykształceniu różnych mechanizmów umożliwiających kontakt czy przyczepienie się komórki lub kolonii do podłoża, np. na stabilnym substracie przeważają okrzemki przyczepiające się bezpośrednio za pomocą polisacharydów wydzielanych przez specjalną strukturę zwaną szczeliną lub poprzez galaretowate poduszeczki, styliki, czy nasady rurek, w których znajdują się komórki kolonii. Z kolei na podłożu miękkim, tworzonym przez osady, dominują gatunki mobilne, aktywnie się przemieszczające w poszukiwaniu najodpowiedniejszych warunków życia. Stąd, zbiorowiska okrzemek zebrane w jednym zbiorniku wodnym z różnych podłoży charakteryzują się odmienną strukturą gatunkową i funkcjonalną. Z tego powodu materiał okrzemkowy zebrany dla celów monitoringu w tym samym zbiorniku, ale z różnych podłoży, nie powinien być łączony.

Zbiorowiska okrzemek rozwijające się na podłożu skalnym naturalnym lub sztucznym opisywane są jako epiliton, natomiast na powierzchni zanurzonych części roślin jako epifiton. Zbiorowisk rozwijających się na zanurzonych powierzchniach drewnianych (tzw. epiksylon) nie zaleca się analizować w ramach monitoringu stanu wód ze względu na fakt, iż jest to podłoże ulegające rozkładowi w wodzie, a rozwijające się na nim zbiorowiska są bardziej odporne na obecność rozkładającej się materii organicznej. Stąd uzyskuje się zaniżoną informację na temat jakości wód. Podobnie nie zaleca się wykorzystywania zbiorowisk tworzących się na powierzchni osadów, jak piasek i muł (tzw. epipsammon i epipelon), ponieważ jest to podłoże niestabilne i zazwyczaj zanieczyszczone materią organiczną oraz różnymi cząstkami (również okrzemkami) naniesionymi z górnych odcinków cieków, co również przekłada się na zaniżenie oceny stanu wód.

Zróżnicowanie typologiczne zespołu fitobentosu litoralowego jezior wyraża się przede wszystkim specyfiką taksonów referencyjnych typowych dla wód miękkich i twardych. Na potrzeby monitoringu i klasyfikacji wód w oparciu o zespół fitobentosu przyjęto podział jezior na miękkowodne i twardowodne, wprowadzając wyróżnienie na specyficzne taksony referencyjne dla tych dwóch typów wód.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Pobór próbek fitobentosu okrzemkowego powinien nastąpić w czasie optimum rozwoju tej grupy organizmów, wtedy gdy woda ma stosunkowo niską temperaturę i jest bogata w sole odżywcze, tzn. wiosną i/lub jesienią. Należy mieć na względzie również obecność dobrze rozwiniętej roślinności wodnej, stanowiącej często jedyny akceptowany w jeziorach przez normę EN-PN 13946:2014-05 substrat. Stąd dla celów monitoringu w jeziorach zaleca się pobór fitobentosu okrzemkowego jeden raz w roku, optymalnie w okresie późne lato – jesień.

Przy wyznaczaniu terminu poboru prób należy:

- uwzględnić warunki meteorologiczne i hydrologiczne, tj. zaplanować prace terenowe w okresie stabilnych warunków hydrologicznych, z pominięciem okre-

sów długotrwałych wezbrań i niżówek, klęsk żywiołowych oraz co najmniej 3 dni po nawalnych opadach deszczu;
- uwzględnić termin prac terenowych prowadzonych w poprzednich latach.

Najlepiej, o ile jest to możliwe, aby w każdym kolejnym roku pobór prób odbywał się w analogicznym terminie. Podczas prac terenowych mających na celu zebranie fitobentosu okrzemkowego należy przeprowadzić analizę wybranych elementów fizykochemicznych wody, aby wspomóc interpretację uzyskanych wyników analizy okrzemkowej i aktualizacje metodyki przeprowadzane w przyszłości. Dopuszcza się wykorzystanie wyników pomiarów parametrów fizykochemicznych wykonanych w okresie do 2 tygodni przed lub po terminie poboru fitobentosu.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Stanowisko badawcze najlepiej usytuować w miejscu poboru próbek do analiz innych elementów biologicznych, np. zoobentosu lub w miarę możliwie blisko, aby uzyskać pełną informację o stanie/potencjale ekologicznym wód. Ważne jest, aby stanowisko znajdowało się w miejscu łatwo dostępnym oraz w punkcie reprezentującym przeważający typ siedliska, charakterystyczny dla jeziora. Należy wybrać odcinek brzegu jeziora o odpowiednim substracie i najodpowiedniejszych warunkach do rozwoju biofilmu okrzemkowego. Stanowisko poboru prób w zbiorniku wodnym powinno być usytuowane z dala od czynników wpływających na wiarygodność oceny stanu/potencjału ekologicznego np. dopływów czy brzegów pozostających pod silnym wpływem działalności człowieka, ale w rejonie, w którym zachodzi swobodna wymiana wód z głównym basenem. Stanowisko powinno być zlokalizowane w strefie litoralu, w miejscu nienarażonym na częste i silne falowanie oraz dobrze nasłonecznionym, aby organizmy fotosyntetyzujące miały optymalne warunki rozwoju. Substrat, z którego pobiera się próbkę, powinien znajdować się w strefie eufotycznej i być stale zanurzony w wodzie przez co najmniej 4 tygodnie, aby wykształciło się na nim dojrzałe zbiorowisko. Domyślnie przyjmuje się głębokość maksymalnie do około 30 cm od powierzchni lustra wody, jednak bardzo pomocna może być wiedza lokalna na temat okresowych zmian poziomu wody w zbiorniku.

Po zebraniu próbki należy wypełnić protokół terenowy (zwłaszcza uwzględnić informacje dotyczące morfologii stanowiska, otoczenia jeziora, dopływach itp.) wpisując również informacje, które mogą wspomóc interpretację wyników np. o ekstremalnych warunkach pogodowych czy oberwaniem się części brzegu itp. Wzór protokołu terenowego zamieszczono w załączniku I. Zaleca się wykonanie dokumentacji fotograficznej. Raz wybrane stanowisko powinno być monitorowane w każdym cyklu badawczym. Jednak stanowisko można przesunąć, jeśli na danym odcinku zaszły istotne zmiany w morfologii brzegu jeziora, uniemożliwiające kontynuację badań monitoringowych.

1.4. Metoda pobierania prób w terenie

Ze względów bezpieczeństwa praca w terenie powinna odbywać się w zespołach (najmniej dwuosobowych).

Do pracy z terenie potrzebny jest następujący sprzęt:

1. wyposażenie zapewniające bezpieczeństwo w wodzie np. kamizelki ratunkowe, lina do asekuracji;
2. sprzęt ochrony osobistej np. wodery lub wysokie kalosze, jednorazowe rękawiczki;
3. akwaskop/batyskop - urządzenie o szklanym dnie używane do wyszukiwania odpowiedniego substratu w wodzie;
4. kuweta wymiary ok. 30 x 20 cm lub większa;
5. nóż lub inne ostre narzędzie do cięcia;
6. szczoteczka do zębów twarda;
7. skrobak do pozyskiwania biofilmu z pionowych powierzchni;
8. substraty sztuczne o porowatej powierzchni w przypadku braku substratów naturalnych; np. porowate płytki ceramiczne, fragmenty cegły lub betonu, postrzępiona lina polipropylenowa;
9. przenośna lodówka pojemność 25-40 l, w komplecie wkłady chłodząc;
10. pojemniki/butelki dla przechowywania prób objętość min. 100 ml;
11. etykiety do opisania próbek lub wodoodporne markery;
12. pipety/dozowniki umożliwiające precyzyjne (z dokładnością do 0,5 ml) dozowanie środków konserwujących;
13. substancja konserwująca: płyn Lugola; buforowany roztwór formaldehydu (HCHO) lub etanol (C_2H_5OH);
14. sonda wieloparametryczna/lub wyposażona w czujnik temperaturowy, tlenowy, pH i konduktometr.

Okrzemki tworzą bogate zbiorowiska na powierzchni większości zanurzonych substratów i dnie. Jednak skład zbiorowisk w dużym stopniu zależy od rodzaju podłoża. Stąd dla celów monitoringu najlepiej wykorzystywać ten sam substrat na wszystkich stanowiskach. Norma PN-EN 13946:2014-05 zaleca zbieranie próbek w pierwszej kolejności z twardego podłoża naturalnego np. skał, głazów, otoczaków, kamieni, większych ziaren żwiru. Jeśli takie powierzchnie nie są dostępne, można zebrać próbkę z powierzchni będących wytworem człowieka, jak nabrzeża i podpory mostów. Dopuszcza się wprowadzenie sztucznego podłoża w strefie eufotycznej (np. fragmentów betonu, płytek ceramicznych czy lin). Jednak należy mieć pewność, że twarde substraty sztuczne w momencie zbierania materiału znajdują się w wodzie przynajmniej przez 4 tygodnie. Próby fitobentosu okrzemkowego mogą również zostać zebrane z zanurzonych stale części makrofitów. Jeśli to możliwe w celu porównania wyników pomiędzy stanowiskami powinno wykorzystywać się ten sam gatunek rośliny (albo grupę podobnych morfologicznie roślin).

Nie zaleca się zbierania prób z drewna (ze względu na jego rozkład w wodzie) oraz osadu, chyba że wykonane badania wstępne udowodnią, iż takie podejście jest uprawnione. Ponadto podpróbek zebranych z różnych podłoży nie należy łączyć w jedną próbkę. Biofilm okrzemkowy zarówno w wodach jezior jest z reguły dobrze wykształcony

i łatwy do zaobserwowania gołym okiem. Zazwyczaj tworzy brązowawy lub brązowo-żółty nalot lub nitkowate agregaty na powierzchni stałego substratu czy makrofitów. Nie zawsze wykształcony biofilm okrzemkowy daje wyraźny charakterystyczny kolor. W celu potwierdzenia obecności biofilmu okrzemkowego należy delikatnie przesunąć opuszkami palców po powierzchni substratu. Powierzchnia śliska w dotyku świadczy o obecności okrzemek, co daje podstawę do wykorzystania substratu i zebrania próbki z jego powierzchni.

Wytyczne dotyczące poboru prób zawierają następujące normy:
PN-EN ISO 5667-1:2008, Jakość wody - Pobieranie próbek - Część 1: Wytyczne opracowywania programów pobierania próbek i technik pobierania;
PN-EN 13946:2014-05 Jakość wody – Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek i jezior;
PN-ISO 5667-4:2017-10, Jakość wody – Pobieranie próbek. Część 4: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z jezior naturalnych i sztucznych zbiorników zaporowych;
PN-EN ISO 5667-3:2018-08, Jakość wody - Pobieranie próbek – Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.

Pobieranie próbek fitobentosu z różnego typu podłoży, tj. z naturalnych podłoży twardych, z podłoży sztucznych pionowych i poziomych oraz z makrofitów zanurzonych i wynurzonych w jeziorach przeprowadza się z zastosowaniem tych samych zasad i procedur, jak w rzekach. Wszystkie procedury szczegółowo przedstawiono w rozdziale dotyczącym monitoringu fitobentosu w rzekach i zbiornikach zaporowych (metoda IO).

1.5. Konserwowanie próbek

Jeśli próbki są transportowane w warunkach niskiej temperatury i bez dostępu światła oraz dostarczone do laboratorium w ciągu 24 godzin, nie ma potrzeby ich utrwalania w terenie. W przypadku konieczności utrwalenia próbek, należy je zakonserwować zaraz po umieszczeniu w pojemniku. Do krótkotrwałego przechowywania, jako substancję konserwującą można zastosować płyn Lugola w ilości ok. 1-5 kropli na 100 ml próbki do uzyskania ciemnobrązowego koloru. W przypadku gęstych próbek, ilość płynu Lugola należy odpowiednio zwiększyć. Do długotrwałego przechowywania próbek zaleca się stosować buforowany roztwór formaldehydu (HCHO) lub etanol (C_2H_5OH). Roztwór formaldehydu buforowany do pH 7 należy dodać do próbki w takiej ilości, aby otrzymać końcowy roztwór o stężeniu 1-4%. Etanol w końcowym stężeniu 20% zalecany jest do średnioterminowego przechowywania próbek. Wyższe stężenia (nawet do ok. 70%) poleca się do przechowywania długoterminowego. Próbki można również zamrozić.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

W przypadku fitobentosu jeziornego, procedury związane z preparatyką laboratoryjną materiału biologicznego (oczyszczanie okrzemek), przygotowaniem preparatów trwałych, ich archiwizacją oraz mikroskopową analizą jakościową i ilościową (w tym identyfikacją taksonów okrzemek, określeniem liczebności względnej i zliczaniem okryw w preparacie stałym) są identyczne jak w przypadku fitobentosu rzecznego. Procedury te przedstawiono w rozdziale dotyczącym fitobentosu w rzekach i zbiornikach (metoda IO).

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH INDEKSU IOJ

Indeksy okrzemkowe stosowane w Polsce bazują na względnej obfitości taksonów obecnych w próbce. Multimetryczny indeks okrzemkowy dla jezior IOJ jest średnią ważoną dwóch modułów składowych: wskaźnika trofii TJ oraz modułu gatunków referencyjnych GR_j uwzględniającego taksony referencyjne dla wszystkich typów jezior oraz osobno dla jezior miękko- i twardowodnych.

Liczebność względna [L_i] *i*-tego taksonu wskaźnikowego w próbie wyraża się jako jego udział procentowy i oblicza się według wzoru:

$$L_i = \frac{\textit{Liczba okryw taksonu}_i}{\textit{Liczba wszystkich zliczonych okryw}}$$

W kolejnym kroku wartości liczebności względnych dla wszystkich taksonów w próbce uwzględnionych w indeksie są wykorzystywane do obliczania poszczególnych modułów (metriksów składowych) tworzących indeks.

3.1. Wskaźnik trofii TJ

Moduł trofii wyliczany jest na podstawie równania:

$$\mathbf{TJ} = \frac{\sum_{i=1}^{n} \mathbf{TJ}_i \times \mathbf{wTJ}_i \times \mathbf{L}_i}{\sum_{i=1}^{n} \mathbf{wTJ}_i \times \mathbf{L}_i}$$

gdzie:

TJ_i – wartość wrażliwości względem trofii *i*-tego taksonu,
wTJ_i – wartość wagowa (zakres tolerancji) *i*-tego taksonu,
L_i – względna liczebność *i*-tego taksonu (liczba okryw *i*-tego taksonu podzielona przez liczbę wszystkich zliczonych okryw).

Wskaźnik TJ przyjmuje teoretyczne wartości od 0 (niska żyzność) do 10 (wysoka żyzność).

Pierwotnie wartości wrażliwości względem trofii dla poszczególnych taksonów przyjęto na podstawie list stworzonych dla indeksu dla niemieckich jezior nizinnych TI_{NORD} (Schaumburg i in., 2007), a wartości wagowe nadano w oparciu o pulę wyników z polskich jezior z lat 2008 i 2009 (za Picińska-Fałtynowicz i Błachuta, 2010). Uaktualnione wartości wrażliwości i wagowe względem trofii dla poszczególnych taksonów oraz ich wartości referencyjne w jeziorach (za Zgrundo i in., 2018) zamieszczono w suplemencie 3, ze względu na swoją objętość zamieszczonym na końcu podręcznika.

3.2. Wskaźnik GR_J

Stopień odchylenia badanego zbiorowiska od zbiorowiska referencyjnego określa moduł gatunków referencyjnych GR_J opisany równaniem:

$$GR_J = \sum_{i=1}^{n} tR_i$$

gdzie:

tR_i – względna liczebność i-tego taksonu referencyjnego (liczba osobników i-tego taksonu referencyjnego podzielona przez liczbę wszystkich zliczonych osobników).

Wskaźnik GR_J zmienia się w przedziale od 0 (żaden z taksonów w próbie nie jest taksonem referencyjnym) do 1 (wszystkie taksony w próbie są taksonami referencyjnymi).

4. OBLICZANIE INDEKSU MULTIMETRYCZNEGO IOJ

Połączenie obu powyższych metriksów w jeden indeks multimetryczny wymaga sprowadzenia ich do identycznych przedziałów zmienności. W tym celu wylicza się znormalizowany wskaźnik trofii Z_{TJ} zgodnie z równaniem:

$$Z_{TJ} = 1 - (TJ \times 0,1)$$

gdzie:

Z_{TJ} – znormalizowana wartość wskaźnika TJ,
TJ – wskaźnik trofii.

Wartości wskaźnika GR_J nie trzeba przeliczać, ponieważ zawierają się one w przedziale od 0 do 1.

Ostatecznie Multimetryczny indeks okrzemkowy IOJ dla jezior wylicza się z równania:

$$IOJ = 0,6 \times Z_{TJ} + 0,4 \times GR_J$$

gdzie:

Z_{TJ} – znormalizowany wskaźnik trofii,
GR_J – wskaźnik obfitości gatunków referencyjnych.

Wartość indeksu IOJ zawierają się w przedziale od 0 (stan/potencjał zły) do 1 (stan bardzo dobry/potencjał maksymalny).

5. KLASYFIKACJA JEZIOR NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA IOJ

W celu wykonania klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jednolitych części wód powierzchniowych, takich jak jezioro lub zbiornik wodny na podstawie wyników badań fitobentosu okrzemkowego należy porównać otrzymaną wartość indeksu IOJ z przyjętymi granicami klas (tabela 1).

Tabela 1. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie Multimetrycznego Indeksu Okrzemkowego dla Jezior IOJ

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość IOJ
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	>0,705
DOBRY	≥0,590
UMIARKOWANY	≥0,400
SŁABY	≥0,150
ZŁY	<0,150

PIŚMIENNICTWO

Alvarez Troncoso R., Zalewski T., 2012. Nadzór merytoryczny nad poborem prób i oznaczaniem fitobentosu w rzekach i jeziorach wraz z opracowaniem oceny stanu i klucza do oznaczania fitobentosu. GIOŚ.

Błachuta J., Picińska-Fałtynowicz J., 2010. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce, raport z prac wykonanych na zlecenie GIOŚ w ramach umowy 55/2010/F, IMGW we Wrocławiu, Wrocław, 58.

Kelly M., Ács É., Bertrin V., Bennion H., Borics G., Burgess A., Denys L., Ecke F., Kahlert M., Karjalainen S. M., Kennedy B., Marchetto A., Morin S., Picinska - Fałtynowicz J., Phillips G., Schönfelder I., Schönfelder J., Urbanič G., van Dam H., Zalewski T.., Poikane S. (red.), 2014a. Water Framework Directive Intercalibration Technical Report: Lake Phytobenthos ecological assessment methods. Luxembourg: Publications Office of the European Union, 978-92-79-35468-7, 140.

Kelly M., Urbanic G., Ács É., Bennion H., Bertrin V., Burgess A., Denys L., Gottschalk S., Kahlert M., Karjalainen S.M., Kennedy B., Kosi G., Marchetto A., Morin S., Picińska-Fałtynowicz J., Poikane S., Rosebery J., Schoenfelder I., Schoenfelder J., Varbiro G., 2014b. Comparing aspirations: intercalibration of ecological status concepts across European lakes for littoral diatoms. Hydrobiologia 734: 125-141.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., 2010. Przewodnik metodyczny – Zasady poboru i opracowania prób fitobentosu okrzemkowego z rzek i jezior. Wytyczne metodyczne do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego jednolitych części wód rzek i jezior oraz potencjału ekologicznego sztucznych i silnie zmienionych jednolitych części wód płynących Polski na podstawie badań fitobentosu. GIOŚ, Wrocław.

Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J., Kotowicz J., Mazurek M., Rawa W., 2006. Wybór typów jednolitych części wód rzecznych i jeziornych do oceny stanu ekologicznego na podstawie fitobentosu wraz z rekomendacją metodyki poboru i analizy prób. GIOŚ, Wrocław.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Schaumburg J., Schranz Ch., Stelzer D., Hofmann G. 2007. Action Instructions for the ecological Evaluation of Lakes for Implementation of the EU Water Framework Directive: Macrophytes and Phytobenthos. Bavarian Water Management Agency. München. 1-69.

WFD-CIS, 2009. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Guidance Document on the Intercalibration Process 2008-2011. Guidance Document No 14: European Commission – Luxembourg, 102.

Zgrundo A., Peszek Ł., Poradowska A., 2018. Podręcznik do monitoringu i oceny jeziornych jednolitych części wód powierzchniowych na podstawie fitobentosu. GIOŚ, Gdańsk (maszynopis). http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/Zalacznik_2_6_Podrecznik_do_monitoringu_fitobentosu_rzeki.pdf.

Załącznik I

PRZYKŁADOWY PROTKÓŁ TERENOWY DLA JEZIOR

[Zawartość protokołu terenowego może ulec zmianie w zależności od wymagań dotyczących procedur laboratoryjnych i sprawozdawczych Inspekcji Ochrony Środowiska]

Opracował/a:					Kod JCWP:						
Nazwa stanowiska:					Kod PPK:						
Data:	Długość geograficzna:				Szerokość geograficzna:						
Próba pobrana ze substratu											
Kamienie (liczba)		Makrofity wynurzone (liczba)			Makrofity zanurzone (liczba)						
Substrat sztuczny (jaki?)			Inny substrat (jaki?)								
Charakterystyka substratu dna (musi razem dać 100%)											
Lita skała			Piasek (0,06-2mm)								
Kamienie (>64mm)			Muł (<0,06mm)								
Żwir (2-64mm)			Brzeg dostępny dla zwierząt		tak		nie				
Zmętnienie wody	Woda przejrzysta			Woda nieznacznie zmącona							
	Woda średnio zmącona			Woda nieprzejrzysta (widzialność<10 cm)							
Zacienienie (%)	brak		<25		25-50		>50				
Jeśli miała miejsce zmiana linii wody w ostatnim miesiącu oszacuj różnicę w pionie (cm)											
Inne organizmy fotosyntetyzujące na stanowisku (podaj % i taksony dominujące):	Glony nitkowate										
	Inne glony										
	Mszaki										
	Rośliny wyższe										
Pomiary terenowe											
Temperatura [°C]		Przewodność [µS/cm]			pH						
Uwagi dodatkowe:											

MAKROFITY W JEZIORACH

Agnieszka Kolada, Hanna Ciecierska, Katarzyna Bociąg

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Ciecierska H., Kolada A., Soszka H., Gołub M., 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Tom II – Jeziora. Praca wykonana na zamówienie Ministra Środowiska, finansowana ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej. IOŚ-UWM, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Kolada A., Ciecierska H., 2009. Wytyczne do prowadzenia badań terenowych oraz do sposobu zestawiania i przetwarzania danych o makrofitach w jeziorach. Warszawa, pp. 22 (maszynopis).

Bociąg K., Kolada A., Ciecierska H. 2018. Przewodnik metodyczny – siedlisko 1150 Zalewy i jeziora przymorskie, laguny. GIOŚ, Warszawa.

WSTĘP

Rutynowy monitoring środowiska wodnego z wykorzystaniem makrofitów, do chwili wejścia w życie zapisów Ramowej Dyrektywy Wodnej (RDW, 2000; Dyrektywa 2000/60/WE), w zasadzie w całej Europie był słabo rozwinięty (Knoben i in., 1995). Dopiero wejście w życie zapisów dyrektywy postawiło wszystkie państwa członkowskie przed obowiązkiem opracowania i wdrożenia monitoringowych programów badania i oceny jakości wód powierzchniowych na podstawie elementów biologicznych, w tym makrofitów.

Makrofity są jednym z elementów oceny stanu ekologicznego jezior, zgodnie z Załącznikiem V do Dyrektywy, gdzie są one ujęte jako „inna roślinność wodna" łącznie z elementem „fitobentos". Jednak w warunkach polskich, na potrzeby państwowego monitoringu środowiska, podobnie jak w wielu innych krajach członkowskich, te dwa elementy (makrofity i fitobentos) badane są i klasyfikowane osobno.

Metoda klasyfikacji stanu ekologicznego jezior na podstawie makrofitów na potrzeby monitoringu wód w Polsce, została opracowana w latach 2005-2006 na zamówienie Ministra Środowiska. Jej podstawą była oryginalna polska metoda makrofitoindykacji, opracowana w latach 70-tych XX w. przez prof. dr. hab. Mariana Rejewskie-

go (Rejewski, 1981). Prace nad modyfikacją metody Rejewskiego prowadzone były w Uniwersytecie Warmińsko-Mazurskim od lat 90-tych XX wieku (syntetyczne ujęcie w Ciecierska, 2008), a podczas realizacji zamówienia MŚ przeprowadzone zostało pełne jej dostosowanie do wymogów RDW, jak również do wymagań i możliwości prowadzenia rutynowego monitoringu wód w Polsce. Opracowany został wówczas Makrofitowy Wskaźnik Stanu Ekologicznego (ang. *Ecological State Macrophyte Index* - ESMI), od którego cała metoda przejęła nazwę ESMI. Opis metody został zawarty w opracowaniu pt. *„Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i ich pilotowe zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Tom II: Jeziora"* (Ciecierska i in., 2006).

Od 2008 roku metoda ESMI została wdrożona do rutynowego monitoringu wód zgodnie z rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 20 sierpnia 2008 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych (Dz.U. 2008 nr 162 poz. 1008) oraz jego kolejnymi nowelizacjami.

W roku 2009, na bazie opracowania z 2006 r. oraz doświadczeń z praktycznego zastosowania metody przez Inspekcję Ochrony Środowiska, opracowane zostały szczegółowe *„Wytyczne do prowadzenia badań terenowych oraz do sposobu zestawiania i przetwarzania danych o makrofitach w jeziorach"* (Kolada i Ciecierska, 2009), które stanowiły podstawę przygotowania tego rozdziału.

W latach 2009-2012 metoda ESMI została włączona do międzynarodowych badań porównawczych wyników klasyfikacji wód, czyli do tzw. ćwiczenia interkalibracyjnego, przeprowadzanego pomiędzy krajami członkowskimi UE na mocy zapisów RDW. W wyniku interkalibracji metody ESMI, granice klas stanu dobrego zostały zaostrzone w celu ich zharmonizowania z systemami klasyfikacji w innych krajach (Portielje i in., 2014). Ponadto zrezygnowano z podziału na jeziora stratyfikowane i polimiktyczne, przyjmując jedną klasyfikację dla wszystkich typów jezior o wodach wysokozasadowych.

W roku 2016, w ramach projektu pt. *„Pilotażowe wdrożenie monitoringu gatunków i siedlisk morskich w latach 2015-2018"*, realizowanego w Instytucie Morskim w Gdańsku na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska, metoda ESMI została zmodyfikowana i dostosowana na potrzeby monitoringu i klasyfikacji jezior przymorskich oraz zalewów (Ciecierska i in., 2016, Bociąg i in., 2018). Zakres modyfikacji obejmował sposób prowadzenia prac terenowych oraz opracowanie warunków referencyjnych i specyficznych wartości granicznych klas stanu ekologicznego wskaźnika ESMI dla tych dwóch typów ekosystemów, tj. jezior przymorskich (metoda $ESMI_{JP}$) oraz zalewów (metoda $ESMI_{Z}$).

Aktualnie, Makrofitowy Wskaźnik Stanu Ekologicznego (ESMI) jest obowiązującą metodą klasyfikacji stanu ekologicznego jezior stosowaną w pmś. Metoda ma zastosowanie do klasyfikacji jednolitych części wód powierzchniowych jeziornych o wodach wysokozasadowych obu typów miktycznych (system klasyfikacji jest wykalibrowany wobec warunków referencyjnych tych typów ekosystemów). Do klasyfikacji jezior przymorskich stosuje się modyfikację metody – $ESMI_{JP}$, a do zalewów - $ESMI_{Z}$. Natomiast metody ESMI nie należy stosować do badań i klasyfikacji jezior o wodach miękkich (niskozasadowych), zasiedlonych przez tzw. roślinność lobeliową (jeziora

lobeliowe typów 1a i 1b typologii obowiązującej do końca 2021 r. oraz typów K_a i K_b typologii obowiązującej od 2022 r.), ponieważ ani sposób prowadzenia badań w terenie, ani system klasyfikacji nie uwzględniają specyfiki do tego typu wód.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Termin „makrofity" stosowany jest do określenia szerokiej grupy roślin, zarówno naczyniowych, w tym roślin kwiatowych i paprotników (widłaków, skrzypów i paproci), jak i mchów oraz roślin niższych, głównie ramienic, brunatnic i krasnorostów, związanych ze środowiskiem wodnym (Podbielkowski i Tomaszewicz, 1996). W zależności od stopnia związania z wodą, makrofity można podzielić na hydrofity (całkowicie związane z wodą, zanurzone lub o liściach pływających) oraz helofity (zakorzenione w wodzie, ale o liściach i łodygach wynurzonych) (Wiegleb, 1991); w zależności od formy wzrostu dzieli się je z kolei na izoetydy (rośliny rozetowe), nymfeidy (o liściach pływających), elodeidy (zanurzone o liściach niepodzielonych), myriofylidy (zanurzone o liściach pierzastych) czy charidy, obejmujące gatunki z rodziny *Characeae* (du Rietz, 1930 za Best, 1988), przy czym obecnie wyróżnia się aż 24 formy wzrostu roślin wodnych (przegląd zagadnienia w den Hartog i van der Velde, 1988). Hydrofity, szczególnie zanurzone, dla których woda stanowi środowisko życia, są wrażliwe na zmiany warunków siedliskowych i z tego względu mogą być wykorzystane jako dobre wskaźniki stanu troficznego ekosystemu (Newbold i Palmer 1979, Palmer i in. 1992, Haury 1996, Robach i in. 1996, Melzer, 1999, Smolders i in. 2001). Ich występowanie jest uzależnione od dostępności światła, stąd wszelkie zmiany przejrzystości wody prowadzą do przekształceń w strukturze układów roślinnych, zagęszczeniu oraz głębokości występowania roślin (Chambers i Kalff, 1985). Wzrost koncentracji substancji biogennych, z którym związany jest wzrost zagęszczenia fitoplanktonu, a tym samym spadek przejrzystości wód, prowadzi do ustępowania niektórych roślin typowych dla wód uboższych oraz do nadmiernego rozwoju zielenic nitkowatych, nitrofilnych rdestnic i helofitów (Ozimek i Kowalczewski, 1984; Røslett, 1991; Baattrup-Pedersen i in., 2001; Arts, 2002; Kolada, 2010). Helofity z kolei, ze względu na zazwyczaj wysoką wrażliwość na zmiany poziomu wody w strefie przybrzeżnej, mogą być dobrymi wskaźnikami przekształceń hydromorfologicznych zbiornika (Hellsten i Riihimäki 1996, Hellsten 1997, Hellsten 2000, Mjelde i in., 2013).

Pierwsze publikowane prace, dotyczące roślinności wodnej, oparte były głównie na spisach florystycznych (Carlson 1902, Samuelsson 1925, Lohammar 1938, wszystkie za Jensén 1979). W pierwszej połowie XX wieku w Europie Zachodniej opracowane zostały metody identyfikacji i klasyfikacji zbiorowisk roślinnych, stanowiące podstawy fitosocjologii. Spośród trzech głównych szkół: duńskiej, skandynawskiej i francusko-szwajcarskiej, ta ostatnia, zwana również szkołą Zürych-Montpellier, stała się najbardziej rozpowszechnionym w Europie kierunkiem fitosocjologii (Best, 1988; Matuszkiewicz, 2002). Metoda fitosocjologiczna, opracowana głównie dla zbiorowisk lądowych (Braun-Blanquet, 1964; Tüxen, 1974), została zaadoptowana rów-

nież do badań roślinności wodnej, przy czym zbiorowiska roślin wodnych, zazwyczaj bardzo ubogie florystyczne, budowane przez jednogatunkowe asocjacje, wyróżniane są nie na podstawie charakterystycznej kombinacji gatunków, ale w oparciu o gatunek dominujący (Best, 1988; Matuszkiewicz, 2002).

Ujęcie fitosocjologiczne szaty roślinnej jest powszechnie przyjętą i stosowaną w kręgach naukowych metodą badania makrofitów, także w Polsce (m.in. Dąmbska, 1966; Tomaszewicz, 1979; Kłosowski, 1992; Podbielkowski i Tomaszewicz, 1996; Matuszkiewicz, 2002; Ciecierska, 2008). Zdjęcia fitosocjologiczne mają jednak ograniczone zastosowanie w ogólnej ocenie stanu ekosystemu, bo chociaż przedstawiają stosunki ilościowe w obrębie płatu roślinnego (fitocenozy), to nie dają obrazu stosunków ilościowych poszczególnych fitocenoz w obrębie całego fitolitoralu. Dopiero przeniesienie metody fitosocjologicznej na poziom krajobrazowy i opracowanie metody sigma-asocjacji (fitokomleksów), opartej na zdjęciach synfitosocjologicznych (Géhu 1976, 1977, Tüxen 1979) umożliwiło analizę wzajemnych stosunków ilościowych roślinności jeziora jako całego ekosystemu. Metoda ta została zaadoptowana do badań roślinności litoralnej w metodzie klasyfikacji stanu ekologicznego jezior ESMI.

Grupy makrofitów, uwzględniane w metodzie obejmują:
- ramienice (charofity);
- mchy;
- inne rośliny zanurzone naczyniowe, zakorzenione (elodeidy) lub wolno pływające (ceratophyllidy);
- rośliny o liściach pływających zakorzenione (nimfeidy);
- rośliny wynurzone (helofity = szuwar właściwy i szuwar turzycowy).

Definicję zbiorowiska oraz grupy ekologicznej roślinności wodnej i szuwarowej, wchodzące w zakres badań metody ESMI, przyjęto według systemu fitosocjologicznego Matuszkiewicza (2002) oraz Brzega i Wojterskiej (2001).

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Badania makrofitów przeprowadza się w okresie pełnego wzrostu i rozwoju roślinności, najlepiej w lipcu lub w pierwszej połowie sierpnia, czyli w szczycie sezonu wegetacyjnego. W okresie tym roślinność osiąga pełne pokrycie, a organy większości gatunków są w pełni wykształcone, co ułatwia identyfikację taksonów. Dopuszcza się przeprowadzanie badań w terminach wcześniejszych lub późniejszych, zasadniczo jednak badanie powinno być prowadzone nie wcześniej niż od połowy czerwca i nie później niż do połowy września. Poza tymi terminami roślinność jest albo zbyt słabo rozwinięta albo już obumiera i badania mogą być niereprezentatywne, wartości wskaźników jakościowych, ilościowych oraz wskaźniki oceny przyjmują niższe wartości, a ocena stanu może być zaniżona.

1.3. Przygotowanie do badań terenowych

1.3.1. Przygotowanie sprzętu terenowego

Przed wyjazdem w teren należy:

- przygotować różnego typu mapy: topograficzne, batymetryczne, satelitarne (również bazy geoportali), dotyczące badanego jeziora;
- na mapach wyznaczyć miejsce najbardziej dogodne do zwodowania łodzi, pontonu lub innej jednostki pływającej (np. roweru wodnego);
- zebrać dostępne dane, dotyczące charakterystyki zlewni badanego jeziora (zagospodarowanie i użytkowanie, hydrografia, morfologia itp.);
- zgromadzić podstawowy sprzęt terenowy, który obejmuje:
    - kotwiczkę, grabie lub inny chwytacz do wyławiania roślin - metalowy, ciężki, o stosunkowo gęstym drucianym splocie (fot. 1, po lewej), z przymocowaną wyskalowaną (co 0,5 m) linką długości co najmniej 8-10 m;
    - echosondę/głębokościomierz oraz GPS;
    - taśmę mierniczą do wyznaczania szerokości i długości tarnsektu;
    - tyczki do wyznaczania szerokości transektu oraz badania substratu dna;
    - protokoły w odpowiedniej liczbie (z uwzględnieniem kilku kopii zapasowych) w formie papierowej lub elektronicznej;
    - krążek Secchiego do pomiaru przejrzystości wody (widzialność krążka w najgłębszym miejscu jeziora – na tzw. głęboczku);
    - suszarki botaniczne z gazetami lub bibułą oraz torebki strunowe do zbierania trudnych do oznaczenia taksonów, które wymagają oznaczenia w laboratorium (szczególnie ramienice i rdestnice).

Jako dodatkowy sprzęt, ułatwiający prowadzenie badań i ich dokumentowanie, można zaopatrzyć się również w okulary polaryzacyjne, klucze botaniczne, ręczną lupę (x10) lub inne szkło powiększające, akwaskop/batyskop do obserwacji roślinności podwodnej (skrzynkę oglądową, fot. 1, po prawej) oraz aparat fotograficzny, najlepiej wodoszczelny z filtrem polaryzacyjnym i zapasem różnych obiektywów.

Fot. 1. Sprzęt do badań terenowych makrofitów jezior: kotwiczka do makrofitów (fot. po lewej, fot. Kolada), akwaskop — skrzynka oglądowa (fot. po prawej, fot. Kolada)

1.3.2. Obliczanie minimalnej liczby transektów

Przed wyjazdem w teren należy obliczyć minimalną liczbę transektów, na których będą prowadzone badania makrofitów oraz zaprojektować na mapie batymetrycznej

ich potencjalne rozmieszczenie. Rozmieszczenie transektów zawsze powinno zostać zweryfikowane w terenie.

Minimalna liczba transektów (MLT) uzależniona jest od wielkości jeziora i stopnia rozwinięcia linii brzegowej. Dla jezior o powierzchni przekraczającej 20 ha, a więc dla wszystkich jcwp, wyliczana jest ze wzoru (za Jensen, 1977; Keskitalo, Salonen, 1994):

$$MLT = \left(\frac{T_{min}}{2} + \frac{P - P_{min}}{P_{min}}\right) \times \frac{L}{\sqrt{\pi \times P}}$$

gdzie:

L – długość linii brzegowej jeziora (km);
P – powierzchnia jeziora (km^2);
T_{min} – najmniejsza liczba transektów wymagana dla jeziora w danej klasie wielkości;
P_{min} – dolna granica wielkości jezior w danej klasie wielkości (zgodnie z tabelą 1), np. w klasie III dolna granica wynosi 0.20 km^2, w VIII klasie – 6.40 km^2 (tab. 1).

Tabela 1. Klasy wielkości jezior określające liczbę transektów do badania roślinności: P – powierzchnia jeziora, gdzie P_{min} oznacza dolną granicę wielkości jeziora w danej grupie, T_{min} – minimalna liczba transektów w każdej klasie wielkości

Klasa wielkości	P (km^2)	T_{min}
I - II	<0.20	2
III	0.20 – 0.39	2
IV	0.40 – 0.79	4
V	0.80 – 1.59	6
VI	1.60 – 3.19	8
VII	3.20 – 6.39	10
VIII	6.40 – 12.79	12
IX	12.80 – 25.59	14
X	25.60 – 51.19	16
XI	51.20 – 102.39	18

Liczba transektów, na których przeprowadza się badania makrofitów, bez względu na wartość wyliczoną ze wzoru, nie może być mniejsza niż 6.

Wyjątkiem są jeziora przymorskie (typ 4 typologii obowiązującej do końca roku 2021 oraz typ KOND zaktualizowanej typologii), a także zalewy (w zakresie kategorii wód przejściowych), dla których badanie roślinności przeprowadza się w oparciu o transekty (od 3 do 6 transektów w obrębie zbiornika) założone do oceny stanu siedliska *Zalewy i jeziora przymorskie, laguny* (1150) (metodyka wyznaczania transektów

do monitoringu siedliska znajduje się w opracowaniach Zalewska-Gałosz, 2010 oraz Bociąg i in., 2018).

1.3.3. Projektowanie rozmieszczenia transektów

Przed rozpoczęciem prac terenowych należy na planie batymetrycznym wstępnie zaprojektować rozmieszczenie transektów wokół jeziora, wspomagając się planami zagospodarowania terenu zlewni, mapami hydrograficznymi, topograficznymi i innymi materiałami, które umożliwią rozpoznanie charakterystyki jeziora i jego zlewni. Nadrzędną zasadą przy planowaniu lokalizacji transektów jest ich reprezentatywność dla całego jeziora. Lokalizację transektów należy zaprojektować tak, aby uchwycić możliwie pełne spektrum różnorodności roślinności jeziora, biorąc po uwagę zróżnicowanie:

- morfometryczne jeziora (wykształcenie litoralu: nachylenie stoków, występowanie zatok, wypłyceń, wysp, etc.);
- sposobów użytkowania jeziora (plaże, kąpieliska, pomosty, mariny etc.);
- sposobu zagospodarowania terenów strefy przybrzeżnej (lasy, pola uprawne, łąki, ośrodki rekreacyjne, zabudowa mieszkaniowa i gospodarcza, etc.) (szczegółowy opis w Kolada i Ciecierska, 2009).

Transekty powinny być rozmieszczone stosunkowo równomiernie wokół całego jeziora, z uwzględnieniem zmian użytkowania terenów przybrzeżnych (formacje roślinne i rodzaj antropopresji), zmian ukształtowania misy jeziornej oraz warunków hydrologicznych (np. zatoki, wypłycenia, okolice odpływu i istotnych dopływów, ale nie w ich świetle), przy czym wszystkie cechy zróżnicowania jeziora i jego otoczenia należy uwzględnić, projektując liczbę transektów proporcjonalnie, w odpowiednim stosunku ilościowym, w zależności od natężenia występowania danej charakterystyki. W sytuacji marginalnego znaczenia danej cechy dla ogólnego funkcjonowania jeziora (np. mała pojedyncza plaża), cechy tej nie uwzględnia się.

Dla jezior przymorskich i zalewów lokalizacja transektów jest stała, wyznaczona na potrzeby monitoringu stanu siedliska 1150 *Zalewy i jeziora przymorskie, laguny*. Badanie roślinności na potrzeby oceny jakości wód dokonywane jest na tych samych transektach.

Transekty powinny przebiegać możliwie prostopadle do izobat (dążyć do najgłębszego miejsca na jeziorze).

1.4. Badanie makrofitów w terenie

1.4.1. Weryfikacja lokalizacji transektów w terenie

Lokalizacji transektów w terenie można dokonać na dwa sposoby:

1. ustalić ich dokładną pozycję GPS na podstawie map cyfrowych na etapie prac przygotowawczych, a następnie wykonywać badania w z góry określonych miejscach;

2. orientacyjnie zaprojektować lokalizację transektów przed wyjazdem w teren, a ich konkretne położenie (odczyt GPS) ustalić dopiero w terenie.

Ze względu na częstą konieczność weryfikacji lokalizacji transektów w terenie, zalecane jest stosowanie tego drugiego sposobu.

Lokalizacja transektów, wcześniej zaprojektowana na planach batymetrycznych, zarówno pod względem liczby, jak i usytuowania, powinna być weryfikowana w trakcie badań terenowych. Realizacja nadrzędnego celu badania, czyli uchwycenie pełnego zróżnicowania roślinności w zbiorniku, może bowiem niekiedy wymagać przesunięcia transektu w inne miejsce niż teoretycznie zaplanowano.

Wyliczona minimalna liczba transektów dla danego jeziora (MLT) jest wartością minimalną i zmniejszenie jej jest możliwe tylko i wyłącznie w ściśle uzasadnionych przypadkach, jak np. trudne warunki pracy (np. silne falowanie na dużych, płytkich jeziorach).

W bardzo dużych jeziorach, o powierzchni >500 ha, można ograniczyć liczbę transektów, wykonując badania na co drugim lub co trzecim transekcie (jednak na nie mniej niż 30 transektach), zakładając, że badane transekty będą rozmieszczone stosunkowo równomiernie, proporcjonalnie i reprezentatywnie. Niedopuszczalna jest sytuacja wykonania tylko 30 pierwszych transektów, położonych najbliżej miejsca wodowania łodzi, bez spenetrowania całości jeziora.

Także w silnie zdegradowanych zbiornikach, gdzie roślinność zanurzona nie występuje, a jedynymi makrofitami są zbiorowiska szuwarowe, jeżeli na pierwszych 3-4 transektach występuje jedynie szuwar, zasadne jest wykonywanie dalej badań na co drugim lub nawet co trzecim transekcie. Sytuacja taka nie zwalnia jednak od obowiązku spenetrowania fitolitoralu na całej długości linii brzegowej, szczególnie w przypadku zmieniającej się morfologii (np. pojawienie się zatoki) lub różnej formy antropopresji. Dokładny opis wytycznych znajduje się również w opracowaniu Kolada i Ciecierska (2009).

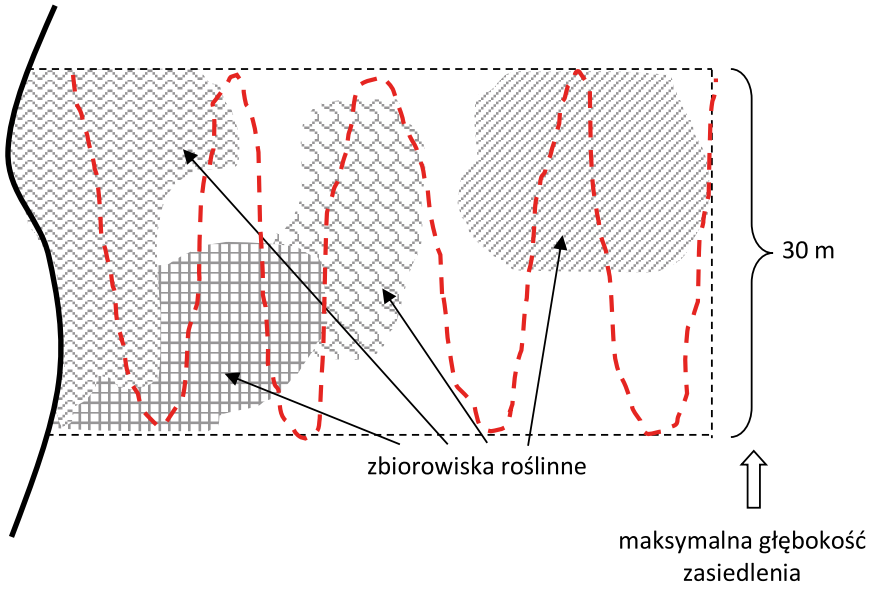
1.4.2. Zakładanie transektu

Szerokość transektu nie powinna być mniejsza niż 30 m, co umożliwia swobodne manewrowanie łodzią oraz daje stosunkowo reprezentatywny obraz roślinności jeziora na danym odcinku linii brzegowej (rys. 1). Szerokość transektu może być zwiększana bez ograniczeń, w skrajnych przypadkach do pełnego zmapowania fitolitoralu.

Transekt powinien obejmować całą szerokość strefy litoralu zasiedloną przez roślinność, od linii brzegowej (w przypadku bardzo rozbudowanego szuwaru – od linii szuwaru) do maksymalnego zasięgu głębokościowego roślinności zanurzonej (rys. 1). Do określenia długości transektu niezbędne jest **ustalenie maksymalnej głębokości występowania roślinności**, co wykonuje się przez sondowanie dna przy pomocy kotwiczki na skalowanej lince lub za pomocą echosondy. W przypadku jezior płytkich, silnie wypłyconych zatok lub płytkich transektów położonych pomiędzy brzegiem a wyspą, gdzie dno jest pokryte roślinnością na całej długości transektu, bada-

nie należy wykonać od brzegu do brzegu, w poprzek zbiornika. Przy czym badanie to powinno zostać potraktowane jako dwa niezależne transekty (do i od najgłębszego miejsca na transekcie – jeśli takie występuje lub do i od połowy odległości pomiędzy brzegami – miejsce to można wyznaczyć posługując się systemem GPS). Dla takiego transektu **nie podaje się maksymalnego zasięgu występowania roślinności**, ponieważ uwzględnienie takich danych wpłynęłoby na niewłaściwe ustalenie głębokości występowania roślinności (zaniżenie wartości średniej), a tym samym niewłaściwe określenie powierzchni całkowitej fitolitoralu.

Transekt obejmuje wycinek litoralu, wyznaczony prostopadle do linii brzegowej jeziora o szerokości co najmniej 30 m i długości odpowiadającej całej strefie zarastania, od brzegu jeziora do maksymalnej głębokości występowania roślinności.

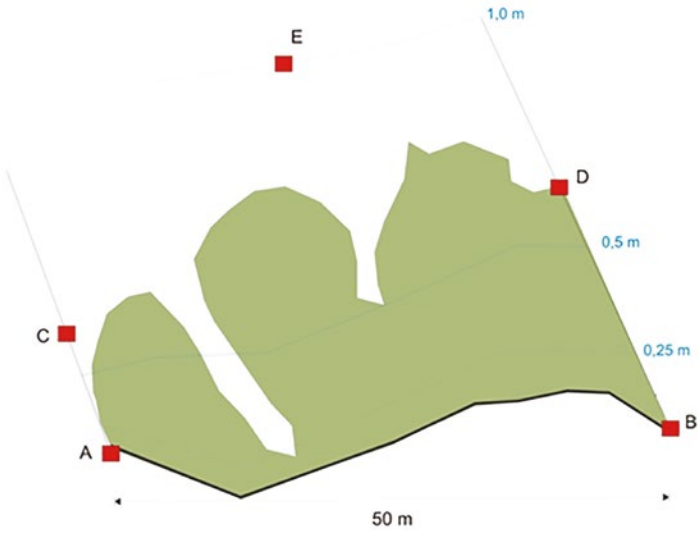


Rys. 1. Schemat transektu do wykonywania badań roślinności w fitolitoralu jezior; czerwona przerywana linia opisuje przykładową trasę łodzi podczas badania

W przypadku jezior przymorskich i zalewów, szerokość transektu wynosi 50 m wzdłuż linii brzegowej, a jego długość jest zależna od ukształtowania dna w litoralu i rozwinięcia roślinności wynurzonej, do głębokości 1 m, a w przypadku, gdy roślinność szuwarowa występuje głębiej, do maksymalnej głębokości jej występowania.

Zasięg przestrzenny transektu ustala się, określając za pomocą GPS współrzędne następujących pięciu punktów (rys. 2):

- punkty początkowy i końcowy boku transektu równoległego do brzegu (A, B);
- punkty początkowy i końcowy transektu położone w linii szuwaru (C, D);
- koniec boku transektu prostopadłego do linii brzegowej na głębokości 1 m (E), a w przypadku, gdy roślinność szuwarowa występuje głębiej, w punkcie maksymalnej głębokości jej występowania.



Rys. 2. Schemat wyznaczenia rejonu transektu badawczego za pomocą pięciu punktów (A–E) (opis w tekście; rysunek za Ciecierska i in., 2016 oraz Bociąg i in., 2018)

1.4.3. Badania na transekcie

Badania roślinności wodnej i szuwarowej w metodzie ESMI wykonuje się w ujęciu synfitosocjologicznym, czyli obiektem badań **nie są pojedyncze gatunki, ale zbiorowiska roślinne** (często w randze zespołów).

Pod pojęciem „ZBIOROWISKO" rozumiane jest skupisko roślin danego gatunku, zajmujące powierzchnię ≥1 m² i o gęstości pokrycia ≥¼ powierzchni (zatem pojedyncze osobniki danego gatunku, rozmieszczone bardzo rzadko i nie tworzące skupień, nie stanowią zbiorowiska).

Badanie przeprowadza się metodą **zdjęcia synfitosocjologicznego** (sigma-zdjęcia), gdzie powierzchnią zdjęcia jest powierzchnia transektu. Badanie na potrzeby klasyfikacji jezior przymorskich (typ 4/Kond) wykonuje się identycznie, jak badanie pozostałych jezior o wodach wysokozasadowych (twardowodnych) słodkich.

W jeziorach wysokozasadowych śródlądowych, badanie makrofitów w obrębie transektu obejmuje:

- dokonanie pomiaru maksymalnej głębokości występowania roślinności, która wyznacza zasięg transektu; w przypadku jezior bardzo płytkich lub ich wypłyconych części (np. zatoka lub przestrzeń od brzegu do wyspy), pokrytych roślinnością od brzegu do brzegu, maksymalnej głębokości występowania roślinności nie określa się, a badania wykonuje się na dwóch transektach: jeden od brzegu do środka odległości pomiędzy brzegami i drugi od środka do przeciwległego brzegu;

- oszacowanie stopnia pokrycia roślinnością całego transektu w skali procentowej z dokładnością do ok. 10%; (% powierzchni transektu);
- identyfikację wszystkich zbiorowisk roślinnych (nie gatunków) zgodnie z przyjętą zasadą dominacji gatunków;
- określenie względnego udziału każdego zidentyfikowanego zbiorowiska w obrębie transektu przy zastosowaniu 7-stopniowej skali Brauna-Blanqueta (1964) (tab. 2) w stosunku do powierzchni pokrytej roślinnością na transekcie (a nie w stosunku do powierzchni transektu).

Informacje zgromadzone w terenie należy odnotować w protokole terenowym. Zakres informacji niezbędny do zgromadzenia w terenie zawiera wzór protokołu w załączniku I, przy czym informacje o składzie syntaksonomicznym roślinności należy gromadzić dla każdego transektu osobno (strona 2/2 protokołu).

Tabela 2. Przeliczenie skali ilościowości Brauna-Blanqueta na udział powierzchni zajmowanej przez zbiorowisko oraz średnie pokrycie zbiorowisk, wyliczone na podstawie danych empirycznych (za Ciecierska, 2008)

Skala ilościowości Brauna-Blanqueta	Udział powierzchni zbiorowiska w całkowitej powierzchni zajętej przez roślinność (%)	Średnie pokrycie (%)*
5	75 - 100	86
4	50 – 75	61
3	25 – 50	34
2	5 - 25	15
1	1 - 5	3
+	0,1 - 1	0,5
r	<0,1	0,1

*na podstawie danych empirycznych z badań własnych (za Ciecierska, 2008)

W przypadku jezior przymorskich i zalewów, metodę pracy w transekcie należy dostosować do aktualnych warunków (przezroczystość wody, charakter dna i głębokość). Obok zalecanej w przewodniku metodycznym do badania siedliska 1150 (Zalewska-Gałosz, 2010) metody nurkowania swobodnego, możliwe jest wykorzystanie metody brodzenia (np. w spodniobutach lub skafandrze neoprenowym). Praktycznym rozwiązaniem jest także pływanie z użyciem płetw, maski i rurki (tzw. snorkeling). Dopuszczalne jest także wykorzystanie metody próbkowania roślinności kotwiczką z pontonu lub łodzi.

Poza pracami opisanymi w przewodniku metodycznym (Zalewska-Gałosz, 2010) w celu wykonania oceny stanu siedliska *Zalewy i jeziora przymorskie, laguny* (1150), na potrzeby klasyfikacji stanu ekologicznego jezior przymorskich i zalewów w obrębie transektu należy:

- określić procent linii brzegowej oraz procent powierzchni transektu zajęty przez roślinność szuwarową oraz przez pozostałe typy roślinności (ocena szacunkowa, wskazane jest wykorzystanie narzędzi GIS);
- wykreślić, korzystając z odbiornika GPS, linię zasięgu roślinności szuwarowej od strony wody oraz od strony lądu;

- wykonać zdjęcie synfitosocjologiczne (sigma-zdjęcie), opisujące całą roślinność w transekcie od brzegu do maksymalnej głębokości jej występowania, w sposób identyczny jak w przypadku jezior śródlądowych.

Podczas wykonywania badań nie należy pomijać transektów, na których nie stwierdzono roślinności (np. z powodu występowania plaży, silnego zacienienia przez drzewa, mechanicznego wykaszania, wyginięcia makrofitów z powodu złej jakości wody, etc.) chyba, że jest to sytuacja bardzo wyjątkowa i transekt „pusty" jest niereprezentatywny dla jeziora. Generalnie, brak roślinności, czy to zanurzonej, czy wynurzonej, jest bardzo ważną informacją diagnostyczną przy ocenie jeziora.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Badania laboratoryjne w przypadku makrofitów jezior dotyczą głównie oznaczania taksonów trudnych w rozpoznawaniu, które nie zostały zidentyfikowane w terenie.

Próbki gatunków roślin niezidentyfikowanych w terenie należy zabrać ze sobą do laboratorium w celu ich oznaczenia. W przypadku roślin naczyniowych należy zebrać możliwie całe osobniki, z jak największą liczbą organów (łodygi, liście, jeśli możliwe także korzenie, kwiaty/owoce). W przypadku ramienic należy zebrać najmłodsze, niezniszczone szczyty roślin, obejmujące kilka szczytowych węzłów.

Do czasu ukończenia badania w terenie, rośliny należy zabezpieczyć w foliowych opisanych torebkach (jezioro, data, nr transektu, orientacyjna głębokość występowania rośliny), a po powrocie z terenu rozłożyć płasko na higroskopijnym papierze, np. gazeta, chłonna bibuła, i wysuszyć pod obciążeniem. W przypadku ramienic nie należy obciążać zbyt mocno, aby uniknąć połamania kruchych i delikatnych plech. Rośliny można również zbierać bezpośrednio do gazet lub bibuł (opisanych) w suszarce roślinnej.

Do czasu oznaczenia rośliny takie należy ponownie moczyć w wodzie (w przypadku mocnego pokrycia pędów i liści nalotem wapiennym można je przepłukać słabym roztworem kwasu octowego lub kwasku cytrynowego) i ponownie rozłożyć w nowych gazetach lub bibułach.

Dokładne procedury postępowania przy oznaczaniu gatunków makrofitów przedstawione zostały w rozdziale dotyczącym metody klasyfikacji rzek na podstawie makrofitów (metoda MMOR).

Oznaczanie należy przeprowadzić do możliwie najniższej grupy taksonomicznej na podstawie kluczy do identyfikacji taksonomicznej roślin; zalecane pozycje literaturowe: Dąmbska (1966), Kłosowski i Kłosowski (2007), Zalewska-Gałosz (2008), Szoszkiewicz i in. (2008, 2010), Pełechaty i Pukacz (2008), Jusik (2012), Urbaniak i Gąbka (2014).

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH WSKAŹNIKA ESMI

Przed wyliczeniem wskaźników metody ESMI, dane jednostkowe, zebrane w terenie na poziomie transektów, należy uśrednić w celu uzyskania danych o roślinności w skali całego jeziora:

- **średnia głębokość występowania roślin** jest arytmetyczną średnią maksymalnej głębokości na poszczególnych transektach;
- **średnie procentowe pokrycie** fitolitoralu roślinnością jest średnią arytmetyczną całkowitego pokrycia poszczególnych transektów;
- oba wskaźniki umożliwiają wyliczenie **całkowitej powierzchni zajmowanej przez roślinność, czyli powierzchni fitolitoralu (N);** powierzchnię fitolitoralu wylicza się w oparciu o dane morfometryczne jeziora, jako iloczyn powierzchni litoralu ograniczonej izobatą określającą średni dla jeziora zasięg głębokościowy makrofitów oraz średniego procentowego pokrycia roślinności; jeśli na karcie morfometrycznej nie ma wskazanej powierzchni określonej średnim maksymalnym zasięgiem głębokościowym, powierzchnię tę należy wyliczyć jako ekstrapolację następnej podanej na karcie; w przypadku jezior bardzo płytkich, gdzie całe dno jeziora jest porośnięte makrofitami, powierzchnia fitolitoralu jest równa iloczynowi powierzchni jeziora oraz średniego procentowego pokrycia roślinności;
- zestawienie wszystkich zbiorowisk roślinnych, występujących na poszczególnych transektach powinno przedstawiać **pełny skład syntaksonomiczny** fitolitoralu jeziora;
- **średnie pokrycie każdego zbiorowiska roślinnego (n)** w obrębie fitolitoralu jest średnią arytmetyczną jego pokrycia na poszczególnych transektach, po przeliczeniu stopni skali Brauna-Blanqueta na średnie pokrywanie procentowe zgodnie z przelicznikiem w tabeli 2; suma średniego pokrycia wszystkich zbiorowisk zarówno na poszczególnych transektach, jak i w obrębie całego fitolitoralu powinna być zbliżona do 100 ± 5 %. Jeżeli średnie pokrycie wynosi poniżej 100% oznacza to, że pokrywanie zostało niedoszacowane (zaniżone), jeżeli powyżej 100% to przeszacowane (zawyżone).

Uzyskane w ten sposób parametry są niezbędne do wyliczenia wskaźników monitoringowej metody klasyfikacji stanu ekologicznego jezior ESMI. Zgodnie z wymogami Załącznika V RDW, wskaźnik ESMI uwzględnia zróżnicowanie taksonomiczne makrofitów, ich ilościowość oraz odnosi się do typologii abiotycznej.

3.1. Wskaźnik równocenności J

Miarą zmienności składu taksonomicznego (syntaksonomicznego) w metodzie ESMI jest wskaźnik zróżnicowania fitocenotycznego (H'), wyliczany ze wzoru Shannona-Wienera (Shannon i Weaver, 1949), gdzie cechą ilościową jest względny średni udział powierzchni zajmowanej przez poszczególne zbiorowiska roślinne w obrębie jeziora. Wskaźnik H' wyliczany jest zgodnie ze wzorem:

$$H' = -\Sigma \frac{n_i}{N} \times ln \frac{n_i}{N}$$

gdzie:

n_i – powierzchnia danego zbiorowiska roślinnego, wyrażona w procentach całkowitej powierzchni pokrytej przez roślinność (N);
N - całkowita powierzchnia fitolitoralu (100%).

Miarą teoretycznego zróżnicowania fitocenotycznego jest wskaźnik maksymalnego zróżnicowania fitocenotycznego (H_{max}), który jest zależny od liczby zbiorowisk zidentyfikowanych w fitolitoralu jeziora. Wskaźnik H_{max} wyliczany jest zgodnie ze wzorem:

$$H_{max} = lnS$$

gdzie:

S – całkowita liczba zbiorowisk zidentyfikowanych w obrębie litoralu jeziora.

Stosunek tych dwóch wskaźników rozumiany jest jako miara strukturalnych uproszczeń roślinności pod wpływem antropopresji i znany jest jako wskaźnik równocenności Pielou J (Pielou, 1966):

$$J = \frac{H'}{H_{max}}$$

3.2. Wskaźnik zasiedlenia Z

Miarą ilościową w metodzie ESMI jest wartość wskaźnika zasiedlenia (Z), który wyraża stosunek bezwzględnej powierzchni zajmowanej przez makrofity (powierzchni fitolitoralu N) do powierzchni potencjalnie dostępnej dla roślinności, czyli powierzchni litoralu ograniczonej izobatą 2,5 m (obszar jeziora, gdzie woda jest płytsza niż 2,5 m). Wskaźnik zasiedlenia wyliczany jest według wzoru:

$$Z = \frac{N}{P - izob.2,5}$$

gdzie:

N - całkowita powierzchnia fitolitoralu (ha);
P – powierzchnia jeziora (ha);
izob. 2,5 – powierzchnia jeziora ograniczona izobatą 2,5 m (odczytana z karty morfometrycznej) (ha)

W jeziorach płytkich, których głębokość maksymalna jest mniejsza lub równa 2,5 m, mianownik wzoru przyjmuje wartość powierzchni całkowitej jeziora.

Wskaźnik zasiedlenia przyjmuje tym wyższe wartości, im większa jest maksymalna głębokość występowania roślinności. Przy głębokości zasiedlenia roślin wynoszącej 2,5 m i przy pełnym pokryciu litoralu roślinnością (100% pokrycia) Z=1.

4. OBLICZANIE INDEKSU MULTIMETRYCZNEGO ESMI

Wszystkie powyższe wskaźniki wchodzą w skład multimetrycznego makrofitowego indeksu klasyfikacji stanu ekologicznego (ESMI), który przyjmuje postać:

$$\boldsymbol{ESMI = 1 - exp\left[-J \times Z \times exp\left(\frac{N}{P}\right)\right]}$$

gdzie:

J – współczynnik równocenności Pielou;
Z – wskaźnik zasiedlenia;
N - całkowita powierzchnia fitolitoralu (ha);
P – powierzchnia jeziora (ha)

Zastosowanie w powyższym wzorze funkcji wykładniczej oraz odjęcie od jedności sprawiają, że wskaźnik przyjmuje wartości w zakresie od 0 do 1, przy czym dla ekosystemów zbliżonych do naturalnych, mało zsynantropizowanych osiąga wartości bliskie 1 i spada w miarę pogarszania się stanu jeziora. Tym samym wskaźnik spełnia wymogi Ramowej Dyrektywy Wodnej stawiane Współczynnikom Jakości Ekologicznej.

Dodatkowa wielkość we wzorze, iloraz powierzchni fitolitoralu (N) do powierzchni całego jeziora (P) stanowi element typologiczny. Uwzględnienie tej dodatkowej zmiennej umożliwia stosowanie wskaźnika ESMI w niezmienionej formie do klasyfikacji jezior zarówno głębokich, jak i płytkich. Dokonuje przy tym istotnych zmian wartości ESMI w przypadku jezior bardzo płytkich, głównie tych, których fitolitoral całkowicie lub w znacznym stopniu wypełnia całe jezioro. Wprowadzona do wzoru wielkość pozwala uniknąć obniżenia klasyfikacji jezior bardzo płytkich, których głębokość zasiedlenia makrofitów ze względów morfometrycznych nie może być większa niż 2,5 (małe wartości wskaźnika zasiedlenia Z).

Wskaźniki $ESMI_{JP}$, oraz $ESMI_{Z}$ wyliczane są w identyczny sposób.

Wskaźnik przyjmuje wartości od 0 do 1, gdzie 0 oznacza stan najbardziej zdegradowany, a 1 stan nieprzekształcony, najbardziej zbliżony do naturalnego (referencyjny).

5. KLASYFIKACJA JEZIOR I ZALEWÓW NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA ESMI

5.1. Klasyfikacja jezior twardowodnych śródlądowych

Wartości graniczne klas stanu ekologicznego wskaźnika ESMI dla jezior twardowodnych śródlądowych zostały ustalone na podstawie analizy rozkładu rzeczywistych wartości ESMI w bazie danych, służącej opracowaniu metody (Ciecierska i in., 2006). Przyjmując jako granicę stanu bardzo dobrego i dobrego 25 percentyl wartości ESMI na stanowiskach referencyjnych (0,680 dla obu typów miktycznych jezior), pozostałe granice zostały wyprowadzone statystycznie (tab. 3). Ich ostateczna wartość jest wynikiem prac w pan-europejskim ćwiczeniu interkalibracyjny (Portielje i in., 2014).

Tabela 3. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie Makrofitowego Wskaźnika Stanu Ekologicznego ESMI dla jezior wysokozasadowych, niezasolonych

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość ESMI
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,680
DOBRY	≥0,410
UMIARKOWANY	≥0,205
SŁABY	≥0,070
ZŁY	<0,070

Klasyfikacja wód na podstawie ESMI opiera się na wskaźniku biologicznym, a więc elemencie zmiennym, zależnym od bardzo wielu, nie zawsze dobrze poznanych, czynników środowiskowych. Z tego względu do metodyki wprowadzono założenia dodatkowe, które uzasadniają przypisanie jeziora do innej, niż wskazuje wartość indeksu ESMI, klasy stanu ekologicznego. I tak:

- jeżeli wartość ESMI wskazuje na stan dobry, ale udział łąk ramienicowych w fitolitoralu jest większy niż 25% (zgodnie z ustalonymi warunkami referencyjnymi), wówczas uzasadnione jest **podwyższenie klasy do stanu bardzo dobrego**;
- jeżeli ponad 75% fitolitoralu zajmują fitocenozy gatunków negatywnych, tj. *Ceratophyllum demersum, C. submersum, Elodea canadensis, E. nuttallii, Potamogeton pectinatus* lub *P. friesii*, wówczas **klasę jakości wynikającą z wartości wskaźnika ESMI należy obniżyć o jedną**;
- jeżeli w jeziorze nie stwierdzono zanurzonych roślin naczyniowych lub ramienic, a jedynie szuwar (brak hydrofitów), to bez względu na wartość wskaźnika ESMI, jezioro należy zaklasyfikować **do złego stanu ekologicznego**.

5.2. Klasyfikacja jezior przymorskich i zalewów

Ustalenie stanu referencyjnego i systemu klasyfikacji stanu dla jezior przymorskich i zalewów jest zadaniem trudnym ze względu na brak tego typu ekosystemów w Europie zachowanych w stanie niezaburzonym. Z tego względu, na podstawie przeglądu literatury przedmiotu (m.in. Piotrowska, 1966; Kraska, 1997; Selig i in., 2007; Karus i Feldmann, 2013) oraz dyskusji w gronie ekspertów z wieloletnim doświadczeniem, opracowane zostały teoretyczne modele jeziora przymorskiego oraz zalewu o niezaburzonych układach roślinnych (szczegóły w Ciecierska i in., 2016).

Dla modelowych układów referencyjnych wyliczone zostały teoretyczne wartości referencyjne wskaźnika ESMI, które wyniosły 0,457 dla jezior przymorskich oraz 0,306 dla zalewów. Wartości te stanowiły punkt wyjścia do opracowania systemu klasyfikacji dla tych dwóch grup ekosystemów na podstawie ESMI. Dla jezior przymorskich przyjęto współczynnik przeliczeniowy do kalibracji granic klas stanu ekologicznego równy 0,5, dla zalewów zaś 0,3. Poprzez przemnożenie przez te współczynniki granic klas ustalonych dla jezior śródlądowych otrzymano nowe granice klas dla tych typów wód (tab. 4).

Tabela 4. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie Makrofitowego Wskaźnika Stanu Ekologicznego ESMI dla jezior przymorskich ($ESMI_{JP}$) i zalewów ($ESMI_{Z}$)

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość $ESMI_{JP}$	Wartość $ESMI_{Z}$
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,340	≥0,204
DOBRY	≥0,205	≥0,123
UMIARKOWANY	≥0,103	≥0,060
SŁABY	≥0,035	≥0,002
ZŁY	<0,035	<0,002

Podobnie jak w przypadku jezior śródlądowych, również klasyfikacja dla jezior przymorskich i zalewów została uzupełniona o warunek dodatkowy, związany z występowaniem w tych typach zbiorników zbiorowisk ramienic:

- jeżeli udział zbiorowisk ramienic w fitolitoralu jest większy niż 10 %, wówczas należy podwyższyć klasę stanu ekologicznego o jedną, niezależnie do jakiego stanu zaklasyfikowano ekosystem ze względu na wartości wskaźnika ESMI.

Warunek ten, podobnie jak w przypadku jezior wysokozasadowych śródlądowych, uwzględnia walor zbiorowisk ramienic jako wskaźników dobrego stanu wód. Ze względu na dane historyczne z lat 60-tych XX w., potwierdzające występowanie w przeszłości ramienic w co najmniej części jezior przymorskich (Chudziak, 1994; Kraska, 1997) oraz ich obecność w zalewach, jego zastosowanie również w ocenie tych typów zbiorników wodnych jest zasadne. Natomiast pozostałe dwa warunki dodatkowe, wprowadzone dla jezior śródlądowych, nie mają zastosowania w jeziorach przymorskich i zalewach. Brak hydrofitów nie powinien dyskwalifikować jezior przymorskich ze względu na większą dynamikę zmian roślinności podwodnej w tych jeziorach

i efemeryczny charakter zbiorowisk zanurzonych hydrofitów. Również dominacja w litoralu gatunków wskazanych jako negatywne (*Ceratophyllum demersum, C. submersum, Elodea canadensis, Potamogeton pectinatus* lub *P. friesii*) nie powinna wpływać w przypadku jezior przymorskich i zalewów na obniżenie oceny.

PIŚMIENNICTWO

Arts G.H.P., 2002. Deterioration of Atlantic soft water macrophyte communities by acidification, eutrophication and alkalinisation. Aquat. Bot., 73: 373-393.

Baattrup-Pedersen A., Andersson B., Brandrud T.E., Karttunen K., Riis T., Toivonen H., 2001. Macrophytes. W: J. Skriver (red.) Biological monitoring in Nordic rivers and lakes. National Environmental Research Institute, Denmark. TemaNord 2001:513: 53-60.

Best E.P.H., 1988. The phytosociological approach to the description and classification of aquatic macrophytic vegetation. [w:] Symoens J.J. (red.). Vegetation of inland waters. Handbook of vegetation science, 15/1. Kluwer, pp. 155-182.

Bociąg K., Kolada A., Ciecierska H., 2018. Przewodnik metodyczny – siedlisko 1150 Zalewy i jeziora przymorskie, laguny. http://morskiesiedliska.gios.gov.pl/pl/do-pobrania/przewodniki-metodyczne.

Braun-Blanquet J., 1964. Pflanzensoziologie. Springer, Wien, New York.

Brzeg A., Wojterska M., 2001. Zespoły roślinne Wielkopolski, ich stan poznania i zagrożenie. W: Wojterska M. (red.). Szata roślinna Wielkopolski i Pojezierza Południowopomorskiego. Przewodnik sesji terenowych 52. Zjazd PTB, 24–28 września 2001: 39–110. Bogucki Wyd. Nauk. Poznań.

Chambers P.A., Kalff J., 1985. Depth distribution and biomass of submerged aquatic macrophyte communities in relation to Secchi depth. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 42:107-109.

Chudziak E., 1994. Ramienice Kolekcji prof. Izabelli Dąmbskiej. Uni. im A. Mickiewicza w Poznaniu, Zakład Hydrobiologii (maszynopis).

Ciecierska H., 2008. Makrofity jako wskaźniki stanu ekologicznego jezior. Rozprawy i Monografie, 139. Wyd. UWM, Olsztyn.

Ciecierska H., Bociąg K., Kolada A., 2016. Rozdział 3.15.2. Ocena stanu ekologicznego metodą ESMI. [w:] Pilotażowe wdrożenie monitoringu gatunków i siedlisk morskich w latach 2015-2018. Etap II, GIOŚ, Warszawa (maszynopis).

Ciecierska H., Kolada A., Soszka H., Gołub M., 2006. Opracowanie podstaw metodycznych dla monitoringu biologicznego wód powierzchniowych w zakresie makrofitów i pilotowe ich zastosowanie dla części wód reprezentujących wybrane kategorie i typy. Etap II. Tom II – Jeziora. Praca wykonana na zamówienie Ministra Środowiska, finansowana ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej. IOŚ-UWM, Warszawa-Olsztyn (maszynopis).

Dąmbska I., 1966. Zbiorowiska ramienic Polski. Pozn. Tow. Przyjaciół Nauk, Ser. B., Biol., 31/3: 1-75.

den Hartog C., van der Velde G., 1988. Structural aspects of aquatic plant communities. W: J.J. Symoens (red.) Vegetation of inland waters. Handbook of vegetation science, 15/1. Kluwer, pp. 113-154.

Géhu J.-M., 1976. Sur les paysages végétaux ou sigmassciations des prairies salées du Nord-Quest de la France. Doc. Phytosoc., 15-18: 27-65.

Géhu J.-M., 1977. Le concept de sigmassociations et son application a l'etude du pysage vegetal des Falaises Atlantiques Françaises. Vegetatio, 34: 117-125.

Haury J., 1996. Assessing functional typology involving water quality, physical features and macrophytes in a Normandy river. Hydrobiologia, 340: 43-49.

Hellsten S., 1997. Environmental factors related to water level regulation – a comparative study in northern Finland. Boreal Environment Research, 2: 345-367.

Hellsten S., 2000. Effects of lake water level regulation on aquatic macrophyte stands in northern Finland and options to predict these impacts under different conditions. Environmental factors and aquatic macrophytes in the littoral zone of regulated lakes. Causes, consequences and possibilities to alleviate harmful effects. Academic Dissertation. Acta Univ. Oul., A 348, Oulu.

Hellsten S., Riihimäki J., 1996. Effects of lake water level regulation on the dynamics of aquatic macrophytes stands in northern Finland. Hydrobiologia 340: 85-92.

Jensén S., 1977. Classification of lakes in southern Sweden on the basis of their macrophyte composition by means of multivariate methods. Vegetatio, 39: 129-146.

Jensén S., 1979. Classification of lakes in southern Sweden on the basis of their macrophyte composition by means of multivariate methods. Vegetatio, 39: 129-146.

Jusik S., 2012. Klucz do oznaczania mchów i wątrobowców wodnych dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Główny Inspektorat Ochrony Środowiska. Warszawa.

Karus K., Feldmann T., 2013. Factors influencing macrophyte metrics in Estonian coastal lakes in the light of ecological status assessment. Hydrobiologia 704: 153–163.

Keskitalo J., Salonen K., 1994. Manual for integrated monitoring. Subprogramme Hydrobiology of Lakes. National Board of Waters and the Environment, Helsinki, Vesi-Ja Ymparistohallinnon Julkaisuja, Seria B, 16: 28-30.

Kłosowski S., 1992. Ekologia i wartość wskaźnikowa zbiorowisk roślinności szuwarowej naturalnych zbiorników wód stojących. Fragm. Flor. Geobot., 37, 2: 563-585.

Kłosowski S., Kłosowski G., 2007. Rośliny wodne i bagienne. Wydaw. MULTICO. Warszawa.

Knoben R.A.E., Roos C., van Oirschot M.C.M., 1995. Biological Assessment Methods for Watercourses. UN/ECE Task Force on Monitoring and Assessment.

Kolada A., 2010. The use of aquatic vegetation in the lake assessment: testing the sensitivity of macrophyte metrics to anthropogenic pressures and water quality. Hydrobiologia, 656, 133-147.

Kolada A., Ciecierska H., 2009. Wytyczne do prowadzenia badań terenowych oraz do sposobu zestawiania i przetwarzania danych o makrofitach w jeziorach. Warszawa, pp. 22 (maszynopis); dostęp internetowy: http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/wytyczne_ESMI.pdf.

Kraska M. 1997. Zbiorowiska roślinne: Zbiorowiska wodne i nadbrzeżne. W: Piotrowska H. (red.), Przyroda Słowińskiego Parku Narodowego. Bogucki Wyd. Nauk. Poznań – Gdańsk: 257–266.

Matuszkiewicz W., 2002. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. PWN, Warszawa.

Melzer A., 1999. Aquatic macrophytes as tools for lake management. Hydrobiologia, 395/396: 181–190.

Mjelde M., Hellsten S., Ecke F., 2013. A water level drawdown index for aquatic macrophytes in Nordic lakes. Hydrobiologia, 704, 141-151.

Newbold C., Palmer M.A., 1979. Trophic adaptation of aquatic plants. CST 18, Nature Conservation Council, Peterborough.

Ozimek T., Kowalczewski A., 1984. Long-term changes of the submerged macrophytes in eutrophic Lake Mikołajskie (North Poland). Aquat. Bot., 19: 1-11.

Palmer M.A., Bell S.L., Butterfield I.A., 1992. A botanical classification of standing waters in Britain: application for conservation and monitoring. Aquatic Conserv.: Mar. Freshw. Ecosyst., 2: 125-143.

Pełechaty M., Pukacz A., 2008. Klucz do oznaczania gatunków ramienic (Characeae) w rzekach i jeziorach. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.

Pilou E.C., 1966. An introduction to mathematical ecology. Wiley, New York.

Piotrowska H., 1966. Rośliny naczyniowe wyspy Wolina i południowo-wschodniego Uznamu. Prace Kom. Biol. PTNP. 30: 1–282.

Podbielkowski Z., Tomaszewicz H., 1996. Zarys hydrobotaniki. PWN, Warszawa.

Portielje R., Bertrin V., Denys L., Grinberga L., Karottki I., Kolada A., Krasovskienė J., Leiputé G., Maemets H., Ott I., Phillips G., Pot R., Schaumburg J., Schranz Ch., Soszka H., Stelzer D., Søndergaard M., Willby N., Poikane S., 2014. Water Framework Directive Intercalibration Technical Report. Central Baltic Lake Macrophyte ecological assessment methods. Luxembourg: Publications Office of the European Union, Ispra.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Rejewski M., 1981. Roślinność jezior rejonu Laski w Borach Tucholskich. Rozprawy UMK, Toruń.

Robach F., Thiébaut G., Tremoliéres M., Muller S., 1996. A reference system for continental running waters: plant communities as bioindicators of increasing eutrophication in alkaline and acid waters in north-east France. Hydrobiologia, 340: 67-76.

Røslett B., 1991. Principal determinants of aquatic macrophyte richness in northern European lakes. Aquat. Bot., 39: 173-193.

Selig U., Eggert A., Schories D., Schubert M., Blümel C., Schubert H., 2007. Ecological classification of macroalgae and angiosperm communities of inner coastal waters in the southern Baltic Sea. Ecological Indicators 7: 665–678.

Shannon C.E., Weaver W., 1949. The mathematical theory of communication. Urbana: University of Illinois Press.

Smolders A.J.P., Lamers L.P.M., Roelofs J.G.M., 2001. Aquatic macrophytes in assessment and monitoring of ecological quality. W: K. Karttunen (red.) Monitoring and assessment of the ecological status of aquatic environments. TemaNord 2001:563, 23-31.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Zgoła T., 2008. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Główny Inspektorat Ochrony Środowiska, Warszawa.

Szoszkiewicz K., Jusik S., Zgoła T., 2010. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, Inspekcja Ochrony Środowiska, Wydawnictwo Naukowe Instytutu Technologii Eksploatacji – PIB, s. 308.

Tomaszewicz H., 1979. Roślinność wodna i szuwarowa Polski (klasy: *Lemnetea, Charetea, Potamogetonetea, Phragmitetea*) wg stanu zbadania na rok 1975. Wyd. UW, Warszawa.

Tüxen R., 1974. Die Pflanzengesellschaften Nordwestdeutschlands. Lehre.

Tüxen R., 1979. Sigmeten und Geosigmeten, ihre Ordnung und ihre Bedentung fur Wissenschaft, Naturschutz und Plannung. Biogeog., The Hague-Boston-London, 16: 79-92.

Urbaniak J., Gąbka M. 2014. Polish Charophytes. An Illustrated Guide to Identification. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Wrocław, s. 120.

Wiegleb G., 1991. Die Lebens- und Wuchsformen die makrophytischen Wasserpflanzen und deren Beziehungen zur Ökologie, Verbreitung und Vergesellschaftung der Arten. Tuexenia, 11, 135-147.

Zalewska-Gałosz J. 2008. Rodzaj *Potamogeton* L. w Polsce – taksonomia i rozmieszczenie. The genus *Potamogeton* L. in Poland – taxonomy and distribution. Instytut Botaniki Uniwersytetu Jagiellońskiego, s. 221.

Zalewska-Gałosz J., 2010. Zalewy i jeziora przymorskie (laguny) [w:] Mróz W. (red.). Monitoring siedlisk przyrodniczych. Przewodnik metodyczny. Część I, GIOŚ, Warszawa: 32–58.

Załącznik I

PROTOKÓŁ TERENOWY DO BADAŃ MAKROFITÓW W JEZIORACH I ZALEWACH

Strona 1/2

FORMULARZ BADAŃ MONITORINGOWYCH JEZIOR - MAKROFITY

DANE KONTAKTOWE

Jezioro		**Kod MPHP**	
Jednostka wykonująca badanie			

PLAN BATYMETRYCZNY JEZIORA

Tu proszę wkleić plan batymetryczny z zaznaczoną lokalizacją i numeracją transektów

UWAGI DOTYCZĄCE WARUNKÓW PRACY

Proszę wypełnić w przypadku wystąpienia jakichkolwiek utrudnień, niedogodności, sytuacji utrudniających lub uniemożliwiających wykonanie badań

Strona 2/2

FORMULARZ TERENOWY DO BADAŃ MAKROFITÓW W JEZIORACH

DANE OGÓLNE

Jezioro		**Kod MPHP jeziora**	
Data wykonania badania (mm-rrrr)		Numer transektu	..... z .....
Osoba wykonująca badanie			
Godzina rozpoczęcia badania:		~zakończenia badania:	
Lokalizacja początku transektu:	N:	E:	
Ew. lokalizacja końca transektu	N:	E:	

STRUKTURA ROŚLINNOŚCI

Max głębokość zasięgu roślinności szuwarowej [m]		Max głębokość zasięgu roślinności zanurzonej [m]	
		Szacunkowe pokrycie dna roślinnością (%)	

L.p.	ZBIOROWISKA ROŚLINNE	Pokrycie w skali B-B	Zasięg głębokości [m]
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			

Ściągawka:

Skala B-B	Pokrycie [%]
r	<0,1
+	0,1 - 1,0
1	1,0 - 5,0
2	5,0 - 25
3	25 - 50
4	50 - 75
5	>75

DODATKOWE DANE SIEDLISKOWE

Szacunkowe nachylenie stoku	<30°	30-60°	>60°	
Dominujący substrat dna	kamienie i żwir	piasek	muł	gyttia wapienna
Inne:				

Informacje dodatkowe/notatki:

MAKROZOOBENTOS W JEZIORACH

Aleksandra Bielczyńska, Hanna Soszka, Grzegorz Tończyk

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Bielczyńska A., Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Kornijów R., Woźniczka A., 2017. Zweryfikowana metoda oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior na podstawie zoobentosu litoralowego. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.

Bielczyńska A., Kolada A., Soszka H., Böhmer J., 2018. Fitting new Polish method – Lake Macroinvertebrate Index (LMI) to results of Central – Baltic Geographical Intercalibration Group (CB – GIG) lake benthic macroinvertebrate intercalibration. Institute of Environmental Protection – National Research Institute, Warszawa.

WSTĘP

Obecnie obowiązująca w państwowym monitoringu środowiska (pmś) metoda klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie makrobezkręgowców bentosowych powstała w wyniku weryfikacji metody Lake Macroinvertebrate Index (LMI), opracowanej w 2012 roku w Instytucie Ochrony Środowiska – Państwowym Instytucie Badawczym na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska (GIOŚ) (Soszka i in., 2012). Metoda ta została opracowana na potrzeby klasyfikacji stanu/potencjału jezior na podstawie makrofauny bezkręgowej w monitoringu wód zgodnym z Ramową Dyrektywą Wodną. Ocena opierała się na badaniach makrofauny bezkręgowej z litoralu. Ze względu na uwarunkowania realizacyjne tematu, pierwotna metoda LMI została opracowana na niewielkiej liczbie próbek (28 jezior), wymagała zatem weryfikacji na większym materiale.

Metoda LMI została oficjalnie wdrożona do pmś w 2013 roku, na mocy rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 21 listopada 2013 r., zmieniającego rozporządzenie w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i podziemnych (Dz.U. 2013 poz. 1558), gdzie została zapisana jako metodyka referencyjna do monitoringu jednolitych części wód (z zastrzeżeniem, że może być ona aktualizowana). Status ten został podtrzymany w kolejnych nowelizacjach rozporządzenia z 2016 i 2019 r. (Dz.U. 2016 poz. 1178, Dz.U. 2019 poz. 2147).

W latach 2013-2016 ówczesne wojewódzkie inspektoraty ochrony środowiska (WIOŚ) prowadziły badania jezior zgodnie z zaproponowaną w 2012 r. metodą LMI. Pozwoliło to na zgromadzenie obszernej bazy danych o makrozoobentosie litoralowym pozyskiwanych ujednoliconą metodyką. W 2017 r. baza ta posłużyła do weryfikacji metody LMI w zakresie wyboru metriksów składowych i sposobu obliczania multimetrycznego wskaźnika, dokonanej w Instytucie Ochrony Środowiska – PIB na zamówienie GIOŚ. Dodatkowo, weryfikacji poddano sposób wyznaczania stanowisk badawczych oraz ich liczbę. W procesie weryfikacji wzięto pod uwagę praktykę innych państw członkowskich Unii Europejskiej oraz zidentyfikowano słabe strony metody LMI i zaproponowano modyfikacje (Bielczyńska i in., 2017). W ramach niniejszej pracy metoda LMI została również dostosowana do zaktualizowanej typologii wód powierzchniowych, która wchodzi w życie w 2022 r. (Hobot i in., 2015).

W 2018 roku zweryfikowana metoda LMI przeszła pomyślnie proces międzynarodowej interkalibracji w ramach ćwiczenia interkalibracyjnego, w wyniku której zarekomendowano podniesienie granicy klas stanów bardzo dobrego i dobrego z 0,784 do 0,920 (Bielczyńska i in., 2018). W tej formie klasyfikacja jezior zgodnie z metodą LMI została włączona do prawodawstwa polskiego w ramach rozporządzenia Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 11 października 2019 r. w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2019 poz. 2149).

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Makrozoobentos zasiedlający litoral jezior to makroskopowe (widoczne gołym okiem) zwierzęta bezkręgowe, z których część przechodzi w wodzie cały swój cykl życiowy, a część jedynie stadium larwalne. Zespół ten, ze względu na występowanie w strefie przybrzeżnej jeziora, jest narażony na presje oddziałujące lokalnie. Charakteryzuje się on stosunkowo dużą zmiennością przestrzenną, związaną z różnorodnością siedlisk w strefie litoralu. Stanowi to pewne utrudnienie w stosowaniu tego elementu biologicznego do klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego wód i pociąga za sobą konieczność badania kilku stanowisk w obrębie jednego zbiornika wodnego.

Metoda LMI może być stosowana we wszystkich typach jezior w Polsce, zarówno o wodach wysoko- jak i niskozasadowych, stratyfikowanych oraz polimiktycznych, o małym i dużym wpływie zlewni. Wyjątkiem są jeziora przymorskie, będące pod wpływem wód słonych (typ 4 typologii stosowanej do końca 2021 roku oraz typ Kond zweryfikowanej typologii, obowiązującej od 2022 r.) oraz zalewy, do oceny których metoda LMI nie powinna być stosowana ze względu na ich znaczną odmienność uwarunkowań morfometrycznych i fizycznych, a w konsekwencji odmienność charakterystyki fauny bezkręgowej.

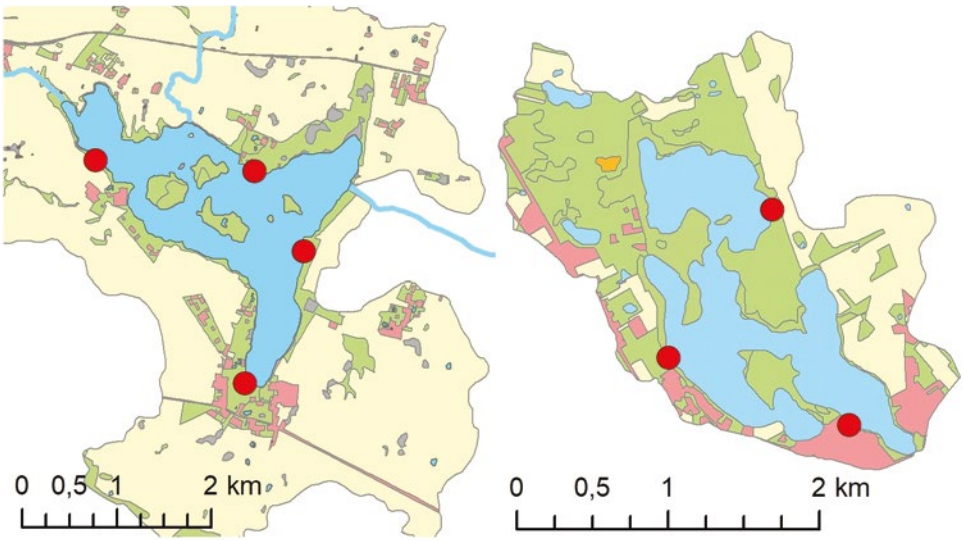
Zweryfikowana metoda LMI, podobnie jak jej pierwotna wersja, ukierunkowana jest na tzw. degradację ogólną, łączącą presję eutrofizacji i przekształcenia hydromorfologiczne, oceniane na podstawie zagospodarowania terenu. Analiza wyników czterech lat badań Inspekcji Ochrony Środowiska wykazała, że związki wskaźników opartych o bezkręgowce bentosowe z presjami są znacznie silniejsze w przypadku składowych opisujących eutrofizację, niż tych opisujących przekształcenia hydromorfologiczne.

1.2. Okres przeprowadzenia badań

Badania makrozoobentosu należy przeprowadzać w okresie jego największego zróżnicowania taksonomicznego. Optymalnym terminem jest wiosna (maj) lub jesień (wrzesień lub październik). Latem mają miejsce wyloty dorosłych form owadów, których larwy żyją w wodzie. W tym okresie różnorodność fauny w litoralu jest niższa i nie zaleca się pobierania próbek w tym czasie.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Według zweryfikowanej metody LMI, liczba stanowisk badawczych na jeziorze uzależniona jest od jego powierzchni. Na jeziorach o powierzchni mniejszej lub równej 200 ha wyznacza się trzy stanowiska badawcze, a na jeziorach większych – cztery stanowiska badawcze (rys. 1). Podczas planowania badań terenowych należy wziąć pod uwagę, by stanowiska były możliwie równomiernie rozlokowane wzdłuż całej linii brzegowej, tzn. tak, by odległość pomiędzy poszczególnymi stanowiskami mierzona wzdłuż linii brzegowej była podobna.



Rys. 1. Przykładowe poprawne wyznaczenie stanowisk badawczych: na Jeziorze Bytyńskim (307,5 ha): na północnym, południowym, wschodnim i zachodnim brzegu jeziora, w oddaleniu od dopływu (lewy panel); na Jeziorze Lipiańskim (139,9 ha): równomiernie rozmieszczone wzdłuż linii brzegowej (prawy panel)

Wyznaczenie to należy oprzeć na szczegółowej analizie map i planów batymetrycznych. Jednocześnie należy mieć na względzie, by unikać wyznaczania stanowisk w pobliżu dopływów, ponieważ fauna w tym miejscu może być reprezentatywna dla wód płynących, a nie dla jeziora.

Morfometria misy jeziornej jest czynnikiem, który należy wziąć pod uwagę w drugiej kolejności przy wyznaczaniu stanowisk badawczych. Jeśli jezioro składa się z kilku plos, o podobnej wielkości, należy w miarę możliwości uwzględnić to, wyznaczając stanowiska w obrębie każdego z nich, z zachowaniem liczby stanowisk badawczych i zasady o równomiernym rozmieszczeniu stanowisk wzdłuż linii brzegowej. Na etapie planowania badań pomocne jest posługiwanie się mapą, planem batymetrycznym i zdjęciami satelitarnymi (np. ortofotomapą lub GoogleMaps).

Nie istnieje jeden poprawny sposób wyznaczenia stanowisk. Zalecana metodyka dopuszcza wiele poprawnych wariantów rozlokowania stanowisk. Dlatego też, jeśli wizja terenowa wykaże, że w zakładanym miejscu dostęp do jeziora jest utrudniony, można przeprowadzić badania w innym miejscu, kierując się przy wyborze stanowiska wyżej wymienionymi wskazówkami. Zaleca się wybór stanowisk, na których występują makrofity, ponieważ fauna je zasiedlająca zazwyczaj odznacza się stosunkowo dużą obfitością i różnorodnością. Jednocześnie należy unikać pobierania próbek w pobliżu plaż, kąpielisk lub portów, gdyż fauna w tych miejscach jest stosunkowo uboga.

1.4. Metoda pobierania prób w terenie

Ze względów bezpieczeństwa praca w terenie powinna odbywać się w zespołach co najmniej dwuosobowych. Do pracy z terenie potrzebny jest następujący sprzęt:

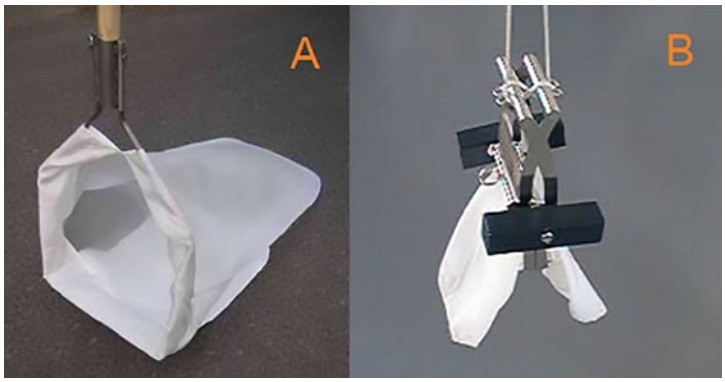
- spodniobuty/wodery;
- siatka hydrobiologiczna/skrobak dna (o średnicy oczek 500 µm), (rys. 4A);
- pojemniki na próbki (niezalecane są worki foliowe);
- opcjonalnie: sito bentosowe do płukania próbki (o średnicy oczek 500 µm);
- opcjonalnie: sito o średnicy oczek 2 mm;
- biała kuweta;
- pęseta;
- GPS;
- stoper;
- formularze terenowe;
- kalka techniczna;
- ołówek;
- etanol 96% do utrwalenia próbki.

Stanowisko badawcze powinno rozciągać się na długość 15 metrów wzdłuż linii brzegowej i szerokość 2 metrów w głąb jeziora, przy czym maksymalna głębokość pobierania próby nie powinna przekraczać 1 metra. To ograniczenie podyktowane jest względami bezpieczeństwa.

Na stanowisku przeprowadza się reprezentatywny pobór próbek siedliskowych (*'multi-habitat sampling'*). Przed przystąpieniem do pobierania próbki należy oszacować

procentowy udział siedlisk na stanowisku badawczym i zanotować obserwacje w protokole terenowym. Zakres informacji rekomendowanych do uwzględnienia w protokole zawiera załącznik I.

Próbki zoobentosu należy pobierać metodą *'kick-sampling'*, przez czas dwóch minut. *'Kick-sampling'* polega na naruszaniu substratu dna za pomocą kopnięć, z jednoczesnym kierowaniem naruszonego materiału do trzymanej przy dnie siatki hydrobiologicznej (fot. 1A). Ważne jest, by kopnięcia substratu dna były skierowane do wlotu siatki. Po kopnięciach należy zagarnąć wzburzony substrat do siatki, przesuwając ją pod wodą. Po kilku kopnięciach należy się przesunąć w inne miejsce, tak by próbka była reprezentatywna dla całego stanowiska. Alternatywnie można pobierać próbkę w dwuosobowym zespole, gdy jedna osoba idzie, wzburzając substrat nogą, a druga podąża za nią z siatką. Ważne jest by zachowane zostały dwa warunki: kopnięcia powinny być skierowane w światło siatki, a sama siatka umiejscowiona przy dnie.



Fot. 1. Sprzęt do pobierania prób w terenie, A — siatka hydrobiologiczna, B — czerpacz Günthera (źródło fotografii limnos.pl)

Całkowity czas pobierania próbki, czyli dwie minuty, należy podzielić proporcjonalne pomiędzy siedliska zidentyfikowane na stanowisku badawczym. Na przykład, jeśli na stanowisku 40% powierzchni zajmują makrofity wynurzone, 30% piasek i 30% grubocząsteczkowa materia organiczna, próbkę należy pobierać przez 48 sekund z makrofitów wynurzonych, 36 sekund z piasku i 36 sekund z grubocząsteczkowej materii organicznej (w sumie 120 sekund). Czas poświęcony na przejście z jednego miejsca pobierania próbki na drugie nie jest wliczony do czasu pobierania próbki.

Dodatkowo, należy ręcznie zebrać zwierzęta obecne na zanurzonych obiektach (np. gałęziach lub korzeniach drzew, kamieniach, przęsłach pomostu, a także zanurzonych częściach makrofitów wynurzonych i o liściach pływających). Jeśli na stanowisku obecne są makrofity zanurzone, część z nich należy umieścić, unikając ich wyrywania, w zanurzonej w wodzie siatce i energicznie nimi potrząsnąć, tak by zwierzęta na nich obecne wpadły do siatki. Alternatywnie, można porcję roślin przenieść na kuwetę i zeskrobać z nich organizmy. Podobnie należy postąpić z dużymi kamieniami i kawałkami drewna obecnymi w wodzie.

Próbkę należy wstępnie przejrzeć w terenie pod kątem obecności gatunków chronionych. Jeśli takie wystąpią, ich obecność należy odnotować w protokole terenowym, a zwierzęta usunąć z próbki i pozostawić w środowisku. Podobnie należy postąpić z dużymi zwierzętami, które można zidentyfikować w terenie i nie ma potrzeby przenoszenia ich do laboratorium.

Próbkę należy przepłukać w terenie w siatce hydrobiologicznej lub na sicie bentosowym. Płukanie pomaga skrócić czas potrzebny na przeglądanie próbki w laboratorium. W przypadku próbek pobranych z podłoża piaszczystego możliwe jest oddzielenie zwierząt i materii organicznej od krzemionki (piasku, żwiru) za pomocą dekantacji. W tym celu należy jeszcze w terenie, przed utrwaleniem próbki, nabrać do wiadra próbkę z wodą, wzburzyć całość i następnie zlać wierzchnią warstwę do siatki. Piasek zostanie na dnie, a materia organiczna i większość zwierząt znajdą się w siatce. Czynność tę należy powtórzyć kilka razy, aż nie będzie widać w wiadrze z piaskiem materii organicznej. Trzeba mieć na uwadze, że metoda ta nie jest skuteczna w oddzielaniu cięższych zwierząt od piasku (np. małży, ślimaków, chruścików z domkami). Dlatego po dekantacji pozostały na dnie piasek należy przesiać przez sito o średnicy oczek 2 mm. Zwierzęta pozostałe na sicie należy dołożyć do próbki, a przesiany piasek można odrzucić.

Po odsączeniu próbki z wody należy umieścić ją w szczelnym pojemniku/wiadrze z wieczkiem. Niedostateczne odsączenie próbki z wody spowoduje, że woda w pojemniku z próbką szybko się odtleni, a zwierzęta się uduszą. Odsączenie próbki uniemożliwi też zwierzętom drapieżnym polowanie. Jeśli próbka będzie utrwalana, odsączenie też jest ważne, by alkohol nie został nadmiernie rozcieńczony. Próbka nie powinna zajmować więcej niż ⅓ pojemności pojemnika. Jeśli jej objętość jest większa, należy ją podzielić na większą liczbę pojemników.

Jeśli możliwe jest przejrzenie próbki w ciągu dwóch-trzech dni po powrocie z terenu, można jej nie utrwalać. Wówczas próbkę po przywiezieniu z terenu należy przechowywać w lodówce. Jeśli próbka będzie przebierana w późniejszym terminie, należy ją zakonserwować bezpośrednio po pobraniu. W tym celu należy ją zalać 96% etanolem (tańszy i równie skuteczny będzie 96% etanol skażony butanolem/eterem). Przed umieszczeniem próbki w pojemniku należy wlać na dno niewielką porcję alkoholu, tak by materiał nie gnił od spodu.

Każdą próbkę należy zaetykietować. W tym celu na kalce technicznej należy zapisać ołówkiem nazwę jeziora i kod jcwp, numer stanowiska, datę poboru, nazwę wykonawcy, ewentualnie oznaczenie części próbki, jeśli mieści się w kilku pojemnikach (np. próba 2/3, co oznacza, że pojemnik zawiera drugą część próby, która zebrana została do trzech pojemników).

W terenie należy wypełnić formularz terenowy, gdzie powinny znaleźć się informacje takie jak: data, współrzędne geograficzne stanowisk badawczych, charakterystyki stanowisk badawczych oraz zastosowana metoda pobierania próbki (wzór protokołu w załączniku I).

1.5. Pobieranie próbek w jeziorach trudnodostępnych

W sytuacji, gdy dostęp do jeziora z brzegu jest utrudniony, np. z powodu podmokłego brzegu lub szerokiego i gęstego pasa szuwaru okalającego całe jezioro, próbkę można pobrać z łódki. Należy podpłynąć do szuwaru od strony jeziora i - jeśli gęstość szuwaru na to pozwala - starać się wpłynąć na 1-2 m w głąb szuwaru. W pasie o szerokości 15

m, w obrębie samego szuwaru, należy pobrać próby przy użyciu chwytaczy dna. Rekomendowanym urządzeniem jest chwytacz dna Günthera (fot. 1B), którego standardowa powierzchnia chwytania wynosi 270 cm^2. Ma on tę przewagę nad czerpaczem Ekmana, że ewentualne dostanie się kamienia lub kawałka drewna pomiędzy szczęki, uniemożliwiające zamknięcie, nie powoduje utraty większości próbki, ponieważ jest ona przechowywana w tekstylnym worku, który znajduje się poniżej szczęk. Na stanowisku zaleca się pobranie 5 zaczerpnięć, z miejsc rozmieszczonych równomiernie wzdłuż stanowiska. Jeśli używa się innego chwytacza dna lub czerpacza, należy liczbę zaczerpnięć dostosować do powierzchni chwytanej przez używane urządzenie, czyli tak, by całkowita powierzchnia zaczerpnięć wynosiła ok. 1300 cm^2.

Jeśli szuwar jest gęsto porośnięty i nie ma możliwości zastosowania wyżej opisanych czerpaczy lub pobór przy ich użyciu jest niereprezentatywny, można alternatywnie pobrać próbkę za pomocą czerpacza wykonanego z przezroczystej rury z pleksiglasu o długości 1,5 m. Średnica takiej rury powinna wynosić ok. 5-6 cm. Od góry powinna być zamykana korkiem. Tak przygotowaną rurę należy wbić na ok. 15 cm w dno (w obrębie szuwaru) i zatkać od góry korkiem. Wówczas wytworzy się podciśnienie utrzymujące próbkę w rurze podczas jej wynurzania. W ten sposób w obrębie każdego stanowiska należy pobrać 10 podpróbek osadów. Po wynurzeniu należy postąpić z próbką analogicznie, jak w przypadku próbek pobranych siatką hydrobiologiczną. Metodą tą można pobierać próbki wyłącznie na stanowiskach o głębokości nieprzekraczającej 1,5 m. Dodatkowo należy przeciągnąć siatką hydrobiologiczną pośród roślinności i dołożyć zebraną faunę do próbki. W przypadku pobierania próbek z łódki, należy odnotować ten fakt w uwagach w protokole terenowym i zanotować typ czerpacza i liczbę zaczerpnięć.

2. OBRÓBKA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Po powrocie do laboratorium należy wybrać z próbki wszystkie organizmy. Liczba wybranych organizmów powinna wynosić co najmniej 200. Mniejsza liczba osobników jest niereprezentatywna i ocena oparta o taką próbkę ma obniżoną wiarygodność. Jeśli próbka była utrwalona, należy umieścić ją w sicie lub siatce i delikatnie przepłukując usunąć alkohol. Zbyt mocne naruszanie materiału lub silny strumień wody mogą zniszczyć organizmy (np. urwać wyrostki odwłokowe [cerci] lub skrzelotchawki jętkom), co znacznie utrudni lub uniemożliwi ich identyfikację. Następnie materiał należy małymi porcjami umieszczać na białej kuwecie, stopniowo zalewać wodą i przeglądać pod odpowiednio silnym oświetleniem. Sortowanie powinno być dokonywane bez pomocy sprzętu optycznego. W razie wątpliwości można obejrzeć materiał pod powiększeniem. Próbka powinna być przejrzana w całości, a wszystkie organizmy oznaczone. Należy dokładnie przejrzeć pobrane fragmenty roślin, np. pędy trzciny lub kawałki kory, ponieważ wewnątrz często znajdują się larwy muchówek. Jeśli mamy do czynienia z masowym występowaniem danego taksonu (np. Chironomidae lub Oligochatea), można oszacować ich liczebność na podstawie podpróbki, natomiast w odniesieniu do pozostałych organizmów, próbka powinna być przejrzana w całości.

Wówczas stosowną informację należy zamieścić w protokole laboratoryjnym w rubryce „Uwagi". Wzór przykładowego protokołu laboratoryjnego zawiera załącznik II.

Wybierane z próbki i oznaczane powinny być wyłącznie zwierzęta wodne. Nie należy liczyć wylinek, pustych domków chruścików ani pustych muszli mięczaków. Przy liczeniu skąposzczetów (Oligochaeta) należy zachować ostrożność, ponieważ zwierzęta te po utrwaleniu często ulegają przerwaniu. Liczenie wszystkich fragmentów ich ciał niesie ze sobą ryzyko sztucznego zawyżenia liczebności tych zwierząt. Dlatego ważne jest, żeby liczyć jedynie osobniki, które mają zachowany odcinek głowowy.

Zwierzęta wybrane z próby należy przechowywać w fiolkach z 70% etanolem. Większość organizmów należy oznaczać do poziomu rodziny. Wyjątek stanowią Oligochaeta, Porifera, Bryozoa, Cnidaria, Hydracarina, nieoznaczane do niższych jednostek taksonomicznych. Podczas identyfikacji zaleca się oglądanie organizmów pod mikroskopem stereoskopowym z odpowiednim powiększeniem. Wyniki oznaczeń i następujących po nich obliczeń należy wprowadzić do protokołu laboratoryjnego, którego przykładowy wzór został zamieszczony w załączniku II.

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH WSKAŹNIKA LMI

Na podstawie wyników oznaczeń taksonomicznych fauny z każdego stanowiska badawczego oblicza się cztery metriksy składowe, tj.:

- Average Score Per Taxon PL (**ASPT_PL**);
- indeks różnorodności Shannona-Wienera (**H'**);
- udział procentowy muchówek w odniesieniu do ogólnej liczby organizmów (**Diptera [%]**):
- liczba rodzin Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Coleoptera, Bivalvia i Odonata (**EPTCBO**).

Ponieważ metriksy te mają różne zakresy wartości i różne kierunki działania (ich wartości rosną lub maleją wraz z nasileniem presji), przed połączeniem ich w multimetryczny wskaźnik należy znormalizować ich wartości. Dokonuje się tego poprzez przeliczenie metriksów na tzw. współczynnik jakości ekologicznej (WJE) (ang. *Ecological Quality Ratio – EQR*). Dzięki tej czynności wartości metriksów mieszczą się w zakresie od 0 do 1, przy czym wartości zbliżone do 0 świadczą o złym stanie/potencjale ekologicznym, a wartości zbliżone do 1 o bardzo dobrym stanie/maksymalnym potencjale ekologicznym.

W przypadku wszystkich czterech wskaźników, jeżeli znormalizowana wartość wskaźnika jest wyższa niż 1, wskaźnikowi należy przypisać wartość 1, a jeżeli wartość ta jest ujemna - wartość 0.

3.1. ASPT_PL

Metriks ASPT_PL jest pochodną wskaźnika BMWP_PL i oryginalnie był on opracowany do oceny wód płynących. W wersji oryginalnej lub modyfikacji krajowej jest on stosowany do oceny jezior w praktyce wielu krajów europejskich oraz był wykorzystany w ćwiczeniu interkalibracynym. Do obliczenia wskaźnika należy skorzystać z tabeli z listą rodzin oraz przypisanych im wartościom punktowym (załącznik III).

Pierwszym krokiem jest zidentyfikowanie w próbce przedstawicieli rodzin, którym przypisana jest wartość punktacyjna na liście z załącznika III. Za obecność przedstawicieli tej rodziny (niezależnie od ich liczebności) przyznaje się przyporządkowaną tej rodzinie liczbę punktów. Zsumowane wartości punktowe stanowią wskaźnik BMWP_PL. Po podzieleniu wartości BMWP_PL przez liczbę rodzin z listy obecnych w próbce otrzymuje się uśrednioną punktację dla taksonu, czyli ASPT_PL, zgodnie ze wzorami:

$$\boldsymbol{BMWP_PL = suma\ punktacji\ dla\ rodzin\ z\ wykazu\ stwierdzonych\ w\ próbce}$$

$$\boldsymbol{ASPT_PL = \frac{BMWP_PL}{liczba\ rodzin\ z\ listy\ w\ próbce}}$$

Normalizację wskaźnika ASPT_PL do Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE ASPT_PL) przeprowadza się zgodnie ze wzorem:

$$\boldsymbol{WJE\ ASPT_PL = 0,7927 \times ASPT_{PL} - 3,5406}$$

3.2. Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera H'

Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera H' (Shannon i Weaver, 1949) opiera się na bogactwie taksonomicznym fauny oraz liczebności poszczególnych taksonów. Wartości wskaźnika są tym wyższe, im więcej taksonów zidentyfikowano w próbce i im bardziej zrównoważona jest liczebność poszczególnych taksonów. W zespole ubogim w taksony lub z silną dominacją jednego taksonu metriks ten będzie przyjmował niskie wartości. Wskaźnik Shannona-Wienera można obliczyć dla różnych poziomów oznaczeń taksonomicznych. Ponieważ w metodzie LMI zalecanym poziomem oznaczeń jest poziom rodziny, Wskaźnik H' obliczany jest dla rodzin według wzoru:

$$\boldsymbol{H' = -\Sigma p_i \times ln(p_i)}$$

gdzie:

p_i – stosunek liczby osobników z danej rodziny do liczby wszystkich osobników na danym stanowisku.

Normalizację wskaźnika różnorodności H' do Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE H') przeprowadza się zgodnie ze wzorem:

$$\boldsymbol{WJE\ H' = 0,6531 \times H' - 0,7197}$$

3.3. Diptera [%]

Metriks ten opiera się na udziale larw Diptera w całym zespole makrozoobentosu. Zwierzęta te charakteryzują się stosunkowo dużą tolerancją na niekorzystne warunki siedliskowe (duża mętność wody, niskie stężenie tlenu), zatem ich udział w całkowitej liczebności fauny w zbiornikach poddanych antropopresji jest duży. Metriks ten, w odróżnieniu od pozostałych metriksów składowych LMI, rośnie wraz z presją. W związku z tym, wzór stosowany do przeliczenia wskaźnika na WJE odwraca tę zależność, poprzez przemnożenie wartości metriksa przez liczbę ujemną. Metriks Diptera [%] oblicza się zgodnie ze wzorem:

$$\boldsymbol{Diptera}[\%] = \frac{\boldsymbol{nDiptera}}{\boldsymbol{n}} \times \mathbf{100}\%$$

gdzie:

nDiptera – liczba osobników Diptera w próbce;
n – całkowita liczba osobników wszystkich taksonów w próbce.

Normalizację wskaźnika Diptera[%] do Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE_Diptera[%]) przeprowadza się zgodnie ze wzorem:

$$\boldsymbol{WJE\ Diptera}[\%] = \mathbf{-0,0146} \times \boldsymbol{Diptera}[\%] + \mathbf{1,0491}$$

3.4. EPTCBO

Metriks ten jest oparty na taksonomicznym bogactwie rodzin bezkręgowców wrażliwych na antropopresję. Stanowi on sumę liczby rodzin (nie osobników) należących do grup Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Coleoptera, Bivalvia i Odonata, obliczaną według wzoru:

$$EPTCBO = nEphemeroptera + nPlecoptera + nTrichoptera + nColeoptera + nBivalvia + nOdonata$$

gdzie:

n.... – liczba rodzin z danego rzędu;

Normalizację wskaźnika EPTCBO do Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE_EPTCBO) przeprowadza się zgodnie ze wzorem:

$$WJE\ EPTCBO = 0,0909 \times EPTCBO - 0,3636$$

4. OBLICZANIE WSKAŹNIKA MULTIMETRYCZNEGO LMI

Wskaźnik LMI w pierwszej kolejności oblicza się dla każdego stanowiska badawczego, a następnie uzyskane wartości uśrednia się dla uzyskania wartości LMI dla jeziora.

Wskaźnik LMI dla stanowiska badawczego (LMI_stan) stanowi średnią ważoną wartości WJE czterech metriksów składowych. Wyższe wagi zostały nadane metriksom, wykazującym statystycznie silniejszą odpowiedź na presję antropogeniczną (Diptera [%] i ASPT_PL). Multimetryczny wskaźnik LMI na poziomie stanowiska oblicza się według wzoru:

$$LMI_{stan} = \frac{2 \times WJE\ ASPT_{PL} + WJE\ H' + 2 \times WJE\ Diptera[\%] + WJE\ EPTCBO}{6}$$

Zgodnie z metodyką LMI, w zależności od powierzchni jeziora, wyznaczane są trzy (jeziora o powierzchni <200 ha) lub cztery (jeziora o powierzchni ≥200 ha) stanowiska badawcze. Wskaźnik LMI dla jeziora (LMI_jez), będący podstawą klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego, wylicza się jako średnią arytmetyczną wartości LMI_stan dla wszystkich stanowisk badawczych w obrębie jeziora.

Wartości wskaźnik LMI oblicza się z dokładnością do części tysięcznych, ponieważ z taką właśnie dokładnością opracowano wartości graniczne klas stanu/potencjału ekologicznego.

5. KLASYFIKACJA JEZIOR NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA LMI

Multimetryczny wskaźnik LMI przyjmuje wartości w zakresie od 0 do 1, przy czym wartości zbliżone do 0 świadczą o niskim stanie/potencjale ekologicznym, a wartości zbliżone do 1 o wysokim stanie/potencjale ekologicznym. Na podstawie obszernej bazy danych wyprowadzono wartość wskaźnika odzwierciedlającą stan referencyjny, czyli stan jeziora nie poddanego antropopresji oraz wartości graniczne pięciu klas stanu/potencjału ekologicznego (tab. 1).

Tabela 1. Granice klas stanu/potencjału ekologicznego dla zweryfikowanego multimetryczego wskaźnika LMI dla wszystkich typów abiotycznych jezior

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość LMI
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,920
DOBRY	≥0,588
UMIARKOWANY	≥0,392
SŁABY	≥0,196
ZŁY	<0,196

PIŚMIENNICTWO

Bielczyńska A., Kolada A., Soszka H., Böhmer J., 2018. Fitting new Polish method – Lake Macroinvertebrate Index (LMI) to results of Central – Baltic Geographical Intercalibration Group (CB – GIG) lake benthic macroinvertebrate intercalibration. Institute of Environmental Protection – National Research Institute, Warszawa.

Bielczyńska A., Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Kornijów R., Woźniczka A., 2017. Zweryfikowana metoda oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior na podstawie zoobentosu litoralowego. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.

Hobot A. (red.), Banaszak K., Ciupak E., Kraśniewski W., Kolada A., Komosa M., Kunert M., Kutyła S., Krzymiński W., Mutryn J., Stachura-Węgierek A., Pasak D., Pasztaleniec A., Soszka H., 2015. Aktualizacja wykazu JCWP i SCWP dla potrzeb kolejnej aktualizacji planów w latach 2015-2021 wraz z weryfikacją typów wód 22 części wód. Etapy I-II. Praca wykonana w ramach konsorcjum Pectore-Eco Sp. z o.o. oraz Instytutu Ochrony Środowiska – Państwowego Instytutu Badawczego na zlecenie KZGW. Pectore-Eco – IOŚ-PIB, Gliwice - Warszawa (maszynopis).

Kownacki A., Soszka H., Kudelska D., Fleituch T., 2004. Bioassessment of Polish rivers based on macroinvertebrates. Materiały z 11th Magdeburg Seminar on Waters in Central and Eastern Europe: Assessment, Protection, Management. 18-22 Octo-

ber 2004, UFZ Centre for Environmental Research Leipzig-Halle. Walter Geller I in. (red.), pp. 250-251.

Shannon C.E., Weaver W., 1949. The mathematical theory of communication. Urbana: University of Illinois Press.

Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Koprowska K., Ochocka A., Kutyła S., 2012. Ocena stanu jezior w latach 2010-2012 wraz z udziałem w ćwiczeniu interkalibracyjnym oraz opracowaniem metodyki oceny stanu ekologicznego jezior na podstawie makrobezkręgowców bentosowych. Etap IV, Warszawa, http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/metoda_LMI.pdf dostęp 26.06.2020.

Załącznik I

PROTOKÓŁ TERENOWY
Metoda Lake Macroinvertebrate Index (LMI)
(*wersja zweryfikowana z 2017 r.*)

Data poboru prób .....

WIOŚ/Delegatura .....

Inne/Uwagi .....

.....

Dane o stanowiskach:

STANOWISKO nr .....

Szerokość geograficzna ..... Długość geograficzna .....

Forma użytkowania terenu w rejonie stanowiska .....

Zacienienie (%) .....

Udział % siedlisk na stanowisku:

Siedlisko	Udział %	Czas poboru próbki z siedliska (razem 2 minuty)
Makrofity wynurzone		
Makrofity zanurzone		
Kamienie		
Żwir		
Piasek		
Muł		
Grubocząsteczkowy materiał organiczny		
Drobnocząsteczkowy materiał organiczny		
Podłoże antropogeniczne (jakie?)		

Dane o pobranej próbie:

Pobór siatką

Głębokość poboru próby (maks. 1m)

.....

Czas poboru próby

.....

Pobór z łódki

Typ czerpacza

.....

Liczba zaczerpnięć

.....

Powierzchnia poboru próby

.....

Liczba pojemników .....

Osobniki makrozoobentosu oznaczone w terenie i wypuszczone:

.....

Uwagi .....

Załącznik II

PROTOKÓŁ LABORATORYJNY
z badań makrobezkręgowców litoralowych (LMI)

Jezioro i kod JCWP: .....

WIOŚ/Delegatura: .....

Data poboru prób: ..... Data wypełnienia protokołu: .....

Taksony	**Liczba osobników**			
	St. 1	**St. 2**	**St. 3**	**St.4**
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
.....				
Suma				
Wartość metriksa: ASPT_PL Shannon-Wiener Diptera [%] EPTCBO				
EQR: ASPT_PL Shannon-Wiener Diptera [%] EPTCBO				
Uwagi				
LMI na stanowisku				
LMI dla jeziora				
Stan ekologiczny				

Załącznik III

STANDARDOWE WARTOŚCI DO OBLICZANIA BMWP_PL

(za Kownacki i in., 2004, zmienione)

Grupa	Rodzina	Punktacja
Ephemeroptera	Ameletidae	10
Trichoptera	Glossosomatidae, Molannidae, Beraeidae, Odontoceridae, Leptoceridae	
Diptera	Blephariceridae, Thaumaleidae	
Ephemeroptera	Behningiidae	9
Plecoptera	Taeniopterygidae	
Odonata	Cordulegastridae	
Trichoptera	Goeridae, Lepidostomatidae	
Crustacea	Astacidae	8
Ephemeroptera	Oligoneuriidae, Heptageniidae (rodzaje Epeorus, Rhithrogena)	
Plecoptera	Capniidae, Perlidae, Chloroperlidae	
Trichoptera	Philopotamiidae	
Diptera	Athericidae	
Planipennia	Osmylidae	
Coleoptera	Psephenidae	
Ephemeroptera	Siphlonuridae, Leptophlebiidae, Potamanthidae, Ephemerellidae, Ephemeridae, Caenidae	7
Plecoptera	Perlodidae, Leuctridae	
Odonata	Calopterygidae, Gomphidae,	
Trichoptera	Rhyacophilidae, Brachycentridae, Sericostomatidae, Limnephilidae	
Coleoptera	Elmidae	
Heteroptera	Aphelocheiridae	
Gastropoda	Viviparidae	
Bivalvia	Unionidae, Dreissenidae	
Porifera	Spongillidae	
Nematomorpha	Gordiidae	
Crustacea	Pontoporeidae	
Planipennia	Sisyridae	
Diptera	Rhagionidae	
Hirudinea	Piscicolidae	6
Crustacea	Gammaridae, Corophiidae	
Ephemeroptera	Baetidae, Heptageniidae (z wyjątkiem rodzajów Epeorus i Rhithrogena)	
Plecoptera	Nemouridae	
Odonata	Platycnemididae, Coenagrionidae, Aeshnidae, Corduliidae	
Trichoptera	Hydroptilidae, Polycentropodidae, Ecnomidae	
Diptera	Limoniidae, Simuliidae, Empididae, Dixidae, Pedicidae	
Gastropoda	Neritidae, Bithyniidae, Acroloxidae	
Turbellaria	Dendrocoelidae, Dugesiidae, Planariidae i inne Turbellaria	
Bryozoa	wszystkie Bryozoa	
Chelicerata	Araneae	

Grupa	Rodzina	Punktacja
Crustacea	Cambaridae	5
Trichoptera	Hydropsychidae, Psychomyidae	
Coleoptera	Gyrinidae, Dytiscidae, Haliplidae, Hydrophilidae, Dryopidae, Noteridae	
Heteropera	Mesoveliidae, Veliidae, Nepidae, Naucoridae, Notonectidae, Pleidae, Corixidae	
Diptera	Tipuliidae	
Gastropoda	Hydrobiidae	
Odonata	Lestidae, Libellulidae	
Polychaeta	Spionidae, Nereidae i inne Polychaeta	
Diptera	Ceratopogonidae, Ephydridae, Muscidae, Tabanidae	4
Gastropoda	Valvatidae, Planorbidae	
Bivalvia	Sphaeriidae	
Hirudinea	Glossiphonidae, Erpobdellidae, Hirudinidae, Haemopidae	3
Crustacea	Asellidae	
Megaloptera	Sialidae	
Diptera	Chironomidae, Ptychopteridae, Stratiomyidae	
Gastropoda	Ancylidae, Physidae, Lymnaeidae	
Oligochaeta	wszystkie Oligochaeta	2
Diptera	Culicidae	
Diptera	Syrphidae, Psychodidae	1

RYBY W JEZIORACH

Mikołaj Adamczyk, Paweł Prus

Rozdział przygotowany na podstawie opracowania:

Chybowski Ł., Białokoz W., Wołos A., Draszkiewicz-Miduszewska H., Szlakowski J., 2016. Przewodnik metodyczny do monitoringu ichtiofauny w jeziorach. Biblioteka Monitoringu Środowiska, 51 ss. ISBN: 978-83-61227-81-6.

WSTĘP

Potrzeba oceny stanu ekologicznego jednolitych części wód powierzchniowych (jcwp) jezior na podstawie ichtiofauny wynika z postanowień Ramowej Dyrektywy Wodnej UE, która wskazuje ryby, jako biologiczny element oceny stanu wód i zobowiązuje kraje członkowskie Unii Europejskiej do jej cyklicznego prowadzenia. W ramach państwowego monitoringu środowiska ocenie podlegają jeziora o powierzchni co najmniej 50 ha.

Ryby, ze względu na stosunkowo długi cykl życiowy i umiejscowienie w górnych piętrach piramidy troficznej, odpowiadają na długofalowe zmiany w środowisku (np. trofii wód, warunków tlenowych, zasięgu roślinności zanurzonej), natomiast nie reagują na krótkotrwałe czy przypadkowe zaburzenia. Zatem przekształcenia zespołów ryb mogą służyć jako wskaźnik trwałych i wyraźnie ukierunkowanych zmian (Colby i in., 1972; Hartmann, 1977; 1979 Leopold i in., 1986), a ich zbadanie daje podstawę do waloryzacji ekosystemów wodnych (Białokoz i Krzywosz, 1992; Białokoz i in., 1999; Chybowski i Białokoz, 1999; Białokoz, 2000).

Colby i in. (1972), Hartmann (1977, 1979), Leach i in. (1977) i Zdanowski (1993) wykazali, że określone gatunki i grupy gatunków ryb reagują zmianami składu i struktury na zmiany środowiska. W Polsce reakcje te, polegające głównie na sukcesji określonych gatunków i grup gatunków ryb, zostały wykorzystane do oceny stopnia przekształceń jezior (Bnińska, 1985; 1991; Leopold i in., 1986; 1987a; 1987b; 1988, 1993 i 1994; Mickiewicz i in., 2003; Wołos i Bnińska, 1998). W badanych jeziorach stwierdzono, że wraz z negatywnymi zmianami środowiska rosną udziały w odłowach gatunków karpiowatych głównie małego leszcza *Abramis brama* (L.), małej płoci *Rutilus rutilus* (L.) i krąpia *Abramis bjoerkna* (L.) oraz rosną udziały odłowów sandacza *Sander lucioperca* (L.) w jeziorach sielawowych. Zanotowano spadkowe tendencje w odłowach okonia *Perca fluviatilis* L., szczupaka *Esox lucius* L. i lina *Tinca tinca* (L.) (Bnińska,

1985; Bnińska i Wołos, 1998; Leopold i in., 1986). W jeziorach, w których nie stwierdzono znaczących, negatywnych zmian stanu środowiska, zmian tych nie obserwowano. Ponadto w jeziorach mało przekształconych notowano w odłowach znaczny udział frakcji ryb karpiowatych, określanej jako „duże" (głównie duży leszcz (Leszcz D) i płoć średnia (Płoć S)) (Bnińska, 1985; 1991; Leopold i in., 1986; Mickiewicz i in., 2003; Wołos i Czerwiński, 2008; Wołos i in., 2009).

Przytoczone wyniki pozwalają na przyjęcie założenia, że w jeziorach Polski zmiany i zakłócenia środowiska wpływają istotnie na strukturę ichtiofauny, zatem w oparciu o rozpoznanie tej struktury możliwe jest określenie stanu ekosystemu i jego odchyleń od warunków naturalnych, niezakłóconych.

Ramowa Dyrektywa Wodna definiuje pięć klas stanu ekologicznego wód (bardzo dobry, dobry, umiarkowany, słaby i zły) wskazując, że poszczególne klasy uwarunkowane są stopniem odchylenia składu i liczebności zespołów ryb do warunków naturalnych (referencyjnych) (RDW, 2000; Chybowski i in., 2016). Chybowski i in. (2016) wskazują, że sformułowania Dyrektywy w niewielkim stopniu dotyczą polskich jezior, ponieważ poza przypadkami zatrucia wód, skład i struktura ichtiofauny są charakterystyczne dla typu rybackiego jeziora, obecne są w nich wszystkie charakterystyczne dla danego typu wód gatunki wrażliwe na zakłócenia (wskaźnikowe), takie jak lin, wzdręga, szczupak i okoń. Zachowana jest także ciągłość rozrodu większości gatunków ryb, za wyjątkiem gatunków z rodziny łososiowatych, których populacje utrzymywane są w jeziorach głównie dzięki zarybieniom. W zależności od stopnia zakłóceń środowiska, różna jest jednak biomasa, struktura wielkościowa oraz udział gatunków wskaźnikowych w ogólnej biomasie ryb. Liczebność ryb zależy zwykle od innych czynników: zasobności bazy pokarmowej, struktury zarybień i eksploatacji rybacko-wędkarskiej, a nie od stopnia antropogenicznych zakłóceń ekosystemu. Niektóre z gatunków, szczególnie z rodziny karpiowatych, wykazują skłonność do nadmiernego rozrodu i wzrostu liczebności, co może prowadzić do zjawiska ichtioeutrofizacji. Ryby łososiowate utraciły w jeziorach Polski ciągłość rozrodu naturalnego, a ich populacje utrzymywane są głównie dzięki zarybieniom.

Klasyfikacji stanu ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny należy zatem dokonać porównując ichtiofaunę jezior przekształconych do zespołów ryb w jeziorach uznanych za wzorcowe (referencyjne), w obrębie danego typu rybackiego. W Polsce wyróżnia się 5 typów rybackich jezior: jeziora sielawowe, leszczowe, sandaczowe, linowo-szczupakowe i karasiowe (Kossakowski, 1957; Szczerbowski, 1993). Koncepcję oceny stanu ekologicznego jezior polskich na podstawie ichtiofauny stworzono więc w oparciu o analizę reakcji struktury ichtiofauny (wyrażonej w udziałach wagowych gatunków i ich sortymentów wielkościowych w ogólnych odłowach ryb) na pozytywne i negatywne zmiany środowiska (Białokoz i in., 2008; Białokoz i Chybowski, 2011; Białokoz i in., 2011; Białokoz i in., 2013; Chybowski i in., 2014; 2015; 2016).

W ramach państwowego monitoringu środowiska w Polsce od 2014 roku (Dz.U. 2014 poz. 1482) przyjęto dwie metody oceny stanu lub potencjału ekologicznego jezior w oparciu o ichtiofaunę: Jeziorowy Indeks Rybny (Lake Fish Index) LFI+ – opartą o wieloletnie dane z rybackich odłowów gospodarczych oraz metodę LFI-CEN – opartą o wyniki odłowów monitoringowych wykonanych zestawami sieci nordyckich zgodnie z normą EN 14757, 2005.

Kraje członkowskie UE zobowiązane są do przeprowadzenia interkalibracji narodowych metod oceny stanu ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny. Interkalibracja metod narodowych została sfinalizowana w 2015 roku: przeprowadzono proces wyznaczenia porównywalnych i jednocześnie akceptowalnych granic pomiędzy stanem bardzo dobrym i dobrym (H/G) oraz dobrym i umiarkowanym (G/M), a także sporządzono i przyjęto biologiczne opisy klas. W wyniku interkalibracji podwyższone zostały granice klas H/G oraz G/M w obu polskich metodach oraz przyjęto ujednolicony podział na dwie kategorie jezior stratyfikowanych i niestratyfikowanych. Ponadto w metodzie LFI+ odpowiednio zmieniono zestaw metriksów (Chybowski i in., 2016).

Po udoskonaleniu metod w procesie interkalibracji europejskiej oraz dalszych zmianach legislacyjnych – metody te są obecnie stosowane w państwowym monitoringu środowiska jako LFI+ oraz LFI-EN. Granice klas stanu bardzo dobrego i dobrego oraz dobrego i umiarkowanego dla obu metod zostały również pomyślnie zinterkalibrowane (Decyzja Komisji (UE) 2018/229).

1. BADANIA TERENOWE

Wyboru metody klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny dokonuje się analizując dostępne dane o wieloletnich gospodarczych odłowach ryb. Jeżeli odpowiednio precyzyjne dane z połowów gospodarczych są dostępne, zakłada się, że jezioro może być oceniane metodą LFI+. W pozostałych przypadkach uznaje się, że jezioro może być oceniane tylko metodą LFI-EN.

Metoda LFI+ jest mniej czasochłonna i kosztowna niż LFI-EN, jednak można ją zastosować jedynie do jezior, dla których istnieją wieloletnie dane o rzetelnie prowadzonych, gospodarczych odłowach rybackich. Niestety, w związku ze zmianami w modelu gospodarki rybackiej, z roku na rok, takich jezior jest w Polsce coraz mniej. Wobec tego coraz większa liczba jezior wymaga przeprowadzenia odłowów monitoringowych zestawami sieci nordyckich, w celu zastosowania metody LFI-EN.

Odrębny problem stanowią największe jeziora, o powierzchni ponad 5000 ha, dla których nie rekomenduje się stosowania metody LFI-EN, ze względu na zbyt duży nakład połowowy, wymagany zgodnie z normą EN 14757, 2005. Odłowy takie byłyby niewspółmiernie czasochłonne i kosztowne, a ponadto wiązałyby się ze znaczną śmiertelnością ryb. Dla czterech jezior z tej grupy (Śniardwy, Mamry, Łebsko i Dąbie) można zastosować metodę LFI+, a w przypadku braku dostatecznie dokładnych danych połowowych, należy odstąpić od ich oceny na podstawie ichtiofauny. W przyszłości, w przypadku braku możliwości oceny tych jezior metodą LFI+ (ze względu na niedostępność miarodajnych danych z odłowów gospodarczych), należy rozważyć opracowanie eksperckiej metody oceny w oparciu o odłowy monitoringowe wykonywane w reprezentatywnych częściach jezior, wyznaczonych dla każdego jeziora indywidualnie.

1.1. Zbieranie danych do metody LFI+

Metoda LFI+ klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior może być stosowana dla tych jezior Polski, na których prowadzone są systematyczne połowy profesjonalnym sprzętem rybackim. Wymagany jest dostęp do wyników gospodarczych odłowów ryb z przynajmniej kolejnych dziesięciu lat. Wyniki odłowów gospodarczych są zapisywane przez użytkowników rybackich w Księgach Gospodarczych jezior. Wzór obowiązującej w danym okresie czasowym Księgi zatwierdzany jest przez właściwego Ministra. Obecnie obowiązuje wzór zatwierdzony przez Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi w rozporządzeniu z dnia 19 lutego 2013 roku w sprawie sposobu prowadzenia dokumentacji gospodarki rybackiej, opublikowany w Dzienniku Ustaw (Dz.U. 2013 poz. 326) (rys. 1, 2 i 3).

Załącznik nr 3

WZÓR KSIĘGI GOSPODARCZEJ

(zewnętrzna strona okładki – strona 1 księgi gospodarczej)

KSIĘGA GOSPODARCZA

Region wodny .....

Obwód rybacki .....

Jezioro/rzeka/zbiornik zaporowy* .....

Uprawniony do rybactwa: .....

.....

Założono dn. .....20 ..... r.

Zakończono dn. .....20 ..... r.

*Niepotrzebne skreślić.

Dziennik Ustaw – 9 – Poz. 326

Rys. 1. Wzór strony tytułowej Księgi Gospodarczej zgodny z Rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 19 lutego 2013 roku (Dz.U. 2013 poz. 326)

Przed przystąpieniem do zbierania danych o gospodarczych odłowach ryb w jeziorach należy wytypować jeziora do badań. Listę i liczbę jezior przewidzianych w danym okresie badawczym do monitoringu diagnostycznego i badania stanu/potencjału ekologicznego na podstawie ichtiofauny ustala GIOŚ.

(wewnętrzna strona okładki – strona 2 księgi gospodarczej)

OBJAŚNIENIA DO KSIĘGI GOSPODARCZEJ

1. W pozycji **„1.Rok"** - podaje się oznaczenie roku kalendarzowego, za który sporządza się informacje o gospodarce rybackiej.
2. W pozycji **„2. Wydajność z 1 ha wód"** - podaje się, wyrażony w kilogramach na **1 ha** wody, wynik połowów ryb dokonanych przez uprawnionego do rybactwa w danym roku kalendarzowym.
3. W pozycjach od **3a** do **3j** - podaje się ilość ryb określonego gatunku, złowionych w każdym miesiącu danego roku kalendarzowego (wiersze), z uwzględnieniem podziału gatunków ryb na następujące sortymenty wagowe (kolumny):
   1) węgorz:
      a) D – powyżej 0,75 kg,
      b) S - powyżej 0,3 kg do 0,75 kg,
      c) M – do 0,3 kg;
   2) szczupak:
      a) D – powyżej 1 kg,
      b) S – powyżej 0,8 kg do 1 kg,
      c) M – do 0,8 kg;
   3) sandacz:
      a) D – powyżej 1 kg,
      b) S – powyżej 0,5 kg do 1 kg,
      c) M – do 0,5 kg;
   4) okoń:
      a) D – powyżej 0,5 kg,
      b) S – powyżej 0,2 kg do 0,5 kg,
      c) M – do 0,2 kg;
   5) leszcz:
      a) D – powyżej 1 kg,
      b) S – powyżej 0,5 kg do 1 kg,
      c) M – do 0,5 kg;
   6) lin:
      a) D - powyżej 0,5 kg,
      b) S – powyżej 0,3 kg do 0,5 kg;
   7) płoć i wzdręga:
      a) S – powyżej 0,2 kg,
      b) M – do 0,2 kg.

W pozycji **„3g. Płoć i wzdręga"** podaje się łącznie ilość złowionych ryb z gatunku płoć oraz wzdręga. W pozycji **3j** podaje się ilość ryb z gatunków innych niż wymienione w pozycjach od **3a** do **3i**. Podziału nagłówka na kolumny w pozycji 3j dokonuje, w miarę potrzeby, uprawniony do rybactwa, uwzględniając informacje o gatunkach ryb występujących w obwodzie rybackim i podział gatunków ryb na następujące sortymenty wagowe:

1) ilość:
   a) D – powyżej 6 kg,
   b) S - powyżej 3 kg do 6 kg,
   c) M – do 3 kg;
2) miętus:
   a) D – powyżej 0,5 kg,
   b) S – do 0,5 kg;
3) sum:
   a) D – powyżej 3 kg,
   b) S – do 3 kg;
4) troć wędrowna:
   a) D – powyżej 3 kg,
   b) S – powyżej 1 kg do 3 kg,
   c) M – do 1 kg.

4. W pozycji **„3k. Raki"** – podaje się w kilogramach ilość raków złowionych w danym miesiącu.
5. W pozycji **„IIIa. Ryby razem wg m-cy"** – podaje się w kilogramach ilość wszystkich ryb złowionych przez uprawnionego do rybactwa w danym miesiącu.
6. W pozycji **„IIIb. Ryby razem wg gatunków"** – podaje się w kilogramach, z uwzględnieniem podziału gatunków ryb na sortymenty wagowe, ilość wszystkich ryb tego samego gatunku złowionych przez uprawnionego do rybactwa w danym roku kalendarzowym.
7. W pozycji **„IIIc. Ryby razem"** – podaje się w kilogramach ilość wszystkich ryb złowionych przez uprawnionego do rybactwa w danym roku kalendarzowym.
8. W pozycji **„IIId. Raki razem"** – podaje się w kilogramach ilość wszystkich raków złowionych przez uprawnionego do rybactwa w danym roku kalendarzowym.
9. W pozycjach od **4a** do **4j** – podaje się, w sztukach i kilogramach, ilość ryb określonego gatunku złowionych w danym roku kalendarzowym przez osoby uprawiające amatorski połów ryb. W pozycji **4j** podaje się ilość ryb z gatunków innych niż wymienione w pozycjach od **4a** do **4i**. Podziału nagłówka i wiersza na kolumny w pozycji 4j dokonuje, w miarę potrzeby, uprawniony do rybactwa, uwzględniając informacje o gatunkach ryb występujących w obwodzie rybackim.
10. W pozycji **„IVa. Amatorskie połowy razem"** – podaje się wyrażoną w kilogramach ilość wszystkich ryb złowionych w danym roku kalendarzowym przez osoby uprawiające amatorski połów ryb.
11. W pozycji **„IVb. Liczba osób"** – podaje się liczbę osób, od których uprawniony do rybactwa zebrał albo otrzymał informacje o wynikach amatorskiego połowu ryb w danym roku kalendarzowym.
12. W pozycji **„IVc. Rodzaj danych"** – podaje się, przez zakreślenie właściwego symbolu, rodzaj danych o ilości ryb złowionych przez osoby uprawiające amatorski połów ryb, gdzie:
    1) S – oznacza dane szacunkowe określone przez uprawnionego do rybactwa;
    2) A/R – oznacza dane uzyskane z ankiet albo rejestrów amatorskiego połowu wypełnianych przez osoby uprawiające amatorski połów ryb;
    3) K – oznacza dane uzyskane na podstawie kontroli wyników połowu u osób uprawiających amatorski połów ryb, dokonanej przez uprawnionego do rybactwa.

(strona 3 księgi gospodarczej)

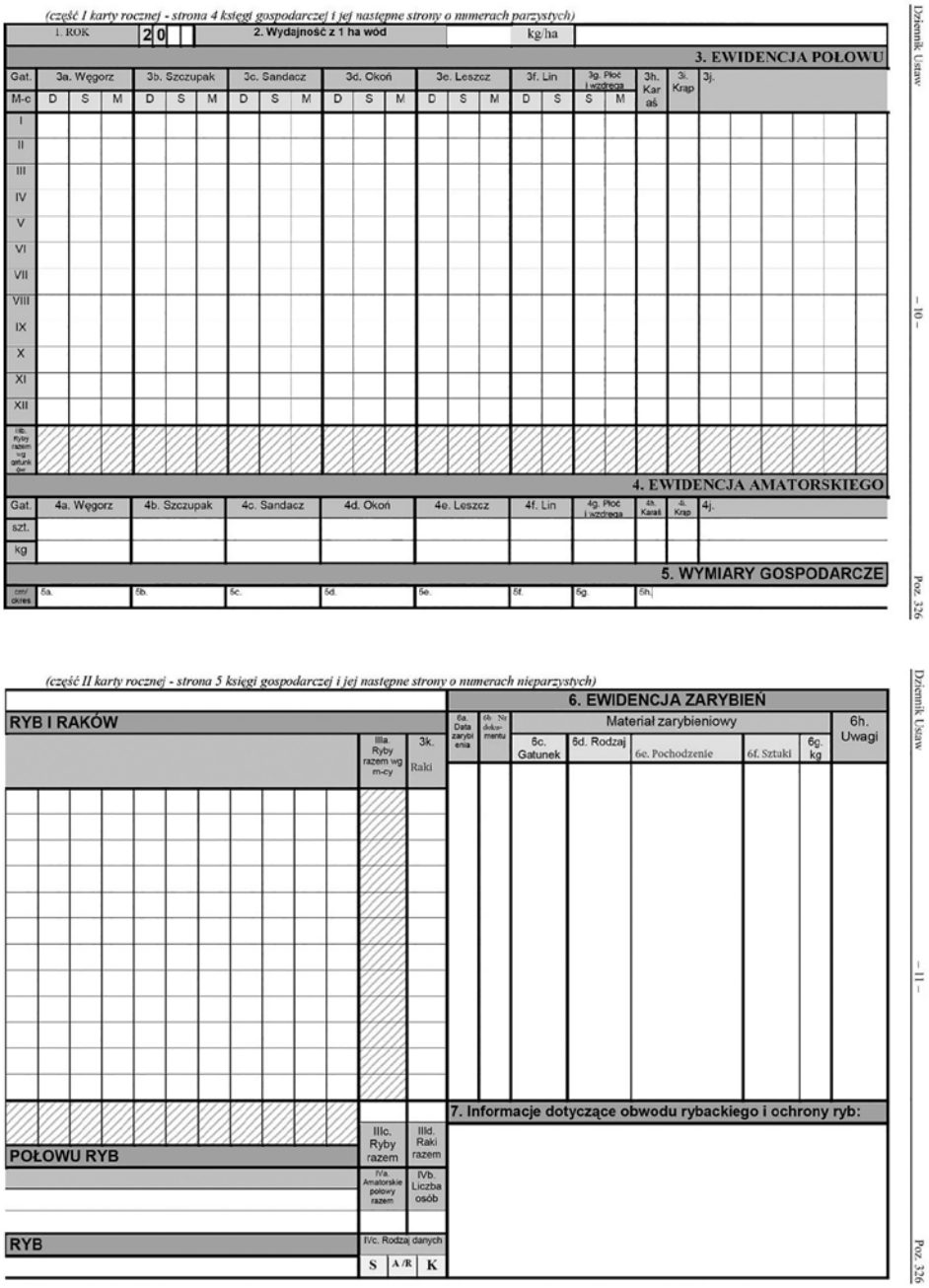
OBJAŚNIENIA DO KSIĘGI GOSPODARCZEJ

13. W pozycji od **5a** do **5h** - podaje się wymiar gospodarczy ryb ze wskazaniem okresu, na który został wprowadzony. Wymiar gospodarczy ryb wraz z okresem, na który został wprowadzony, wpisuje się, zachowując podział kolumn na gatunki ryb przyjęty w ewidencji połowu ryb i raków lub ewidencji amatorskiego połowu ryb. Podziału wiersza na kolumny w pozycji **5h** dokonuje, w razie potrzeby, uprawniony do rybactwa.
15. W pozycji **„6a. Data zarybienia"** – podaje się dzień i miesiąc wprowadzenia materiału zarybieniowego do wód.
16. W pozycji **„6b. Nr dokumentu"** – podaje się oznaczenie dokumentu potwierdzającego wprowadzanie materiału zarybieniowego do wód.
17. W pozycji **„6c. Gatunek"** – podaje się nazwę gatunkową materiału zarybieniowego, który wprowadzono do wód.
18. W pozycji **„6d. Rodzaj"** – podaje się rodzaj materiału zarybieniowego, który wprowadzono do wód, stosując następujące nazewnictwo albo symbole:
    1) ikra zapłodniona – $\mathbf{i_z}$;
    2) ikra zaoczkowana – $\mathbf{i_2}$;
    3) wylęg – $\mathbf{w_0}$;
    4) wylęg żerujący - $\mathbf{w_ż}$;
    5) wylęg podchowany - $\mathbf{w_p}$;
    6) narybek letni – $\mathbf{1_l}$;
    7) narybek jesienny – $\mathbf{1_j}$;
    8) presmolt $\mathbf{1_p}$;
    9) smolt – $\mathbf{s_m}$;
    10) szklisty narybek wstępujący węgorza – $\mathbf{1_{sz}}$;
    11) narybek wstępujący węgorza – $\mathbf{1_w}$;
    12) narybek obsadowy węgorza – $\mathbf{1_o}$;
    13) podchowany narybek węgorza – **pnw**;
    14) narybek wiosenny, dwulatki albo kroczek – **2**;
    15) trzylatki – **3**;
    16) selekt – $\mathbf{s_e}$;
    17) tarlak – **t**.
19. W pozycji **„6e. Pochodzenie"** – podaje się:
    1) oznaczenie dokumentu, w którym wskazano miejsce pochodzenia materiału zarybieniowego oraz
    2) siedzibę i nazwę hodowcy materiału zarybieniowego albo
    3) nazwę rzeki, kanału, cieku naturalnego, jeziora albo innego zbiornika wodnego, w którym materiał zarybieniowy złowiono.
20. W pozycji **„6f. Sztuki"** oraz **„6g. kg"** – podaje się wyrażoną odpowiednio w sztukach i w kilogramach ilość materiału zarybieniowego, którą wprowadzono do wód.
21. W pozycji **„6h. Uwagi"** – podaje się, w razie potrzeby, informacje dotyczące materiału zarybieniowego lub czynności związanych z zarybieniem wód, inne niż wymienione w pozycjach 6a - 6g księgi gospodarczej.
22. W pozycji **„7. Informacje dotyczące obwodu rybackiego i ochrony ryb"** – podaje się informacje o zmianie:
    1) powierzchni wód obwodu rybackiego oraz stanu ich połączeń z innymi wodami,
    2) oddziaływania na sposób prowadzenia gospodarki rybackiej ustanowionych obrębów ochronnych,
    3) występujących źródeł i rodzajów zanieczyszczeń wód,
    4) rodzaju, zakresu i wpływu kłusownictwa oraz szkód wyrządzanych przez zwierzęta wolno żyjące,
    5) warunków hydrobiologicznych obwodu rybackiego,
    6) charakterystyki ichtiofauny obwodu rybackiego,
    7) granic obrębów hodowlanych albo obszarów objętych formami ochrony przyrody,
    8) miejsc usytuowania sadzów rybackich, przepławek, pomostów lub innych budowli mających wpływ na prowadzenie racjonalnej gospodarki rybackiej,
    9) miejsc gromadnego przebywania kormoranów czarnych,
    10) wpływu innych czynników niż wymienione w pkt 1-9 na sposób prowadzenia gospodarki rybackiej przez uprawnionego do rybactwa

- jeżeli stan faktyczny zmienił się w stosunku do stanu podanego w oparacie rybackim. W pozycji **„7. Informacje dotyczące obwodu rybackiego i ochrony ryb"** podaje się ponadto informacje o:

1) wykonanych regulacjach wielkości i struktury populacji ryb drapieżnych oraz ryb karpiowatych w jeziorach lub innych zbiornikach wodnych;
2) sposobach odtworzenia eksploatowanych zasobów raków i ryb z gatunków wędrownych lub gatunków zagrożonych pogarszającymi się warunkami rozrodu naturalnego w wodach obwodu rybackiego;
3) wykonanych zabiegach ochronnych, niezbędnych do ochrony zasobów ryb i raków lub poprawy warunków ich bytowania w wodach obwodu rybackiego.

Rys. 2. Druga i trzecia strona Księgi Gospodarczej z objaśnieniami (Dz.U. 2013 poz. 326)



(część I karty rocznej - strona 4 księgi gospodarczej i jej następne strony o numerach parzystych)

1. ROK 20 | 2. Wydajność z 1 ha wód | kg/ha

3. EWIDENCJA POŁOWU

Gat.	3a. Węgorz			3b. Szczupak			3c. Sandacz			3d. Okoń			3e. Leszcz			3f. Lin		3g. Płoć i wzdręga		3h. Karaś	3i. Krap	3j.
M-c	D	S	M	D	S	M	D	S	M	D	S	M	D	S	M	D	S	S	M			
I																						
II																						
III																						
IV																						
V																						
VI																						
VII																						
VIII																						
IX																						
X																						
XI																						
XII																						
Ilość ryby razem wg gatunków																						

4. EWIDENCJA AMATORSKIEGO

Gat.	4a. Węgorz	4b. Szczupak	4c. Sandacz	4d. Okoń	4e. Leszcz	4f. Lin	4g. Płoć i wzdręga	4h. Karaś	4i. Krap	4j.
szt.										
kg										

5. WYMIARY GOSPODARCZE

cm/ okres	5a.	5b.	5c.	5d.	5e.	5f.	5g.	5h.

Dziennik Ustaw – 10 – Poz. 326

(część II karty rocznej - strona 5 księgi gospodarczej i jej następne strony o numerach nieparzystych)

RYB I RAKÓW

IIIa. Ryby razem wg m-cy	3k. Raki

6. EWIDENCJA ZARYBIEŃ

6a. Data zarybienia	6b. Nr dokumentu	Materiał zarybieniowy					6h. Uwagi
		6c. Gatunek	6d. Rodzaj	6e. Pochodzenie	6f. Sztuki	6g. kg	

7. Informacje dotyczące obwodu rybackiego i ochrony ryb:

POŁOWU RYB

IIIc. Ryby razem	IIId. Raki razem

IVa. Amatorskie połowy razem	IVb. Liczba osób

RYB

IVc. Rodzaj danych		
S	A/R	K

Dziennik Ustaw – 11 – Poz. 326

Rys. 3. Wzór karty rocznej z Księgi Gospodarczej z miesięcznymi polami odłowów i polem rocznych odłowów razem dla poszczególnych gatunków ryb i ich sortymentów (Dz.U. 2013 poz. 326)

Po wytypowaniu jezior do badań należy nawiązać kontakty z użytkownikami rybackimi jezior i uzyskać ich zgodę na zebranie danych rybackich. Wskazane jest posiadanie listów intencyjnych Głównego Inspektora Ochrony Środowiska, skierowanych do użytkowników rybackich, przedstawiających cel i zakres prac. W celu zminimali-

zowania kosztów i czasu pracy należy wytypować jeziora do badań u poszczególnych użytkowników rybackich tak, by jednocześnie zebrać dane z grupy jezior.

Materiały badawcze zbierane są bezpośrednio u użytkowników rybackich. Po uzyskaniu dostępu do Ksiąg Gospodarczych poszczególnych jezior należy przenieść wyniki rocznych odłowów rybackich wszystkich gatunków i sortymentów ryb znajdujących się w Księdze **(przynajmniej z ostatnich dziesięciu lat)** do przygotowanego wcześniej arkusza w formacie programu MS Excel.

Kolejność pól ewidencji połowów poszczególnych gatunków w Księgach Gospodarczych ulegała zmianom na przestrzeni lat. Dlatego należy uważnie przenosić dane do przygotowanego wcześniej arkusza w formacie programu MS Excel. Pola arkusza w formacie programu MS Excel zawierają kolumnę „LATA" oraz kolumny z nazwami najczęściej odławianych gospodarczo gatunków ryb: węgorza, siei, sielawy, suma, sandacza, szczupaka, lina, karasia pospolitego, okonia, stynki, krąpia, leszcza D, S, M i N, leszcza R (zsumowane odłowy wszystkich sortymentów leszcza), płoci S i M, płoci R (zsumowane odłowy wszystkich sortymentów płoci), karpia, tołpygi, amura, uklei oraz frakcji ryb określanej mianem drobnica nietowarowa, gatunki inne i kolumnę „RAZEM". W przypadku leszcza i płoci, dzięki dostępnym zapisom o tak zwanych sortymentach ryb (zgodnie ze wzorem księgi gospodarczej - ryc. 2), wyodrębniono pola charakteryzujące wielkość ryb: leszcz D - duży leszcz, leszcz S – średni leszcz, leszcz M – mały leszcz, (dawniej także leszcz N – niewymiarowy leszcz), płoć S – płoć średnia, płoć M – płoć mała. W kolumnie „LATA" wpisuje się rok, a w pozostałych kolumnach masę gatunków i sortymentów ryb w kg.

W czasie pobytu u użytkowników rybackich, jeżeli istnieje taka możliwość, to pożądane jest dokonanie oględzin jezior, ich strefy litoralowej, roślinności, dopływów, odpływu, ewentualnych źródeł zanieczyszczeń, zabudowy brzegów, a także przeprowadzenie wywiadów z użytkownikiem rybackim oraz wędkarzami i sporządzenie stosownych notatek.

1.2. Zbieranie danych do metody LFI_EN

Metoda LFI-EN klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny może być stosowana do wszystkich monitorowanych jezior o powierzchni mniejszej niż 5000 ha. Zbieranie materiałów badawczych opiera się w tej metodzie na połowach ryb nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 14757. Wymagane jest rygorystyczne przestrzeganie wymogów wskazanej normy, ponieważ moduł obliczeniowy LFI-EN zbudowano opierając się na wynikach połowów przeprowadzonych zgodnie z taką metodyką.

Zbieranie materiałów badawczych do klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny metodą LFI-EN jest dużo bardziej praco- i czasochłonne niż w przypadku metody LFI+. Wymaga także ingerencji w stan ichtiofauny jeziora, ponieważ odłowy sieciami nordyckimi nie pozwalają na przyżyciowe przeprowadzenie badań i pomiarów ryb, i wiążą się każdorazowo ze śmiertelnością odłowionych

osobników. Jednak w związku z coraz mniejszą dostępnością reprezentatywnych danych z odłowów gospodarczych metoda LFI-EN jest coraz częściej stosowana w pmś.

Prace wstępne

Przed przystąpieniem do badań wytypowanych jezior, w pierwszej kolejności, należy nawiązać kontakty z użytkownikami rybackimi poszczególnych jezior i uzyskać ich zgodę na zebranie danych rybackich (połowy nordyckim zestawem wontonów). Celowe jest posiadanie listów intencyjnych Głównego Inspektora Ochrony Środowiska, skierowanych do użytkowników rybackich, przedstawiających cel i zakres prac.

Dalsze prace wstępne, po uzyskaniu zgody użytkownika rybackiego, polegają na uzyskaniu kolejnych niezbędnych pozwoleń na przeprowadzenie połowów nordyckim zestawem wontonów na wybranych jeziorach. W tym celu należy:

- uzyskać pozwolenia na połów ryb niewymiarowych i w okresach ochronnych od odpowiedniego Marszałka Województwa (o pozwolenia te można występować dopiero po uzyskaniu pozwolenia od użytkownika rybackiego);
- uzyskać pozwolenia na połów ryb prawnie chronionych (Dz.U. 2016 poz. 2183) od Dyrektora Regionalnej Dyrekcji Ochrony Środowiska, a w przypadku prowadzenia odłowów w więcej niż 2 województwach – od Dyrektora Generalnej Dyrekcji Ochrony Środowiska;
- w przypadku połowów w parkach narodowych, uzyskać pozwolenie od Ministra Środowiska;
- w przypadku połowów w rezerwatach przyrody, uzyskać pozwolenie od właściwego Dyrektora Regionalnej Dyrekcji Ochrony Środowiska.

Wnioski o powyższe pozwolenia, z powodu długotrwałych procedur administracyjnych, należy złożyć ze znacznym wyprzedzeniem. Czasami niezbędne są dodatkowe pozwolenia, które mogą być wymagane przez użytkowników rybackich lub przez urzędy nadzorujące użytkowników. Należy również w składanych wnioskach wystąpić o odstąpienie od pobrania opłaty skarbowej w związku z naukowym charakterem badań monitoringowych stanu ichtiofauny jezior. W przypadku krótkiego czasu na uzyskanie pozwoleń należy też wnieść o nadanie decyzji rygoru natychmiastowej wykonalności, co pozwala na jej uprawomocnienie bez 14 dniowego okresu, przewidzianego w standardowej procedurze. Należy również ściśle przestrzegać zaleceń zawartych w wydanych pozwoleniach, w tym np. dotyczących potrzeby szczególnego postepowania w przypadku zagrożenia patogenami (np. dezynfekcja sprzętu połowowego i ubrań roboczych). Po zakończeniu odłowów należy sporządzić stosowne sprawozdania dla ww. instytucji.

Dalsze prace wstępne polegają na:

- przygotowaniu skalibrowanego planu batymetrycznego jeziora z rozplanowanymi punktami rozmieszczenia wontonów nordyckich, w liczbie i w miejscach zgodnych z normą EN 14757 (rys. 4), dane batymetryczne można pozyskać w formie cyfrowej z ogólnodostępnych źródeł komercyjnych, lub w formie drukowanej (z zasobów Instytutu Rybactwa Śródlądowego);
- znalezieniu przy pomocy map i wywiadów odpowiedniego miejsca na brzegu jeziora, z przestronnym placem i dogodnym dojściem do wody oraz uzyskaniu

zgody właściciela terenu ma rozlokowanie ekipy badawczej/zespołu połowowego;
- w przypadkach konieczności przejazdu lub założenia bazy badawczej na terenach leśnych, uzyskaniu pisemnej zgody nadleśniczych na wjazd samochodów i pobyt ekipy badawczej;
- uzyskaniu pozwolenia na używanie łodzi z silnikiem spalinowym w strefach ciszy;
- uzgodnieniu z użytkownikiem rybackim jeziora szczegółowego terminu połowów oraz sposobu zagospodarowania złowionych i przebadanych ryb;
- powiadomieniu Państwowej i Lokalnej Straży Rybackiej o szczegółowym terminie i sposobie połowów;

Rys. 4. Przykładowe rozmieszczenie wontonów nordyckich na Jeziorze Kiełpińskim.
– wontony denne; – wontony pelagiczne

Po uzyskaniu wszystkich niezbędnych pozwoleń należy przygotować i skontrolować sprzęt połowowy, nawigacyjny, badawczy, biwakowy i transportowy.

Sprzęt połowowy

Wymagany, specjalistyczny, kalibrowany sprzęt połowowy typu nordyckiego do połowu ryb jest dokładnie opisany w normie EN 14757 (European Committee for Standardization EN 14757: 2005 (E) - Water quality - Sampling of fish with multi-mesh gillnets). Składa się on z dwóch rodzajów wontonów: dennych i pelagicznych.

Wymiary wontonów dennych wynoszą: wysokość 1,5 i długość 30 m. Wontony te zbudowane są z dwunastu wysokich na 1,5 m i szerokich na 2,5 m połączonych ze sobą paneli wykonanych z żyłkowej tkaniny sieciowej. Rozmiar oczek w poszczególnych panelach (od 5,0 do 55,0 mm), kolejność poszczególnych paneli w wontonie i grubość żyłki z jakiej wytworzono poszczególne panele regulowana jest normą EN 17457 (tab. 1).

Wymiary wontonów pelagicznych wynoszą: wysokość, 6,0 m i długość 27,5 m. Wontony te zbudowane są z jedenastu wysokich na 6,0 m i szerokich na 2,5 m połączonych ze sobą paneli wykonanych z żyłkowej tkaniny sieciowej. Rozmiar oczek w poszczególnych panelach wynosi (od 6,25 do 55,0 mm). W wontonach pelagicznych pominięty jest panel o oczku 5,0 mm. Kolejność i grubość żyłki z jakiej wytworzono poszczególne panele jest taka sama jak w wontonach dennych.

Tabela 1. Kolejność paneli, rozmiary oczek i grubość żyłki tkaniny sieciowej w poszczególnych panelach nordyckiego wontonu dennego (benthic multi-mesh gillnets); według normy European Committee for Standardization EN 14757: 2005 (E) — Water quality — Sampling of fish with multi-mesh gillnets

Kolejny panel	Rozmiary oczek [mm]	Grubość żyłki tkaniny sieciowej [mm]
1	43,0	0,2
2	19,5	0,15
3	6,25	0,1
4	10,0	0,12
5	55,0	0,25
6	8,0	0,1
7	12,5	0,12
8	24,0	0,17
9	15,5	0,15
10	5,0	0,1
11	35,0	0,2
12	29,0	0,17

Zarówno wontony denne, jak i pelagiczne, szyte są w górnej części do pływającej linki typu korklina, a w dolnej – do tonącej linki typu ołowianka (fot. 1 po lewej). Z powodu skomplikowanej konstrukcji, wontony te są trudno dostępne. Należy więc, z odpowiednim wyprzedzeniem, zamówić ich wykonanie w specjalistycznej firmie. Z powodu delikatnej konstrukcji, wontony te często ulegają uszkodzeniu. Zdarzają się również kradzieże sprzętu. Z tych powodów należy zaopatrzyć się w wontony zapasowe. Dodatkowym, niezbędnym wyposażeniem sprzętu połowowego są ciężarki kotwiczne i pławy znacznikowe (fot. 1 po prawej).

Sprzęt połowy rozstawiany jest z łodzi wiosłowej, często wyposażonej w napęd mechaniczny: spalinowy lub elektryczny, i echosondę z GPS. Łódź powinna być wyposażona w zgodny z przepisami BHP sprzęt ratunkowy (kamizelki ratunkowe, asekuracyjne, gaśnicę) – zgodnie z wymaganiami określonymi w Rozporządzeniu Ministra Infrastruktury z dnia 5 listopada 2010 r. w sprawie wymagań technicznych i wyposażenia statków żeglugi śródlądowej oraz upoważniania podmiotów do wykonywania przeglądów technicznych statków (Dz.U. 2010 nr 216 poz. 1423). Ogólne zasady BHP przy pracy podczas połowów rybackich określa Rozporządzenie Ministra Rolnictwa z dnia 4 lutego 1980 r. w sprawie bezpieczeństwa i higieny pracy w rybactwie śródlądowym (Dz.U. 1980 nr 6 poz. 17).

Fot. 1. Nordyckie wontony pelagiczne (dwa z lewej strony) i wonton denny. U dołu wontonów linka typu ołowianka, u góry linka typu korklina. W drugim wontonie na korklinie umieszczono dodatkowe pławy (fot. po lewej; fot. Chybowski); ciężarki kotwiczne i pławy znacznikowe używane podczas rozstawiania wontonów nordyckich (fot. po prawej; fot. Chybowski)

Echosonda z GPS wykorzystywana jest do odczytywania głębokości a GPS do oznaczania miejsca (punktu – *waypoint*) postawienia wontonów i ich odszukania (zazwyczaj jest to funkcja GO TO) na nieznanym jeziorze.

Poza sprzętem połowowym, pływającym i nawigacyjnym, ekipa badawcza musi być wyposażona w sprzęt badawczy (wagi elektroniczne, deski pomiarowe, miernik termiczno-tlenowy, krążek Secchiego, przenośny komputer, notatnik papierowy i ołówki), przenośne źródła energii: akumulatory i/lub przenośny agregat prądotwórczy, niezbędny sprzęt biwakowy i transportowy (pożądane samochody z napędem 4x4 oraz przyczepa podłodziowa). Ponadto niezbędna jest odpowiednia liczba pojemników do przechowywania i wystawiania sieci (kastry) oraz do zbierania i sortowania złowionych ryb (wiadra, kuwety). Przydatne są również duże plandeki, pozwalające na rozłożenie wontonów podczas wybierania ryb (ograniczenie zaplątywania w siatkę drewna, liści itp. oraz łatwość zbierania ryb z podłoża).

Połowy badawcze nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 14757

Połowy badawcze na jeziorach mogą być prowadzone w okresie letniej stratyfikacji (okres kalendarzowego lata, maksymalnie do połowy października). Po rozlokowaniu się ekipy badawczej, w pierwszej kolejności należy dokonać pomiarów: temperatury wody, zawartości tlenu w wodzie i przezroczystość wody, wykorzystując miernik termiczno-tlenowy i krążek Secchiego.

Wontony denne należy rozstawiać na dnie jeziora losowo, w liczbie i zakresach głębokości określonych szczegółowo normą EN 14757. Liczba użytych wontonów dennych zależy od powierzchni jeziora i jego głębokości. Liczba stawianych wontonów wyliczana musi być z normy EN 14757, która szczegółowo określa tę liczbę (tab. 2). Na przykład na jeziorze o powierzchni 51,0 ha i głębokości 5,9 m stawiamy 16 dennych wontonów (8 w warstwie o głębokości <3,0 m i 8 w warstwie 3,0-5,9 m). Wontony w poszczególnych warstwach powinny być rozstawione losowo tzn. nie powinny znajdować się w jednym miejscu i nie należy wybierać tylko takich miejsc gdzie spodziewamy się dużej liczby ryb.

Tabela 2. Liczba stawianych dennych wontonów nordyckich ogółem i w poszczególnych warstwach głębokościowych w zależności od powierzchni jeziora i jego głębokości. Według normy European Committee for Standardization EN 14757: 2005 (E) — Water quality — Sampling of fish with multi-mesh gillnets

Powierzchnia jeziora [ha]	Głębokość jeziora [m]	Maksymalna głębokość [m]						
		<6	6 - 11,9	12 - 19,9	20 - 34,9	35 - 49,9	50 - 75	> 75
< 20	<3	4	3	4	4	3		
	3 - 5,9	4	3	4	3	3		
	6 - 11,9		2	4	3	3		
	12 - 19,9			4	3	3		
	20 - 34,9				3	2		
	35 - 49,9					2		
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		8	8	16	16	16		
21 - 50	< 3	4	5	5	5	5		
	3 - 5,9	4	6	5	5	5		
	6 - 11,9		5	3	5	6		
	12 - 19,9			3	5	6		
	20 - 34,9				4	6		
	35 - 49,9					4		
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		8	16	16	24	32		
51 - 100	< 3	8	8	7	7	7	7	
	3 - 5,9	8	8	7	7	7	7	
	6 - 11,9		8	5	9	7	10	
	12 - 19,9			5	6	4	4	
	20 - 34,9				3	4	4	
	35 - 49,9					3	4	
	50 - 75						4	
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		16	24	24	32	32	40	
101- 250	< 3	8	8	8	7	7	7	
	3 - 5,9	8	8	8	7	7	7	
	6 - 11,9		8	8	10	10	6	
	12 - 19,9			8	8	6	6	
	20 - 34,9				8	6	6	
	35 - 49,9					4	4	
	50 - 75						4	
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		16	24	32	40	40	40	0
251 - 1000	< 3	12	11	10	10	10	10	10
	3 - 5,9	12	11	10	10	10	10	10
	6 - 11,9		10	10	10	10	10	10
	12 - 19,9			10	10	8	8	8
	20 - 34,9				8	6	8	6
	35 - 49,9					6	6	6
	50 - 75						6	6
Opcjonalnie	>75							0 lub 6
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		24	32	40	48	50	58	56 - 62
1001 - 5000	< 3	12	11	10	10	10	10	10
	3 - 5,9	12	11	10	10	10	10	10
	6 - 11,9		10	10	12	12	10	10
	12 - 19,9			10	12	9	10	10
	20 - 34,9				12	9	10	10
	35 - 49,9					6	10	6
	50 - 75						6	6
Opcjonalnie	>75							0 lub 6
Całkowita liczba nocnych ekspozycji sieci		24	32	40	56	56	66	62 - 68

Wontony stawia się z łodzi. Do dolnej linki, na początku i na końcu wontonu, przywiązuje się ciężarek kotwiczny. Dodatkowo na końcu wontonu, do górnej linki, przywiązuje się pław znacznikowy. Miejsce postawienia wontonu zaznacza i zapisuje się w GPS. Dodatkowo, w notatniku, zapisuje się: liczbę porządkową wontonu, warstwę (zakres głębokości), w jakiej wonton jest stawiany, początkową i końcową głębokość wody, na jakiej wonton jest stawiany (głębokość odczytywana z echosondy) i miejsce (nr waypoint) postawienia wontonu (odczytywane z GPS).

W jeziorach o głębokość maksymalnej ≥8,0 m, wontony pelagiczne stawiane są nad najgłębszym miejscem jeziora. Ich liczba zależy tylko od głębokości jeziora. Wontony te ustawiać należy schodkowo, w toni wodnej od powierzchni do dna. Schodkowe stawianie polega na tym, że pierwszy wonton pelagiczny stawiamy na dnie i do końca jego górnej linki dowiązujemy początek dolnej linki drugiego wontonu itd. Wontony pelagiczne tonące utrzymujemy w zaplanowanej warstwie toni wodnej pławami. Jeżeli są to wontony pływające – utrzymujemy je w toni ciężarkami kotwicznymi, z linką o wymaganej długości (nogą). Na przykład, aby w jeziorze o głębokości 18 m wonton pelagiczny pływający utrzymywał się w warstwie wody o głębokości 6,0-11,9 m do dolnej linki należy w kilku punktach dowiązać ciężarki kotwiczne z nogami (linką) o długości 6,0 m. Sposób wystawiana wontonów dennych z łodzi i opis miejsca wystawienia jest taki sam, jak przy stawianiu wontonów pelagicznych, z tym że ciężarki kotwiczne dowiązuje się do ołowianki bez „nogi", natomiast długość linki pławy znacznikowej musi być dostosowana do głębokości od powierzchni do korkliny stojącego na dnie wontonu.

Wontony powinny być rozstawione w jeziorze przez około 12 godzin, od późnego popołudnia do rana dnia następnego. Po tym czasie wontony należy podnieść (fot. 2 po prawej) wraz z rybami do pojemników lub bezpośrednio do łodzi, pamiętając o jednoznacznym oznakowaniu zebranych wontonów. Podniesione wontony przywozi się na brzeg w pojemnikach (fot. 2 po prawej).

Fot. 2. Podnoszenie wontonów pelagicznych (fot. po lewej; fot. Adamczyk) oraz odniesione i umieszczone w pojemniku wontony (fot. po prawej; fot. Chybowski)

Na brzegu, z wontonów wybiera się z wszystkie złowione ryby i umieszcza się je w pojemnikach oznaczonych tak samo jak wontony (fot. 3), jeden pojemnik na jeden wonton. Wybrane ryby oznacza się do gatunku (Brylińska, 2000). Następnie, ryby są dzielone na sortymenty wielkościowe, odpowiadające w przybliżeniu kolejnym rocznikom i ważone w tych grupach z dokładnością do 1 g.

Fot. 3. Wybieranie ryb z wontonów dennych (fot. po lewej; fot. Adamczyk), suszenie wontonów oraz ryby wybrane do osobnego pojemnika z każdego wontonu (fot. po prawej; fot. Adamczyk)

Opcjonalnie (do celów naukowych), reprezentatywną próbę ryb, około 50 osobników każdego złowionego gatunku, można zmierzyć (należy mierzyć osobniki ze wszystkich złowionych klas długości od min. do max.). Pomiaru dokonuje się deską pomiarową z dokładnością do 0,1 cm. Mierzona jest długość całkowita ciała (*l.t.*) i długość ciała (*l.c.*) w cm. Długość całkowita ciała (*l.t.*) to długość mierzona od początku pyska do końca najdłuższego promienia płetwy ogonowej, a długość ciała (*l.c.*) to długość mierzona od początku pyska do początku płetwy ogonowej.

Po wybraniu z wontonów wszystkich złowionych ryb sieci należy przebrać, wypłukać, wysuszyć i „wywietrzyć". Wypłukać i wysuszyć należy również pojemniki i łódź. Suszenie sieci i pozostałego sprzętu zapewnia ich trwałość oraz ogranicza ryzyko przenoszenia patogenów pomiędzy jeziorami. Wysuszone wontony należy przygotować do następnego wystawienia układając je w pojemnikach.

Zaleca się zapisywanie warunków pogodowych, panujących w czasie połowu. Należy także wykonać oględziny jeziora, jego strefy litoralowej, roślinności, dopływów, odpływu, ewentualnych źródeł zanieczyszczeń, zabudowy brzegów, a także w miarę możliwości przeprowadzić wywiady z użytkownikiem rybackim oraz wędkarzami i sporządzić notatki.

2. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH – ZAŁOŻENIA METODYCZNE

2.1. Jeziorowy indeks rybny LFI+

Do opracowania metody klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie wyników gospodarczych odłowów rybackich (Jeziorowy Indeks Rybny LFI+) wykorzystane zostały wieloletnie dane, zbierane od użytkowników rybackich jezior,

będące w zasobach Instytutu Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza w Olsztynie, uzupełnione o dodatkowe materiały zgromadzone na potrzeby stworzenia metody. Dane rybackie obejmują roczne odłowy wszystkich gatunków i sortymentów ryb, ujmowanych w statystykach gospodarczych, począwszy od lat pięćdziesiątych ubiegłego stulecia do czasów współczesnych. Do modelowania i obliczeń wykorzystane zostały udziały wagowe (%) wszystkich gatunków ryb i ich sortymentów w ogólnych odłowach ryb oraz udziały dużego leszcza (Leszcz D) i płoci średniej (Płoć S) w ogólnych odłowach tych gatunków.

Analizy prowadzono dla trzech typów jezior: 1) stratyfikowanych głębokich powyżej 30 m głębokości, 2) stratyfikowanych płytkich ≤ 30 m i 3) niestratyfikowanych, wyznaczając modele jezior referencyjnych dla typu oraz odchylenia poszczególnych jezior od stanów referencyjnych.

Modele jezior referencyjnych wyznaczone zostały na podstawie piętnastoletnich, najstarszych danych historycznych, czyli z okresu, w którym antropogenne zmiany jezior były stosunkowo niewielkie. Natomiast odchylenia od modeli referencyjnych wyliczone zostały w oparciu o dane z dziesięciu lat znacznie późniejszych obserwacji, bliskich współczesności, dla których dostępne były przynajmniej jednokrotne pomiary wskaźników presji. Nie było możliwe użycie krótszego niż 10 lat okresu obserwacji z powodu długiego czasu reakcji zespołów ryb na zmiany środowiska oraz z powodu nierównomierności odłowów ryb w poszczególnych latach.

W kolejnym etapie tworzenia wskaźnika wykluczono zmienne autokorelujące oraz takie, które zależne są w większym stopniu od sposobu gospodarowania na jeziorze (np.: od intensywności zarybień i odłowów) niż od stanu ekologicznego jezior. Do dalszych analiz wybrano te zmienne, które w świetle wyników dotychczasowych badań oraz wiedzy eksperckiej wykazywały istotny związek ze stanem jeziora i jednocześnie związane były ze wskaźnikami presji (przezroczystość wody, zawartość fosforu całkowitego, zawartość chlorofilu oraz zespolony wskaźnik TSI – Trophic State Index (Carlson, 1977).

W jeziorach stratyfikowanych głębokich były to udziały wagowe (%): sandacza i leszcza P (połączone razem sortymenty leszcza S, M i N), wykazujące wyraźny wzrost udziałów wraz ze wzrostem wskaźników presji, a także udziały szczupaka, lina, okonia oraz leszcza D w ogólnych odłowach leszcza, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji. W jeziorach stratyfikowanych płytkich były to udziały sandacza, karasia pospolitego i krąpia, wykazujące wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji, a także udziały szczupaka, lina, okonia, płoci S, leszcza D oraz leszcza D w ogólnych odłowach leszcza, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji. W jeziorach niestratyfikowanych były to udziały sandacza i karasia pospolitego, wykazujące wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji oraz udziały szczupaka, lina, okonia i płoci S, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji.

W trakcie procesu interkalibracji, w metodzie LFI+ zastosowano podział na dwa typy jezior (stratyfikowane i niestratyfikowane). Podział ten odpowiada typologii abiotycznej jezior. Zastosowany nowy podział jezior spowodował połączenie jezior stratyfikowanych głębokich i płytkich w jedną grupę, co skutkowało koniecznością zmian metriksów w metodzie LFI+.

W aktualnie obowiązującej wersji wskaźnika stosowane są następujące metriksy:

- w jeziorach stratyfikowanych udziały wagowe (%): sandacza, karasia pospolitego, leszcza P (połączone razem sortymenty leszcza S, M i N) i krąpia, wykazujące wyraźny wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji oraz udziały: lina, okonia, leszcza D, leszcza D w ogólnych odłowach leszcza i płoci S, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji (tab. 3);
- w jeziorach niestratyfikowanych udziały: sandacza i karasia pospolitego, wykazujące wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji oraz udziały: szczupaka, lina, okonia i płoci S w ogólnych odłowach płoci, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji (tab. 3).

Tabela 3. Metriksy – wagowe udziały gatunków i sortymentów w różnych typach jezior ustalone dla metody LFI+ po procesie interkalibracji. Wzrost udziałów wagowych wraz ze wzrostem wskaźników presji oznaczono symbolem ↑, spadek udziałów wagowych wraz ze wzrostem wskaźników presji oznaczono symbolem ↓

Udziały wagowe (%) gatunków i sortymentów (metriksy)	Typy jezior	
	Stratyfikowane	Niestratyfikowane
sandacza	↑	↑
leszcza P (połączone razem sortymenty leszcza S, M i N)	↑	-
karasia pospolitego	↑	↑
krąpia	↑	-
szczupaka	↓	↓
lina	↓	↓
okonia	↓	↓
leszcza D w ogólnych odłowach leszcza	↓	-
leszcza D	↓	-
płoci S	↓	-
płoci S w ogólnych odłowach płoci	-	↓

Wyznaczenie modeli jezior referencyjnych

Do wyznaczenia modeli jezior referencyjnych (Chybowski i in., 2016) posłużono się piętnastoletnimi danymi historycznymi o odłowach gospodarczych z odrzuceniem wartości skrajnych (10 i 90 percentyl), mogących zawierać dane przypadkowe. Wartości zmiennych (metriksów) z poszczególnych typów jezior, podstawiano do formuły wyliczającej oceny cząstkowe, znormalizowane do przedziału od 0 do 1. Średnia z ocen cząstkowych wyznaczała stan ekologiczny poszczególnych jezior. Za stan referencyjny (bardzo dobry) przyjęto stan jezior z wartością wskaźnika ≥0,71. Jednocześnie przyjęto, że średnia struktura (udziały wagowe) ichtiofauny tych jezior jest strukturą referencyjną.

Do oceny odchyleń struktury ichtiofauny poszczególnych jezior od modeli referencyjnych użyto danych ze współczesnych 10 lat obserwacji, dla których dostępne były jednocześnie informacje o wskaźnikach presji. W celu zmniejszenia ryzyka uzyskania przypadkowych wyników, dla danych z tych jezior, wyliczono również 10 i 90 percentyl, a wartości leżące na zewnątrz tych percentyli odrzucono.

Dla każdego z jezior wyliczano różnice pomiędzy wartościami obserwowanymi a wartościami referencyjnymi. Nieliczne obserwacje, znajdujące się poza wyznaczonym przedziałem, otrzymywały punktację skrajną, odpowiednio 0 lub 1 punkt. Ocenę punktową stanu jeziora stanowiła średnia z ocen cząstkowych dla wszystkich zmiennych wskaźnikowych. Oceny punktowe, uzyskane metodą przedstawioną powyżej, posłużyły do wyliczenia (w programie Statgraphics, metodą regresji wielokrotnej) matematycznych formuł oceny stanu lub potencjału ekologicznego jezior na podstawie wieloletnich wyników odłowów rybackich (LFI+). Sprawdzono również istotność statystyczną wybranych zmiennych. Finalnie uzyskano formuły w postaci równań regresji wielokrotnej, służące do bezpośrednich obliczeń LFI+ w poszczególnych typach jezior:

$$LFI+= b0 + b1X1 + b2X2 + \cdots + bnXn$$

gdzie:

X1...Xn - udziały wagowe (%) poszczególnych wskaźników (metriksów),
b0...bn - współczynniki regresji dla poszczególnych udziałów wskaźników.

Oceny punktowe stanu/potencjału ekologicznego (LFI+) zawarte są w przedziałach od 0 do 1, przy czym wartość oceny punktowej 0 odpowiada złemu stanowi ekologicznemu jezior, a wartość 1 – stanowi bardzo dobremu. Ocena stanu/potencjału ekologicznego jezior, dla których dostępne są dane z wieloletnich wyników odłowów rybackich (LFI+) dokonywana jest w pięciostopniowej skali na podstawie ustalonego w wyniku interkalibracji zakresu punktowego LFI+ podanego w tabeli 4.

Tabela 4. Zakresy liczbowe wskaźnika klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie wyników gospodarczych odłowów ryb (Jeziorowy Indeks Rybny LFI+); granice stosuje się dla wszystkich typów jezior wyróżnionych w metodzie LFI+

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość LFI+
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,866
DOBRY	≥0,595
UMIARKOWANY	≥0,250
SŁABY	≥0,100
ZŁY	<0,100

Należy zaznaczyć, że zgodnie z rozporządzeniem klasyfikacyjnym (Dz.U. 2019 poz. 2149) do końca roku 2021 granice klas dla oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior są identyczne. Jednak od roku 2022 dla silnie zmienionych części wód jezior zostaną wprowadzone indywidualne granice klas potencjału ekologicznego, obniżone w stosunku do klas stanu ekologicznego proporcjonalnie do stopnia przekształcenia danego jeziora. Granice te zostaną określone w rozporządzeniu, o którym mowa w art. 321 ustawy z dnia 20 lipca 2017 r. – Prawo wodne, dotyczącym aktualizacji planów gospodarowania wodami na obszarze dorzecza. Obecnie wyróżniono 13 typów jezior według załącznika nr 20 do rozporządzenia klasyfikacyjnego, od roku 2022 obowiązywać będzie podział na 7 typów (zał. 6 ww. rozporządzenia).

2.2. Jeziorowy indeks rybny LFI-EN

Do opracowania metody klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie odłowów nordyckim zestawem wontonów, zgodnie z normą EN 14757 (Jeziorowy Indeks Rybny, początkowo LFI-CEN, po procesie interkalibracji – LFI-EN) wykorzystane zostały dane zebrane zgodnie z normą EN 14757 (Norma EN 14757, 2005). Dane obejmują odłowy wszystkich gatunków ryb, łowionych nordyckim zestawem wontonów. Do modelowania i obliczeń wykorzystane zostały udziały wagowe (%) wszystkich łowionych gatunków ryb w ogólnych odłowach.

Z analiz wykluczono zmienne autokorelujące, zaś z pozostałych zmiennych wybrano te, które w świetle dotychczasowych badań oraz wiedzy eksperckiej wykazywały istotny związek ze stanem jeziora, a jednocześnie wykazywały związki ze wskaźnikami presji (przezroczystość wody, zawartość fosforu, zawartość chlorofilu *a* oraz zespolony wskaźnik TSI (Trophic State Index) Carlsona (Carlson, 1977)). Obliczenia prowadzono dla dwóch typów jezior: stratyfikowanych i niestratyfikowanych, wyznaczając modele jezior referencyjnych oraz odchylenia poszczególnych jezior od stanów referencyjnych.

W jeziorach stratyfikowanych były to udziały wagowe (%): leszcza, krąpia, płoci, uklei i jazgarza wykazujące wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji oraz udział lina, wzdręgi i okonia, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji (tab. 5).

W jeziorach niestratyfikowanych były to udziały leszcza, krąpia, płoci, uklei, jazgarza i sandacza, wykazujące wzrost wraz ze wzrostem wskaźników presji oraz udziały wzdręgi i okonia, wykazujące spadek w miarę wzrostu wskaźników presji (tab. 5).

Tabela 5. Metriksy — wagowe udziały gatunków i sortymentów w różnych typach jezior ustalone dla metody LFI-EN. Wzrost udziałów wagowych wraz ze wzrostem wskaźników presji oznaczono symbolem ↑, spadek udziałów wagowych wraz ze wzrostem wskaźników presji oznaczono symbolem ↓

Udziały wagowe (%) gatunków (metriksy)	Typy jezior	
	Stratyfikowane	Niestratyfikowane
sandacza	-	↑
leszcza	↑	↑
płoci	↑	↑
uklei	↑	↑
krąpia	↑	↑
jazgarza	↑	↑
wzdręgi	↓	↓
lina	↓	-
okonia	↓	↓

Wyznaczenie modeli jezior referencyjnych

Do wyznaczenia modeli jezior referencyjnych posłużono się wynikami odłowów nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 1475, z odrzuceniem wartości skrajnych (10 i 90 percentyl). Wartości wybranych uprzednio zmiennych (metriksów) z poszczególnych typów jezior podstawiano do formuły wyliczającej oceny cząstkowe, znormalizowane do przedziału od 0 do 1. Średnia z ocen cząstkowych wyznaczała stan ekologiczny poszczególnych jezior. Za stan referencyjny (bardzo dobry) przyjęto stan jezior z wartością wskaźnika ≥0,71. Jednocześnie przyjęto, że średnia struktura (udziały wagowe) ichtiofauny tych jezior jest strukturą referencyjną.

Do oceny odchyleń struktury ichtiofauny poszczególnych jezior od modeli referencyjnych użyto danych, dla których dostępne były jednocześnie informacje o wskaźnikach presji. W celu zmniejszenia ryzyka uzyskania przypadkowych wyników, dla wskaźnikowych zmiennych z tych jezior wyliczono 10 i 90 percentyl, a wartości leżące na zewnątrz tych percentyli odrzucono. Dla każdego z jezior wyliczano różnice pomiędzy wartościami obserwowanymi a wartościami referencyjnymi. Obserwacje znajdujące na zewnątrz wyznaczonego przedziału otrzymywały punktację skrajną, odpowiednio 0,00 lub 1,00 punkt. Ocenę punktową stanu jeziora stanowiła średnia z ocen cząstkowych dla wszystkich zmiennych wskaźnikowych. Oceny punktowe, uzyskane metodą przedstawioną powyżej, posłużyły do wyliczenia (w programie Statgraphics, metodą regresji wielokrotnej z eliminacją nieistotnych zmiennych) matematycznych formuł oceny stanu lub potencjału ekologicznego jezior na podstawie odłowów z wykorzystaniem nordyckich zestawów wontonów zgodnie z normą EN 14757 (LFI-EN). Sprawdzono również istotność statystyczną wybranych zmiennych. Finalnie uzyskano formuły w postaci równań regresji wielokrotnej, służące do bezpośrednich obliczeń LFI-EN w poszczególnych typach jezior:

$$\boldsymbol{LFI-EN = b0 + b1X1 + b2X2 + \cdots + bnXn}$$

gdzie:

X1...Xn - udziały wagowe (%) poszczególnych wskaźników (metriksów),
b0...bn - współczynniki regresji dla poszczególnych udziałów wskaźników.

Oceny punktowe stanu lub potencjału ekologicznego (LFI-EN) zawarte są w przedziałach od 0 do 1, przy czym wartość oceny punktowej 0 odpowiada złemu stanowi ekologicznemu jezior, a wartość 1 – stanowi bardzo dobremu. Ocena stanu ekologicznego jezior na podstawie wyników odłowów nordyckim zestawem wontonów, zgodnych z normą EN 14757 (LFI-EN), dokonywana jest w pięciostopniowej skali na podstawie ustalonego w wyniku interkalibracji zakresu punktowego LFI-EN podanego w tabeli 6.

Tabela 6. Zakresy liczbowe wskaźnika klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie odłowów nordyckim zestawem wontonów (Jeziorowy Indeks Rybny LFI-EN); granice stosuje się dla wszystkich typów jezior wyróżnionych w metodzie LFI-EN

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość LFI-EN
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,804
DOBRY	≥0,557
UMIARKOWANY	≥0,250
SŁABY	≥0,100
ZŁY	<0,100

Podobnie jak w przypadku wskaźnika LFI+, zgodnie z rozporządzeniem klasyfikacyjnym (Dz.U. 2019 poz. 2149) do końca roku 2021 granice klas dla oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior pozostaną identyczne. Natomiast od roku 2022 indywidualne obniżone granice klas wskaźnika LFI-EN dla potencjału ekologicznego zostaną określone w aktualizacji planów gospodarowania wodami na obszarze dorzecza.

3. OBLICZANIE INDEKSÓW I KLASYFIKACJA STANU/ POTENCJAŁU EKOLOGICZNEGO JEZIOR Z WYKORZYSTANIEM NARZĘDZIA BAZODANOWEGO „JEZIOROWY INDEKS RYBNY – LAKE FISH INDEX"

Na podstawie założeń i zweryfikowanych modeli, przedstawionych w poprzednim rozdziale, opracowane zostało przyjazne dla użytkownika narzędzie bazodanowe w postaci aplikacji komputerowej „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index (LFI)" do obliczeń Jeziorowych Indeksów Rybnych LFI+ i LFI-EN oraz do klasyfikacji stanu ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny. Oprogramowanie oblicza ocenę punktową i podaje stan/potencjał ekologiczny jezior na podstawie dziesięcioletnich odłowów gospodarczych w metodzie LFI+ oraz w oparciu o wyniki jednokrotnych połowów nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 14757 w metodzie LFI-EN. Oprogramowanie jest w pełni funkcjonalne, szczegóły obsługi i działania narzędzia bazodanowego „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index" przedstawiono w instrukcji, która w wersji elektronicznej jest integralną częścią narzędzia bazodanowego, dostępnego na stronie GIOŚ pod adresem http://www.gios.gov.pl/pl/stan-srodowiska/monitoring-wod.

Aplikacja, działająca w środowisku MS Access, zawiera cztery moduły: dwa z nich (moduły LFI+2018 i LFI-EN2018), umożliwiają obliczenie wskaźników LFI+ i LFI--EN w wersji zgodnej z rozporządzeniem klasyfikacyjnym obowiązującym od 2019 r. (Dz.U. 2019 poz. 2149), natomiast dwa kolejne moduły (moduły LFI+2013 i LFI--CEN2013) pozwalają na obliczenie wskaźników zgodnie z wcześniejszym stanem prawnym (Dz.U. 2014 poz. 1482 oraz Dz.U. 2016 poz. 1187). Narzędzie pozwala również na wyszukiwanie archiwalnych danych i ich modyfikowanie oraz rekalkulację, jak również na zablokowanie danych do dalszej edycji.

3.1. Przygotowanie i weryfikacja danych do narzędzia bazodanowego LFI+ i LFI-EN

Klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny dokonuje się za pomocą narzędzia bazodanowego pt. *„Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index"*. Stan/potencjał ekologiczny jezior, dla których zebrano dane o gospodarczych odłowach ryb, klasyfikowany jest metodą LFI+, przy czym do tego celu wymagane są dane z kolejnych dziesięciu lat.

Surowe dane, zebrane u użytkowników rybackich, zapisane w terenie w arkuszach kalkulacyjnych MS Excel, należy zweryfikować w celu wykluczenia pomyłek wynikających z pracy na masowym materiale oraz poddać je **eksperckiej ocenie przydatności**. Ekspercka ocena musi uwzględniać: systematyczność odłowów, wybiórczość odłowów i wysokość odłowów. Nie mogą zostać użyte dane uzyskane z jezior odławianych okazjonalnie, z małą intensywnością, z jezior odławianych wyłącznie amatorsko oraz z jezior, w których łowi się selektywnie tylko gatunki atrakcyjne cenowo. **Jeżeli ekspercka ocena jest negatywna, tzn. zebrane dane nie pozwalają na ocenę stanu/potencjału ekologicznego jeziora metodą LFI+, dane takie należy odrzucić. Odrzucone z oceny metodą LFI+ jezioro może być ocenione jedynie metodą LFI-EN, jeżeli przeprowadzone zostaną na nim odłowy nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 14757.**

Pozytywnie zweryfikowane dane należy przystosować do wymogów modułu obliczeniowego LFI+ narzędzia bazodanowego „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index", zgodnie z opisem przedstawionym w rozdziale 3.2.

Masę ryb i ich sortymentów (w kg) wprowadzamy do arkusza danych narzędzia, z surowych danych zebranych u użytkowników rybackich. Podczas wprowadzania danych, w celu uniknięcia pomyłek, należy zwrócić szczególną uwagę na kolejność kolumn w danych surowych i w przygotowywanym arkuszu.

Dane: Kod JCWP, Nazwa jeziora, Powierzchnia (ha), Głębokość maksymalna (m), Szerokość geograficzna N, Długość geograficzna E, Dorzecze i Województwo przekazywane są wykonawcy przez GIOŚ wraz z listą jezior przeznaczonych do monitoringu. Typ miksji dla metody LFI+2018 (dwa typy: stratyfikowane i niestratyfikowane) określony jest przez typ abiotyczny jeziora. Natomiast dla obliczenia wskaźnika LFI+2013 (dla danych archiwalnych) należy wyróżnić trzy typy: stratyfikowane głębokie - o głębokości maksymalnej powyżej 30 m, stratyfikowane płytkie – o głębokości

≤30 m i niestratyfikowane). Typy te określa wykonawca na podstawie głębokości maksymalnej i typu abiotycznego jeziora. Dane o typie abiotycznym są zawarte w danych przekazywanych przez GIOŚ.

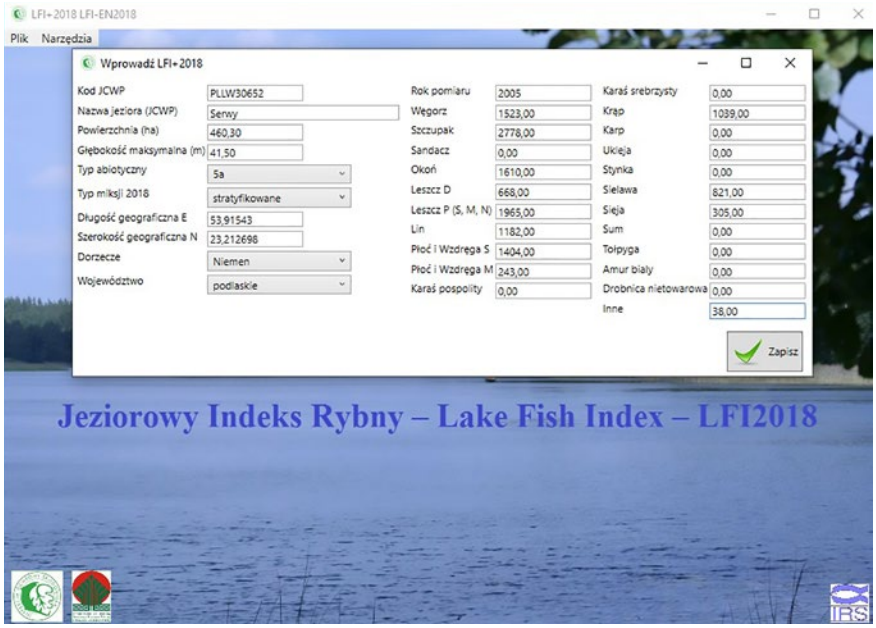
Dane z tak przygotowanego arkusza można wprowadzić ręcznie do modułu LFI+ narzędzia bazodanowego „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index" lub importować je narzędziem bazodanowym z pliku MS Excel.

Należy bezwzględnie stosować podaną w załącznikach I i II liczbę, kolejność, nazwy i format kolumn. Błędne nazwy, zła kolejność, liczba lub format kolumn uniemożliwią pobranie danych przez narzędzie bazodanowe „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index".

3.2. Wprowadzanie danych do narzędzia bazodanowego LFI+ i klasyfikacja stanu/potencjału ekologicznego

Do arkusza programu MS Excel wprowadza się najpierw podstawowe dane abiotyczne, dotyczące odłowionego jeziora, przekazane przez GIOŚ oraz zgromadzone podczas prac kameralnych.

Kluczowym elementem procedury jest wprowadzenie uprzednio zweryfikowanych danych zgodnie z przewidzianą dla poszczególnych modułów kolejnością kolumn oraz formatem i jednostkami dla wprowadzanych danych, których wzór zamieszczono w załączniku I i II na końcu rozdziału oraz przedstawiono na rys. 5.



Rys. 5. Przykładowe dane z jednego roku połowów gospodarczych wprowadzone do modułu LFI+2018 (masa ryb w gramach) w narzędziu bazodanowym „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index – 2018"

Jeżeli dane zostały przygotowane poprawnie, program (narzędzie bazodanowe) informuje o poprawnym pobraniu danych. Powtórne pobranie tych samych danych spowoduje nadpisanie ich w miejsce już wprowadzonych danych. Po prawidłowym wprowadzeniu danych do narzędzia bazodanowego, narzędzie oblicza ocenę punktową i wskazuje stan ekologiczny jeziora.

Po uruchomieniu aplikacji, przycisk „Oblicz LFI+" w zakładce „Narzędzia" przelicza (w tle) dane w formacie LFI+2018 lub LFI+2013. Zakończenie przeliczania program sygnalizuje komunikatem „Sukces!", który należy zatwierdzić przyciskiem „OK". Przycisk „Oblicz LFI+" należy używać **po każdym** pobraniu, wprowadzeniu lub edytowaniu danych. Przycisk „Wynik LFI+" otwiera okno wyników LFI+2018 i LFI+2013, w którym wyświetlane są informacje o ocenianym jeziorze i jego ocena punktowa oraz stan lub potencjał ekologiczny na podstawie ichtiofauny. Okres oceny dla LFI+2018 i LFI+2013 wynosi 10 lat, zatem w oknie tym wyświetlane są wyniki jedynie tych jezior, dla których wprowadzono dane o odłowach gospodarczych dla przynajmniej 10 lat.

Klasyfikacja stanu/potencjału ekologicznego jezior, dla których dostępne są dane z wieloletnich wyników odłowów rybackich (LFI+) dokonywana jest w pięciostopniowej skali na podstawie zakresu punktowego LFI+ podanego w tabeli 4, natomiast ocena danych archiwalnych – wykonywana jest przez moduł LFI+2013, według zakresu punktowego LFI+, który obowiązywał do 2019 r. (Dz.U. 2016 poz. 1187).

Ocena stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny wykonana w narzędziu bazodanowym metodą LFI+ jest oceną ostateczną i nie podlega dalszej weryfikacji.

3.3. Przygotowanie i weryfikacja danych do narzędzia bazodanowego LFI-EN

Metodę LFI-EN stosuje się do klasyfikacji stanu/potencjału ekologicznego jezior, na których zebrano jednorazowe dane z odłowów nordyckim zestawem wontonów, zgodnie z normą EN 14757, z wyłączeniem jezior o powierzchni powyżej 5000 ha.

Surowe dane zebrane w czasie badań terenowych, zapisane w arkuszach kalkulacyjnych MS Excel, należy poddać szczegółowej weryfikacji polegającej na wykluczeniu pomyłek wynikających z pracy na masowym materiale oraz eksperckiej ocenie zgodności zastosowanych metod połowu z normą EN 14757. Wymagane jest **rygorystyczne przestrzeganie wymagań w.w. normy ponieważ moduł obliczeniowy LFI-EN zbudowano opierając się na wymaganiach zgodnych z tą normą.**

Pozytywnie zweryfikowane dane należy przystosować do wymogów modułu obliczeniowego LFI-EN2018 (Załącznik I) lub dla danych archiwalnych – LFI-CEN2013 (Załącznik II) narzędzia bazodanowego „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index".

Masę ryb (w g) wprowadza się do arkusza danych narzędzia, z surowych danych zebranych podczas odłowów nordyckim zestawem wontonów zgodnie z normą EN 14757.

Podczas wprowadzania danych, w celu uniknięcia pomyłek, należy zwrócić szczególną uwagę na kolejność kolumn w danych surowych i w przygotowywanym arkuszu.

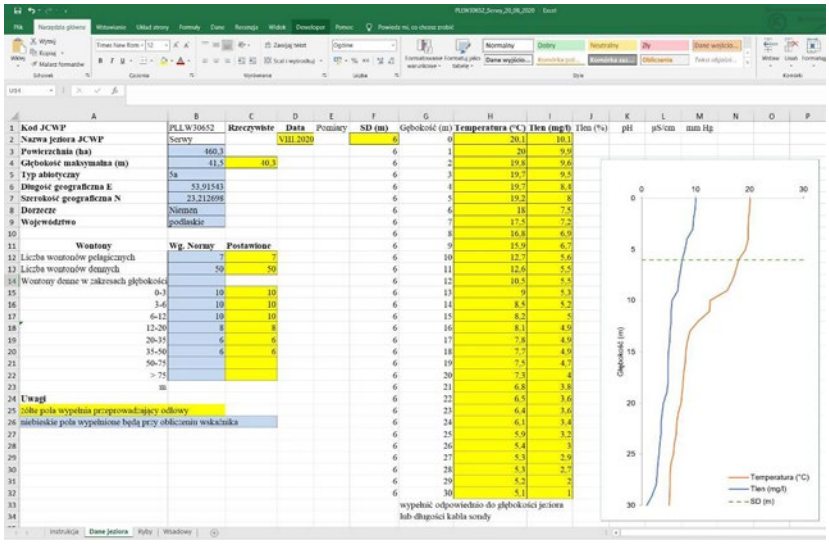
Dane: Kod JCWP, Nazwa jeziora, Powierzchnia (ha), Głębokość maksymalna (m), Szerokość geograficzna N, Długość geograficzna E, Dorzecze i Województwo przekazywane są wykonawcy przez GIOŚ wraz z listą jezior przeznaczonych do monitoringu. Typ miksji (dwa typy: stratyfikowane i niestratyfikowane), określa wykonawca na podstawie typu abiotycznego jeziora. Dane o typie abiotycznym są zawarte w danych przekazywanych przez GIOŚ.

Dane z tak przygotowanego arkusza można wprowadzić ręcznie do modułu LFI--EN2018 (Załącznik I) lub dla danych archiwalnych – LFI-CEN2013 (Załącznik II) narzędzia bazodanowego „Jeziorowy Indeks Rybny –Lake Fish Index" lub importować je narzędziem bazodanowym z pliku MS Excel.

Należy bezwzględnie stosować podaną powyżej liczbę, kolejność, nazwy i format kolumn. Błędne nazwy, zła kolejność i liczba lub format kolumn uniemożliwią pobranie danych przez narzędzie bazodanowe „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index".

3.4. Wprowadzanie danych do narzędzia bazodanowego LFI-EN i klasyfikacja stanu/potencjału ekologicznego

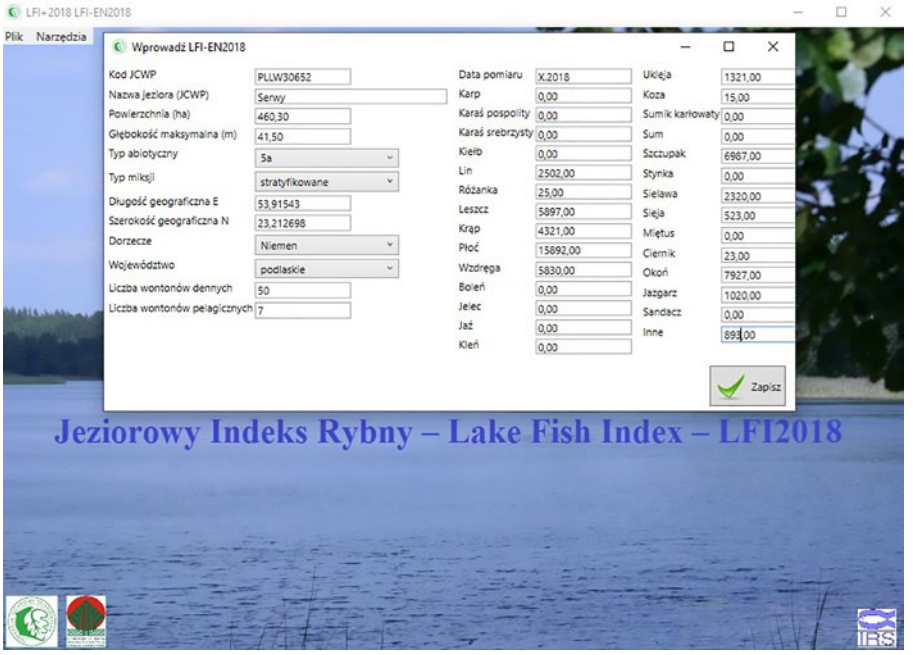
W arkuszu programu MS Excel wprowadza się najpierw dane abiotyczne dotyczące odłowionego jeziora (rys. 6). Część danych wypełniana jest na podstawie wyników pomiarów w terenie (np. temperatura, tlen), zaś pozostałe – z danych gromadzonych podczas prac kameralnych.



Rys. 6. Przykładowe dane wprowadzone do arkusza MS Excel w zakładce „Dane jeziora"

Kluczowym elementem procedury jest wprowadzenie uprzednio zweryfikowanych danych zgodnie z przewidzianą dla poszczególnych modułów kolejnością kolumn

oraz formatem i jednostkami dla wprowadzanych danych, których wzór zamieszczono w załączniku I i II na końcu rozdziału oraz przedstawiono na rys. 7.



Rys. 7. Przykładowe dane pochodzące z odłowu zestawem nordyckim wprowadzone do modułu LFI-EN (masa ryb w kg) w narzędziu bazodanowym „Jeziorowy Indeks Rybny – Lake Fish Index – 2018"

Po prawidłowym wprowadzeniu danych do narzędzia bazodanowego, narzędzie to oblicza ocenę punktową i podaje stan ekologiczny jeziora. Po uruchomieniu aplikacji przycisk „Oblicz LFI-EN" w zakładce „Narzędzia" przelicza (w tle) dane w formacie LFI-EN2018 i LFI-CEN2013. Zakończenie przeliczania program sygnalizuje komunikatem „Sukces!", który należy zatwierdzić przyciskiem „OK". Przycisk „Oblicz LFI-EN" należy używać **po każdym** pobraniu, wprowadzeniu lub edytowaniu danych. Przycisk „Wynik LFI-EN" otwiera okno wyników LFI-EN2018 i LFI-EN2013, w którym wyświetlane są informacje o ocenianym jeziorze i jego ocena punktowa oraz stan lub potencjał ekologiczny danego jeziora na podstawie ichtiofauny.

Klasyfiakcja stanu ekologicznego jezior na podstawie wyników odłowów nordyckim zestawem wontonów zgodnych z normą EN 14757 (LFI-EN) dokonywana jest w pięciostopniowej skali na podstawie zakresu punktowego LFI-EN podanego w tabeli 6, natomiast ocena danych archiwalnych wykonywana jest przez moduł LFI-CEN2013, według zakresu punktowego LFI-CEN, który obowiązywał do 2019 r. (Dz.U. 2016 poz. 1187).

Klasyfikacja stanu/potencjału ekologicznego jezior na podstawie ichtiofauny wykonana w narzędziu bazodanowym metodą LFI-EN oraz LFI-CEN nie jest oceną ostateczną i podlega dalszej weryfikacji eksperckiej. Klasyfikacja jezior na podstawie jednokrotnych połowów kalibrowanym zestawem wontonów (LFI-EN oraz LFI-CEN) opiera się na reakcjach poszczególnych składników ichtiofauny na pozytywne lub negatywne zmiany stanu środowiska jeziornego. Jednak, w przypadkach, gdy w badanych jeziorach, **skład gatunkowy i struktura ichtiofauny nie są wynikiem naturalnych proce-**

sów, a ukształtowane zostały sztucznie, na skutek działań człowieka, niezbędna jest końcowa ocena ekspercka. Ekspercko można zmienić otrzymaną z narzędzia bazodanowego ocenę. Ocena ekspercka jest oceną końcową.

PIŚMIENNICTWO

Białokoz W., 2000. Gospodarka rybacka jako narzędzie ochrony ichtiofauny w cennych ekosystemach wodnych. W: Ed. Szumiec J., Pisarczyk A., Mastyński J. Wybrane aspekty gospodarki rybackiej na zbiornikach zaporowych, Wyd. PAN, Gołysz, s. 35-40.

Białokoz W., Chybowski Ł., 2011. Ichtiofauna. W: Ocena stanu ekologicznego wód zlewni rzeki Wel - Jeziora. Ed. H. Soszka, Wyd. IRS, Olsztyn: 217-234.

Białokoz W., Chybowski Ł., Krzywosz T., 1999. Ochrona ichtiofauny w wodach Wigierskiego Parku Narodowego. W: Ed. Zdanowski B.,Kamiński M., Martyniak A. Funkcjonowanie i ochrona ekosystemów wodnych na obszarach chronionych. Wyd. IRS, ss. 557-562.

Białokoz W., Chybowski Ł., Wołos A., Zdanowski B., Draszkiewicz-Mioduszewska H., 2011. Badania ichtiofauny w latach 2010-2012 dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym – jeziora. Etap III. Materiały IRS i GIOS, ss. 39.

Białokoz W., Chybowski Ł., Wołos A., Zdanowski B., Draszkiewicz-Mioduszewska H., 2013. Badania ichtiofauny w latach 2010-2012 dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym – jeziora. Etap V. Materiały IRS i GIOS, ss. 53. Wraz z zał. Nr. 3. Opracowanie ostatecznej wersji metody oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o ichtiofaunę wraz z opracowaniem propozycji modyfikacji odpowiednich przepisów rozporządzeń: z art. 155b ust. 1 oraz art. 38a ust. 3 ustawy Prawo wodne (ustawa z dnia 18 lipca 2001 z późniejszymi zmianami), ss. 14.

Białokoz W., Chybowski Ł., Zdanowski B., Wołos A., 2008. Opracowanie i przetestowanie dla warunków polskich metody oceny stanu ekologicznego jezior w oparciu o badania ryb. Materiały IRS i GIOS, ss. 82.

Białokoz W., Krzywosz T., 1992. Struktura ichtiofauny w jeziorach Wigierskiego Parku Narodowego. W: Jeziora Wigierskiego Parku Narodowego. Stan eutrofizacji i kierunki ochrony. Praca zbiorowa pod red. B. Zdanowskiego. Wyd. PAN, Zakład Narodowy im. Ossolińskich, Wrocław, Warszawa, Kraków, Zeszyty Naukowe "Człowiek i Środowisko", 3, s. 153-162.

Bnińska M., 1985. The possibilities of improving catchable fish stocks in lakes undergoing eutrophication – J. Fish. Biol. 27 (suppl. A): 253-261.

Bnińska M., 1991. Fisheries - [w:] Cyprinid Fishes. Systematics, biology and exploitation. Chapman & Hall Fish and Fisheries Series 3, London, New York, Tokyo, Melbourne, Madras: 572-589.

Bnińska M., Wołos A., 1998. Effectiveness of coregonid management versus environment quality - Arch. Pol. Fish. 6(2): 295-314.

Brylińska M. (red), 2000. Ryby Słodkowodne Polski. PWN Warszawa: ss. 524.

Carlson R. E 1977. A trophic state index for lakes. Limnology and oceanography. 22: 361-369.

Chybowski Ł., Białokoz W., 1999. Dynamika zespołów ichtiofauny jeziora Wigry. W: Ed. Zdanowski B., Kamiński M., Martyniak A. Funkcjonowanie i ochrona ekosystemów wodnych na obszarach chronionych. Wyd. IRS, ss. 521-526.

Chybowski Ł., Białokoz W., Wołos A., Draszkiewicz-Miduszewska H., Szlakowski J., 2016. Przewodnik metodyczny do monitoringu Ichtiofauny w jeziorach. Biblioteka Monitoringu Środowiska, 51 ss. ISBN: 978-83-61227-81-6.

Chybowski Ł., Wołos A., Białokoz W., Draszkiewicz-Mioduszewska H., Szlakowki J., Bernaś R., 2015. Badania ichtiofauny w latach 2014-2015 dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym – jeziora. Etap II. Materiały IRS i GIOS, ss. 60.

Chybowski Ł., Wołos A., Draszkiewicz-Mioduszewska H., Białokoz W., 2014. Badania ichtiofauny w latach 2014-2015 dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym – jeziora. Etap I. Materiały IRS i GIOS, ss. 39.

Colby P.J., Spangler G.R., Hurley D.A., McCombie A.M., 1972. Effects of eutrophication on salmonid communities in oligotrophic lakes – J.Fish.Res. Bd. Can. 29: 975-983.

Decyzja Komisji (UE) 2018/229 z dnia 12 lutego 2018 r. ustanawiająca, na podstawie dyrektywy 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, wartości liczbowe do celów klasyfikacji w systemach monitorowania państw członkowskich będące wynikiem ćwiczenia interkalibracyjnego, i uchylająca decyzję Komisji 2013/480/UE.

Hartmann J., 1977. Fischereiliche Veranderungen in kulturbedingt eutrophierenden Seen. Schweitz. Z. Hydrol. 39 2: 243-254.

Hartmann J., 1979. Unterschiedliche Adaptionsfahigkeit der Fosche an Eutrophierung. Schweitz. Z. Hydrol. 41, 2: 374-382.

Kossakowski J., 1957. Typy rybackie jezior. W: Poradnik rybaka jeziorowego, (red.) A. Rudnicki. PWRiL, Warszawa: 32-35.

Leach J.H., Johnson M.G., Kelso J.R., Hartmann J., NÜmann W., Entz B., 1977. Responces of percid fishes and their habitats to eutrophication - J. Fish. Res. Bd. Can. 34: 1964-1971.

Leopold M., Bnińska M., Nowak W., 1986. Commercial fish catches as an index of lake eutrophication - Arch. Hydrobiol. 106(4): 513-524.

Leopold M., Bnińska M., Nowak W., Wołos A., Szlażyńska K., 1987a. Gospodarka rybacka w systemie Wielkich Jezior Mazurskich na tle stanu środowiska. Opracowanie dla PGRyb Giżycko, IRS Olsztyn (maszynopis), ss. 70.

Leopold M., Bnińska M., Wołos A., Szlażyńska K., Gogola H., 1987b. Ocena troficzności wybranych jezior woj. słupskiego na podstawie analiz wieloletnich odłowów - Opracowanie dla Woj. Biura Planowania Przestrzennego w Słupsku (maszynopis), ss. 250.

Leopold M., Bnińska M., 1993. Stan środowiska i gospodarki rybackiej na jeziorze Ełckim – perspektywy, zagrożenia - Opracowanie dla Biura TOPOS w Olsztynie (maszynopis), ss. 4.

Leopold M., Bnińska M., Wołos A., 1988. Gospodarka rybacka w jeziorach Wigierskiego Parku Narodowego na tle stanu ich środowiska - Opracowanie dla Nadleśnictwa Wigierski Park Narodowy, IRS Olsztyn (maszynopis).

Leopold M., Bnińska M., Wołos A., 1994. Gospodarka rybacka a degradacja jezior. W: Aktualne Problemy Rybactwa Jeziorowego (red. A. Wołos) - Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 47-50.

Mickiewicz M., Wołos A., Leopold M,. 2003. Effectiveness of fisheries management in eutrophic lakes near Mrągowo (Northeastern Poland) – Arch. Pol. Fish. 11(1): 123-139.

Norma (European Committee for Standardization (EN 14757): 2005 (E) - Water quality - Sampling of fish with multi-mesh gillnets).

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Szczerbowski J.A., 1993, Rybactwo śródlądowe. Wydawnictwo IRS Olsztyn. ss. 569.

Wołos A., Bnińska M., 1998. Effectiveness of coregonid management on the background of fish yield changes in 25 Polish lakes - Arch. Pol. Fish. 6(2): 315-328.

Wołos A., Czerwiński T., 2008. Gospodarka rybacka na tle stanu środowiska jezior. W: Ochrona i rekultywacja wód Wielkich Jezior Mazurskich narzędziem rozwoju naukowego, gospodarczego, społecznego i kulturowego regionu (red.) I. Jasser, S. Robak i B. Zdanowski. Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 119-142.

Wołos A., Zdanowski B., Wierzchowska M., 2009. Long-term changes in commercial fish catches in Lake Mamry Północne (northeastern Poland) on the background of physical, chemical, and biological data. Arch. Pol. Fish. 17: 195-210.

Zdanowski B. 1993. Eutrofizacja wód. W: Rybactwo Śródlądowe, (red.) J. A. Szczerbowski. Wydawnictwo IRS, Olsztyn: 121-134.

Załącznik I

Zakres i format danych wprowadzanych do aplikacji komputerowej dla modułów LFI+2018 oraz LFI-EN2018.

Dane wprowadzane do aplikacji komputerowej - część wspólna dla obu modułów	
Kod JCWP (np.: PLLW10007)	
Nazwa jeziora (JCWP) (np.: Głębokie)	
Powierzchnia (ha) (np.: 89,7)	
Głębokość maksymalna (m) (np.: 28,6)	
Typ abiotyczny (zgodny z obowiązującą typologią np.: 3a)	
Typ miksji (dwa typy: stratyfikowane, niestratyfikowane)	
Długość geograficzna E (WGS-84 w formacie dd,dd, np.: 21,69129)	
Szerokość geograficzna N (WGS-84 w formacie dd,dd, np.: 53,66768)	
Dorzecze (pięć dorzeczy: Odra, Wisła, Niemen, Pregoła, Świeża)	
Województwo (np. warmińsko-mazurskie)	
Metoda LFI+2018	**Metoda LFI-EN2018**
Rok (wprowadzamy tylko rok, np.: 2018)	Liczba wontonów dennych (szt.)
Masa ryb w kg np.:2,3 lub 5, (puste miejsce traktowane jest przez program jako 0)	Liczba wontonów pelagicznych (szt.)
Węgorz	Data (miesiąc – cyfra rzymska i rok, np.: X 2018)
Szczupak	*Masa ryb w gramach, np.: 2381,2 (puste miejsce traktowane jest przez program jako 0)*
Sandacz	Karp
Okoń	Karaś
Leszcz D	Karaś srebrzysty
Leszcz P (S,M,N)	Kiełb
Lin	Lin
Płoć i Wzdręga S	Różanka
Płoć i Wzdręga M	Leszcz
Karaś	Krąp
Karaś srebrzysty	Płoć
Krąp	Wzdręga
Karp	Boleń
Ukleja	Jelec
Stynka	Jaź
Sielawa	Kleń
Sieja	Ukleja
Sum	Koza
Tołpyga	Sumik karłowaty**
Amur biały	Sum
Drobnica nietowarowa	Szczupak
Inne*	Stynka
	Sielawa
	Sieja
	Miętus
	Ciernik
	Okoń
	Jazgarz
	Sandacz
	Inne*

* do „Inne" zaliczono pozostałe gatunki niewymienione w powyższej liście. Gatunki te zazwyczaj łowione są okazjonalnie lub nawet przypadkowo. Zagregowanie tych gatunków nie ma wpływu na wyniki ocen otrzymywane z modułu LFI+ oraz LFI-EN

** obcy gatunek inwazyjny – zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 9 września 2011 r. w sprawie listy roślin i zwierząt gatunków obcych, które w przypadku uwolnienia do środowiska przyrodniczego mogą zagrozić gatunkom rodzimym lub siedliskom przyrodniczym (Dz.U. 2011 nr 210 poz. 1260) wymienionych w nim obcych gatunków ryb i raków (stanowiących przyłów) nie wolno uwalniać do środowiska

Załącznik II

Zakres i format danych wprowadzanych do aplikacji komputerowej dla modułów LFI+2013 oraz LFI-CEN2013.

Dane wprowadzane do aplikacji komputerowej - część wspólna dla obu modułów	
Kod JCWP (np.: PLLW30000)	
Nazwa jeziora (np.: Hańcza)	
Powierzchnia (ha, np.:100)	
Głębokość maksymalna (m, np.: 36,1)	
Typ miksji (trzy typy: stratyfikowane głębokie – o głębokości maksymalnej powyżej 30 m, stratyfikowane płytkie (o głębokości ≤ 30 m) i niestratyfikowane)	
Szerokość geograficzna N (WGS-84 w formacie dd,dd, np.: 53,66768)	
Długość geograficzna E (WGS-84 w formacie dd,dd, np.: 21,69129)	
Dorzecze (pięć dorzeczy: Odra, Wisła, Niemen, Pregoła, Świeża)	
Województwo	
Metoda LFI+2013	**Metoda LFI-CEN2013**
Rok (wprowadzamy tylko rok, np.: 2001)	Ilość wontonów dennych (szt., np.: 40)
Masa ryb w kg np.:2,3 lub 5, (puste miejsce traktowane jest przez program jako 0)	Ilość wontonów pelagicznych (szt., np.:5)
Węgorz	Data (miesiąc – cyfra rzymska i rok, np.: X 2011)
Szczupak	*Masa ryb w gramach, np.: 2381,2 (puste miejsce traktowane jest przez program jako 0)*
Sandacz	Karp
Okoń	Karaś
Leszcz D	Karaś srebrzysty
Leszcz P (S+M+N)	Kiełb
Lin	Lin
Płoć i Wzdręga S	Różanka
Płoć i Wzdręga M	Leszcz
Karaś	Krąp
Karaś srebrzysty	Płoć
Krąp	Wzdręga
Karp	Boleń
Ukleja	Jelec
Stynka	Kleń
Sielawa	Ukleja
Sieja	Koza
Sum	Sumik karłowaty**
Tołpyga	Sum
Amur biały	Szczupak
Drobnica nietowarowa	Stynka
Inne*	Sielawa
	Sieja
	Miętus
	Ciernik
	Okoń
	Jazgarz
	Sandacz
	Inne*

* do „Inne" zaliczono pozostałe gatunki niewymienione w powyższej liście. Gatunki te zazwyczaj łowione są okazjonalnie lub nawet przypadkowo. Zagregowanie tych gatunków nie ma wpływu na wyniki ocen otrzymywane z modułu LFI+ oraz LFI-EN

** obcy gatunek inwazyjny – zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 9 września 2011 r. w sprawie listy roślin i zwierząt gatunków obcych, które w przypadku uwolnienia do środowiska przyrodniczego mogą zagrozić gatunkom rodzimym lub siedliskom przyrodniczym (Dz.U. 2011 nr 210 poz. 1260) wymienionych w nim obcych gatunków ryb i raków (stanowiących przyłów) nie wolno uwalniać do środowiska

WODY PRZEJŚCIOWE I PRZYBRZEŻNE

MAKROGLONY I OKRYTOZALĄŻKOWE W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH

Paulina Brzeska-Roszczyk, Radosław Opioła

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Kruk-Dowgiałło L., Brzeska P., Opioła R., Kuliński M. 2010. Makroglony i okrytozalążkowe, W: Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych elementów biologicznych wód przejściowych i przybrzeżnych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ISBN 978-83-61227-36-6: 33–63.

Osowiecki A., Łysiak-Pastuszak E., Kruk-Dowgiałło L., Błeńska M., Brzeska P., Kraśniewski W., Lewandowski Ł., Krzymiński W., 2012a. Development of tools for ecological quality assessment in the Polish marine areas according to the Water Framework Directive. Part IV – preliminary assessment. Oceanological and Hydrobiological Studies 41(3): 1–10.

WSTĘP

Wskaźnik do klasyfikacji stanu środowiska na podstawie makrofitów w wodach przejściowych i przybrzeżnych został po raz pierwszy opracowany w 2009 r. (Osowiecki i in. 2009, 2012a), na podstawie wieloletnich danych dotyczących makrofitów występujących jedynie na piaszczystym dnie Zalewu Puckiego. Wówczas tylko w tym rejonie prowadzono długoletnie badania jakościowe i ilościowe makrofitów, w tym badania monitoringowe w ramach państwowego monitoringu środowiska (od 2002 r.). W kolejnych latach wskaźnik modyfikowano i rekomendowano zastosowanie go do wód przejściowych Zatoki Puckiej zewnętrznej, wód przybrzeżnych, w granicach których znajduje się głazowisko Rowy oraz do wód otwartych (głazowisko Ławicy Słupskiej). Wskaźnik SM_1 bazuje na dynamice wzajemnych zależności między biomasą taksonów pozytywnych, a biomasą całkowitą, w tym biomasą taksonów oportunistycznych (także powierzchni, którą porastają), co odzwierciedla stan ekologiczny ekosystemu.

Niniejszy przewodnik stanowi zweryfikowaną i uzupełnioną wersję metodyki badań makroglonów i roślin okrytozalążkowych w wodach przybrzeżnych i przejściowych polskich obszarów morskich (POM), opracowaną przez zespół Kruk-Dowgiałło i in. (2010), na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Prezentowana metoda została poszerzona o elementy klasyfikacji stanu jakości ekologicznej z zastosowaniem wskaźnika Stanu Makrofitów SM_1, zgodnej z wymogami Ramowej Dyrektywy Wodnej 2000/60/WE (RDW, Dyrektywa 2000/60/WE) i Dyrektywy Ramowej w sprawie Strategii Morskiej (RDMS, Dyrektywa 2008/56/WE).

Niniejszy przewodnik odnosi się do wszystkich typów wód przejściowych i przybrzeżnych, poza typem BT1 (Lagunowy z substratem mułowym i piaszczystym), do których zaliczane są: Zalew Wiślany, Zalew Szczeciński i Zalew Kamieński. Wytyczne do badań powyższych akwenów zawarte są w przewodniku metodycznym dla siedliska 1150 Zalewy i jeziora przymorskie, laguny i zostały przedstawione w rozdziale niniejszego podręcznika, dotyczącym metod klasyfikacji stanu jezior i zalewów ESMI, $ESMI_{JP}$ i $ESMI_Z$.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Przedmiotem badań w prezentowanej metodzie są makrofity, tj. rośliny podwodne o rozmiarach co najmniej kilku milimetrów, stanowiące element oceny stanu wód przejściowych i przybrzeżnych. W ich skład wchodzą:

Makroglony (Thallophyta) – glony wielokomórkowe o budowie plechowej, do których należą zielenice, brunatnice i krasnorosty. Makroglony porastają twarde dno morskie (otoczaki, głazy), twarde powierzchnie zanurzone pod wodą (falochrony, wraki, progi podwodne), a także plechy innych makroglonów, łodygi i liście roślin naczyniowych. Niektóre gatunki makroglonów przytwierdzają się do dna miękkiego, za pomocą chwytników (ramienice Characeae), mogą też zalegać na dnie lub unosić się w toni wodnej (np. nitkowate brunatnice *Pylaiella littoralis*, *Ectocarpus siliculosus*).

Rośliny naczyniowe okrytonasienne (Angiospermae) – wodne rośliny kwiatowe żyjące na piaszczystym lub mulistym dnie morskim, przytwierdzone do niego systemem korzeniowym, np. trawa morska *Zostera marina*, *Stuckenia pectinata*, *Zannichellia palustris*.

Makrofity rozwijają się wyłącznie w prześwietlonych rejonach wód, co oznacza ograniczenie ich rozmieszczenia wyłącznie do strefy eufotycznej, sięgającej w Bałtyku głębokości około 20 m (Schiewer, 2008; Feistel i in., 2008; Kruk-Dowgiałło i in., 2011; Kautsky i in., 2017). W głębszych rejonach polskiej strefy Bałtyku, na głębokościach 20–26 m, występują jedynie pojedyncze, drobne okazy makroglonów (Błeńska i in., 2014 i 2015).

Struktura przestrzenna makrofitów (skład taksonomiczny, ilościowy oraz rozmieszczenie) w różnych akwenach jest bardzo zróżnicowana, silnie uwarunkowana m.in. czynnikami abiotycznymi. Za istotne uznaje się parametry fizykochemiczne wody (temperatura, zasolenie, przezroczystość, stężenie substancji biogenicznych) oraz osadów dennych (rodzaj podłoża, odczyn, warunki oksydacyjno-redukcyjne, zawartość substancji biogenicznych).

Czynnikiem uznawanym powszechnie za silnie wpływający na makrofity jest wzrost trofii (żyzności) wód, czyli zwiększenie stężenia związków fosforu i azotu w akwenie (de Nie, 1987; Kajak; 1998; Schiewer, 2008). W początkowej fazie, powoduje on wzrost różnorodności i udziału ilościowego makrofitów. Na dalszym etapie, zwiększenie mętności wody może prowadzić do zmian w stosunkach ilościowych i jakościowych pomiędzy taksonami makrofitów oraz głębokości zasiedlenia dna (Krause-Jensen i in., 2008; Bornette i Puijalon, 2011). Zacienianie przez nadmiernie rozwijający się fitoplankton i epifity może znacznie ograniczać ich zasięg występowania. W sytuacji wzrostu stężenia substancji biogenicznych, konkurencja o światło i pierwiastki biofilne pomiędzy fitoplanktonem a makrofitami może prowadzić do ustępowania poszczególnych grup makrofitów, a nawet ich całkowitego zaniku (Scheffer i in., 1993; Jeppesen, 1998). Za powód zaniku gatunków zanurzonych uważa się także obecność glonów nitkowatych (de Nie, 1987; Ciszewski i in., 1991; Kruk-Dowgiałło, 1991 i 1996).

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Badania środowiskowe makrofitów należy wykonywać dwukrotnie, w czerwcu i we wrześniu.

1.3. Wybór stacji badawczych

Badania środowiskowe należy przeprowadzić na stacjach wyznaczonych do badań makrofitów, należących do siatki stacji pomiarowych państwowego monitoringu środowiska.

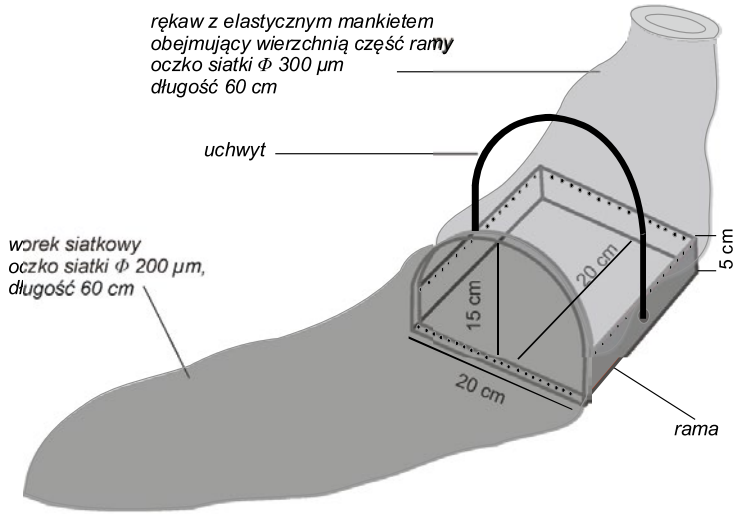
W przypadku braku szczegółowych danych dotyczących makrofitów w danej części wód, należy wykonać badania rozpoznawcze (badania inwentaryzacyjne). Polegają one na przeprowadzeniu badań hydroakustycznych dna (uzyskanie informacji o głębokości oraz rodzajach osadu w obszarze), zebraniu dokumentacji filmowej dna obszaru (informacja o rozmieszczeniu makrofitów, wyznaczenie miejsc poboru próbek) oraz poborze próbek (charakterystyka jakościowa i ilościowa makrofitów) (Kruk-Dowgiałło i in., 2011; Błeńska i in., 2014 i 2015; Nowak i in., 2017). Uzyskane dane analizowane są przez specjalistę ds. makrofitów, który powinien wskazać stacje do badań monitoringowych makrofitów.

1.4. Metoda pobierania próbek w terenie

1.4.1. Sprzęt

Sprzęt niezbędny do poboru próbek makrofitów w obrębie jednej stacji (rejon dna o promieniu 5 m) obejmuje:

- przyrząd DAK o powierzchni poboru 0,04 m^2 (rys. 1);
- worki siatkowe zakładane na przyrząd DAK, na próbki ilościowe i próbkę jakościową – 5 sztuk;
- worek transportowy (siatkowy) do transportu zebranych próbek z możliwością łatwego otwierania i zamykania pod wodą;
- szpachelka – do zeskrobywania makroglonów z podłoża twardego;
- aparat fotograficzny lub kamera w obudowie wodoszczelnej.



Rys. 1. Przyrząd do poboru próbek ilościowych makroglonów i roślin okrytozalążkowych przez płetwonurka DAK (za Andrulewicz i in., 2004)

Sprzęt do zabezpieczenia zebranych próbek makrofitów na pokładzie jednostki pływającej:

- duże woreczki plastikowe z zapięciem strunowym – 5 sztuk;
- kartki z kalki technicznej – 5 sztuk;
- kuweta;
- tryskawka;
- sito o wielkości oczek nie większej niż 0,5 mm;
- pęseta;
- pojemnik termiczny z zamrożonymi wkładami;
- protokół terenowy (załącznik I).

1.4.2. Pobór próbek

Po dopłynięciu na miejsce badań należy przy pomocy urządzeń GPS określić lokalizację stacji badawczej. W tym miejscu należy opuścić obciążnik z bojką, który wyznaczy stację badawczą na dnie.

Po zejściu płetwonurka do obciążnika, w pierwszej kolejności należy wykonać dokumentację fotograficzną lub filmową dna wokół obciążnika w promieniu do 5 m. Wykonana dokumentacja fotograficzna lub filmowa powinna umożliwić opis stacji pod kątem rozmieszczenia makrofitów i stopnia pokrycia dna przez roślinność. Dokumentację fotograficzną lub filmową należy również wykonać z miejsc poboru próbek, przed i po pobraniu każdej próbki ilościowej.

Ze stacji należy zebrać reprezentatywną liczbę próbek ilościowych, od dwóch do czterech, w zależności od ilości makrofitów oraz heterogeniczności ich struktury jakościowej. W celu poboru jednej próbki ilościowej należy:

- założyć worek siatkowy (z karteczką z kalki technicznej identyfikującą numer stacji oraz numer/rodzaj próbki) na przyrząd DAK;
- przyłożyć przyrząd DAK do dna w wybranym miejscu;
- zerwać wszystkie rośliny z miejsca, które obejmuje ramka przyrządu DAK i przełożyć je do worka siatkowego:
  - makrofity na miękkim podłożu (żwir, piasek, piasek mulisty, muł) należy zrywać dłonią, delikatnie podważając je z dna;
  - makroglony na dnie twardym (głazy, otoczaki) należy pobierać zeskrobując je szpachelką;
- po pobraniu próbki należy zdjąć worek siatkowy z przyrządu DAK w sposób uniemożliwiający wydostanie się z niego zawartości, zawiązać, a następnie umieścić w worku transportowym.

Po pobraniu próbek ilościowych należy pobrać jedną próbkę jakościową. W tym celu należy zerwać całe okazy roślin (po kilka sztuk z każdego różniącego się makroskopowo gatunku) w polu o promieniu do 5 m od obciążnika. Wszystkie zebrane próbki należy umieścić w worku transportowym i w nim przekazać je na pokład jednostki pływającej.

Na pokładzie jednostki pływającej osoba pobierająca próbki przekazuje osobie zabezpieczającej próbki informacje na temat: głębokości stacji, rodzaju osadów, stopnia pokrycia dna przez rośliny przytwierdzone i nieprzytwierdzone do dna oraz inne informacje charakteryzujące siedlisko. Wszystkie te informacje są zapisywane w protokole terenowym (załącznik I).

1.4.3. Zabezpieczenie próbek

Na pokładzie jednostki pływającej, zarówno próbki ilościowe, jak i jakościowe należy:

- przenieść z worków siatkowych do woreczków plastikowych wraz z kartką z opisem próbki (upewnić się, że jest ona czytelna);
- pozostałe na ściankach worka siatkowego rośliny wybrać pęsetą lub ręcznie i opłukać wodą przy pomocy tryskawki; rośliny spłukane w ten sposób do ku-

wety wraz z wodą przelać na sito; materiał z sita przenieść do plastikowego worka:
- worki plastikowe z próbkami zamknąć i umieścić w pojemniku termicznym z zamrożonymi wkładami.

Po przewiezieniu próbek do laboratorium należy przechowywać je w zamrażarce. Jeśli analizy laboratoryjne próbki zostaną wykonane w ciągu kilku dni od poboru, próbkę można przechowywać w lodówce, w temperaturze 4°C.

Na każdym etapie wykonywania badań środowiskowych, należy dbać o to, aby opis próbki, czyli karteczka z numer stacji oraz numerem/rodzajem próbki, była czytelna.

2. ANALIZY LABORATORYJNE MATERIAŁU

2.1. Sprzęt i akcesoria do analiz

Do analiz próbek makrofitów należy użyć: suszarki, lodówki, mikroskopu biologicznego, binokularu, wagi analitycznej o dokładności odczytu 0,001 g.

Do akcesoriów i materiałów laboratoryjnych wykorzystywanych do analiz próbek makrofitów należą: sito (wielkość oczek do 0,5 mm), duża kuweta, pęsety, szalki Petriego, małe kuwety, bibuła filtracyjna, folia aluminiowa oraz kalka techniczna.

2.2. Analiza jakościowa

Analiza jakościowa polega na określeniu składu taksonomicznego próbki makrofitów. W tym celu próbkę należy rozmrozić i, jeśli zachodzi taka potrzeba, oczyścić na sicie z piasku, pod bieżącą wodą. Próbkę należy posegregować na taksony, a ich oznaczanie przeprowadzić do możliwie najniższej grupy taksonomicznej na podstawie kluczy do identyfikacji taksonomicznej roślin (zalecane pozycje literaturowe: Schubert i Blindow, 2003; Snoeijs i Johansson, 2003; Kłosowski i Kłosowski, 2007; Zalewska-Gałosz, 2008; Szoszkiewicz i in., 2010; Pełechaty i Pukacz, 2008; Pliński i Hindák, 2012; Pliński i Surosz, 2013; Pliński i Szmeja, 2013; Urbaniak i Gąbka, 2014). Nazwy łacińskie zidentyfikowanych taksonów należy podawać zgodnie z obowiązującą nomenklaturą Światowego Rejestru Gatunków Morskich – World Register of Marine Species (www.marinespecies.org). Jeśli analizy próbki nie zostaną zakończone tego samego dnia, próbkę należy umieścić w lodówce (maksymalnie na kilka dni, w temperaturze 4°C) do czasu wznowienia analiz. Skład gatunkowy próbki należy zanotować w protokole laboratoryjnym (załącznik II).

2.3. Analiza ilościowa

Analiza ilościowa polega na określeniu biomasy poszczególnych taksonów makrofitów w próbce. W tym celu, okazy makrofitów, poddane uprzednio analizie jakościowej, należy odsączyć z wody na bibule filtracyjnej (nie krócej niż przez 1 minutę). Następnie przenieść na kawałki foli aluminiowej i opisać (na kartce z kalki technicznej napisać ołówkiem oznaczenie stacji badań makrofitów/próbki, nazwę taksonu lub taksonów, datę poboru próbki). Folię aluminiową z taksonami należy umieścić w suszarce, w temperaturze 60°C, na minimum 24 h. Suszenie powinno gwarantować stałą wagę, co oznacza, że trzykrotne zważenie taksonu w odstępach około 1,5 godziny daje jednakowy wynik. Jeżeli wartość biomasy ulega zmianie – próbkę należy dosuszyć. Istotne jest, aby ważyć taksony bezpośrednio po wyjęciu z suszarki, ponieważ absorbują wilgoć z powietrza, co może wpływać na wyniki. Nie należy suszyć i ważyć oderwanych korzeni.

Wyniki biomasy należy zapisywać w protokole laboratoryjnym (załącznik II). Podczas jego wypełniania należy mieć na uwadze, że w przypadku:

- glonów takich jak: *Pylaiella littoralis*, *Ectocarpus siliculosus*, *Ceramium* spp., *Ulva* spp. nie zawsze jest możliwe makroskopowe rozdzielenie poszczególnych gatunków w próbce. Wówczas, należy ważyć rodzaj i dla niego podać suchą masę, a w tabeli dotyczącej składu gatunkowego na stacji badawczej podać wszystkie zidentyfikowane w próbce gatunki tego rodzaju. Podobnie należy postępować w przypadku rdestnic, *Stuckenia pectinata*, *Potamogeton filiformis*, które po dłuższym okresie zmrożenia, podczas płukania próbki mogą ulegać fragmentacji, utrudniającej identyfikację poszczególnych części roślin do gatunku. Dla obu tych gatunków należy określić biomasę łącznie;
- gatunków epifitycznych np. *Acrochaetium* sp., które obficie mogą porastać inne rośliny (*Zostera marina*, *Vertebrata fucoides*, *Ulva* spp.) nie zawsze jest możliwe oddzielenie ich od gatunku, który porastają. Wówczas należy wpisać oba gatunki oraz zanotować procent pokrycia rośliny przez gatunek epifityczny, np. *Zostera marina* +*Acrochaetium* sp. (40%).

Należy zapisywać wszelkie spostrzeżenia dotyczące analizowanej próbki, np. porastanie gatunków przez okrzemki, pąkle lub młodociane omułki; obecność detrytusu, małych ryb.

2.4 Kontrola jakości analiz

Aby zapewnić wymogi jakości procedur laboratoryjnych, 10% próbek pobranych w danej części wód powinno być powtórnie oznaczone pod kątem składu jakościowego przez drugiego specjalistę w zakresie makrofitów (tzw. kontrola jakości QC). W przypadku wątpliwości lub też stwierdzenia taksonu po raz pierwszy w danej części wód, zaleca się wykonanie dokumentacji fotograficznej spod mikroskopu i makroskopowej oraz zachowanie okazu zielnikowego (Drobnik, 2007), w celu weryfikacji oznaczenia taksonomicznego przez specjalistów. Fakt wykonania zdjęć i okazu zielni-

kowego należy zanotować w protokole laboratoryjnym, w kolumnie „Uwagi" (załącznik II). Protokoły laboratoryjne powinny być sprawdzone i zatwierdzone przez osobę nadzorującą prace w laboratorium.

3. OBLICZANIE WSKAŹNIKA SM_1

Wskaźnik SM_1 do klasyfikacji stanu środowiska na podstawie makrofitów w wodach przybrzeżnych i przejściowych (z wyjątkiem typu wód BT1) określa stosunek biomasy taksonów pozytywnych (Bp) (tab. 1) do całkowitej biomasy makrofitów, tj. sumy biomasy wszystkich taksonów (Bt). Wzór uwzględnia wartości procentu pokrycia dna przez te taksony (pd), a także wskazuje miesiące, z których zaciągane są dane.

$$SM_1 = \frac{\sum_1^n (B_p \times pd_p)_{VI} + \sum_1^n (B_p \times pd_p)_{IX}}{\sum_1^z (B_t \times pd_t)_{VI} + \sum_1^z (B_t \times pd_t)_{IX}}$$

gdzie:

B_p – biomasa [g s.m.] taksonu pozytywnego (takson 1÷n)
pd_p – pokrycie dna taksonu pozytywnego (takson 1÷n) (tab. 1)
B_t – biomasa [g s.m.] każdego stwierdzonego taksonu (takson 1÷z)
pd_t –pokrycie dna przez każdy stwierdzony takson (takson 1÷z)
VI – dane z czerwca
IX – dane z września

Tabela 1. Wykaz taksonów pozytywnych makrofitów uwzględnianych we wskaźniku SM_1

Lp.	Takson	Lp.	Takson
1.	*Chara* sp.	13.	*Vertebrata fucoides (Polysiphonia fucoides)*
2.	*Tolypella nidifica*	14.	*Rhodomela confervoides*
3.	*Desmarestia viridis*	15.	*Ceratophyllum demersum*
4.	*Dictyosiphon foeniculaceus*	16.	*Myriophyllum spicatum*
5.	*Sphacelaria cirrosa*	17.	*Potamogeton filiformis*
6.	*Delesseria sanguinea*	18.	*Potamogeton perfoliatus*
7.	*Ceramium diaphanum*	19.	*Ranunculus baudotii*
8.	*Ceramium tenuicorne*	20.	*Ruppia maritima*
9.	*Ceramium virgatum*	21.	*Potamogeton pectinatus (Stuckenia pectinata)*
10.	*Coccotylus truncatus*	22.	*Zannichellia palustris*
11.	*Furcellaria lumbricalis*	23.	*Zostera marina*
12.	*Carradoriella elongata*		

W celu wyliczenia wskaźnika dla stanowiska, należy wyliczyć wartość SM_1 dla każdej próbki, a następnie wartości uśrednić. Wartość wskaźnika dla części wód jest średnią

arytmetyczną wartości wskaźnika SM_1 uzyskanych dla poszczególnych próbek zebranych na stacjach w danym akwenie.

4. KLASYFIKACJA WÓD PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA SM_1

Granice liczbowe wskaźnika SM_1, określające klasy stanu ekologicznego wód, zgodnie z zasadami Ramowej Dyrektywy Wodnej (RDW, 2000), zostały wyznaczone metodą naturalnego grupowania (ang. *natural breaks*) (Jenks i Caspall, 1971). Zakresy poszczególnych klas jakości przedstawiono w tabeli 2.

Tabela 2. Wartości graniczne wskaźnika do klasyfikacji stanu makroglonów i roślin okrytozalążkowych — SM_1, w wodach przybrzeżnych i przejściowych (z wyjątkiem typu wód BT1)

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość SM_1
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥0,95
DOBRY	≥0,80
UMIARKOWANY	≥0,57
SŁABY	≥0,20
ZŁY	<0,20

PIŚMIENNICTWO

Andrulewicz E., Kruk-Dowgiałło L., Osowiecki A., 2004. Phytobenthos and macrozoobenthos of the Slupsk Bank stony reefs, Baltic Sea. Hydrobiologia 514: 163–170.

Błeńska M., Osowiecki A., Brzeska P., Barańska A., Dziaduch D., 2014. Badania bentosu na obszarze morskiej farmy wiatrowej „Bałtyk Środkowy III". Raport końcowy z wynikami badań, Wykonawca: Instytut Morski w Gdańsku, Zamawiający: Bałtyk Środkowy III Sp. z o. o., s. 71.

Błeńska M., Osowiecki A., Brzeska P., Kruk-Dowgiałło L., Dziaduch D., Barańska A., 2015. Badania bentosu na obszarze morskiej farmy wiatrowej „Bałtyk Środkowy II". Raport końcowy z wynikami badań, Wykonawca: Instytut Morski w Gdańsku, Zamawiający: Bałtyk Środkowy II Sp. z o. o., s. 64.

Bornette G., Puijalon S. 2011. Response of aquatic plants to abiotic factors: a review. Aquat Sci 73: 1–14.

Ciszewski P., Kruk-Dowgiałło L., Andrulewicz E., 1991. A study on pollution of the Puck Lagoon and possibility of restoring the lagoon's original ecological state. Acta Ichthyol. Piscat. 21 (Suppl.): 29–37.

de Nie H.W., 1987. The decrease i aquatic vegetation in Europe and its consequences for fish populations. EIFAC/CECPI Occasional Paper No. 19. European Inland Fisheries Advisory Commission, Rome. EIFAC/OP 19, s. 52.

Drobnik J., 2007. Zielnik i zielnikoznawstwo. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2009, s. 292.

Feistel R., Günter N., Wasmund N., 2008. State and evolution of the Baltic Sea, 1952–2005, A detailed 50-year survey of meteorology and climate, physics, chemistry, biology, and marine environment, Wiley-Interscience, A John Wiley & Sons, INC., s. 703.

Jenks G.F., Caspall F.C., 1971. Error on chloroplethic maps: Definition, measurement, reductions. Ann. Assoc. Amer. Geogr. 61(2): 217–244.

Jeppesen E., 1998. The ecology of shallow lakes – trophic interactions in the pelagial. Doctor's dissertation. National Environmental Research Institute, Silkeborg, Denmark. NERI Technical Report, 247, s. 420.

Kajak Z., 1998. Hydrobiologia-limnologia. Ekosystemy wód śródlądowych. Wydawnictwo Naukowe PWN, s. 360.

Kautsky H., Martin G., Snoejis-Leijonmalm P., 2017. Phytobenthic zone [w:] Biological Oceanography of the Baltic Sea. Snoejis-Leijonmalm P., Schubert H., Radziejewska T., (red.), Springer: 387–455.

Kłosowski S., Kłosowski G. 2007. Flora Polski. Rośliny wodne i bagienne, MULTICO Oficyna Wydawnicza Warszawa, s. 333.

Krause-Jensen D., Sagert S., Schubert H., Boström C., 2008. Empirical relationships linking distribution and abundance of marine vegetation to eutrophication. Ecological indicators 8: 515–529.

Kruk-Dowgiałło L., 1991. Long-term changes in the structure of underwater meadows of the Puck Lagoon. Acta Ichthyol. Piscat. 21 (Suppl.): 77–84.

Kruk-Dowgiałło L., 1996. The role of filamentous brown algae in the degradation of the underwater meadows in the Gulf of Gdańsk. Oceanolog. Stud. 25 (2): 125–137.

Kruk-Dowgiałło L., Brzeska P., Opioła R., Kuliński M., 2010. Makroglony i okrytozalążkowe, W: Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych elementów biologicznych wód przejściowych i przybrzeżnych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, ISBN 978-83-61227-36-6: 33–63.

Kruk-Dowgiałło L., Kramarska R., Gajewski J. (red.), 2011. Siedliska przyrodnicze polskiej strefy Bałtyku, Vol.1: Głazowisko Ławicy Słupskiej), Instytut Morski w Gdańsku, Państwowy Instytut Geologiczny – Państwowy Instytut Badawczy, Gdańsk, s. 42.

Nowak J., Hac B., Malottki A., Niemkiewicz M., Jacob K., Jażdżewski M., Sitarz M., Spacjer R., Cichowska D., Szyłejko W., Wysocki P., 2017. Wykonanie projektu i budowa działającego modelu urządzenia do poboru prób biologicznych z obiek-

tów stałych zalegających na dnie morza, Wydawnictwa wewnętrzne Instytutu Morskiego w Gdańsku nr 7140A, s. 9.

Osowiecki A., Krzymiński W., Nowicki W., Kruk-Dowgiałło L., Błeńska M., Brzeska P., Michałek-Pogorzelska M., Dubiński M., Łysiak-Pastuszak E., Góralski J., Chojnacki W., Marcinkow A., Kazała P., 2009. Opracowanie metodyki badania i klasyfikacji elementów biologicznych w procedurze oceny stanu ekologicznego jednolitych części morskich wód przejściowych i przybrzeżnych wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym. Sprawozdanie z etapu II. Wykonano na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska, sfinansowano ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej. Warszawa, Gdańsk, Gdynia, s. 238.

Osowiecki A., Łysiak-Pastuszak E., Kruk-Dowgiałło L., Błeńska M., Brzeska P., Kraśniewski W., Lewandowski Ł., Krzymiński W., 2012a. Development of tools for ecological quality assessment in the Polish marine areas according to the Water Framework Directive. Part IV – preliminary assessment. Oceanological and Hydrobiological Studies 41(3): 1–10.

Osowiecki A., Błeńska M., Michałek M., Brzeska P., Bubak I., 2012b. Opracowanie wstępnej oceny stanu środowiska polskiej strefy ekonomicznej Morza Bałtyckiego zgodnie z zapisami Ramowej Dyrektywy ws. Strategii Morskiej. Sprawozdanie z wykonania III etapu + 5 załączników. Wydawnictwa Wewnętrzne IM w Gdańsku nr 6676, s. 35.

Pełechaty M., Pukacz A., 2008. Klucz do oznaczania gatunków ramienic (Characeae) w rzekach i jeziorach, Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, s. 80.

Pliński M., Hindák F., 2012. Flora Zatoki Gdańskiej i wód przyległych (Bałtyk Południowy) Zielenice – Chlorophyta (Green Algae). Tom 7. Część 2. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk, s. 140.

Pliński M., Surosz W., 2013. Flora Zatoki Gdańskiej i wód przyległych (Bałtyk Południowy) Krasnorosty – Rhodophyta, Brunatnice – Phaeophyta (Red Algae & Brown Algae). Tom 6. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk, s. 146.

Pliński M., Szmeja J. 2013. Flora Zatoki Gdańskiej i wód przyległych (Bałtyk Południowy). Rośliny nasienne – Spermatophyta (Magnoliopsida & Liliopsida) (Spermathophytes). Tom 8. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk, s. 104.

RDMS, Dyrektywa Parlamentu Europejskiego i Rady 2008/56/WE z dnia 17 czerwca 2008 r. ustanawiająca ramy działań Wspólnoty w dziedzinie polityki środowiska morskiego (dyrektywa ramowa w sprawie strategii morskiej) (Tekst mający znaczenie dla EOG). Dz.U. UE L 164/19 z dnia 17 czerwca 2008 r.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Scheffer M., Hosper S.H., Meijer M. L., Moss B., Jeppesen E., 1993. Alternative equilibria in shallow lakes. Trends Ecol. Evol. 8: 275–279.

Schiewer U. (red.), 2008. Ecology of Baltic Coastal Waters. Ecological Studies 197, s. 428.

Schubert H., Blindow I. (red.), 2003. Charophytes of the Baltic Sea. Ruggell, A. R. G. Gantner Verlag K.-G., s. 326.

Snoeijs P., Johansson G., 2003. Swedish Marine and Brackish-water Algae. Department of Plant Ecology, Evolutionary Biology Centre, Uppsala University. Fifth Edition (on-line publication).

Szoszkiewicz K., Jusik S., Zgoła T., 2010. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, Inspekcja Ochrony Środowiska, Wydawnictwo Naukowe Instytutu Technologii Eksploatacji – PIB, s. 308.

Urbaniak J., Gąbka M., 2014. Polish Charophytes. An Illustrated Guide to Identification. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Wrocław, s. 120.

Zalewska-Gałosz J., 2008. Rodzaj *Potamogeton* L. w Polsce – taksonomia i rozmieszczenie. The genus *Potamogeton* L. in Poland – taxonomy and distribution. Instytut Botaniki Uniwersytetu Jagiellońskiego, s. 221.

Załącznik I

Protokół terenowy

BADANIA ŚRODOWISKOWE MAKROFITÓW

Nazwa i kod jednolitej części wód:	
Data poboru:	

ID stacji	Głębokość stacji [m]	Symbol próbki	+/-	Rodzaj osadu	Pokrycie dna roślinami [%]		Uwagi
					przytwierdzonymi	nieprzytwierdzonymi	
		/1					
		/2					
		/3					
		/4					
		/jak					
		/1					
		/2					
		/3					
		/4					
		/jak					
		/1					
		/2					
		/3					
		/4					
		/jak					
		/1					
		/2					
		/3					
		/4					
		/jak					
		/1					
		/2					
		/3					
		/4					
		/jak					

Wypełniający kartę	Zatwierdzający kartę
Data:	Data:
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

Załącznik II

Protokół laboratoryjny

WYNIKI ANALIZ LABORATORYJNYCH PRÓBKI MAKROFITÓW

Nazwa i kod jednolitej części wód:	
ID stacji:	
ID próbki:	
Głębokość stacji [m]:	
Data poboru:	
Data analiz:	

Lp.	Takson	Biomasa* [g s. m. / próbka]	Uwagi

* s. m. – sucha masa

Wykonujący analizę jakościową	Wykonujący analizę QC
Data:	Data:
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

Wykonujący analizę ilościową	Zatwierdzający
Data:	Data:
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

MAKROZOOBENTOS W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH

Andrzej Osowiecki, Magdalena Błeńska

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

HELCOM, 1988. Guidelines for the Baltic Monitoring Programme for the Third Stage. Helsinki Commission, Baltic Sea Envir. Proc. 12 D.

Osowiecki A., Błeńska M., 2010. Makrobezkręgowce bentosowe [w:] Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych fitoplanktonu, innej flory wodnej i makrobezkręgowców bentosowych w wodach przejściowych i przybrzeżnych, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, s. 65-84.

WSTĘP

Prezentowana metoda stanowi zweryfikowaną i uzupełnioną wersję metodyki badań makrozoobentosu wód przybrzeżnych i przejściowych Polskich Obszarów Morskich (POM), opracowanej w 2010 r. w Instytucie Morskim w Gdańsku na zamówienie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska i opublikowanej w pracy pt. *„Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych fitoplanktonu, innej flory wodnej i makrobezkręgowców bentosowych w wodach przejściowych i przybrzeżnych"* (Osowiecki i Błeńska, 2010).

Metoda została opracowana na potrzeby klasyfikacji stanu jednolitych części wód przejściowych i przybrzeżnych na podstawie makrofauny bezkręgowej w państwowym monitoringu środowiska POM, zgodnym z Ramową Dyrektywą Wodną oraz Ramową Dyrektywą w Sprawie Strategii Morskiej. W porównaniu do metodyki opracowanej w 2010 r. została rozbudowana o moduł klasyfikacji stanu jakości ekologicznej na podstawie makrozoobentosu z wykorzystaniem multimetrycznego wskaźnika B.

Zbiór danych jakościowych i ilościowych, pozyskiwany w badaniach makrozoobentosu, jest trudny do interpretacji dla nie-specjalistów. Opracowany wskaźnik B w prosty sposób agreguje dane, a jego liczbowy wynik pozwala na klasyfikację stanu ekologicznego części wód. Wskaźnik B, zaproponowany w niniejszej metodzie, poza analizą

struktury w dominacji liczebności i różnorodnością taksonomiczną (jak we wskaźniku różnorodności Shannona), zawiera również moduł oceny wrażliwości/tolerancyjności gatunków na czynniki środowiskowe pochodzenia antropopresyjnego.

Niniejszy przewodnik metodyczny opiera się na wytycznych Komisji Helsińskiej (HELCOM, 1988), dotyczących metodologii badań makrozoobentosu Morza Bałtyckiego. Uzupełniono go o nowe elementy, np. uwzględnienie możliwości konserwowania materiału biologicznego etanolem zamiast stosowanego dotychczas formaldehydu, czy też zastosowania lżejszego czerpaka osadów w płytszych akwenach. Przewodnik zawiera ponadto propozycje praktycznych rozwiązań, których autorami są eksperci mający wieloletnie doświadczenie w badaniach makrozoobentosu Polskich Obszarów Morskich. Między innymi przedstawia różnice w strategii przygotowania badań inwentaryzacyjne monitoringowe, jak również propozycje warte uwzględnienia w praktyce badań makrozoobentosu w zakresie polityki zapewnienia jakości badań terenowych i prac laboratoryjnych.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Obiektem badań jest makrozoobentos (synonim: makrobezkręgowce bentosowe), zasiedlający powierzchnię (epifauna) lub wnętrze (infauna) osadów dennych wód przejściowych i przybrzeżnych. Makrozoobentos stanowi frakcję organizmów, która po przepłukaniu pozostaje na sicie o wymiarach oczka 1,0 mm.

Zespoły makrobezkręgowców bentosowych są odpowiednim celem badań monitoringowych ponieważ:

- w ich skład wchodzą gatunki wieloletnie (np. małże), które odzwierciedlają zmiany środowiskowe w retrospektywnie długim okresie ich życia;
- pobór próbek jakościowych (skład taksonomiczny) oraz ilościowych (liczebność i biomasa) jest stosunkowo łatwy; zaletą makrozoobentosu jest także możliwość identyfikacji taksonomicznej po praktycznie nieograniczonym czasie konserwacji;
- są lepiej rozpoznane naukowo w stosunku do innych frakcji wielkościowych zoobentosu zamieszkujących dno (meiofauny i mikrofauny); ponadto, dla większości grup taksonomicznych makrozoobentosu opracowano klucze taksonomiczne.

Charakter makrozoobentosu, tj. jego skład taksonomiczny, liczebność i biomasę kształtują przede wszystkim czynniki fizykochemiczne: zasolenie, warunki tlenowe w strefie przydennej i w powierzchniowej warstwie osadu, dynamika wód oraz rodzaj osadów dennych. Na rozmieszczenie i liczebność gatunków makrozoobentosu wpływają również czynniki biotyczne, takie jak zależności międzygatunkowe, czy potencjał biotyczny gatunku, rozumiany jako jego zdolność do przetrwania, pomimo niesprzy-

jających warunków środowiskowych (tzw. zakres tolerancji gatunku) oraz dostępność pokarmu.

Nowym elementem przewodnika jest wykorzystanie zjawiska zróżnicowanego stopnia tolerancji/wrażliwości poszczególnych gatunków makrozoobentosu na stres środowiskowy wywołany czynnikami antropopresji (eutrofizacja, zanieczyszczenia, itp.). Udział procentowy gatunków o różnym stopniu tolerancji/wrażliwości w ogólnej strukturze liczebności zespołu makrozoobentosu na badanej stacji/obszarze dna morskiego świadczy o jego stanie ekologicznym. Zjawisko to wykorzystano w algorytmie multimetrycznego wskaźnika B, którego opis i sposób zastosowania zawiera niniejszy rozdział.

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Dla celów monitoringu, tj. określania aktualnego stanu i śledzenia trendów długookresowych zmian jakościowych i ilościowych, pobieranie próbek makrozoobentosu z częstotliwością raz w roku (o tej samej porze roku) powinno być wystarczające. Optymalną porą roku do badania makrozoobentosu jest wczesna wiosna, czyli okres w którym większość gatunków nie przystąpiła jeszcze do rozrodu.

Najmniej korzystnym okresem jest lato, kiedy w strukturze ilościowej dominują młodociane osobniki, które niedawno przekształciły się z form larwalnych w dojrzałe osobniki i osiadły na dnie. Po osiągnięciu rozmiarów przekraczających 1 mm stają się frakcją makrozoobentosu. Wysokie liczebności młodocianych osobników, szczególnie małży, zniekształcają (chwilowo) ogólną strukturę dominacji w liczebności i zaniżają wyniki obliczeń wskaźników różnorodności biologicznej, stosowanych do klasyfikacji stanu ekologicznego wód.

Jeśli częstotliwość pobierania próbek określono na dwa razy w roku, pobieranie powinno odbywać się późną zimą/wczesną wiosną (stan przed okresem wegetacyjnym) oraz późnego lata/jesieni (stan przed okresem zimowym) (Anon, 2012).

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Kryterium wyboru stanowisk badawczych powinna być ich reprezentatywność dla badanego akwenu. Jest to kluczowy czynnik wpływający na adekwatność i wiarygodność oceny stanu ekologicznego akwenu, reprezentowanego przez wybrane stanowiska badawcze. Stacje poboru próbek powinny być usytuowane w każdym z rodzajów siedlisk dna morskiego, obecnych w badanym rejonie (muły, piaski, żwiry) w liczbie proporcjonalnej do ich powierzchni. Rodzaj siedlisk i ich delimitację określić można w wyniku zastosowania mapowania dna metodami zdalnej detekcji (sonar, echosonda) lub zwiększając liczbę stacji na jednostkę powierzchni w fazie badań inwentaryzacyjnych. Za niereprezentatywne lokalizacje stacji badawczych uznać należy przedpola ujść naturalnych cieków, dopływów i odcinków spływu powierzchniowego w miej-

scach wykorzystywanych rolniczo i/lub gospodarczo (takie lokalizacje odpowiadają założeniom monitoringu presji).

Istotnym zaleceniem jest, aby wybór stacji, na których realizowane będą badania monitoringowe, i na podstawie których określany będzie stan ekologiczny akwenu oraz jego zmiany w okresie wielolecia, był poprzedzony badaniami inwentaryzacyjnymi w celu wyboru reprezentatywnych stacji badawczych, zgodnie z zaleceniami w tabeli 1.

Tabela 1. Charakterystyka podstawowych rodzajów badań makrozoobentosu

Rodzaj badań	Cel	Rezultat	Strategia i środki
Inwentaryzacja	1) Wstępne rozpoznanie i identyfikacja siedlisk dna morskiego i zasiedlających je zespołów makrozoobentosu 2) Wyznaczenie reprezentatywnych lokalizacji stacji monitoringu (typowych pod względem taksonomii i parametrów ilościowych w każdym ze zidentyfikowanych typów siedlisk	Uzyskanie informacji o: 1) pełnym składzie taksonomicznym badanego obszaru; 2) rozmieszczeniu powierzchniowym zespołów makrozoobentosu; 3) delimitacji siedlisk dna morskiego.	1) Wyznaczenie maksymalnej liczby stacji na jednostkę powierzchni w ramach założonych kosztów badań (w morzu otwartym przynajmniej 1 stacja na 1 km^2); 2) Pobór jednej próbki na stacji
Monitoring	1) Uchwycenie zmian w środowisku naturalnym poprzez regularne badania prowadzone ze stałą częstotliwością (np. raz na rok/raz na trzy lata); 2) Dostarczenie wiedzy o stanie ekologicznym wód, koniecznej do podejmowania działań na rzecz poprawy stanu oraz ochrony wód przed zanieczyszczeniem; 3) Określenie wieloletnich zmian zachodzących w środowisku naturalnym.	Materiał biologiczny pobierany w precyzyjnie wyznaczonych lokalizacjach, skalibrowanym narzędziem poboru.	1) Wyznaczenie reprezentatywnej liczby i lokalizacji stacji w danej jednostce oceny (minimum 1 stacja); 2) Pobranie wystarczającej liczby próbek/powtórzeń: a) minimum 3 powtórzenia, gdy zespół zoobentosu jest bogaty taksonomicznie i ilościowo, b) 5 powtórzeń, gdy zespół zoobentosu jest ubogi taksonomicznie i ilościowo; 2) Prowadzenie regularnych badań na wyznaczonych stacjach, stosując te same metody i narzędzia poboru z tą samą częstotliwością (np. raz na rok/ raz na trzy lata) i o tej samej porze roku.

Każdorazowo, na etapie przygotowania do rejsu należy w wyznaczonym miejscu skompletować niezbędny sprzęt i odczynniki. Zgodnie z polityką jakości badań i analiz, osoba sporządzająca listę sprzętu powinna zweryfikować spis ze stanem faktycznym – z osobą kompletującą sprzęt i potwierdzić stan na karcie: LISTA KONTROLNA MATERIAŁÓW, SPRZĘTU I ODCZYNNIKÓW NA REJS (załącznik I).

1.4. Metoda pobierania próbek w terenie

Badania terenowe należy prowadzić wyłącznie w sprzyjających warunkach atmosferycznych. Rozkołys jednostki pływającej utrudnia lub uniemożliwia stabilne opuszczanie czerpaka, pobranie próbki osadu i płukanie próbek na pokładzie. Optymalny stan morza to 0-2.

1.4.1. Sprzęt badawczy

Do poboru próbek należy przygotować sprzęt zgodnie z wykazem w tabeli 2.

Tabela 2. Wykaz sprzętu i odczynników potrzebnych do przeprowadzenia badań terenowych

Czynność	Przyrząd/odczynnik	Uwagi
Pobór próbek	- czerpak van Veen lub - czerpak Günther	Sprawdzić, czy czerpak ma odpowiednio zamocowane obciążenie. Sprawdzić stan osprzętu czerpaka (liny, łańcuchy, szekle).
Przesiewanie próbek na pokładzie*	- płuczka z kratą - wiadro z sitem 1 mm - pęseta - bieżąca woda z węża - tryskawka - plastikowa łyżka	Sprawdzić, czy siatka w sitach (1 mm) nie jest uszkodzona. Przesiewanie materiału biologicznego przez uszkodzoną siatkę jest niedopuszczalne.
Opisywanie pojemników i konserwacja próbek	- pojemniki/worki na próbki - 40% roztwór formaldehydu lub 80-96% etanol - strzykawka 40 ml - karteczki z kalki technicznej - ołówek - wodoodporny marker - lejek z szerokim wlotem	Pojemniki plastikowe 500-1000 ml z szerokim wlotem (pobór czerpakiem van Veen); lub Plastikowe worki – 30 l. (pobór czerpakiem Günther).

* - nie dotyczy czerpaka Günther, z którego próbki przenoszone są bezpośrednio do plastikowych worków oraz przesiewane i konserwowane w laboratorium.

Wskazane jest zabranie w rejs odpowiedniego zapasu (naddatek około 30%) worków/pojemników na próbki oraz substancji konserwującej. Zaleca się zabieranie duplikatów sprzętu do poboru próbek w morzu. Utrata lub uszkodzenie sprzętu nie może przeszkodzić w realizacji poboru próbek.

1.4.2. Pobieranie próbek

Pobierania próbek należy dokonywać z zakotwiczonej/niedryfującej jednostki pływającej. Pozycję geograficzną miejsca pobierania próbek określa się za pomocą GPS, gdy jednostka pływająca utrzymuje stabilną pozycję.Pobieranie próbek należy udokumentować w formularzu: KARTA POBORU PRÓBEK MAKROZOOBENTOSU (Załącznik II).

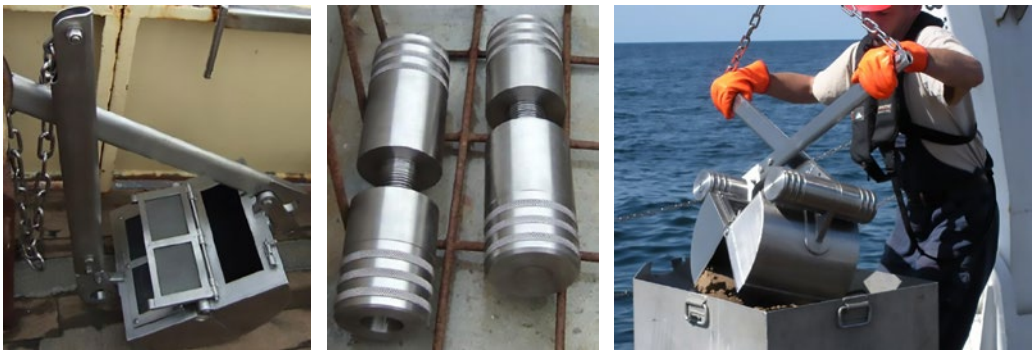
Czerpak van Veen

Do poboru próbek zaleca się stosowanie standardowego (dużej wersji) czerpaka typu van Veen o powierzchni chwytnej 0,1 m^2 (fot. 1 po lewej). Na dnie miękkim (mulistym, mulisto-piaszczystym) stosuje się czerpak o masie 25-35 kg. W przypadku dna twardego (piaszczystego, ilastego) czerpak dociąża się do masy 60-80 kg (fot. 1 środkowa). W celu zmniejszenia fali uderzeniowej, spowodowanej opuszczaniem czerpaka,

otwory w górnej jego części powinny stanowić przynajmniej 60% powierzchni. Otwory powinny być zasłonięte metalową siatką o wymiarze oczka 0,5 mm.

Jednostka pływająca wykorzystywana do poboru próbek makrozoobentosu czerpakiem van Veen powinna być wyposażona w:

- żuraw (wysokość od pokładu do bloku bomu powinna wynosić min. 3,5 m);
- dostęp do bieżącej wody zaburtowej z elastycznego węża;
- około 3 m^2 wolnego pokładu do wykonywania prac z płuczką, opisywanie i konserwację próbek.



Fot. 1. Sprzęt stosowany do pobierania makrozoobentosu w wodach przejściowych i przybrzeżnych: czerpak van Veen (fot. po lewej); dodatkowe dociążenie czerpaka van Veen (fot. środkowa); opróżnianie dociążonego czerpaka van Veen do płuczki z kratą (fot. po prawej)

Na każdej stacji pobierania próbek należy dokonać od trzech do pięciu zaczerpnięć/powtórzeń. Zawartość każdego czerpaka traktuje się osobno w procesie konserwacji oraz późniejszej analizie laboratoryjnej i obliczaniu wskaźnika B.

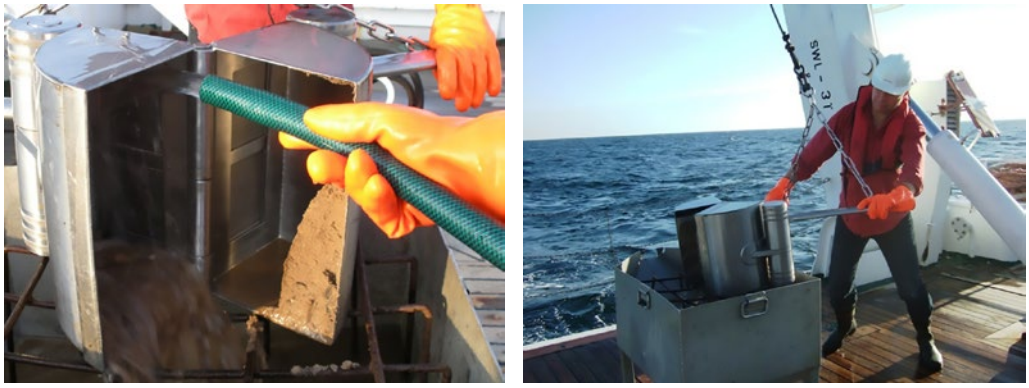
Czerpak van Veen'a należy opuszczać na dno w bezpiecznej odległości 0,5-1 m od burty statku. Opuszczanie czerpaka i jego podnoszenie w strefie nad dnem powinno być wykonywane z minimalną prędkością windy (mniejszą niż 0,5 m/s). Powolne opuszczanie czerpaka zredukuje falę uderzeniową (woda pchana przez opadający czerpak) oraz zmniejszy ryzyko utraty części osobników żyjących na powierzchni osadu. Gdy czerpak osiądzie na dnie (o czym świadczy luźna lina nośna) należy niezwłocznie przystąpić do jego podnoszenia. Zapobiegnie to przewróceniu się czerpaka spowodowanym dryfem jednostki.

Należy zapewnić pionowe położenie czerpaka w momencie opuszczania i podnoszenia (kąt w stosunku do pionu linki stalowej, na której umocowany jest czerpak, powinien być jak najmniejszy). Wszystkie czynności związane z podnoszeniem i opuszczaniem czerpaka van Veen powinny być wykonywane przy użyciu windy.

W chwili zetknięcia się czerpaka z dnem może się zdarzyć, że jego szczęki zatrzasną się na kamieniu i podczas podnoszenia, przez powstałą szczelinę nastąpi wyciek wody wraz z organizmami (fot. 2). W przypadku niedomknięcia się czerpaka, jego zawartości nie uznaje się za próbkę. Czynność poboru należy powtórzyć aż do momentu, gdy nastąpi całkowite zamknięcie szczęk.

Fot. 2. Niedomknięty czerpak (konieczność ponownego poboru próbki)

Czerpak po wyciągnięciu ponad wysokość pokładu należy chwycić, przenieść nad płuczkę z kratą i ostrożnie opuścić na kratę płuczki. Następnie otworzyć szczęki czerpaka i wnętrze przepłukać wodą zaburtową w celu usunięcia osadu (fot. 3).



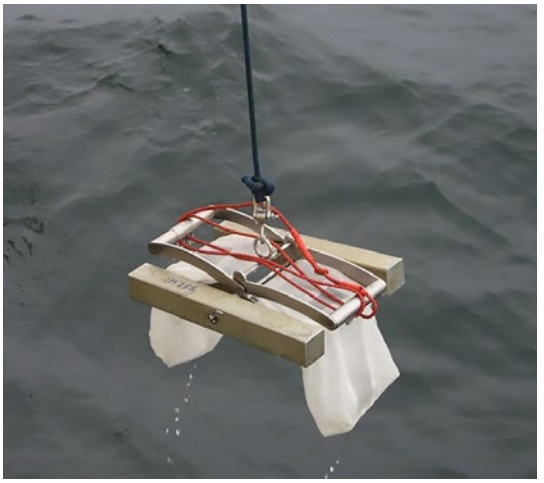
Fot. 3. Sposób postępowania przy wyciąganiu czerpaka van Veen'a: opuszczanie czerpaka na płuczkę (fot. po lewej); przepłukiwanie czerpaka (fot. po prawej)

Należy wizualnie oszacować objętość pobranego osadu. Jeśli czerpak pobrał mniej niż 5 litrów osadów (co zdarza się w przypadku twardego dna piaszczystego), należy pobrać nową próbkę, dodatkowo obciążając czerpak. Jeśli czerpak nadal pobiera mniej niż 5 l osadów, można wykorzystać próbkę do analizy, zaznaczając w karcie poboru zmniejszoną objętość osadu.

Zamknięty czerpak należy podnieść znad płuczki i odstawić na pokład do czasu zakończenia przepłukiwania pobranej próbki. Następnie wyjąć kratę z płuczki i przystąpić do przepłukiwania próbki.

Czerpak Günther

Do poboru próbek z mniejszych jednostek pływających oraz na głębokościach sięgających maksymalnie kilkunastu metrów zaleca się używanie dociążonego czerpaka Günther o masie do 8 kg. Czerpak można opuszczać na stalowej lince przez zaburtowy żurawik lub ręcznie na miękkiej linie (fot. 4).



Fot. 4. Czerpak Günther opuszczany ręcznie na tekstylnej linie (dociążony do 8 kg)

Zawartość czerpaka, po wydobyciu na pokład jednostki pływającej, należy przełożyć do plastikowego worka o pojemności 30-40 litrów, umieścić w worku karteczkę identyfikacyjną próbki, worek szczelnie zawiązać i odstawić w chłodne miejsce. Wszelkie informacje oraz uwagi dotyczące poboru próbek należy zanotować w karcie poboru próbek (załącznik II). Do tego celu zaleca się stosowanie ołówka, gdyż w razie zamoczenia karty zapisy nie rozmazują się.

Czerpak Günther rekomendowany jest również w badaniach makrozoobentosu w zbiornikach śródlądowych. Jego zaletą w stosunku do innych narzędzi, np. czerpaka Ekmana jest fakt, że niedomknięcie szczęk spowodowane zakleszczeniem się kamienia lub kawałka drewna, nie powoduje utraty większości objętości próbki, ponieważ jest ona przemieszczana do tekstylnych worków, które znajdują się poniżej szczęk (Bielczyńska i in., 2017).

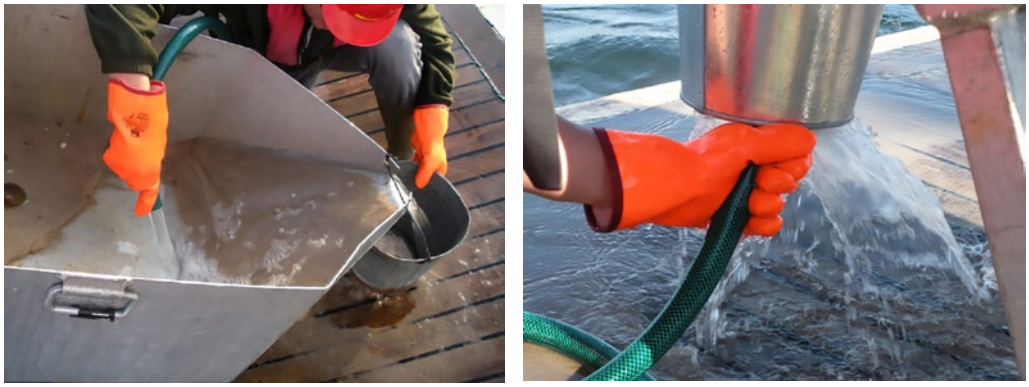
Badania porównawcze czerpaków van Veen (70 kg) i Günther (8,5 kg) wykazały zbliżony poziom efektywności poboru makrozoobentosu w zakresie liczebności osobników. Nie stwierdzono również znaczących różnic w średniej liczbie taksonów. Porównanie wykazało istotne różnice w pobieranej biomasie makrozoobentosu, wynikające z różnicy masy czerpaków, a co za tym idzie głębokości ich penetracji w osadzie (Błeńska i Osowiecki, 2009).

1.5. Przesiewanie próbek na pokładzie

Czerpak van Veen

Po wyjęciu kraty, na wylot płuczki należy założyć wiadro z sitem. W przypadku, gdy osad jest zbity (glina, ił, itp.), należy rozbić go strumieniem wody z węża do uzyskania zawiesiny. Zawartość płuczki należy stopniowo przelewać przez sito, kontrolując wielkość strumienia wody przez podnoszenie lub opuszczanie tylnej części płuczki. Należy unikać kierowania strumienia wody bezpośrednio na sito. Strumień wody powinien rozbijać się o ścianę wiadra z sitem (fot. 5 po lewej). W przypadku zatykania się sita

(poziom wody w wiadrze wzrasta) czynność należy natychmiast przerwać i zawartość ponownie umieścić w płuczce lub udrożnić sito, ostrożnie kierując strumień wody z węża od dołu sita (fot. 5 po prawej).



Fot. 5. Sposób postępowania z płuczką (strumień wody powinien być kierowany na ścianki wiadra z sitem) (fot. po lewej); sposób postępowania z zatkanym sitem (fot. po prawej)

Gdy cała zawartość płuczki znajdzie się w sicie, należy ją w całości przełożyć do pojemnika. W przypadku niewielkiej objętości osadu zaleca się użycie delikatnego strumienia bieżącej wody, kierowanego z drugiej strony sita (np. przy użyciu tryskawki z wodą). Gdy otwór pojemnika jest niewielki, zaleca się zastosowanie lejka z szerokim otworem.

W przypadku, gdy objętość przepłukanego osadu jest duża, można użyć plastikowej łyżki. Łyżka nie powinna mieć kontaktu ze ściankami wiadra, a szczególnie z sitem w celu uniknięcia efektu rozcierania osobników o delikatnej strukturze ciała.

Po przełożeniu zawartości sita do pojemnika należy upewnić się, czy w oczkach sita nie pozostały drobne organizmy. W przypadku zakleszczenia się osobników, np. skąposzczetów, wieloszczetów w oczkach sita, należy delikatnie – przy użyciu pęsety – wyjąć osobniki i przełożyć je do pojemnika. Pojemnik z osadem należy zamknąć i zabezpieczyć do czasu pobrania wszystkich próbek z badanej stacji. Każda próbka musi być osobno przesiewana, osobno przechowywana i osobno dokumentowana

Czerpak Günther

Próbki pobrane czerpakiem Günther nie wymagają przesiewania na pokładzie, jeżeli rejs jest krótki. Worki z próbkami powinny być przechowywane w obniżonej temperaturze, optymalnie około 4°C, w czasie nie dłuższym niż 24 godziny od momentu poboru do przesiewania próbki w laboratorium.

1.6. Opisywanie i konserwacja próbek

Próbki należy opisać bezpośrednio po zakończeniu poboru na stacji, zarówno na pojemniku, jak i na karteczce identyfikacyjnej, którą należy włożyć do pojemnika/worka.

Opis powinien zawierać:

- nazwę stacji i numer próbki (powtórzenia);
- datę poboru;
- liczbę pojemników, w których znajduje się jedna cała próbka (powtórzenie), gdy objętość próbki jest większa niż pojemność pojemnika.

Przykład: zapis „T18_III_2/3" oznacza stację T18, trzecie powtórzenie, drugi z trzech pojemników, zawierający część tej próbki. W laboratorium zawartości pojemników „T18_III_1/3", „T18_III_2/3" i „T18_III_3/3" będą połączone i traktowane jako jedna próbka.

Informacja z karteczki identyfikacyjnej powinna być również zapisana wodoodpornym pisakiem na pojemniku/worku z próbką. Bardziej szczegółowe informacje o poborze próbek należy zapisać w karcie poboru próbek (załącznik II).

Próbki makrozoobentosu, po zakończeniu przesiewania i oznaczeniu pojemników, powinny być zakonserwowane. Zaleca się użycie 40% zbuforowanego roztworu formaldehydu w ilości zapewniającej uzyskanie 4% roztworu w objętości próbki w pojemniku. W tym celu należy odlać przez sito nadmiar wody z pojemnika z próbką (nad osadem powinna pozostać warstwa wody o miąższości nie większej niż 1 cm). Do pojemnika, przy użyciu strzykawki lub innego przyrządu dozującego, należy wlać 1 część 40% roztworu formaldehydu na 9 części objętości próbki w pojemniku, np. 40 ml formaliny na ok. 1 litr zawartości pojemnika. Po zamknięciu pojemnika należy wstrząsnąć zakonserwowaną próbką w celu dokładnego wymieszania z substancją konserwującą.

Makrozoobentos powinien być przechowywany w buforowanym 4% roztworze formaldehydu (formaliny). Do buforowania należy stosować 100 g sześcio-metyleno-czteroaminy (urotropina) na 1 dm^3 40% roztworu formaldehydu. Można też nasycić roztwór boraksem. Dopuszcza się stosowanie do konserwacji 96% etanolu. Jego stężenie w próbce powinno wynosić 70-80%.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

Prace laboratoryjne powinny być poprzedzone protokolarnym przekazaniem próbek na stan laboratorium. Protokół powinien określić nazwy i liczbę próbek, liczbę pojemników z próbkami i ich stan zgodnie z załączonym wzorem dokumentu: PROTOKÓŁ PRZEKAZANIA PRÓBEK DO LABORATORIUM (Załącznik III).

Wszystkie zidentyfikowane nieprawidłowości/uwagi, dotyczące realizacji badań środowiskowych oraz informacje dotyczące nieprawidłowego działania aparatury badawczo-pomiarowej lub środków ochrony indywidualnej powinny być raportowane w formularzu: OŚWIADCZENIE KIEROWNIKA GRUPY BADAWCZEJ (wzór formularza w załączniku IV).

Prace laboratoryjne obejmują:

Analizę jakościową:

- składu taksonomicznego do możliwie najniższej grupy taksonomicznej, oznaczanego wg aktualnej łacińskiej nomenklatury Światowego Rejestru Gatunków Morskich WoRMS [www.marinespecies.org];

Analizę ilościową:

- liczebności, polegającą na zliczeniu osobników wszystkich wyodrębnionych taksonów (z wyjątkiem gatunków poroślowych: *Amphibalanus improvisus* i *Einhornia crustulenta* oraz przedstawicieli Hydrozoa);
- biomasy wyodrębnionych taksonów, wyrażonej jako mokra masa w gramach na metr kwadratowy (g m.m.·m^{-2} z dokładnością do 0,001 g).

Wyniki analiz należy dokumentować na formularzu: KARTA WYNIKÓW ANALIZY PRÓBKI MAKROZOOBENTOSU (wzór formularza w załączniku V).

Laboratorium wykonujące analizy jakościowe i ilościowe makrozoobentosu powinno być wyposażone w sprzęt i odczynniki wskazane w tabeli 3.

Tabela 3. Wykaz podstawowego sprzętu i odczynników potrzebnych do przeprowadzenia analizy laboratoryjnej

Czynność	Sprzęt/odczynnik	Uwagi
Barwienie	róż bengalski	Barwienie próbek może być pomocne w przypadku występowania osobników o białej lub przezroczystej barwie, nie jest obligatoryjne
Przepłukiwanie próbki	sito o oczkach 0,5-1,0 mm	Sito metalowe lub plastikowe
Podział na podpróbki	dzielnik zooplanktonu Folsoma (poj. około 5 litrów) lub duża płaska kuweta	Nie zaleca się dzielenia próbek. Stosować tylko w przypadku próbek bardzo licznych (powyżej 1000 osobn.)

Czynność	Sprzęt/odczynnik	Uwagi
Sortowanie materiału	-biała kuweta -pęseta -mikroskop stereoskopowy -szalki Petri'ego -4% zbuforowany roztwór formaldehydu/80% etanol	Większe fragmenty osadu (kamienie, bryły gliny) mogą być usuwane pęsetą po opłukaniu, Kuweta służy do wstępnego sortowania, właściwe sortowanie wymaga użycia binokularu
Identyfikacja taksonomiczna	-mikroskop stereoskopowy -pęseta -igła preparacyjna -szalki Petri'ego	Osobniki uszkodzone/zdefragmentowane zaleca się fotografować w celu konsultacji oznaczeń z innym specjalistą
Oznaczanie liczebności	licznik, np. krwinek	Przydatny w przypadku licznych próbek
Oznaczanie biomasy	-waga analityczna z dokładnością do 0,001 g -bibuła filtracyjna -suszarka -pęseta -skalpel	Osobniki danego gatunku przemieszcza się na bibule filtracyjnej do czasu, kiedy nie będą pozostawiać mokrego śladu
Zapisywanie wyników	karta wyników analiz laboratoryjnych	Jeżeli analiza była weryfikowana przez innego specjalistę różnice w taksonomii/liczebności/ biomasie powinny być odnotowane jako QC (quality check)- element polityki jakości analiz

Każda próbka powinna być analizowana i raportowana oddzielnie według karty wyników analizy laboratoryjnej (załącznik V).

Zaleca się, aby zakonserwowane próbki przed analizą laboratoryjną były przechowywane przez okres około 3 miesięcy w celu ustalenia się stałej masy organizmów (zmiany koncentracji lipidów w tkankach).

2.1. Barwienie

W przypadku licznego występowania drobnych organizmów o przezroczysty tkankach dopuszcza się barwienie próbek, aby ułatwić sortowanie osobników. Barwienie może jednak spowodować trudności w oznaczaniu organizmów innych gatunków. Barwienie należy wykonać przed rozpoczęciem przebierania próbki przez pozostawienie sita w roztworze różu bengalskiego (1 g/dm^3 wody bieżącej + 5 g fenolu do ustalenia pH 4-5) przez 20 minut; próbka powinna być szczelnie przykryta. Róż bengalski może być dodawany bezpośrednio do płynu konserwującego (1 g/dm^3 w roztworze 40% formaldehydu).

2.2. Przepłukiwanie próbki

Przewiezione do laboratorium próbki do analiz należy dokładnie przepłukać pod bieżącą wodą. Należy delikatnie przenieść zawartość pojemników lub worków na sito, sprawdzając czy wewnątrz nie pozostał osad. Należy unikać kierowania strumienia wody bezpośrednio na sito (fot. 6). Przepłukaną próbkę należy ostrożnie przenieść

na kuwetę i dokładnie sprawdzić czy na sicie nie pozostały żadne osobniki. Osobniki zakleszczone w oczkach siatki należy delikatnie przenieść na kuwetę przy pomocy pęsety (fot. 6).

Fot. 6. Sposób postępowania przy przepłukiwaniu próbki: przenoszenie próbki na sito (fotografia górna po lewej); przepłukiwanie próbki (fotografia górna po prawej); Przenoszenie materiału z sita na kuwetę (fotografia dolna po lewej); wybieranie osobników pozostałych na sicie (fotografia dolna po prawej)

2.3. Podział na podpróbki

Podział próbek na podpróbki powinien być dopuszczony tylko w przypadku wyjątkowo licznych próbek, w których liczebności osobników przekraczają 1000 osobników. Podzielenie próbek powinno być udokumentowany w karcie wyników analizy laboratoryjnej przez podanie informacji, jaka część próbki była analizowana.

2.4. Sortowanie materiału biologicznego

Przed sortowaniem materiału próbkę należy przepłukać na sicie pod bieżącą wodą w celu pozbycia się substancji konserwującej. Po przepłukaniu małe porcje materiału powinny być przenoszone za pomocą plastikowej łyżeczki na szalkę Petri'ego. Przebieranie należy zawsze prowadzić przy użyciu optycznych urządzeń powiększających (lupa, binokular).

Grubość warstwy sortowanej porcji materiału na szalce powinna zapewnić widzialność płytki pod szalką. Niewielkie porcje materiału należy przegarniać ostrą pęsetą z jednego krańca szalki na drugi wybierając wszystkie osobniki i ich fragmenty. Czynność należy powtórzyć tyle razy, aby przynajmniej w dwóch kolejnych cyklach przegarniania nie były znajdowane niewysortowane dotychczas osobniki. Zaleca się w tej fazie stosowanie różnych kolorów płytki (tła) pod szalką, np. czarnego, białego, czerwonego, w zależności od preferencji i komfortu pracy analityka.

W celu spełnienia wymogów zapewnienia jakości procedur laboratoryjnych przynajmniej 5% przesortowanych próbek powinno być ponownie przesortowanych przez innego specjalistę. Ewentualne różnice w liczbie taksonów, liczebności, biomasie powinny być odnotowane w formularzu: KARTA WYNIKÓW ANALIZY PRÓBKI MAKROZOOBENTOSU (załącznik V).

Wybrane osobniki należy przenosić do szalek/pojemników/probówek w celu ich późniejszej identyfikacji. Na tym etapie zaleca się wstępne rozdzielanie osobników do oddzielnych pojemników według grup taksonomicznych, co przyspieszy dalszą identyfikację (oddzielnie skorupiaki, małże, ślimaki, wieloszczety, itp.). Przesortowane próbki, o ile nie będą oznaczane tego samego dnia, należy schłodzić (w temp. poniżej 8°C, do 24 godz.), zakonserwować 4% roztworem formaliny lub 80% etanolem.

2.5. Identyfikacja taksonomiczna

Analizę jakościową (skład taksonomiczny) należy przeprowadzić przy użyciu binokularu (mikroskopu stereoskopowego) oraz specjalistycznych kluczy do oznaczania gatunków. Oznaczanie powinno być przeprowadzone do możliwie najniższej grupy taksonomicznej.

W przypadku wątpliwości oznaczeń zaleca się wykonywanie dokumentacji fotograficznej oraz przechowywanie zakonserwowanych okazów w celu weryfikacji oznaczeń taksonomicznych z innymi specjalistami. Jest to szczególnie istotne w kontekście ew. pojawiania się gatunków obcych.

2.6. Oznaczanie liczebności

Po rozdzieleniu na taksony (każdy w innej szalce) należy policzyć wszystkie osobniki poszczególnych taksonów; w przypadku licznej próbki zaleca się stosowanie ręcznego licznika.

W przypadku stwierdzenia osobników uszkodzonych (zdefragmentowanych) za osobnika uznać należy tylko fragment z częścią głowową lub, w przypadku małży, z częścią zawiasu muszli połączonego z fragmentem tkanki ciała. Pustych muszli, pustych rurek zlepionych przez wieloszczety z ziaren piasku lub mułu nie liczy się. Fragmenty tkanki osobników bez części głowowej, o ile da się ustalić ich przynależność taksonomiczną, będą uwzględnione w szacowaniu biomasy gatunku/taksonu.

Nie zlicza się poroślowych organizmów kolonijnych należących do gromad Hydrozoa, *Einhornia crustulenta* i pąkli *Amphibalanus improvisus*. Ich obecność należy odnotować w karcie analizy wyników próbki makrozoobentosu symbolem „+".

2.7. Określanie biomasy

Zaleca się przechowywanie próbek co najmniej 3 miesiące przed przystąpieniem do określania biomasy. Pomiar biomasy powinien być wykonany osobno dla każdego taksonu, oddzielnie dla każdej próbki (powtórzenia). Biomasę osobników każdego taksonu określa się jako mokrą masę (m.m.).

Mokrą masę określa się po przeniesieniu wszystkich osobników danego taksonu w próbce na bibułę filtracyjną. Osobniki należy przekładać na bibule do czasu, aż nie będą pozostawiać mokrego śladu. W przypadku małży należy otworzyć lub skruszyć muszlę w celu odsączenia wody z jamy płaszczowej. Małże i ślimaki należy ważyć z muszlami. Wszystkie osobniki taksonu po odsączeniu należy niezwłocznie przenieść na wagę analityczną i dokonać pomiaru mokrej masy z dokładnością przynajmniej 0,001 g.

Wieloszczety żyjące w domkach – rurkach z drobin osadu - należy przed określeniem mokrej masy wyjąć z rurek. W przypadku występowania dużych liczebności wieloszczeta *Pygospio elegans* zamieszkującego rurki z ziaren piasku zlepionego śluzem, można zastosować przelicznik, tj. określić średnią biomasę osobnika *P. elegans* wyliczoną z np. 10 wyjętych z rurek piasku i niezdefragmentowanych osobników i tę wartość przemnożyć przez całkowitą liczbę osobników (=liczbę części głowowych) stwierdzonych w próbce.

Nie określa się biomasy poroślowych organizmów kolonijnych należących do gromad Hydrozoa, *Einhornia crustulenta* i pąkli *Amphibalanus improvisus*. Należy odnotować ich obecność w karcie analizy wyników próbki makrozoobentosu symbolem „+".

2.8. Zapisywanie wyników

Wyniki analizy jakościowej (skład taksonomiczny) i ilościowej (liczebność i biomasa) należy na bieżąco zapisywać w karcie wyników (załącznik V).

Dane wprowadzone do bazy danych/arkusza kalkulacyjnego komputera powinny być zweryfikowane (polityka zapewnienia jakości QC) przez porównanie wprowadzonych wartości z wynikami oryginalnych zapisów na kartach analiz laboratoryjnych w liczbie przynajmniej 5% rekordów.

Nazwy taksonów w arkuszach danych i raportach powinny być zgodne ze Światowym Rejestrem Gatunków Morskich (*World Register of Marine Species - WoRMS*), który prezentuje zestaw aktualnego nazewnictwa organizmów morskich, z ich dotychczasowymi synonimami (http://www.marinespecies.org). Można tego dokonać w prosty

sposób wchodząc w zakładkę „Tools", a następnie „Match taxa", zaimportować arkusz Excel z listą gatunków i uzyskać arkusz wynikowy z pełną i aktualną listą nazewnictwa i hierarchii przynależności taksonomicznej.

3. OBLICZANIE MULTIMETRYCZNEGO WSKAŹNIKA B

Multimetryczny wskaźnik B określa stan ekologiczny dna morskiego na podstawie makrozoobentosu (Osowiecki i in., 2012). W swoim algorytmie zawiera najbardziej istotne kryteria oceny walorów tego komponentu biocenozy, tj. różnorodność taksonomiczną i liczebność poszczególnych taksonów oraz jakościową informację o wrażliwości/tolerancji poszczególnych taksonów. Wskaźnik przyjmuje najwyższe wartości, gdy różnorodność taksonomiczna i udział taksonów wrażliwych są znacząco duże, a ich udział w strukturze liczebności wyrównany.

$$B = \frac{\sum_{i=1}^{3}(w_i Q_i sn_i)}{\sum_{i=1}^{3} D_i} - log\left(1 + \sum_{i=1}^{3} D_i\right)$$

gdzie:

w_i – waga klas dominacji: $w_1 = 3$ dla klasy dominacji D_1 (udział > 10%), $w_2 = 2$ dla klasy dominacji D_2 (5% ≤ udział ≤ 10%), $w_3 = 1$ dla klasy dominacji D_3 (udział < 5%);

D_i - liczba taksonów należących do poszczególnych klas dominacji D_1, D_2, D_3;

$sn_i = \Sigma sens_i$;

$Q_i = 0$ jeżeli $D_i = 0$; $Q_i = 1$ jeżeli $D_i \neq 0$;

$sens_i$ – współczynnik wrażliwości/tolerancji taksonów na stres wywołany antropopresją (3 – taksony wrażliwe, 2 – taksony pośrednie, 1 – taksony tolerancyjne zgodnie z wykazem w tabeli 5).

Tabela 5. Grupy wrażliwości taksonów zoobentosu stosowane w wyliczaniu wskaźnika B

Taksony wrażliwe (Sensi = 3)	Taksony pośrednie (Sensi = 2)	Taksony tolerancyjne (Sensi = 1)
Bathyporeia pilosa	*Diastylis rathkei*	*Bylgides sarsi*
Cerastoderma glaucum	*Gammarus oceanicus*	*Corophium volutator*
Cyathura carinata	*Gammarus salinus*	*Hediste diversicolor*
Fabricia stellaris	*Gammarus zaddachi*	*Limecola balthica*
Jaera albifrons	*Halicryptus spinulosus*	*Marenzelleria* sp.
Monoporeia affinis	*Hydrobia* sp.	*Mya arenaria*
Pontoporeia femorata	*Mytilus trossulus*	Oligochaeta

Taksony wrażliwe (Sensi = 3)	Taksony pośrednie (Sensi = 2)	Taksony tolerancyjne (Sensi = 1)
Priapulus caudatus	Nemertea	*Saduria entomon*
Pygospio elegans	*Piscicola geometra*	*Streblospio shrubsolii*
Travisia forbesii	*Procerodes litoralis*	
	Theodoxus fluviatilis	
	Streptosyllis websteri	

Źródło: opracowanie własne; nazwy taksonów przyjęto za: World Register od Marine Species [http://www.marinespecies.org], data wejścia na stronę: 25.06.2020]

Wartość wskaźnika B dla stacji poboru próbek stanowi średnią wartość wskaźnika B wyliczoną z pobranych próbek/powtórzeń. Wartość wskaźnika B dla akwenu badań stanowi średnią wartość wskaźnika B wyliczoną ze wszystkich pobranych próbek/powtórzeń (nie średnich ze stacji!).

4. KLASYFIKACJA WÓD PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA B

Granice liczbowe wskaźnika B, określające poszczególne klasy stanu ekologicznego wód, zgodnie z zasadami Ramowej Dyrektywy Wodnej (RDW, 2000) wyznaczono metodą naturalnego grupowania (ang. *natural breaks*) (Jenks i Caspall, 1971). Jest to metoda oparta na optymalizacji podziału danych na grupy ze względu na ich podobieństwo wewnątrz grupy i zróżnicowanie pomiędzy nimi.

Klasyfikację jakości ekologicznej na podstawie makrozoobentosu dna miękkiego w oparciu o wskaźnik B określa się pięciostopniową skalą zgodną z Rozporządzeniem Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 11 października 2019 r. *w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych* (Dz.U. 2019 poz. 2149) oraz klasyfikacją stosowaną w RDW (Ramowa Dyrektywa Wodna), według której makrozoobentos jest jednym z elementów oceny stanu jakości dna morskiego (tab. 6).

Tabela 6. Wartości graniczne wskaźnika B wykorzystane do klasyfikacji stanu ekologicznego makrozoobentosu dna miękkiego

Stan ekologiczny zbiorowisk zoobentosu na dnie miękkim	Wartość wskaźnika B
BARDZO DOBRY	>3,72
DOBRY	≥3,18
UMIARKOWANY	≥2,70
SŁABY	≥1,91
ZŁY	<1,91

PIŚMIENNICTWO

Anon, 2012. JAMP Eutrophcation Monitoring Guidelines: Benthos (OSPAR Agreement 2012-12) mcc.jrc.ec.europa.eu. (data wejścia na stronę: 18.06.2020).

Bielczyńska A., Soszka H., Kolada A., Pasztaleniec A., Kornijów R., Woźniczka A., 2017. Zweryfikowana metoda oceny stanu i potencjału ekologicznego jezior na podstawie zoobentosu litoralowego. Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa.

Błeńska M., Osowiecki A., 2009. Porównanie efektywności narzędzi do poboru makrobezkręgowców bentosowych rekomendowanych do monitoringu wód przybrzeżnych i przejściowych. Załącznik 8. [w:] Opracowanie metodyki badania i klasyfikacji elementów biologicznych w procedurze oceny stanu ekologicznego jednolitych części morskich wód przejściowych i przybrzeżnych wraz z udziałem w europejskim ćwiczeniu interkalibracyjnym. SPRAWOZDANIE Z ETAPU II. GIOŚ (maszynopis). s. 12.

HELCOM, 1988. Guidelines for the Baltic Monitoring Programme for the Third Stage. Helsinki Commission, Baltic Sea Envir. Proc. 12 D.

Osowiecki A., Błeńska M., 2010. Makrobezkręgowce bentosowe [w:] Przewodniki metodyczne do badań terenowych i analiz laboratoryjnych fitoplanktonu, innej flory wodnej i makrobezkręgowców bentosowych w wodach przejściowych i przybrzeżnych, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, s. 65-84.

Osowiecki A., Łysiak-Pastuszak E., Kruk-Dowgiałło L., Błeńska M., Brzeska P., Kraśniewski W., Le-wandowski Ł., Krzymiński W., 2012. Development of tools for ecological quality assessment in the Polish marine areas according to the Water Framework Directive. Part IV – preliminary assessment. Oceanological and Hydrobiological Studies. Vol. 41(3): 1-10.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Załącznik I

LISTA KONTROLNA MATERIAŁÓW, SPRZĘTU I ODCZYNNIKÓW NA REJS

Numer / Id projektu/data: .....

Przedmiot badań: .....

Lp.	Materiały/sprzęt/ odczynniki	Liczba/Ilość	Zgodność (+/-)	Uwagi

Lp.	Środki BHP	Liczba	Zgodność (+/-)	Uwagi

Sporządzający	Zatwierdzający
Data:	Data:
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

Załącznik II

KARTA POBORU PRÓBEK MAKROZOOBENTOSU

Data: .....

Osoby dokonujące poboru .....

Warunki pogodowe/ stan morza .....

Przyrząd poboru/ powierzchnia poboru .....

Nazwa stacji	liczba powtórzeń	głębokość	opis osadu (*)	objętość pobranego osadu	uwagi

(*) podać rodzaj osadu w czerpaku: kamienisty, żwirowy, piaszczysty, mulisty (ewentualne kombinacje, np. piaszczysto-mulisty)

Przekazujący	Odbierający
Data:	
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

Załącznik III

PROTOKÓŁ PRZEKAZANIA PRÓBEK DO LABORATORIUM

Numer/Id projektu: .....

Przedmiot badań: .....

Przekazujący..... (imię i nazwisko, jednostka organizacyjna)

przekazał Odbiorcy ..... (imię i nazwisko, jednostka organizacyjna)
do Laboratorium następujące próbki:

Lp.	Numer próbki	Stacja	Data poboru	Zgodność (+/-)	Uwagi
1.					
2.					
3.					
4.					
5.					
6.					
7.					
8.					
9.					
10.					
11.					
12.					
13.					
...					

Łączna liczba próbek: ..... szt.

Przekazujący	Odbierający
Data:	
Podpis – imię i nazwisko:	Podpis – imię i nazwisko:

Załącznik IV

OŚWIADCZENIE KIEROWNIKA GRUPY BADAWCZEJ

NUMER/ Id PROJEKTU	
PRZEDMIOT BADAŃ	
DATA BADAŃ	

Oświadczam, że w trakcie trwania badań środowiskowych oraz w trakcie wszelkich czynności niezbędnych do ich przygotowania, zarówno przed, jak i po nich, nie stwierdziłem/-łam* nieprawidłowości mogących/-ce* mieć wpływ na bezpieczeństwo grupy badawczej oraz na jakość zebranych próbek i wykonanych pomiarów.

Oświadczam, że zwrócone po badaniach środowiskowych: aparatura badawczo-pomiarowa oraz środki ochrony indywidualnej, są sprawne/nie są sprawne*.

* niepotrzebne skreślić

Stwierdzone nieprawidłowości/uwagi dotyczące realizacji badań środowiskowych oraz informacje dotyczące nieprawidłowego działania aparatury badawczo-pomiarowej lub środków ochrony indywidualnej
Zalecenia

Załącznik V

KARTA WYNIKÓW ANALIZY PRÓBKI MAKROZOOBENTOSU

[L — liczebność osobników w próbce; m.m. — mokra masa w gramach]

Nazwa stacji .....

Numer próbki .....

Data poboru .....

Przyrząd poboru/ powierzchnia poboru .....

Data analizy .....

Uwagi .....

Lp.	Takson	L*	m.m.*	QC
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13				
14				
15				
16				
17				
18				
19				
20				
...				

* L. — liczebność; m.m. — mokra masa

Przekazujący	Odbierający
Data:	
Podpis — imię i nazwisko:	Podpis — imię i nazwisko:

RYBY W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH

Łukasz Dziemian, Katarzyna Spich, Agnieszka Kolada, Sebastian Kutyła, Bartosz Piekło

Rozdział przygotowany na podstawie opracowań:

Psuty I., Wandzel T., Lejk A.M., Podolska M., Zaporowski R., Smoliński S., Grochowski A., Wodzinowski T., 2014. Przewodnik metodyczny do badań terenowych i analiz laboratoryjnych ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych w ramach monitoringu diagnostycznego ichtiofauny. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.

Psuty I., 2012. Przewodnik metodyczny do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego i klasyfikacji wód przejściowych zgodny z wytycznymi przewodnika REFCOND opracowanego w ramach Wspólnej Strategii Wdrażania RDW. Morski Instytut Rybacki - Państwowy Instytut Badawczy, Gdynia (maszynopis).

WSTĘP

Ryby są jednym z podstawowych elementów biologicznych, służących ocenie stanu środowiska (Smoliński i Całkiewicz, 2015). Występują w większości typów wód, można je stosunkowo łatwo zidentyfikować do poziomu gatunku, a wyniki oceny są proste w interpretacji i zrozumiałe dla szerokiego grona odbiorców (Pérez-Domínguez i in., 2012).

Opis populacji oraz związki pomiędzy populacjami ryb dostarczają informacji o jakości środowiska i jego stanie ekologicznym. Połowy badawcze mają na celu rozpoznanie składu gatunkowego i zależności pomiędzy badanymi organizmami. Dodatkowo umożliwiają analizę zmienności czasowej i przestrzennej populacji ichtiofauny występującej w danej jednolitej części wód. Na podstawie wieloletnich badań można zidentyfikować grupy funkcjonalne ryb oraz opisać ich wzajemne relacje troficzne. Ponadto, pomiar wybranych cech diagnostycznych gatunków wskaźnikowych może posłużyć do analizy presji oddziaływujących na ekosystem.

W odpowiedzi na potrzebę wdrożenia do państwowego monitoringu środowiska zgodnej z Ramową Dyrektywą Wodną (RDW, 2000) metody klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie ichtiofauny, w 2011 roku przeprowadzono pilotażowy monitoring ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych. Na podstawie analizy wyników, dotychczasowych doświadczeń i wiedzy eksperckiej, w 2012 r. na zamówienie GIOŚ opracowano *„Przewodnik metodyczny do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego i klasyfikacji wód przejściowych zgodny z wytycznymi przewodnika REFCOND, opracowanego w ramach wspólnej strategii wdrażania RDW"* (Psuty, 2012). Przewodnik ten zawiera opis metody klasyfikacji stanu ekologicznego wód na podstawie zespołu ryb **jedynie dla wód przejściowych**.

Bazowa metodyka prowadzenia badań ichtiofauny w terenie, stosowana zarówno dla wód przejściowych, jak i przybrzeżnych, przedstawiona została w *„Przewodniku metodycznym do badań terenowych i analiz laboratoryjnych ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych w ramach monitoringu diagnostycznego ichtiofauny"* (Psuty i in., 2014).

Od czasu opracowania powyższe metodyki znacznie ewoluowały. Okres prowadzenia połowów z dwóch sezonów badawczych: lato i jesień, ograniczono do jednego – letniego, jak również ograniczono wykorzystanie narzędzi połowowych do dwóch typów: wielopanelowych sieci badawczych typu nordyckiego oraz włoka dennego. Zastosowanie rodzaju narzędzi połowowych zależne jest od lokalizacji i odległości od ujść rzecznych. Aktualna metodyka połowu dostępna jest w opracowaniu HELCOM *„Guidelines for coastal fish monitoring"* (2019) oraz w aktualizacji programu monitoringu (GIOŚ, 2020).

W latach 2015-2020, przez zespół ichtiologów z MIR-PIB, wypracowany został nowy wskaźnik służący do oceny kondycji ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych – Polish Multimetric Fish Index, PMFI (Smoliński i Całkiewicz, 2019; Całkiewicz i in., 2020). Indeks ten jest wskaźnikiem wielometrycznym, uwzgledniającym cztery wskaźniki cząstkowe: liczbę gatunków, indeks Shannona, liczebność gatunków obcych, liczbę gatunków słodkowodnych. Wszystkie cztery wskaźniki cząstkowe opisują skład i różnorodność taksonomiczną oraz liczebność ryb i grup ryb. W październiku 2020 r. wskaźnik PMFI został zaakceptowany przez grupę roboczą Ecostat (Working Group Ecological Status). Oznacza to, że uzyskał on rekomendację Komisji Europejskiej do uwzględnienia go w najbliższej decyzji interkalibracyjnej i może zostać oficjalnie przyjęty do stosowania w pmś. Ogólne założenia wskaźnika zostały przedstawione w dalszej części opracowania.

1. BADANIA TERENOWE

1.1. Obiekt badań

Badania monitoringowe ichtiofauny obejmują wszystkie gatunki (słodkowodne i morskie) i grupy ryb (pelagiczne i demersalne), w tym gatunki kluczowe (okoń i stornia) i grupy troficzne (drapieżniki, ryby karpiowate, mezopredatory). Wybór powyższych ryb, jako wskaźnikowych do klasyfikacji wód, oparty był na kryteriach związanych z powszechnością występowania, łatwością połowu i oznaczenia, wielkością osobników oraz trybem ich życia. Wszystkie wymienione gatunki są względnie duże, łatwe do identyfikacji i charakteryzują się szerokim zasięgiem występowania w Bałtyku. Są też względnie osiadłe, niewymagające specyficznych, mocno wyspecjalizowanych narzędzi połowowych i występują na ogół w dużych liczebnościach na obszarach swoich siedlisk, a ich biologia umożliwia daleko idącą analizę wpływu zmieniających się warunków środowiskowych na reprodukcję.

Okoń jest gatunkiem fitofilnym charakterystycznym dla wód estuariowych i może być monitorowany w najbardziej cennych przyrodniczo chronionych siedliskach Bałtyku. Jako gatunek związany z obszarami dna porośniętymi roślinnością naczyniową, stanowi doskonały wskaźnik obszarów o bogatej bioróżnorodności. Stornia reprezentuje ichtiofaunę otwartych wybrzeży Bałtyku. Jest gatunkiem odpowiednim do rejestracji zewnętrznych zmian chorobowych. Dorsz jest dużym drapieżnikiem, łatwym do identyfikacji i niewymagającym specjalistycznego sprzętu połowowego. Jest też rybą odpowiednią do badań nad występowaniem zewnętrznych zmian chorobowych. W ekosystemach dorsz odgrywa znaczącą rolę jako drapieżnik, a jego wycofanie się ze szczytu łańcucha pokarmowego mogłoby doprowadzić do zmian w strukturze piramidy troficznej. W konsekwencji może być to jedną z głównych przyczyn głębokich przemian w ekosystemie Morza Bałtyckiego. Z uwagi na fakt, iż w wodach przybrzeżnych często spotkać można żerujące młode dorsze, ich liczebność w połowach kontrolnych świadczyć może o efektywności reprodukcji gatunku w Bałtyku i, co za tym idzie, o kierunkach przemian zachodzących w ekosystemie. Powszechnym gatunkiem z rodziny karpiowatych (*Cyprinidae*) jest płoć (*Rutilus rutilus*). Karpiowate występują najliczniej we wschodnim i północnym Morzu Bałtyckim. Grupę karpiowatych/mezopredatorów reprezentują ryby średniego poziomu troficznego. Uważa się, że w większym stopniu wpływa na nie eutrofizacja, dostępność i jakość siedlisk, a w mniejszym stopniu rybołówstwo (HELCOM, 2018).

1.2. Termin przeprowadzenia badań

Termin prowadzenia badań obejmuje okres letni. Połowy prowadzone z wykorzystaniem sieci typu nordyckiego powinny być wykonywane od 1 lipca do 31 sierpnia, natomiast połowy włokiem dennym od 25 lipca do 31 sierpnia. Połowy badawcze wymagają pozwolenia właściwego ministra zgodnie z ustawą z dnia 19 grudnia 2014 r. o rybołówstwie morskim (Dz.U. 2020 poz. 277 z późn. zm.). Połowy prowadzone

na terenie Parków Narodowych (Woliński Park Narodowy, Słowiński Park Narodowy) wymagają zezwolenia zgodnie z obowiązującymi przepisami. Na połowy gatunków chronionych, wymienionych w rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 12 października 2011 r. w sprawie gatunków dziko występujących zwierząt objętych ochroną (Dz.U. 2011 nr 237 poz. 1419 z późn. zm.), należy uzyskać odrębne zezwolenie w trybie art. 56 ustawy z dnia 16 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody (tj. Dz.U. 2009 nr 151 poz.1220 z późn. zm.). O ww. pozwolenie na połowy badawcze należy wystąpić przynajmniej 60 dni przed planowanym rozpoczęciem połowów.

1.3. Wybór stanowisk badawczych

Miejsce połowu należy wybrać tak, aby szanse na jego pomyślne przeprowadzenie były jak największe. Przy wyborze stanowisk badawczych należy wziąć pod uwagę:

- lokalizację punktów pomiarowo-kontrolnych (ppk) monitoringu operacyjnego, ustalanych przez GIOŚ i IMGW-PIB;
- informacje o łowiskach ryb, zebrane w trakcie wywiadów z rybakami w ramach przygotowania do połowów, doświadczenie z połowów własnych i innych dostępnych danych;
- aktualne warunki hydrometeorologiczne oraz inne uwarunkowania (np. masowe zakwity glonów, ruch turystyczny, szlaki wodne, akweny zamknięte dla rybołówstwa, zagęszczenie innego sprzętu połowowego itd.).

1.4. Metody pobierania prób ichtiofauny w terenie

Najważniejszą decyzją przed przystąpieniem do realizacji połowów jest wybór narzędzia połowu, który jest uzależniony m.in. od składu gatunkowego ichtiofauny zajmującej badany obszar oraz od wcześniejszego wyboru gatunków ryb, wskazanych jako wskaźnikowe w programie monitoringu. Optymalne narzędzia połowowe do prowadzenia badawczych połowów nieselektywnych powinny zapewniać możliwość połowu osobników w pełnym zakresie wielkości, od niewielkich ryb w stadium młodocianym, po dorosłe osobniki o dużych rozmiarach. Tylko takie połowy kontrolne umożliwiają pełną ocenę stanu populacji danych gatunków oraz stanu środowiska, w jakim ryby bytują.

Jako podstawowe narzędzia, służące do monitoringu w strefie wód przybrzeżnych i przejściowych wybrano wielopanelowe sieci stawne typu nordyckiego oraz narzędzia ciągnione (włoki denne).

Przygotowanie do połowów

Podczas połowu zalecana jest współpraca zespołu badawczego z rybakami lub byłymi rybakami poławiającymi w strefie przybrzeżnej z baz rybackich, położonych w pobliżu stanowiska badań. Współpraca ta powinna dotyczyć przede wszystkim wskazania najbardziej odpowiednich miejsc do wystawienia sieci. Ponadto ważne jest zebranie w trakcie wywiadu następujących informacji:

- informacje dotyczące typowego składu połowu (w tym połowu odrzuconego, tj gatunków niekomercyjnych, ryb niewymiarowych) w różnych typach narzędzi (nety flądrowe, dorszowe, haki, narzędzia do połowu przynęty);
- informacje dotyczące zaobserwowanych zmian w składzie połowu (zanik/pojawienie się gatunku oraz zmiany jego liczebności).

W każdym przypadku należy sporządzić notatkę z przeprowadzonego wywiadu.

Wybór jednostki pływającej

Istotnym czynnikiem wpływającym na powodzenie i powtarzalność połowów ryb jest wybór odpowiedniej jednostki wraz z załogą. Połowy mogą być wykonywane z pokładu własnych, odpowiednio wyposażonych jednostek lub czarterowanych jednostek rybackich. Do połowów sieciami stawnymi niezbędna jest jednostka o stosunkowo niskiej burcie zabezpieczonej przed zaczepami sieci lub jednostka o wyższej burcie zaopatrzona w wyciągarkę hydrauliczną do obsługi sieci stawnych.

Przy połowach włokiem dennym istotna jest charakterystyka całego zestawu, tj. jednostki pływającej, desek trałowych i włoka. Optymalna jest możliwość użycia zawsze tego samego zestawu do wszystkich połowów monitoringowych, jednak w praktyce warunek ten jest trudny do spełnienia. Jednostki odpowiednie do połowów w wodach otwartych nie mogą – z uwagi na zbyt duże zanurzenie - prowadzić połowów w strefie przybrzeżnej lub przyujściowej.

Przy wyborze jednostki do połowów należy brać pod uwagę następujące czynniki:
- liczbę osób dopuszczoną do przebywania na łodzi zgodnie z Kartą Bezpieczeństwa;
- dostępne miejsce na sieci i ryby;
- możliwość wykonywania pomiarów temperatury i zasolenia wody;
- możliwość zabezpieczenia połowu przed czynnikami zewnętrznymi (ładownia, zaopatrzenie w lód);
- prędkość jednostki lub możliwość jej przewozu, co często warunkuje możliwość wykonania połowów w kilku miejscach w jednym okresie.

1.4.1. Połowy sieciami stawnymi

Bierne narzędzia połowu, czyli Standard „Nordycka sieć badawcza do połowów przybrzeżnych" („*Nordic coastal multi-mesh gillnets*") jest używana m.in. w Szwecji i Finlandii do monitoringu strefy przybrzeżnej w ramach prac HELCOM COMBINE (Cooperative Monitoring in the Baltic Marine Environment, prowadzony przez Komisję Helsińską). Z uwagi na niższe zasolenie w części północnej Bałtyku oraz dużą liczbę rzek uchodzących bezpośrednio do morza, zespół ichtiofauny jest tam zdominowany przez ryby słodkowodne (okoniowate, karpiowate).

W warunkach Polski, obok gatunków morskich (m.in. dorsz, stornia), taki zespół ichtiofauny występuje w większości wód strefy przejściowej. Sieć typu nordyckiego jest bardzo wydajna, szczególnie w odniesieniu małych ryb (do 30 cm).

Charakterystyka techniczna sieci (tab. 1):

- sieć złożona z 9 paneli - długość panelu: góra 5 m, dół 5,5 m (przy odpowiednio dobranym współczynniku sadu);
- wysokość zestawu - 1,8 m;
- każdy panel powinien być oznaczony (w górnej jego części) tasiemką z wielkością oczka (na początku i końcu panelu) w sposób odporny na wodę;
- sieci szyte na linkach pływających typu korklina 2,0 (9g/m); linki dolne typu ołowianka 2,0 (32g/m);
- zalecany kolor sieci - zielony (wszystkie panele).

Do niezbędnego wyposażenia sieci zalicza się:

- kotwice do sieci, 3 lub 4-ramienne, o wadze ok 5 kg każda, po 2 sztuki na jedną sieć;
- komplet (2 sztuki na sieć) tyczek rybackich do oznaczania początku i końca sieci.

Tyczki powinny być wyposażone w chorągiewki (wymiary ok. 50x45 cm) w kolorze czerwonym (sieć przy powierzchni wody) lub czarnym (sieć denna). Kolor chorągiewek zależny jest od głębokości wystawienia - w strefie płytkowodnej, pomimo że sieci są uzbrojone, jako sieci sięgające do dna, ich wierzchołek może sięgać powierzchni wody. W takim wypadku bezpieczniejsze jest zaopatrzenie tyczek w chorągiewki w kolorze czerwonym z uwagi na konieczność omijania sieci przy powierzchni wody przez inne jednostki pływające.

Tabela 1. Charakterystyka techniczna stosowanej sieci

Kolejna siatka w zestawie	Wielkość oczka (od węzła do węzła) [mm]	Grubość żyłki [mm]	Długość panelu [m] (góra)
1	30	0,15	5
2	15	0,14	5
3	38	0,16	5
4	10	0,12	5
5	48	0,20	5
6	12	0,12	5
7	24	0,14-0,16	5
8	60	0,20	5
9	19	0,14-0,16	5
-	-	Długość całkowita 45 m	

Przed wystawieniem zestawu należy sprawdzić zgodność wyposażenia z aktualnie obowiązującymi przepisami z zakresu rybołówstwa morskiego. W przypadku prowadzenia połowów z czarterowanej jednostki rybackiej, za oznakowanie sprzętu odpowiedzialny jest kapitan jednostki rybackiej. Do wystawienia sieci niezbędne jest zaopatrzenie się w mocną linkę ze sztucznego tworzywa (poliamidu), która będzie łączyła sieć z kotwicą i tyczką. Minimalna długość linki zależy od głębokości wystawienia. Przeważnie stosuje się przelicznik długości linki w zakresie od 1,5 do 2 głębokości wystawienia sieci.

Do wystawienia sieci stawnych należy przygotować:
- odpowiednią liczbę sieci ułożonych do wystawienia;
- odpowiednią ilość wyposażenia do wystawienia sieci (tyczek z chorągiewkami i oznaczeniem numeru jednostki, kotwic wraz z linkami);
- mierniki do pomiaru zasolenia i temperatury;
- GPS do odczytu pozycji geograficznej;
- karty połowów (załącznik I, część A).

Technika wystawiania sieci jest uzależniona od charakterystyki jednostki oraz doświadczenia załogi. Istotne jest prawidłowe przymocowanie wyposażenia sieci (tyczki z chorągiewkami, kotwica) do początku i końca sieci. W pierwszej fazie wystawiania sieci stawnej wyrzuca się pierwszą tyczkę i kotwicę z dowiązaną liną odpowiedniej długości. Zazwyczaj stosuje się mnożnik 1,5-2 w relacji do głębokości, na jakiej wystawiana jest sieć.

Po wydaniu tyczek i kotwic sukcesywnie wydaje się sieć - ręcznie lub mechanicznie. Istotne jest zachowanie odpowiedniego kursu łodzi tak, aby sieć układała się prosto w wodzie. W trakcie wydawania sieci kontroluje się jej stan, w miarę potrzeb rozplątując ją. Ważne jest, aby linka górna (nadbora) i linka dolna (podbora) były wolne. Sieć wydaje się pod kontrolą unikając jej zbyt luźnego ułożenia w wodzie, ale również zbytniego naprężenia. W chwili osiągnięcia końca sieci, powinno się ją lekko naciągnąć. Na koniec wydaje się drugą kotwicę i tyczkę oznaczającą koniec sieci. Pozycje geograficzne początku i końca sieci lub zestawu połączonych sieci należy zarejestrować na karcie połowu.

Wybranie sieci stawnych z połowem może odbywać się również ręcznie lub mechanicznie, przy użyciu wyciągarki hydraulicznej. Wyciągane sieci układa się w kastach budowlanych, torbach na sieci lub w innego rodzaju oznaczonych numerem sieci pojemnikach. W okresie letnim, przy panujących wysokich temperaturach ważne jest natychmiastowe zabezpieczenie połowu tak, aby ryby nie uległy rozkładowi. Jeżeli jednostka nie dysponuje schładzaną ładownią, należy zaopatrzyć się w odpowiednią ilość lodu. Sieć z połowem należy zasypywać lodem sukcesywnie w trakcie układania w pojemniku.

1.4.2. Połowy włokiem dennym

Narzędzia ciągnione (włóczone) są to narzędzia, których konstrukcja i technika połowu umożliwia złowienie ryb znajdujących się na drodze przemieszczania narzędzia. Narzędzia te, holowane w strefie dna, powodują zagarnięcie ryb w czasie trwania połowu oraz ich skupienie i odcedzenie w części końcowej narzędzia. Przestrzeń penetrowana przez narzędzie zależy m.in. od wielkości jego wlotu, prędkości i czasu trałowania.

Włok denny przeznaczony jest do połowów na dnie (ryb dennych). Charakteryzuje się nawisem „skwarem" sieci w części górnej (nadborowej, która ma uniemożliwić ucieczkę ryb, podrywających się z dna. W celu zabezpieczenia włoka przed uszkodzeniem części dolnej (podborowej), wyposaża się go w tzw. bobiny, czyli gumowe krążki i plastikowe toczyska, chroniące podborę i ułatwiające przemieszczanie sieci po dnie.

Podbora wleczona po dnie straszy ryby ze strefy przydennej. Ryba uciekając natrafia na nawis (przy ucieczce do góry) lub skrzydła (przy ucieczce w bok), odbija się i następnie trafia do włoka. Zgodnie z teorią łowności, obszarem wpływu włoka jest obszar zawarty pomiędzy rozpornicami (deskami trałowymi).

Z uwagi na fakt, że włok musi być dostosowany do rozmiarów i mocy jednostki połowowej, która go użytkuje, nie można z góry określić jedynej obowiązującej konstrukcji tego narzędzia. Istotne jest, aby każdorazowo rozpatrywać możliwość zastosowania danego zestawu (włok i jednostka połowowa) do połowów monitoringowych, biorąc pod uwagę takie parametry jak:

- wielkość oczka we wkładce włoka - maksymalna powinna wynosić nie więcej niż 10 mm (bok oczka);
- uzbrojenie zestawu;
- możliwość określenia rozwartości pionowej i poziomej włoka;
- średnią prędkość trałowania.

Niezbędne jest wykonanie dokumentacji technicznej każdego użytego włoka (schematu) oraz zapis charakterystyki użytej do połowów jednostki pływającej. Optymalną sytuacją jest, gdy wszystkie jednostki używane w połowach monitoringowych posiadają porównywalną charakterystykę. Z powodu wysokiego zróżnicowania badanych obszarów, jest to jednak założenie trudne do zrealizowania.

Istotne przy połowach włokiem jest również doświadczenie dowódcy jednostki w połowach włokiem dennym w danym rejonie. Dzięki prowadzonym przez rybaków bazom danych, dotyczących realizowanych w przeszłości połowów, możliwe jest uniknięcie wielu przeszkód podwodnych i nawodnych (wraki, sieci stawne na trasie trału itd.).

Do połowów włokiem należy przygotować:

- uzbrojony i skontrolowany przed wyjściem z portu zestaw do trałowania;
- odpowiednią liczbę pojemników na ryby;
- mierniki do pomiaru zasolenia i temperatury;
- GPS o ile jednostka nie jest wyposażona w system nawigacyjny;
- karty połowów (załącznik I, część A).

Technika połowu jest uzależniona od jednostki jak również od doświadczenia jej załogi. Włok wydaje się i wybiera mechanicznie lub ręcznie (wyłącznie stosunkowo małe włoki). Duże jednostki dysponują zazwyczaj windami i żurawikami pokładowymi umożliwiającymi operacje połowowe ciężkim sprzętem.

1.5. Sposób postępowania z połowem

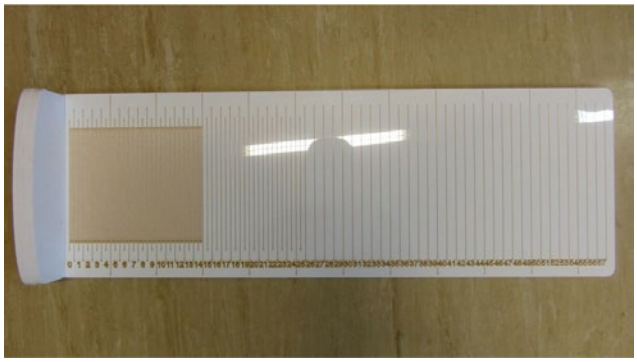
Sieci stawne z rybami bądź wybrane z sieci próby ryb z poszczególnych punktów pomiarowo-kontrolnych oznaczane są identyfikatorem punktu. Analogiczna metoda obowiązuje przy oznaczaniu prób pochodzących z połowów włokiem dennym.

Sieć z połowem lub same ryby należy zabezpieczyć w chłodni lub przy pomocy odpowiedniej ilości lodu. Po przypłynięciu na ląd należy niezwłocznie przystąpić do wybierania ryb z sieci lub przetransportować je do laboratorium. Należy mieć na uwadze, iż znacznie łatwiej wybiera się z sieci ryby świeże.

W celu wybrania ryb z sieci należy ją przewiesić przez poziomy, pozbawiony zaczepów element (rurę plastikową, stalową). Sieć najlepiej utrzymywać lekko naprężoną. Minimalna liczba osób do wybrania połowu z jednej sieci to dwie, ale najefektywniej wybiera się połów w cztery osoby. Po wybraniu ryb, sieć układa się w drugim pojemniku i odkłada do czyszczenia i sklarowania.

Po zakończeniu wybierania połowu z danej sieci lub zestawu sieci, ryby osobno z każdego pojemnika należy rozsortować na gatunki. Po wybraniu ryb z sieci i ich rozsortowaniu można przystąpić do wykonywania pomiarów i analizy ichtiologicznej ryb. W trakcie badań ichtiologicznych zdarza się, że liczba złowionych ryb niektórych gatunków jest zbyt duża, aby możliwe było dokonanie pomiaru wszystkich osobników. W takim przypadku po rozsortowaniu ryb na gatunki, należy pobrać losową, reprezentatywną próbę ryb, która posłuży do pomiaru długości. Konieczne jest wtedy określenie masy całego połowu w podziale na gatunki. Do pomiarów długości ryb służą specjalnie przygotowane miary o zróżnicowanej podziałce (fot. 1). Ryby dobijakowate, śledzie, szproty należy mierzyć z dokładnością do 0,5 cm, zaś pozostałe gatunki z dokładnością do 1,0 cm. Stosuje się zasadę zaokrąglenia pomiaru do pełnej klasy pomiaru w dół.

Pomiar długości można zapisywać stosując różne standardy w zależności od ilości mierzonych ryb. W przypadku dużej liczebności ryb do mierzenia korzystnie jest zapisać w pierwszej kolumnie kolejne długości ryb a następnie zaznaczać kreskami kolejne osobniki o danej długości. Jeżeli ryb jest stosunkowo mało, ich długości można zapisywać jako ciąg liczb przedzielanych przecinkiem lub ukośnikiem.



Fot. 1. Miara do pomiaru długości ryb (fot. Celmer)

Przed wykonaniem pomiarów ryb jednego gatunku, należy je łącznie zważyć i zanotować łączną masę ryb danego gatunku w połowie. W przypadku pomiaru jedynie części połowu, należy przeliczyć liczebność ryb w całkowitym połowie, korzystając z zależności masy podpróby do masy całego połowu.

1.6. Pomiary parametrów jakości wód

W badaniach wody morskiej rutynowo mierzonymi parametrami są temperatura i zasolenie. W związku z dużymi ilościami pomiarów i popularnością tego rodzaju danych istnieje wiele urządzeń CTD (Conductivity, Temperature, Depth) służących do ich zbierania. Urządzenia te mierzą przewodność właściwą wody morskiej, temperaturę oraz ciśnienie. Z wyników dotyczących przewodności po przeliczeniach uzyskiwana jest informacja na temat zasolenia, podobnie jak z wyników ciśnienia wylicza się głębokość. Przeliczenia te są zazwyczaj dostosowane do wykonywania badań zgodnie z protokołami badań mórz i oceanów (np.: HELCOM, 2008; Fofonoff i Millard, 1983).

W związku ze specyficznym charakterem badań dla wód przybrzeżnych zaleca się używanie przenośnej sondy CTD z czujnikiem temperatury, przewodności i ciśnienia. Dopuszcza się również stosowanie urządzeń przenośnych takich jak salinomierz z pomiarem temperatury. Ze względu na występujące między urządzeniami różnice technologiczne, zaleca się aby zapis pomiaru odbywał się co najmniej raz na sekundę lub częściej. Zaleca się aby na metr głębokości przypadały co najmniej 2 pomiary. Jeśli pomiary są wykonywane sondą CTD w sposób ciągły, należy dobrać odpowiednią prędkość jej zanurzania. W przypadku gdy na badanej stacji głębokość jest mniejsza niż 2 m można pomiary dokonywać: pod powierzchnią wody, w toni wodnej (na znanej głębokości) oraz przy dnie.

W użyciu są urządzenia służące do pomiarów zasolenia, które mierzą przewodnictwo elektryczne w jednostkach millisimens/cm [mS/cm]. Wartości takie należy przeliczyć do skali PSU w sposób zgodny z zaleceniami UNESCO (Fofonoff i Miliard, 1983). Następnie na podstawie współczynnika przewodnictwa elektrycznego, temperatury i ciśnienia należy wyliczyć wartości zasolenia, również zgodnie ze wzorami i współczynnikami zawartymi w zaleceniach UNESCO (Fofonoff i Miliard, 1983).

Kolejnym parametrem, mierzonym podczas badań oceanograficznych, jest przezroczystość wody. Nie istnieje jedna ogólnie przyjęta metodologia pomiarów krążkiem Secchiego, ani norma określająca jego zastosowanie. Do badań środowiska morskiego należy używać krążka białego o średnicy 30 cm ze zmatowioną powierzchnią, lub pomalowanego białą, matową farbą. Krążek zawieszony powinien być na wyskalowanej widocznymi markerami, nierozciągliwej linie. Badanie widzialności krążka Secchiego należy powtórzyć co najmniej trzy razy. Wynik końcowy stanowi uśrednienie wyników poszczególnych pomiarów.

1.7. Rejestracja innych zmiennych

Wszystkie parametry, które muszą zostać zarejestrowane w trakcie badań terenowych, odnotowywane są w karcie połowu. Karty połowu powinny być zabezpieczone przed zamoknięciem i wypełniane ołówkiem. Standardowe informacje, które zawsze muszą być wpisane to:

- kod miejsca połowu;

- data i godzina rozpoczęcia i końca połowu;
- głębokość dna w miejscu połowu;
- warunki meteorologiczne (w tym siła wiatru i stan morza);
- w przypadku połowów włokiem dennym - kurs trału, prędkość jednostki, rozwarcie włoka.

W trakcie połowów prowadzonych przez jednostkę wyposażoną w system nawigacyjny, należy notować wszystkie zmiany kursu oraz punkty odniesienia zarejestrowane w systemie GPS. Rejestracji na kartach połowu muszą podlegać wszelkie inne obserwacje i zdarzenia, takie jak:

- obecność innych organizmów lub przedmiotów w sieciach (glony, makrofity, bezkręgowce, ptaki);
- wszelkie zdarzenia mogące mieć wpływ na połów (zmiana pogody, zdryfowanie sieci, zaczepy);
- informacje o przebiegu trału (zmiany kursu, zmiany głębokości, zmiany prędkości);
- informacje o uszkodzeniu sprzętu (sieci, włoka) i dokonanych naprawach.

2. ANALIZA LABORATORYJNA MATERIAŁU

2.1. Analiza szczegółowa ryb

Ryby są organizmami zmiennocieplnymi, w związku z czym wartości opisujących je parametrów podlegają cyklicznym zmianom sezonowym. Ze względu na okres tarła, masa ciała ryb podlega znacznym wahaniom i może być różna u osobników tej samej długości. Większość gatunków ryb występujących w polskich wodach przybrzeżnych i przejściowych to ryby wiosennego tarła.

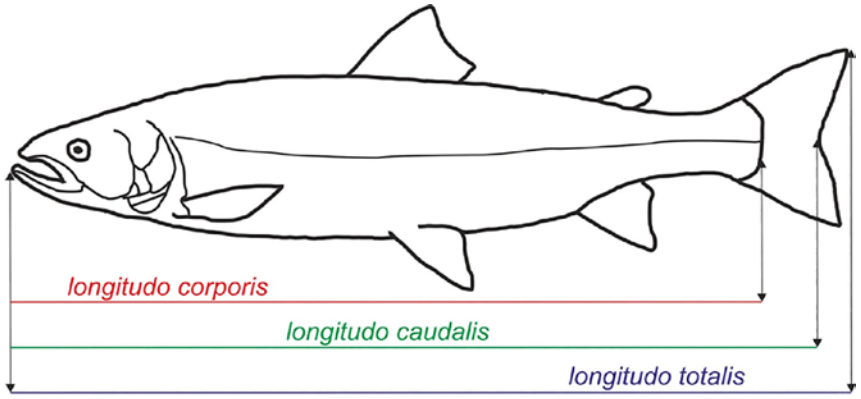
W badaniach populacyjnych przyjmuje się, że liczebność próby powinna wynosić minimum 50 osobników reprezentujących różne klasy długości. W zależności od selektywności stosowanego narzędzia połowu, struktura próby będzie odzwierciedlała strukturę badanej populacji. Prawidłowym zabiegiem jest stosowanie zestawów sieci o różnym rozstawie oczek lub specjalnych sieci wielopanelowych o zmiennej wielkości oczek (tzw. *Nordic nets*).

2.1.1. Pomiar długości ryb

Długość ryby jest jednym z podstawowych parametrów notowanych podczas badań ichtiologicznych. Długość ryb najczęściej można mierzyć na trzy sposoby (rys. 1):

- *longitudo totalis (l.t.)* - długość całkowita, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska do najdłuższego promienia płetwy ogonowej;

- *longitudo caudalis (l.caud.)* - długość ogonowa, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska do najkrótszego promienia płetwy ogonowej;
- *longitudo corporis (l.c.)* - długość ciała, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska do nasady płetwy ogonowej, w miejscu zanikania pokrywy łuskowej.



Rys. 1. Schemat przedstawiający trzy sposoby wykonywania pomiaru długości ryby (za Psuty, 2012)

W przypadku ryb łososiowatych najczęściej notuje się długość ogonową (l.caud.). Dla pozostałych gatunków notuje się wartości długości całkowitej (l.t.) i długości ciała (l.c.). W badaniach monitoringowych, przedstawionych w niniejszym podręczniku, należy przestrzegać następujących zasad:

- Połów z każdego zestawu sieci musi być rozsortowany na gatunki. Należy zwrócić uwagę, aby ryby pochodzące z poszczególnych zestawów oddzielić od siebie, zapobiegając tym samym ich przemieszaniu się;
- Każdy gatunek z każdego zestawu (wszystkie osobniki zestawu razem) zostaje zważony - wynik rejestruje się na karcie pomiaru (załącznik I, część A);
- Wszystkie ryby zestawu, muszą zostać pomierzone z dokładnością zależną od przyjętego dla danego gatunku standardu:
- Pomiar długości rejestruje się uwzględniając długość całkowitą ryby – *longitudo totalis* (l.t.);
- Długość całkowita złowionych ryb powinna być mierzona z dokładnością odpowiednią dla gatunku;
- Pomiarom długości poddane zostają wszystkie złowione ryby, chyba, że w połowie występuje zbyt duża ich liczba, uniemożliwiająca sprawne i szybkie dokonanie pomiaru i następujących po nim analiz szczegółowych. W takiej sytuacji należy wyodrębnić i zmierzyć reprezentatywną próbę ryb (w zależności od rozpiętości klas długości: minimum 50 osobników, maksimum 100 osobników). Sytuację powyższą należy opisać na karcie pomiaru (załącznik I, część B), podając jednocześnie liczbę lub łączną masę ryb zmierzonych oraz odpowiednio całkowitą liczbę lub masę ryb w połowie. Wyniki pomiarów próby należy przeliczyć na cały połów w sposób proporcjonalny:
- Kartę pomiaru, należy wypełniać zgodnie z załączoną instrukcją (załącznik I, część B);
- W trakcie pomiaru rejestrowana ma być obecność zewnętrznych zmian chorobowych (limfocytoza, owrzodzenia, deformacje szkieletu).

Do mierzenia ryb służą specjalne deski lub rynienki pomiarowe, zaopatrzone w podziałkę, zgodną z przyjętą metodyką badań. W celu prawidłowego odczytania długości ryby należy ją ułożyć na boku ciała tak, aby koniec pyska dotykał poprzeczki miarki. Wszelkich pomiarów należy dokonywać po uprzednim uśmierceniu ryb lub poddaniu działaniu anestetyku. Ze względów bezpieczeństwa i higieny, przed przystąpieniem do jakichkolwiek manipulacji należy założyć lateksowe rękawiczki ochronne.

2.1.2. Analiza ichtiologiczna

Analiza ichtiologiczna może być wykonywana w terenie lub po przewiezieniu ryb do laboratorium. W przypadku braku możliwości wykonania analizy w odpowiednio krótkim czasie, dopuszczalne jest zamrożenie prób (analiza z materiału mrożonego). W takich okolicznościach należy to uwidocznić na karcie analizy gatunku (załącznik I, część C). Liczba ryb przeznaczonych do analiz szczegółowych zależna jest od liczby zanotowanych w połowie klas długości danego gatunku. Wystarczająca jest liczba 3 osobników w jednocentymetrowej klasie długości (nawet, jeżeli ryby były mierzone z wyższą dokładnością).

Podczas wykonywania analiz ichtiologicznych pozyskuje się następujące dane szczegółowe dotyczące badanego osobnika:

- masa całkowita [g] - masa całkowita ryby przed przystąpieniem do procedur analiz wewnętrznych;
- płeć - kodowe oznaczenie płci: 1 = samiec 2 = samica;
- stadium rozwoju gonad - domyślnie dla dorsza, storni, okonia, sandacza i płoci wg skali Maiera (1908), a dla samic węgorzycy wg. skali Kosior i Kuczyński (1997);
- stopień wypełnienia przewodu pokarmowego - można określić za pomocą subiektywnej oceny makroskopowej, opierając się na procentowym udziale treści pokarmowej w przewodzie pokarmowym. Skala ta składa się z 5 stopni:
  0 – przewód pokarmowy pusty;
  1 – przewód pokarmowy napełniony do 25%;
  2 – przewód pokarmowy napełniony do 50%;
  3 – przewód pokarmowy napełniony do 75%;
  4 – przewód pokarmowy napełniony do 100%.

2.1.3. Pomiar masy ryb

Pomiaru masy ryby dokonuje się po zmierzeniu jej długości. Każdego osobnika waży się indywidualnie. Dokładność pomiarów, podobnie jak w przypadku długości ryb, w głównej mierze zależy od przyjętych założeń metodycznych.

2.1.4. Metody oceny stopnia dojrzałości gonad

W celu szybkiego i dokładnego określenia stopnia dojrzałości płciowej dużej liczby osobników opracowano kilka metod opisujących rozwój gonad (Opuszyński, 1983).

Prawie we wszystkich skalach za podstawę oceny przyjęto zmiany w wyglądzie zewnętrznym jajników i jąder oraz stadia rozwojowe komórek płciowych. W zależności od ogólnie przyjętych zwyczajów, stosowane są różne metody oceny stopnia dojrzałości gonad. Dla celów analiz ichtiologicznych opisywanych w niniejszym podręczniku zaproponowano następujące skale dojrzałości gonad: dla wszystkich gatunków wg skali Maiera (1908) (tab. 2) za wyjątkiem samic węgorzycy, w przypadku których ocenę przeprowadza się wg. skali Kosior i Kuczyński (1997) (tab. 3).

Tabela 2. Skala dojrzałości gonad według Maiera (1908) za Mańkowski (1951) (za Psuty, 2012)

Stopień	Stadium	Samica	Samiec
I	**Młodociane**	Jajniki szkliste, czasami przeświecające różową barwą, o grubych ścianach i wąskim świetle. Jaj nie można rozpoznać gołym okiem; pod lupą prześwieca jednolicie ściana jajnika, gładka albo słabo punktowana. Pod mikroskopem jaja dają obraz zupełnie przezroczystych komórek wielobocznych, różnej długości, ściśle przylegających do siebie.	Jądra małe, szkliste, jasno przeświecające, bezbarwne lub szare.
II	**Spoczynkowe**	Jajniki mętnie przeświecające, z zabarwieniem różowym do różowo - szarego, małe z grubymi ścianami. Światło wypełnione płynem i wyraźne. Z pomocą lupy, jaja można wyróżnić jako zaokrąglone przeświecające punkty, obok których znajdują się również jaja młodociane; właściwe stadium I.	Jądra małe, mętne, szaro- różowe, przeświecające.
III	**Przygotowawcze**	Jajniki zazwyczaj zupełnie nieprzezroczyste, zabarwione na kolor różowo-szary do ciemno pomarańczowego, niewiele większe od jajników stadium II, mniej zwarte, bogato unaczynione; światło większe. Pojedyncze jaja widać gołym okiem; SA one wielkie, nieprzezroczyste, zabarwione na pomarańczowo; zaczyna się w nich tworzenie żółtka.	Jądra małe, nieprzezroczyste, różowe, bogato unaczynione.
IV	**Tężnia**	Jajniki zupełnie nieprzezroczyste do czerwono-białych, stosunkowo czyste, dochodzą najwyżej do połowy ostatecznej długości, bardzo zbite i kruche; światło jeszcze wyraźne. Jaja są wypełnione żółtkiem, a więc są jasno-pomarańczowe do czerwono-białych i nieprzezroczyste; przylegają do siebie tak ściśle, że zgniatają się wzajemnie, przyjmując kształty wieloboczne.	Jądra zbite, czerwono- białe do białych; jeszcze małe. Przy naciśnięciu brak kropel spermy.
V	**Wydłużania się**	Jajniki nieprzezroczyste, pomarańczowe, do czerwono-białych; doszły do ostatecznej długości (stąd nazwa tego stadium), bardzo zbite, kruche, światło ścieśnione. Jaja jak w stadium IV, ale ponownie zaokrąglone; mogą mieć charakter oddzielonych, dojrzałych do tarła, szklano-przezroczystych.	Jądra nieprzezroczyste, białe; osiągnęły ostateczną długość. Przy nacisku wycieka lepka kropla białej spermy; ściany zbite.
VI	**Dojrzałe**	Jajniki przeświturające, szaro czerwonawe; pojedyncze miejsca niekiedy barwy pomarańczowej, do biało-szarej, nieprzezroczyste; długość jak w stadium V; bardzo zbite, ale przy ucisku ustępują; światło wypełnione płynną ikrą. Większość jaj jest przezroczysta, jasno szklana, z miejsc tych przy nacisku jaja łatwo wypadają; obok jaja jeszcze nieprzezroczyste jak w stadium V.	Jądra nieprzezroczyste, białe długość ostateczna; przy nacisku sperma spływa jak mleko; ściany wiotkie.
VII	**Na wpół wytarte**	Jajniki szare do niebiesko czerwonych, przeświecające, nieco skrócone; ściany obwisłe, bogate w krew; światło bardzo wielkie, z ikra płynną i obficie wypełnioną płynem. Nie ma już jaja nieprzezroczystych (stadium V), większość szklisto jasnych jaj jest już wytarta, inne w świetle.	Jądra nieprzezroczyste, białe, ze słabym zaczerwienieniem, nieco skrócone, przy naciśnięciu spływa sperma; ściany słabe i wiotkie.

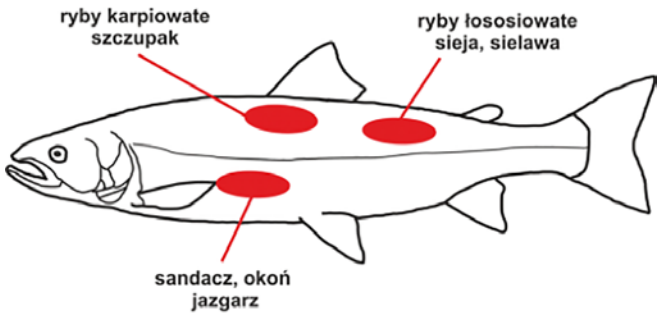
Stopień	Stadium	Samica	Samiec
VIII	**Wytarte**	Jajniki niebiesko-czerwone, wyraźnie skrócone; ściany bardzo słabe, często zmarszczone, przekrwione; światło bardzo wielkie, z wielką ilością płynu, zaledwie ślady ikry; przypomina stadium I. Z białych jaj jedynie resztki, większość już zmarszczona i ulega resorpcji; inaczej jak w stadium II.	Jądra niebiesko-czerwone do szaro-czerwonych, silnie skrócone, już nie ma spermy ściany bardzo słabe, bogate w naczynia krwionośne. Zwolna przechodzą w stadium II.
IX	**Nietypowe**	Ryby z nietypowymi gonadami, których rozwój został zaburzony w wyniku chorób.	Ryby z nietypowymi gonadami, których rozwój został zaburzony w wyniku chorób.

Tabela 3. Oznaczenia skali rozwoju gonad samic węgorzycy wg Kosior i Kuczyński (1997) (za Psuty, 2012)

Stopień	Stadium	Opis
Okres przed zapłodnieniem		
I	**Niedojrzałe**	Jajniki przejrzyste, jaja nie mogą być zauważone gołym okiem.
II	**Owulacja**	W przypadku dojrzewania do pierwszego tarła jajniki białe nieprzezroczyste, małe (średnica ok. 1 mm), osadzone w ścianie jajnika i widoczne gołym okiem. W przypadku kolejnego tarła w życiu ściany jajnika są częściowo lub całkowicie nieprzezroczyste. przejrzyste, jaja.
Okres po zapłodnieniu		
III	**Dojrzewania**	Jaja żółte z widocznym blastodyskiem, widoczne przez ściany jajnika. Średnica jaj ok. 2 mm. Jaja luźno ułożone w ścianie jajnika.
IV	**Rozwoju embrionów**	Jaja żółte, rozróżnialny jest kształt embrionów w ich wnętrzu.
Okres po wykluciu (przebiega wewnątrz jajnika)		
V	**Pigmentacji embrionów**	Larwy z woreczkami żółtkowymi. Postępująca pigmentacja ciała od jej braku to bardzo wyraźnej (czarnej).
VI	**Zaawansowanego wzrostu embrionów**	Dobrze uformowane larwy, zresorbowane woreczki żółtkowe, pełna pigmentacja.
VII	**Po uwolnieniu larw**	Po wydaleniu larw, ściany jajnika stają się matowe. Widoczne są małe białe jaja umieszczone w ścianach jajnika (średnica ok 1 mm).

2.1.5. Pobór łusek

Łuski stanowią podstawę dla określenia wieku i długości ryb metodą odczytów wstecznych. W tym celu łuski muszą zostać pobrane w odpowiedni sposób i z odpowiedniego miejsca. Badaną rybę należy położyć na prawym boku, następnie ponownie wytrzeć ze śluzu i zanieczyszczeń, co ułatwi późniejszą analizę obrazu łuski pod mikroskopem lub binokularem. Łuski wyjmuje się za pomocą pincety, w liczbie od 5 do 10 sztuk. Ścisłe przestrzeganie właściwego miejsca poboru łusek jest istotne ze względów metodycznych. Wynika to z reguły miejsca, na których w rozwoju ontogenetycznym zaczyna się zakładać szata łuskowa (rys. 2). Łuski należy pobierać za trzecim rzędem, poniżej lub powyżej linii nabocznej. Należy unikać poboru łusek z linii nabocznej, ponieważ są one nieczytelne ze względu na występujące w nich otwory.



Rys. 2. Schemat wskazujący położenie miejsc, z których należy pobierać łuski do badań (za Psuty, 2012)

Stosowane są trzy miejsca poboru łusek:

- dla ryb łososiowatych, siei i sielawy - nad linią boczną, pomiędzy podstawą płetwu grzbietowej i tłuszczowej;
- dla ryb okoniowatych - pod linią boczną, w miejscu zakończenia najdłuższego promienia płetwy piersiowej;
- dla ryb karpiowatych i szczupaka - nad linią boczną, w okolicy podstawy płetwy grzbietowej.

2.1.6. Pobór otolitów i promieni twardych płetwy grzbietowej

Wiek ryb można oznaczać nie tylko na podstawie analizy łusek. W celach weryfikacji wieku odczytanego z łusek, często pobiera się dodatkowo promienie twarde płetwy grzbietowej, otolity oraz, rzadziej, kręgi i kości płaskie (Beamish i McFarlane, 1983). W przypadku ryb, od których ciężko jest pobrać łuskę oraz od tych, które jej nie posiadają, analiza elementów kostnych jest jedyną drogą do poznania ich wieku.

W celu poboru promieni twardych płetwy grzbietowej, należy rybę położyć na boku, na stabilnym podłożu, tak by nie była podatna na przesunięcia. Następnie ostro zakończonymi nożyczkami chirurgicznymi należy wyciąć trzy twarde promienie płetwy wraz z wyrostkiem stawowym i umieścić do uprzednio opisanej papierowej koperty w celu wysuszenia. Otolity stanowią elementy narządu równoważno-słuchowego ryb, położonego w mózgoczaszce wewnętrznej (endoneurocranium). Dzięki niemu ryba utrzymuje orientację w przestrzeni oraz odbiera fale dźwiękowe. Otolity, nazywane często statolitami lub kamykami słuchowymi, stanowią elementy parzyste, usytuowane symetrycznie względem siebie, po trzy z każdej strony mózgoczaszki. Otolity zbudowane są głównie z węglanu wapnia $CaCO_3$. Ze względu na dużą zawartość czystego wapnia, otolit jest często określany złogiem wapnia. Statolity ryb rosną z wiekiem, najintensywniej wiosną i latem, wolniej zaś późnym latem i jesienią. Oglądając oszlifowany otolit w świetle przechodzącym w powiększeniu można dostrzec na jego powierzchni pierścienie (strefy), na przemian jasne i ciemne (Chmieliński, 2009).

W trakcie analiz, otolity pobierane są m. in. od storni, skarpia, dorsza, węgorzycy i babki byczej. Pobór otolitów jest zabiegiem bardzo skomplikowanym i wymaga dużej wprawy od badacza. Stopień trudności tego zabiegu zależy głównie od wielkości osobnika i jego gatunku. U analizowanych w niniejszym podręczniku gatunków, otolity

są stosunkowo duże (za wyjątkiem otolitów węgorzycy), a ich pobieranie nie przysparza większych problemów. Głównymi czynnikami decydującymi o pomyślnym zakończeniu procedury poboru są: trudność w ich zlokalizowaniu i określeniu właściwego miejsca wykonania nacięcia oraz twardość czaszki. Otolity należy umieścić w opisanej kopercie. Dalsza obróbka, zarówno promieni twardych, jak i otolitów, wymaga użycia specjalistycznego sprzętu laboratoryjnego i zastosowania odpowiednich procedur analitycznych.

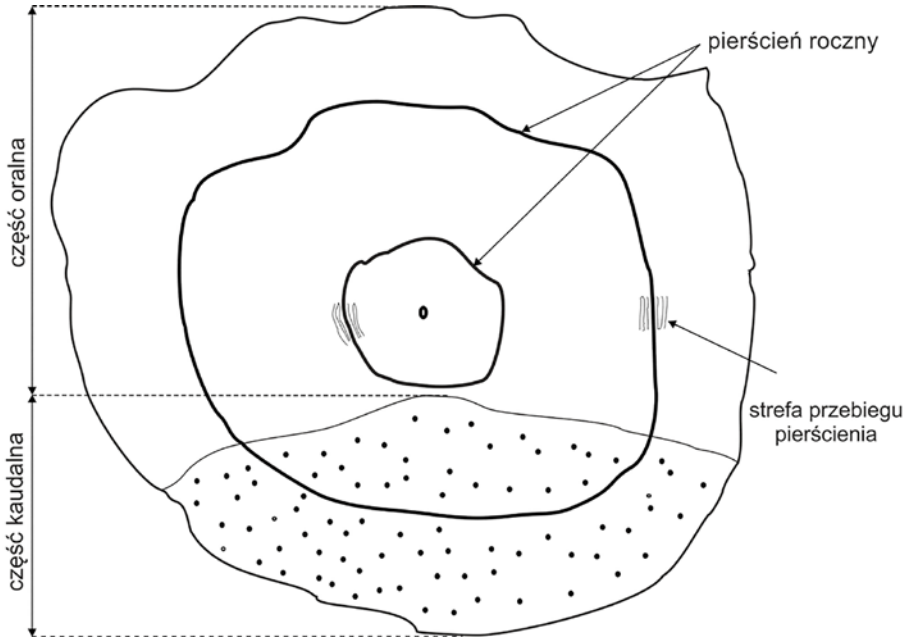
Pozyskane łuski i otolity najlepiej przechowywać w przygotowanych wcześniej papierowych kopertach, opatrzonych danymi osobnika. Dzięki takiej formie pakowania, łuski mogą wyschnąć, co zapobiega zachodzeniu procesów gnilnych podczas dłuższego przechowywania. Na każdej kopercie należy zanotować nazwę punktu poboru próby, datę poboru próby, długość ryby, masę ciała, płeć oraz ewentualne uwagi. Dane te mogą służyć do szybkiej identyfikacji materiału badawczego.

2.1.7. Ogólne zasady oznaczania wieku ryb

Określanie wieku na podstawie łusek jest najczęściej stosowaną metodą. Jej zaletą jest łatwość w zbieraniu materiału oraz prosty sposób przygotowania preparatów. Na obrazie łuski powstają współśrodkowe linie i strefy odzwierciedlające cykliczność przemiany materii (rys. 3).

W strefie klimatycznej Polski, szybszy wzrost ryb będzie następował w okresie wegetacyjnym, natomiast jego zahamowanie nastąpi w okresie zimowym. Przełomowym okresem, w którym na łusce zakłada się pierścień, jest w naszym klimacie wiosna. Okres zakładania się pierścienia jest rozciągnięty w czasie, gdyż nie wszystkie osobniki zakładają go jednocześnie. Dodatkowym spowalniającym czynnikiem jest w tym wypadku tarło.

Oglądając fragmenty pierścieni pod większym powiększeniem, można zauważyć, że wizualny obraz pierścienia jest ukształtowany przez zmianę wyglądu sklerytów i ich wzajemne ułożenie. Skleryty są to wypukłości, powstające w miarę wzrostu na zmineralizowanej, powierzchniowej warstwie łuski. Nie zawsze są one widoczne jako równoległe ciągłe linie i o jednakowej grubości, a często mają one przebieg zakłócony. Pierścieniem rocznym nazywa się linię graniczną pomiędzy dwoma kolejnymi przyrostami. Nie zawsze jest ona na łusce wyraźnie zaznaczona. Często trzeba się jej doszukiwać i wyznaczać między strukturami sklerytowymi.



Rys. 3. Schemat obrazu łuski ryby, z zaznaczonymi pierścieniami rocznymi i strefami przebiegu pierścieni rocznych. Dodatkowo wyodrębniono cześć kaudalną i oralną łuski (za Psuty, 2012)

Analizę wieku i wzrostu ryb należy przeprowadzić na tych polach łuski, które posiadają strukturę sklerytową i których krawędź nie jest uszkodzona na skutek resorpcji.

Czynniki, które utrudniają prawidłowe oznaczenie wieku na podstawie łusek:

- występowanie pierścieni dodatkowych, niebędących pierścieniami rocznymi, co może spowodować zawyżenie wieku;
- omyłkowe uznanie pierścienia rocznego za pierścień dodatkowy, co może spowodować zaniżenie wieku ryby;
- brak niektórych pierścieni rocznych, stwarzający możliwość uznania ryby za młodszą niż jest w rzeczywistości;
- niejednakowy termin zakładania się pierścienia rocznego, co może spowodować zakwalifikowanie ryb w tym samym wieku do różnych grup wiekowych.

2.2. Metodyka analizy szczegółowej wybranych gatunków ryb

Poszczególne gatunki ryb, ze względu na różniącą je biologię odżywiania, rozrodu i budowę anatomiczną, charakteryzują się swoistymi cechami, które należy uwzględnić przed podejmowaniem szczegółowej analizy ichtiologicznej.

Czynnikiem warunkującym termin poboru łusek do analizy struktury wiekowej badanej populacji będzie okres rozrodu i rozwoju danego gatunku i związany z tym termin zakładania się „pierścienia rocznego". Nie bez znaczenia jest tutaj miejsce poboru łusek, jak i typ łuski.

Znajomość biologii odżywiania się danych gatunków ułatwia interpretację poszczególnych przyrostów na obrazie łuski i pozwala wyeliminować pierścienie dodatkowe.

Szczegóły budowy anatomicznej poszczególnych gatunków ryb pozwalają wybrać najbardziej właściwą metodę odczytu wieku, co ma szczególne znaczenie w przypadku gatunków nieposiadających łusek (sumowate, węgorz, jesiotrowate). Znajomość anatomicznego wyglądu gonad i przewodu pokarmowego ułatwia ocenę stopnia dojrzałości osobnika danego gatunku oraz stopnia napełnienia jego przewodu pokarmowego.

2.3. Rejestracja zewnętrznych zmian chorobowych

Problem występowania chorób dotyczy wielu gatunków ryb, również tych o istotnym znaczeniu gospodarczym. Choroby ryb stanowią nie tylko problem ekonomiczny, ale są odzwierciedleniem niekorzystnych zmian, zachodzących w środowisku Morza Bałtyckiego. Rejestracja zewnętrznych objawów chorób ryb jest od wielu lat wykorzystywana w zintegrowanych programach monitoringu stanu zdrowia ekosystemu. Pierwsze doniesienia o występowaniu zmian patologicznych u ryb bałtyckich pojawiały się już na początku ubiegłego stulecia (Bergman, 1912; Lundbeck, 1928). W późniejszych latach rozszerzono ich zakres, uwzględniając czasowe i przestrzenne trendy występowania chorób ryb (Dethlefsen i Watermann, 1982; Lang i Dethlefsen, 1994). Metodyka stosowana w programie monitoringu realizowanym w MIR-PIB została opracowana w oparciu o zalecenia Międzynarodowej Rady Badań Morza (ICES), która zajmuje się koordynacją badań w skali międzynarodowej.

Monitoring występowania zewnętrznych zmian chorobowych prowadzony jest u wszystkich ryb ze wszystkich gatunków obecnych w połowie. Analizowane są trzy jednostki chorobowe: limfocystoza, owrzodzenia i deformacje szkieletu. Choroby te często występują u wybranych gatunków ryb, są łatwe do rozpoznania, a ich identyfikacja nie wymaga stosowania drogich i czasochłonnych procedur laboratoryjnych. Monitoring występowania tych zmian patologicznych jest rekomendowany przez ICES (Bucke i in., 1996).

2.3.1. Limfocytoza

Choroba o podłożu wirusowym, wywołana przez iridovirus (Wolf i in., 1966). Limfocytoza w początkowym stadium infekcji objawia się powstawaniem pojedynczych drobnych guzków (białych lub różowawych) na powierzchni skóry i płetw ryb (głównie płastug). W zaawansowanych stadiach choroby, guzki często występują w zgrupowaniach i mogą obejmować znaczną powierzchnię ciała ryb. Limfocytoza znajduje się na liście chorób rekomendowanych przez ICES do monitoringu zmian patologicznych u ryb (Sindermann i in., 1980; Bucke i in., 1996).

2.3.2. Owrzodzenia

Choroba ta występuje u wielu gatunków ryb i należy do najczęściej obserwowanych u storni i dorszy bałtyckich. Owrzodzenia klasyfikowane są zgodnie z następująca skalą:

- obumieranie naskórka, rozpulchnienie naskórka, nastroszenie i utrata łusek, zaczerwienienie bez ran;
- ubytki w obrębie skóry właściwej;
- ogniska martwicze i ubytki drążące w głąb mięśni;
- owrzodzenia zabliźniające się;
- blizna.

Jednym z czynników etiologicznych, prowadzących do powstania owrzodzeń u ryb są infekcje wywołane przez bakterie, najczęściej z rodzaju *Vibrio* i *Aeromonas* (Larsen i in., 1978). Wiele doniesień naukowych wskazuje, że ekspozycja na toksyczne substancje (pestycydy, wielopierścieniowe węglowodory aromatyczne - PAHs, polichlorowane bifenyle - PCBs i metale ciężkie) może prowadzić do uszkodzenia skóry, zwiększając jej podatność na infekcje bakteryjne, wirusowe i grzybicze (Sindermann, 1977; Larsen i in., 1978; Austin, 2007). Powstawaniu owrzodzeń u ryb mogą sprzyjać także niekorzystne warunki środowiska (pH, promieniowanie ultrafioletowe, zmiany zasolenia i temperatury wody). Obecność owrzodzeń u ryb jest jednym z dobrze rozpoznanych wskaźników zanieczyszczenia środowiska morskiego (Noga, 2000), a monitoring występowania tego typu zmian patologicznych jest rekomendowany przez ICES (Bucke i in., 1996).

2.3.3. Deformacje szkieletu

Deformacje szkieletu obserwowane są u wielu gatunków ryb. Do najczęściej spotykanych rodzajów deformacji należą:

- karłowatość;
- deformacje kręgosłupa:
  - lordoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę brzuszna;
  - kifoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę grzbietową;
  - skrócenie trzonów kręgów;
- mopsowatość - skrócenie szczęki górnej lub żuchwy.

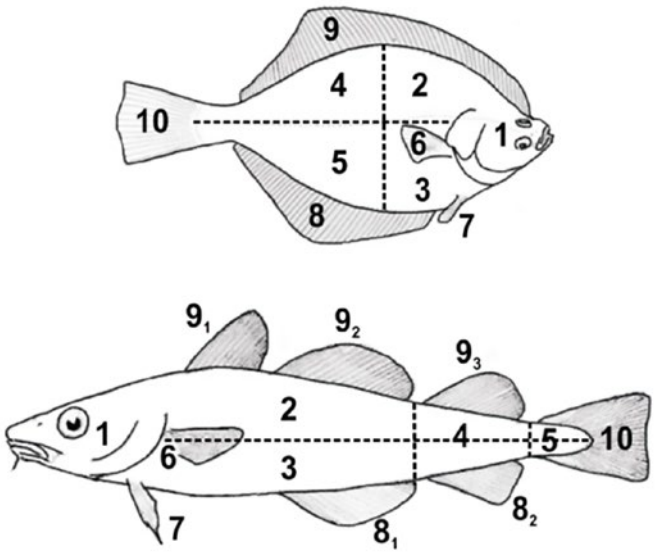
Deformacje szkieletu mogą mieć podłoże genetyczne lub powstać we wczesnych stadiach życia ryb, jako skutek niedoboru witamin i minerałów, bądź też działania niekorzystnych warunków środowiska (np. temperatury). Mogą być również skutkiem ekspozycji na zanieczyszczenia chemiczne (niektóre metale ciężkie, głównie kadm), obecne w wodzie morskiej. Obecność deformacji szkieletu u ryb jest uznawana przez wielu autorów za dobry bioindykator obecności zanieczyszczeń, zalecany przez ICES do wykorzystania w badaniach monitoringowych (Bengtsson, 1979; Bucke i in., 1996; Klumpp i in., 2002).

2.3.4. Procedura badania chorób ryb

Badanie występowania chorób u ryb wykonywane są podczas połowów monitoringowych. Obserwacjom występowania zewnętrznych zmian patologicznych poddawane są dorsze i płastugi. Badania prowadzone są w trakcie standardowych pomiarów długości ryb i rejestrowane w bazie danych. Ryby zakwalifikowane jako chore, po określeniu rodzaju choroby i lokalizacji zmian według standardowego kodu (tab. 4), zostają poddane standardowym analizom ichtiologicznym. Uzyskane dane rejestrowane są zgodnie z wzorcem przedstawionym na rys. 5.

Tabela 4. Kody zmian chorobowych u ryb

Nazwa choroby	Kod choroby
Limfocystoza	**10**
Owrzodzenia	**21-25**
1/ obumieranie naskórka	21
2/ ubytki skóry	22
3/ ogniska martwicze	23
4/ owrzodzenia	24
5/ blizna	25
Deformacje szkieletu	**51-53**
1/ karłowatość	51
2/ anomalie kręgosłupa	52
3/ mopsowatość	53



Rys. 5. Schemat budowy morfologicznej ryb: płastugi (panel górny) i dorsza (panel dolny). Poszczególne partie ciała ryb oznakowano symbolami stosowanymi w monitoringu zewnętrznych zmian chorobowych. Symbole badanych partii ciała ryb: 1 — głowa, 2 - tułów (część grzbietowa), 3 — tułów (część brzuszna), 4 - tułów (część tylna grzbietowa/przedogonowa), 5 - tułów (część tylna brzuszna/ogonowa), 6 - płetwa piersiowa (P), 7 - płetwa brzuszna (V), 8 — płetwa odbytowa (A) (1, 2 u dorsza), 9 — płetwa grzbietowa (D) (1, 2, 3 u dorsza), 10 — płetwa ogonowa (C), 12 — strona lewa, 13 — strona prawa, 14 — strona górna (Z) (u płastug), 15 — strona spodnia (S) (u płastug)

3. OBLICZANIE METRIKSÓW SKŁADOWYCH WSKAŹNIKA SI

Do klasyfikacja stanu i potencjału ekologicznego wód na podstawie ichtiofauny opracowany został wskaźnik multimetryczny SI, który obliczany jest na podstawie wielu wskaźników cząstkowych (Psuty, 2012). Wskaźniki te uwzględniają:

- skład gatunkowy;
- liczebności gatunków lub grup gatunków kluczowych;
- struktura wielkościowa gatunku kluczowego;
- struktura wiekowa gatunku kluczowego.

Z danych połowowych, stanowiących podstawę do wyliczenia wskaźników cząstkowych należy wyłączyć:

- dane z połowów oznaczonych jako niereprezentatywne;
- dane dotyczące ryb poniżej 12 cm. l.t.;
- dane dotyczące ryb o kształtach lub rozmiarach ciała niewłaściwych dla efektywnego połowu danym narzędziem połowu, tzn: węgorze, minogi, wężynki, iglicznie, cierniki, babki: małe, piaskowe i szczupłe.

Jako gatunki drapieżne zostały wybrane te gatunki, których ogólny wskaźnik troficzny w bazie www.fishbase.org został określony na poziomie równym lub wyższym niż 4,0. Dodatkowo jako drapieżnik, pomimo niższego poziomu wskaźnika został zaliczony dorsz.

Średni udział ryb w wieku powyżej 1, 2 lub 3 grupy wieku został oparty na przeliczeniu struktury długości złowionych ryb na poszczególne grupy wieku. Grupy wieku ryb w klasach długości określono na podstawie szczegółowych analiz ichtiologicznych i odczytu wieku z elementów kostnych lub łusek.

Poszczególne wskaźniki cząstkowe są przyporządkowane trzem kategoriom rangi, w sposób następujący (w nawiasie zwykłym podano zwyczajowe skróty nazw wskaźnika, w nawiasie kwadratowym podano skróty nazw wskaźnika używane w tabelach oraz we wzorach do wyliczania multimetrycznego wskaźnika SI dla poszczególnych części wód):

1. Wskaźniki cząstkowe rangi 1 **(W1)**:
   - liczba gatunków występujących w połowach o udziale przekraczającym średnio 5% liczebności połowu w sezonie letnim (Liczba gatunków), **[GAT]**;
   - średnia liczebność na jednostkę nakładu połowowego ryb drapieżnych w połowach w sezonie letnim (CPUE drapieżniki), **[PRED]**;
   - średnia liczebność na jednostkę nakładu połowowego ryb dużych (o długości powyżej 30 cm l.t) w połowach w sezonie letnim (CPUE duże ryby), **[D]**;
2. Wskaźniki cząstkowe rangi 2 **(W2)**:
   - średnia liczebność na jednostkę nakładu połowowego gatunku kluczowego: okonia w połowach w sezonie letnim (CPUE okoń), **[OKON]**;
   - średnia liczebność na jednostkę nakładu połowowego gatunku kluczowego: storni, w połowach w sezonie letnim (CPUE stornia), **[STOR]**;

3. Wskaźniki cząstkowe rangi 3 **(W3)**
   - średni udział okonia w wieku powyżej 1 grupy wieku w połowach w sezonie letnim (%okoń>1), [$\mathbf{1}_{OKON}$];
   - średni udział okonia w wieku powyżej 2 grupy wieku w połowach w sezonie letnim (%okoń>2), [$\mathbf{2}_{OKON}$];
   - średni udział okonia w wieku powyżej 3 grupy wieku w połowach w sezonie letnim (%okoń>3), [$\mathbf{3}_{OKON}$];
   - średni udział storni w wieku powyżej 3 grupy wieku w połowach w sezonie letnim (%stornia>3), [$\mathbf{3}_{STOR}$].

Przyporządkowanie wskaźników cząstkowych do określonej kategorii rang wynika z wiedzy eksperckiej o ekologii i biologii poszczególnych grup i/lub gatunków ryb w kontekście wpływu presji.

Podstawą dalszych obliczeń są średnie arytmetyczne ze wszystkich połowów we wszystkich wyznaczonych punktach pomiarowo-kontrolnych, przeprowadzonych w określonym sezonie (letnim). Dane te są następnie przekształcane do pięciostopniowej skali, gdzie wartość 5 oznacza stan bardzo doby, a wartość 1 stan zły.

4. OBLICZANIE MULTIMETRYCZNEGO WSKAŹNIKA SI

Wskaźnik SI do klasyfikacji stanu ekologicznego na podstawie ichtiofauny został opracowany jedynie dla wód przejściowych i jest on wyliczany dla każdej części wód na podstawie wyskalowanych wskaźników cząstkowych według poniższego wzoru:

$$SI = \frac{\Sigma W1 \times 3 + \Sigma W2 \times 2 + \Sigma W3}{\Sigma n1 \times 3 + \Sigma n2 \times 2 + \Sigma n3}$$

gdzie:

W1, W2, W3 - wartość (w pięciostopniowej skali) zastosowanych wskaźników cząstkowych o randze odpowiednio 1, 2, 3
n1, n2, n3 - liczba zastosowanych wskaźników cząstkowych o randze odpowiednio 1, 2, 3

Ze względu na zróżnicowanie zespołów ichtiofauny w poszczególnych typach biotycznych oraz różne metody połowu, w klasyfikacji poszczególnych jednolitych części wód przejściowych stosuje się zindywidualizowane wskaźniki cząstkowe, dobrane do charakterystyki danej jcwp (dobór ekspercki). Ze względu na zmiany w typologii jcwp przejściowych i przybrzeżnych, monitoring tych obszarów podzielono na badania w latach 2020-2021 i 2022-2025. Dokładne lokalizacje i częstotliwość wykonywania monitoringu ichtiofauny w okresie 2020-2025 przedstawiono w aktualizacji programu monitoringu opracowanego na zlecenie GIOŚ (GIOŚ, 2020).

4.1. Zalew Wiślany i Zalew Szczeciński

Do wyliczenia wskaźników cząstkowych w okresie 2020-2025 dla części wód Zalew Wiślany dane połowowe zbierane są w sezonie letnim z czterech ppk (ZW1, ZW2, ZW3, ZW4). W przypadku części wód Zalew Szczeciński dane połowowe pozyskiwane są w sezonie letnim z sześciu ppk (ZS1 A, ZS1B, ZS2 A, ZS2B, ZS3 A, ZS3B) w okresie 2020-2021 i siedmiu ppk (ZS1, ZS2, ZS3, ZS4, ZS5, ZS6, Z7) w okresie 2022-2025.

Do wyliczenia wskaźnika SI zarówno dla jcwp Zalew Wiślany, jak i jcwp Zalew Szczeciński wytypowano pięć wskaźników cząstkowych, trzy rangi 1, jeden rangi 2 oraz jeden rangi 3 (tab. 5).

Tabela 5. Wartości graniczne klasyfikacji wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI dla Zalewu Wiślanego i Zalewu Szczecińskiego

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥150	≥75	≥37,5	≥18,7	<18,7
	CPUE duże ryby	D	≥10	≥5	≥2,5	≥1,2	<1,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥100	≥50	≥20	≥10	<10
W3	%okoń>2	2_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia wskaźnika SI dla Zalewu Wiślanego i Zalewu Szczecińskiego przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + OKON \times 2 + 2_{OKON}}{12}$$

4.2. Zalew Pucki

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Zalew Pucki w okresie 2020-2025 niezbędne są dane połowowe z sezonu letniego z trzech ppk (ZP1, ZP2, ZP3). Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Zalew Pucki wytypowano pięć wskaźników cząstkowych (tab. 6).

Tabela 6. Wartości graniczne klasyfikacji wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI dla Zalewu Puckiego

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥150	≥75	≥25	≥12,5	<12,5
	CPUE duże ryby	D	≥10	≥5	≥2,5	≥1,2	<1,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥100	≥50	≥20	≥10	<10
W3	%okoń>3	3_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Zalewu Puckiego przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + OKON \times 2 + 3_{OKON}}{12}$$

4.3. Zatoka Pucka Zewnętrzna

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Zatoka Pucka Zewnętrzna w okresie 2020-2025 niezbędne są dane połowowe z sezonu letniego z trzech ppk (ZPZ1, ZPZ2, ZPZ3). Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Zatoka Pucka Zewnętrznej wytypowano sześć wskaźników cząstkowych (tab. 7).

Tabela 7. Wartości graniczne klasyfikacji wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI dla Zatoki Puckiej Zewnętrznej

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥100	≥50	≥20	≥10	<10
	CPUE duże ryby	D	≥10	≥5	≥2,5	≥1,2	<1,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥100	≥50	≥20	≥10	<10
	CPUE stornia	STOR	>150	≥75	≥37	≥18,5	<18,5
W3	%okoń>3	3_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Zatoki Puckiej Zewnętrznej przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + (OKON + STOR) \times 2 + 3_{OKON}}{14}$$

4.4. Zatoka Gdańska Wewnętrzna

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Zatoka Gdańska Wewnętrzna w okresie 2020-2021 niezbędne są dane połowowe z sezonu letniego z pięciu ppk (ZG2, ZG3, ZG5, ZG6, ZG7) . Ze względu na zmiany w typologii wód od 2022 roku dane połowowe będą zbierane z 11 ppk (ZG1, ZG2, ZG3, ZG4, ZG5, ZG6, ZG7, ZG8, ZG9, ZG10, ZG11). Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Zatoka Gdańska Wewnętrzna wytypowano sześć wskaźników cząstkowych (tab. 8).

Tabela 8. Wartości graniczne klasyfikacji wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI dla Zatoki Gdańskiej Wewnętrznej

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	>6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥150	≥50	≥20	≥10	<10
	CPUE duże ryby	D	≥10	≥5	≥2,5	≥1,2	<1,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥150	≥50	≥20	≥10	<10
	CPUE stornia	STOR	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7
W3	%stornia>3	3_{STOR}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Zatoki Gdańskiej Wewnętrznej przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + (OKON + STOR) \times 2 + 3_{STOR}}{14}$$

4.5. Ujście Wisły Przekop

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Ujście Wisły w okresie 2020-2025 niezbędne są dane połowowe z sezonu letniego z trzech ppk (UW1, UW2, UW3). Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Ujście Wisły wytypowano sześć wskaźników cząstkowych (tab.9).

Tabela 9. Wartości graniczne klasyfikacji wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI dla Ujścia Wisły

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥75	≥37,5	≥18,7	≥9,3	<9,3
	CPUE duże ryby	D	≥50	≥25	≥12,5	≥6,2	<6,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥20	≥10	≥5	≥1	<1
	CPUE stornia	STOR	≥300	≥150	≥75	≥37	<37
W3	%stornia>3	3_{STOR}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Ujścia Wisły przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + (OKON + STOR) \times 2 + 3_{STOR}}{14}$$

4.6. Zalew Kamieński

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Zalew Kamieński w okresie 2020-2021 niezbędne są dane połowowe z jednego - letniego okresu połowu na jednym punkcie pomiarowo-kontrolnym: ZK1. Natomiast w okresie 2022-2025 dane będą zbierane z trzech ppk (ZK1, ZK2, ZK3). Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Zalew Kamieński wytypowano pięć wskaźników cząstkowych(tab. 10).

Tabela 10. Klasyfikacja zakresów wartości wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI oraz oceny stanu ekologicznego Zalewu Kamieńskiego

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥100	≥50	≥25	≥12,5	<12,5
	CPUE duże ryby	D	≥10	≥5	≥2,5	≥1,2	<1,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥50	≥25	≥12,5	≥6,2	<6,2
W3	% okoń >2	2_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Zalewu Kamieńskiego przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + OKON \times 2 + 2_{OKON}}{12}$$

4.7. Ujście Dziwny

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Ujście Dziwny w okresie 2020-2021 niezbędne są dane połowowe z letniego okresu połowu na jednym ppk: UD1. Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Ujście Dziwny wytypowano pięć wskaźników cząstkowych(tab. 11).

Tabela 11. Klasyfikacja zakresów wartości wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI oraz oceny stanu ekologicznego Ujścia Dziwny

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥300	≥150	≥75	≥37,5	<37,5
	CPUE duże ryby	D	≥50	≥25	≥12,5	≥6,2	<6,2
W2	CPUE okoń	OKON	≥200	≥100	≥50	≥20	<20
W3	% okoń >1	1_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Ujścia Dziwny przybiera postać:

$$SI = \frac{(GAT + PRED + D) \times 3 + OKON \times 2 + 1_{OKON}}{12}$$

4.8. Ujście Świny

Do obliczenia wskaźników cząstkowych dla części wód Ujście Świny w okresie 2020-2021 niezbędne są dane połowowe z jednego - letniego okresu połowu na trzech ppk: US1, US2, US3. Do wyliczenia wskaźnika SI dla jcwp Ujście Świny wytypowano pięć wskaźników cząstkowych (tab. 12).

Tabela 12. Klasyfikacja zakresów wartości wskaźników cząstkowych do wyliczenia wskaźnika SI oraz oceny stanu ekologicznego Ujścia Świny

Ranga	Wskaźnik	Oznaczenie	Wyskalowana wartość wskaźnika cząstkowego				
			5	4	3	2	1
W1	Liczba gatunków	GAT	≥6	4-5	3	2	1
	CPUE drapieżniki	PRED	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7
	CPUE duże ryby	D	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7
W2	CPUE okoń	OKON	≥20	≥10	≥5	≥1	<1
W3	% okoń >1	1_{OKON}	≥30	≥15	≥7,5	≥3,7	<3,7

Wzór do wyliczenia indeksu SI dla Ujścia Świny przybiera postać:

$$SI = \frac{(\mathbf{GAT} + \mathbf{PRED} + \boldsymbol{D}) \times \mathbf{3} + \mathbf{OKON} \times \mathbf{2} + \mathbf{1}_{\boldsymbol{OKON}}}{\mathbf{12}}$$

5. KLASYFIKACJA WÓD PRZEJŚCIOWYCH NA PODSTAWIE WSKAŹNIKA SI

W przypadku ichtiofauny, we wszystkich typach wód przejściowych brak jest możliwości wyznaczenia stanowisk referencyjnych. Brak jest również dostatecznie długich serii danych monitoringowych, które można poddać analizie. Dane historyczne są wyrywkowe i pochodzą z badań prowadzonych z zastosowaniem nieporównywalnych metod badawczych. Dane takie dają jedynie ogólny obraz zmian w stanie ichtiofauny, bez możliwości ich skwantyfikowania. Z uwagi na powyższe, zarówno warunki referencyjne, jak i granice klas stanu ekologicznego wskaźnika wielometrycznego SI zostały wyznaczone metodą ekspercką.

Referencyjna wartość współczynnika jakości ekologicznej dla wszystkich jednolitych części wód przejściowych i przybrzeżnych została określona jako SI=5. Jest to maksymalna wartość, jaką może przybrać indeks SI obliczany na podstawie wyskalowanych wskaźników cząstkowych.

Klasyfikację stanu/potencjału ekologicznego wód przejściowych na podstawie ichtiofauny przeprowadza się w oparciu o zakresy wartości SI i odpowiadające im wartości Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE), przedstawione w tabeli 13.

Tabela 13. Wartości graniczne wskaźnika SI oraz Współczynnika Jakości Ekologicznej (WJE) dla pięciu klas stanu/potencjału ekologicznego wód przejściowych

Stan/potencjał ekologiczny	Wartość SI	WJE
BARDZO DOBRY/MAKSYMALNY	≥4,4	≥0,88
DOBRY	≥3,4	≥0,68
UMIARKOWANY	≥2,4	≥0,48
SŁABY	≥1,4	≥0,28
ZŁY	<1,4	<0,28

6. WSKAŹNIK MULTIMETRYCZNY - POLISH MULTIMETRIC FISH INDEX

W latach 2015-2020 w MIR-PIB wypracowany został nowy wskaźnik do oceny kondycji ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych – Polish Multimetric Fish Index, PMFI. W wyniku szeregu testów statystycznych odpowiedzi potencjalnych wskaźników cząstkowych na zmieniającą się presję antropogeniczną oraz analizy wzajemnych relacji pomiędzy wskaźnikami, wybrano 4 wskaźniki cząstkowe PMFI:

- Liczba gatunków (NS);
- Indeks Shannona (SI);
- Liczba gatunków słodkowodnych (NFS);
- Liczebność gatunków obcych (AAS).

Wszystkie cztery wskaźniki cząstkowe opisują skład i różnorodność taksonomiczną oraz liczebność ryb i grup ryb. Liczba gatunków (NS) to suma unikalnych gatunków w połowie. Wartość indeksu różnorodności Shannona obliczana jest na podstawie liczebności poszczególnych gatunków w połowie po transformacji log(x+1), zgodnie z równaniem:

$$H = -\sum_{i=1}^{S} p_i \times \ln p_i$$

gdzie:

S - liczba gatunków,
p*i* – stosunek liczebności gatunku i do liczebności wszystkich gatunków w próbie.

Liczba gatunków słodkowodnych (NFS) to suma unikalnych gatunków słodkowodnych w połowie. Liczebność gatunków obcych (AAS) to suma liczebności ryb należących do gatunków obcych. Liczebność ta wyrażona jest jako tzw. połów na jednostkę nakładu połowowego (liczba osobników/jednostka nakładu połowowego).

Wśród czterech wybranych wskaźników cząstkowych, dwa odnoszą się do liczby gatunków w połowie, a mianowicie liczba gatunków (NS) oraz liczba gatunków słodkowodnych (NFS) w zbiorowisku. Wskaźniki opisujące te cechy społeczności ryb są szeroko stosowane przez innych autorów (np. Breine i in., 2007; Elliott i in., 2007; Franco i in., 2008). Zmniejszenie liczby gatunków globalnych w ekosystemach wodnych zwykle odzwierciedla pogarszający się stan siedlisk (Karr i in., 1986). Włączenie indeksu różnorodności Shannona (SI) do multimetrycznego systemu oceny zbiorowisk ryb jest również dobrze udokumentowane w literaturze (np. Breine i in., 2004; Gelwick i in., 2001). Wskaźnik ten ocenia równomierność gatunków w zbiorowisku. Uważa się, że degradacja środowiska zmniejsza równomierność w taki sposób, że zbiorowiska zdegradowane zaczynają być zdominowane przez mniejszą liczbę gatunków (Fausch i in., 1990).

Wskaźnik cząstkowy AAS (liczebność gatunków obcych) powinien być szerzej omówiony, ponieważ jednym z czterech gatunków należących do tej grupy, w analizowanych danych, była babka bycza (*Neogobius melanostomus*). Jak podaje Karlson i in. (2007), istnieje konkurencja pomiędzy babką byczą a rodzimymi gatunkami (głównie stornią *Platichthys flesus*). Dane połowowe z omawianych badań wykazały negatywną korelację między liczebnością storni (powszechnie stosowanej jako gatunek wskaźnikowy), a babki byczej. Występowanie i liczebność babki byczej mogą odzwierciedlać presję antropogeniczną (ze względu na wysokie zdolności adaptacyjne tego gatunku), a gatunki obce same w sobie mogą powodować stres dla rodzimej fauny wodnej (Kideys, 2002). W konsekwencji, wskaźnik cząstkowy AAS został uwzględniony w końcowym wskaźniku multimetrycznym, częściowo jako monitorowany element biologiczny, a częściowo jako presja (Cardoso i Free, 2008). Duża liczebność gatunków obcych wskazuje na wysoki poziom presji i zły stan ekologiczny. W przyszłości, należy przewidzieć dokonanie zmian wartości granicznych oceny stanu ekologicznego dla tego wskaźnika cząstkowego w przypadku pojawienia się innych gatunków obcych o odmiennych strategiach życiowych, a także w przypadku zmiany struktury populacji w trakcie rozszerzania zasięgu występowania (Gutowsky i Fox, 2011, 2012).

Ostateczny zestaw wskaźników cząstkowych uwzględnionych w PMFI jest w dobrej równowadze, ponieważ reprezentowane są kombinacje wskaźników opisujących różne aspekty struktury i funkcjonowania zbiorowisk ryb: bogactwo gatunków, różnorodność, typy użytkowania siedliska oraz pochodzenie (Hering i in., 2006).

Ponadto spełnione są wymagania RDW, ponieważ uwzględnione są informacje o składzie i liczebności ichtiofauny. Stosunkowo niewielka liczba wskaźników wykorzystywanych w obecnie proponowanym narzędziu oceny stanu ekologicznego może wskazywać na potrzebę dalszych prac i testowanie kolejnych wskaźników. Badania przeprowadzone przez Roth i in. (1998) wykazały, że trzy wskaźniki cząstkowe miały kluczowe znaczenie dla stworzenia przydatnego indeksu, a dodanie innych wskaźników cząstkowych nie zwiększyło znacząco ich dokładności dyskryminacyjnej. Tak więc obecnie proponowane cztery wskaźniki cząstkowe, zastosowane w przedstawionym indeksie, wydają się być wystarczające.

PIŚMIENNICTWO

Austin B., 2007. The Involvement of Pollution with Fish Health. [w:] Multiple Stressors: A Challenge for the Future, (red.) C. Mothersill, I. Mosse, C. Seymour. NATO Security through Science Series C: Environmental Security, Springer. 13-30.

Beamish R.J., McFarlane G.A., 1983. The forgotten requirement for age validation in fisheries biology. Transactions of the American Fisheries Society, 112: 735-743.

Bengtsson B.E., 1979. Biological variables, especially skeletal deformities in fish, for monitoring marine pollution. Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Biological Sciences, Series B, 286: 457-464.

Bergman, A.M., 1912. Eine ansteckende Augenkrankheit, keratom alacie, bei Dorschen an der SudKuste Schwedens. Zentralbl. Bakteriol. Parasitenkd. Infektionskr. Hyg. Abt. 1 Orig. 62: 200-212.

Breine, J., Simoens, I., Goethals, P., Quataert, P., Ercken, D., Van Liefferinghe, C., Belpaire, C., 2004. A fish-based index of biotic integrity for upstream brooks in Flanders (Belgium). Hydrobiologia 522, 133-148.

Breine, J.J., Maes, J., Quataert, P., Van Den Bergh, E., Simoens, I., Van Thuyne, G., Belpaire, C., 2007. A fish-based assessment tool for the ecological quality of the brackish Schelde estuary in Flanders (Belgium). Hydrobiologia. doi:10.1007/s10750-006-0357-z.

Bucke D., Vethaak A.D., Lang T., Mellergaard S., 1996. Common diseases and parasites of fish in the North Atlantic: Training guide for identification. ICES Techniques in Marine Environmental Sciences, 19: 27.

Całkiewicz J., Margoński P., Smoliński S., Dziemian Ł., Spich K., 2020. Evaluation on the Polish Multimetric Fish Index (PMFI) for transitional waters. Version II. MIR-PIB, Gdynia.

Cardoso A.C., Free G., 2008. Incorporating invasive alien species into ecological assessment in the context of the water framework directive. Aquat. Invasions 3, 361–366.

Chmieliński P., 2009. Otolit - cenne źródło informacji do określania wieku na przykładzie węgorza europejskiego. Komunikaty Rybackie, 3:21-24.

Dethlefsen V., Watermann B., 1982. Diseases of major fish species in western Baltic Sea. ICES CM/E:19. 18 pp.

Elliott M., Whitfield A.K., Potter I.C., Blaber S.J.M., Cyrus D.P., Nordlie F.G., Harrison T.D., 2007. The guild approach to categorizing estuarine fish assemblages: A global review. Fish Fish. doi:10.1111/j.1467-2679.2007.00253.x.

Fausch K.D., Lyons J., Karr, J.R., Angermeier P.L., 1990. Fish communities as indicators of environmental degradation. Am. Soc. Symp. 8, 123–144.

Fofonoff N.P., Millard Jr. R.C., 1983. Algorithms for computation of fundamental properties of seawater. UNESCO Technical Papers in Marine Science, 44.

Franco A., Elliott M., Franzoi P., Torricelli P., 2008. Life strategies of fishes in European estuaries: The functional guild approach. Mar. Ecol. Prog. Ser. doi:10.3354/meps07203.

Gelwick F.P., Akin S., Arrington D.A., Winemiller K.O., 2001. Fish Assemblage Structure in Relation to Environmental Variation in a Texas Gulf Coastal Wetland. Estuaries. doi:10.2307/1352952.

GIOŚ, 2020. Aktualizacja programu monitoringu wód morskich. Raport do Komisji Europejskiej.

Gutkowsky L.F.G., Fox M.G., 2011. Occupation, body size and sex ratio of round goby (*Neogobius melanostromus*) in established and newly invaded areas of an Ontario river. Hydrobiologia 671, 27-37.

Gutkowsky L.F.G., Fox M.G., 2012. Intra-population variability of life-history traits and growth during range expansion of the invasive rounf goby, *Neogobius melanostromus*. Fish. Manag. Ecol. 19, 78-88.

HELCOM, 2008. Manual for Marine Monitoring in the COMBINE programme of HELCOM.

HELCOM, 2018. Status of coastal fish communities in the Baltic Sea during 2011-2016 – the third thematic assessment. Baltic Sea Environment Proceedings 161.

Hering D., Feld C.K., Moog O., Ofenböck T., 2006. Cook book for the development of a Multimetric Index for biological condition of aquatic ecosystems: Experiences from the European AQEM and STAR projects and related initiatives. Hydrobiologia. doi:10.1007/s10750-006-0087-2.

Karlson A.M.L., Almqvist, G., Skóra, K.E., Appelberg, M., 2007. Indications of competition between non-indigenous round goby and native flounder in the Baltic Sea. ICES J. Mar. Sci. 64, 479–486.

Karr J.R., Fausch K.D., Angermeier P.L., Yant P.R., Schlosser I.J., 1986. Assessing biological integrity in running waters: a method and its rationale. III. Nat. Hist. Surv. Spec. Publ. 5, 1-28.

Kideys A.E., 2002. Fall and rise of the Black Sea ecosystem. Science 297, 1482–1484.

Klumpp D.W., Humphrey C., Hong H.S., Feng T., 2002. Toxic contaminants and their biological effects In coastal waters of Xiamen, China. II. Biomarkers and embryo malformation rates as Indicators of pollution stress in fish. Marine Pollution Bulletin 44: 761-769.

Kosior M., Kuczyński J., 1997. Macroscopic observations on the ovarian maturation process in eelpout (Zoarces viviparus L.) from the southern Baltic: A proposed gonadal maturation scale. Fisheries Research, 30: 151-155.

Lang T., Dethlefsen V., 1994. Externally visible diseases and liver neoplasms in flounder (*Platichthys flesus*) of the south-western Baltic Sea. [w:] Diseases and Parasites of Flounder (*Platichthys flesus*) in the Baltic Sea, (red.) G. Bylund, L.-G. Lónnström. The Baltic marine Biologist Publication, No. 15: 39-47.

Larsen J.L., Jensen N.J., Christensen N.O., 1978. Water pollution and the ulcer syndrome in the cod (Gadus morhua). Veterinary Research Communications, 2: 207-216.

Lundbeck J., 1928. Beobachtungen uber Missbildungen und Erkrankungen von Dorschen an der ostpreussischen Kuste. Zeitshrift fur Fisherei, 26, 457-472.

Maier H.N., 1908. Beitrage zur Altersbestimmung der Fische. I. Allgemeines. Die Altersbestimmung nach Otolithen bei Scholle und Kabeljau. Die Arbeiten der Deutschen Wissenschaftlichen Kommission fur Meeresforschung. B5, 8-15.

Mańkowski W., 1951. Ichtiologia dla rybaków morskich. Wydawnictwa Morskie, 152pp.

Noga E.J., 2000. Skin ulcers in fish: Pfiesteria and other etiologies. Toxicological Pathology, 28: 807- 823.

Opuszyński K. 1983. Podstawy biologii ryb. PWRiL, Warszawa, 591pp.

Pérez-Domínguez R., Maci S., Courrat A., Lepage M., Borja A., Uriarte, A., Neto J.M., Cabral H., St. Raykov V., Franco A., Alvarez M.C., Elliott M., 2012. Current developmentson fish-based indices to assess ecological-quality status of estuaries and lagoons. Ecological Indicators, 23: 34–45.

Psuty I. i in., 2014. Przewodnik metodyczny do badań terenowych i analiz laboratoryjnych ichtiofauny w wodach przejściowych i przybrzeżnych w ramach monitoringu diagnostycznego ichtiofauny. Inspekcja Ochrony Środowiska, Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa, http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/przewodnik_metodyczny_20150420.pdf.

Psuty I., 2012. Przewodnik metodyczny do przeprowadzenia oceny stanu ekologicznego i klasyfikacji wód przejściowych zgodny z wytycznymi przewodnika REFCOND opracowanego w ramach Wspólnej Strategii Wdrażania RDW. Morski Instytut Rybacki - Państwowy Instytut Badawczy, Gdynia (maszynopis), http://www.gios.gov.pl/images/dokumenty/pms/monitoring_wod/Przewodniki_metodyczne_2.pdf.

RDW, 2000. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, 1-98. Dz.U. UE L z dnia 22 grudnia 2000 r.

Roth N., Southerland M., Chaillou J., Klauda R., Kazyak P., Stranko S., Weisberg S., Hall L., Morgan R., 1998. Maryland biological stream survey: Development of a fish index of biotic integrity, [w:] Environmental Monitoring and Assessment. doi:10.1023/A:1005950228017.

Sindermann C.J., Bang F.B., Christensen N.O., Dethlefsen V., Harshbarger J.C., Mitchel J.R., Mulcahy M.F., 1980. The role and value of pathobiology in pollution effects monitoring programs. Rapports et Proces-verbaux des reunions. Conseil international pour 1'Exploration de la Mer, 179: 135-151.

Sindermann C.S., 1977. Recent data on possible association of coastal/estuarine pollution with fish and shellfish diseases. ICES C.M/E:14. 33pp.

Smoliński S., Całkiewicz J., 2015, A fish-based index for assessing the ecological status of Polish transitional and coastal waters. Marine Pollution Bulletin. 101: 497-506.

Smoliński S., Całkiewicz J., 2019. Ewaluacja polskiego indeksu multimetrycznego ryb (PMFI) dla wód przejściowych. Morski instytut Rybacki – Państwowy Instytut Badawczy, Gdynia (maszynopis).

Wolf K., Gravell M., Malsberger R.G., 1966. Lymphocystis virus: isolation and propagation in centrarchid fish cell lines. Science, 151: 1004.

Załącznik I

DANE WYMAGANE DO REJESTRACJI W TRAKCIE BADAŃ

Część A
Dane dotyczące punktu pomiarowo-kontrolnego (stanowiska badawczego)
KARTA POŁOWU

Karta połowu zawiera wszystkie informacje niezbędne dla rejestracji danych dotyczących pojedynczego połowu (wystawienia zestawu sieci na czas min. 12 godzin lub zaciągu włokiem przez ok. 30 minut).

Identyfikator punktu: oznaczenie punktu pomiarowo-kontrolnego wg GIOŚ/IMGW-PIB/MIR-PIB oraz zgodnie z programem prowadzonego monitoringu

Miejscowość: najbliższa miejscowość na lądzie lub baza, z której wypłynęła jednostka.

Jednostka: oznaczenie statku, z którego prowadzono połowy.

Rodzaj dna: piasek / muł / żwir / kamienie/ inne (w przypadku podłoża mieszanego należy opisać to w uwagach).

Pozostałe parametry fizykochemiczne:

- temperatura wody na głębokości 1 metra w trakcie wystawienia i wybierania sieci [°C];
- temperatura wody przy dnie w trakcie wystawienia i wybierania sieci [°C] (w przypadku braku możliwości technicznych, podać temperaturę wody w najgłębszym możliwym do pomiaru miejscu; sytuację taką opisać w uwagach);
- zasolenie wody przy dnie w trakcie wystawiania i wybierania sieci (w przypadku braku możliwości technicznych, podać zasolenie wody w najgłębszym możliwym do pomiaru miejscu; sytuację taką opisać w uwagach) - z dokładnością 0,1 PSU; w przypadku innych jednostek podać oznaczenie;
- widzialność krążka Secchiego w trakcie wystawiania i wybierania sieci;
- kierunek i siła wiatru w trakcie wystawiania i wybierania sieci.

W uwagach należy wpisać zawsze:

- temperaturę powietrza w dniu wystawienia i wybrania;
- stan morza w dniu wystawienia i wybrania;
- obecność glonów, roślin naczyniowych w wodzie (w tym intensywność zakwitów sinic);
- uszkodzenia sieci;

Osoba odpowiedzialna za badania terenowe/osoba odpowiedzialna za zapis: imię i nazwisko osoby rejestrującej dane w trakcie wystawiania i wybierania sieci.

W przypadku połowów sieciami należy uwzględnić dodatkowo następujące informacje:

Kategoria głębokości:

- 1 - od 0 do 3 metrów;
- 2 - od 3,1 do 6 metrów;
- 3 - powyżej 6 metrów.

Sposób wystawienia sieci: równolegle do brzegu / prostopadle do brzegu / inne; w przypadku innego niż prostopadłe lub równoległe do brzegu wystawienia sieci, należy opisać sposób wystawienia w uwagach.

Numer kolejny połowu: oznaczenie powtórzenia połowu .

Data: data i godzina wystawienia i wybrania sieci (początek procedury).

Głębokość: głębokość minimalna i maksymalna, na jakiej rozstawiono zestaw.

Pozycja geograficzna (w stopniach, minutach i sekundach):

- początek - pozycja wystawienia początku zestawu (pozycja boi początkowej);
- koniec - pozycja wystawienia końca zestawu (pozycja boi końcowej).

W przypadku stwierdzenia przemieszczenia zestawu, należy również podać pozycje geograficzne początku i końca zestawu w trakcie wybrania połowu.

W przypadku połowów włokiem należy uwzględnić dodatkowo następujące informacje:

Numer kolejny połowu: oznaczenie powtórzenia połowu włokiem.

Rozpoczęcie trałowania (czas w godzinach i minutach, szerokość i długość geograficzna w stopniach i minutach): określenie godziny i pozycji rozpoczęcia trałowania.

Rozpoczęcie wybierania (czas w godzinach i minutach, szerokość i długość geograficzna w stopniach i minutach): określenie godziny i pozycji rozpoczęcia wybierania włoka.

Czas trałowania (w minutach): czas liczony od momentu rozpoczęcia trałowania do rozpoczęcia wybierania.

Prędkość trałowania (w węzłach): określenie średniej prędkości trałowania.

Głębokość trałowania (w metrach): określenie średniej głębokości trałowania.

Część B
Dane dotyczące struktury wielkościowej ryb z danego stanowiska
KARTA POMIARU

Karta pomiaru zawiera informacje o wszystkich złowionych rybach z podziałem na poszczególne zestawy sieci

Identyfikator punktu: oznaczenie punktu wg GIOŚ/IMGW-PIB oraz programu prowadzonego monitoringu

Numer kolejny połowu: oznaczenie powtórzenia połowu daną siatką w danym miejscu (i kategorii głębokości).

Notował: imię i nazwisko osoby notującej pomiary.

Gatunek: nazwa gatunku występującego w połowie (kolejność gatunków dowolna).

Liczba gatunku [szt.]: zsumowana liczba osobników danego gatunku schwytana w daną sieć lub zestaw sieci; liczbę tę należy zsumować z pomiarów pojedynczych osobników rejestrowanych w kolumnie „pomiar/frekwencja w klasach długości".

Masa gatunku [g]: zsumowana masa osobników danego gatunku schwytana w danej sieci lub zestawie sieci.

Klasa długości oraz pomiar/frekwencja w klasach długości: w zależności od przyjętej metodyki rejestracji pomiaru ryb kolumnę tę można wypełnić kolejnymi klasami długości ryb lub pozostawić pustą. W pierwszym przypadku rejestracja pomiaru kolejnych ryb polega na zapisywaniu częstotliwości występowania danej klasy wielkości (kreski w kolumnie pomiar/frekwencja w klasach długości). W drugim przypadku następna kolumna (pomiar/frekwencja w klasach długości) służy zapisywaniu długości kolejnych mierzonych ryb (np. 21, 22, 21, 23...).

Pomiarom długości powinny zostać poddane wszystkie złowione ryby chyba, że połów odznacza się ich wybitną liczebnością. W takiej sytuacji należy zmierzyć reprezentatywną próbę ryb (w zależności od rozpiętości klas długości minimum 50 szt).

Uwagi: na przykład uszkodzenie ryb przy wyjmowaniu z sieci, problemy z oznaczeniem gatunku, choroby, zniekształcenia, szacowanie całkowitej ilości gatunku na podstawie próby.

Część C
Dane dotyczące analizy ichtiologicznej ryb
KARTA ANALIZ

Karta analiz zawiera dane osobnicze ryb z poszczególnych gatunków obecnych w połowie, poddanych analizie szczegółowej.

Liczba ryb przeznaczonych do analiz szczegółowych jest zależna od rozpiętości klas długości - wystarczająca jest liczba 3 osobników z jednocentymetrowej klasy długości (nawet, jeżeli ryby były mierzone z większą dokładnością).

Analiza ryb jest wspólna dla każdej jednolitej części wód.

Identyfikator punktu: oznaczenie punktu wg GIOŚ/IMGW-PIB/ MIR-PIB.

Notował: imię i nazwisko osoby notującej pomiary.

Dane:

- Lp. - numer kolejny zapisu;
- gatunek - nazwa gatunku danego osobnika;
- Lt [cm] - właściwa dla danej grupy ryb: dobijakowate, śledzie, szproty - dokładność do 0,5 cm, pozostałe gatunki – dokładność do 1 cm. ;
- M całk. [g] - masa całkowita ryby przed przystąpieniem do procedur analiz wewnętrznych;
- płeć - kodowe oznaczenie płci (1 = samiec, 2 = samica);
- stadium rozwoju gonad - domyślnie dla wszystkich gatunków ryb wg skali Maiera za wyjątkiem samic węgorzycy - wg skali Kosior i Kuczyński 1997.

Nr koperty: oznaczenie koperty lub naklejki z elementami do oznaczania wieku z danego osobnika. Numer koperty powinien być tożsamy z numerem kolejnym zapisu na danej karcie analiz.

Oznaczenie każdej koperty (naklejki) powinno zawierać:

- nazwę punktu;
- datę wybrania;
- gatunek;
- długość całkowitą;
- masę osobniczą;
- stadium rozwoju gonad:
- stopień wypełnienie żołądka;
- kod/opis jednostki chorobowej, jeśli występuje.

Uwagi: rejestracja jednostek chorobowych i ich lokalizacji z kodami podanymi w podręczniku, inne uwagi dotyczące ryb.

SUPLEMENTY

Suplement 1

Wykaz wskaźnikowych taksonów okrzemek do klasyfikacji rzek na podstawie wskaźnika IO oraz uaktualnione wartości indeksów trofii (TI – wartość wrażliwości taksonu, wTI – wartość wagowa taksonu) i saprobii (SI – wartość wrażliwości taksonu, wSI – wartość wagowa taksonu), x – oznaczenie taksonów referencyjnych dla rzek krzemianowych (K) i węglanowych (W) oraz taksonów referencyjnych dla wyróżnionych grup rzek 1-6 (grupy zgodnie z tabelą 2 w rodziale dotyczącym fitobentosu w rzekach i zbiornikach zaporowych); wykaz uszeregowany alfabetycznie według nazw taksonów

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Achnanthes delicatula ssp. engelbrechtii (Cholnoky) Lange--Bertalot	ADEN			2,0	3								
*Achnanthes exigua*Grunow	ADEG			2,1	1								
Achnanthes lemmermannii Hustedt	ALEM	1,5	2										x
Achnanthes nodosa Cleve	ANOD	0,6	2	1,0	5	x							
Achnanthes oblongella Østrup	AOBG	1,0	2	1,0	5	x							
Achnanthes petersenii Hustedt	RPTS	0,6	1	1,0	5	x	x						
Achnanthes pusilla Grunow	RPUS	0,6	3	1,0	5	x							
Achnanthes subexigua Hustedt	ASBX					x							
Achnanthes trinodis (Ralfs) Grunow	ATRI	0,6	2	1,0	5		x						
Achnanthidium affine (Grunow) Czarnecki	AMAF	2,3	2	1,3	3		x						
Achnanthidium caledonicum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADCA	1,0	2	1,0	5	x	x						
Achnanthidium eutrophilum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADEU	2,3	2										
Achnanthidium exile (Kützing) Round, Bukhtiyarova	ADEX	1,2	3	1,3	4		x						
Achnanthidium gracillimum (F.Meister) Lange-Bertalot	AMGR	0,6	3	1,0	5		x				x	x	x
Achnanthidium lineare Smith	ALIN	1,8	1				x						
Achnanthidium linearoides Lange-Bertalot	ADLO	0,4	3	0,0	0	x	x						
Achnanthidium minutissimum (Kützing) Czarnecki var. *minutissimum*	AMIN	1,2	1	1,7	1	x	x						
Achnanthidium minutissimum f. *inconspicuum* (Østrup) Compère, Riaux-Gobin + var. *jackii* (Rabenhorst) Lange-Bertalot	AICP/ ADMJ	1,2	3	1,0	5	x	x						
Achnanthidium pyrenaicum (Hustedt) Kobayasi	ADPY	1,3	1	1,4	3	x	x						
Achnanthidium saprophilum (Kobayasi i Mayama) Round, Bukhtiyarova	ADSA	2,7	4	3,1	3								
Achnanthidium subatomus (Hustedt) Lange-Bertalot	ADSO	1,3	1	1,4	3		x						
Achnanthidium thienemannii (Hustedt) Lange-Bertalot	ADTH	1,3	1	1,4	3		x						
Adlafia bryophila (Petersen) Lange-Bertalot	ABRY	1,3	2	1,1	4	x	x						
Adlafia minuscula (Grunow) Lange-Bertalot	ADMS	2,3	2	1,9	4						x	x	x
Adlafia suchlandtii (Hustedt) Lange-Bertalot	ADFS	0,6	2	1,0	5	x							
Amphipleura pellucida (Kützing) Kützing	APEL	2,1	2	1,3	3					x	x	x	x
Amphipleura rutilans (Trentepohl ex Roth) Cleve	ARUT	2,9	3										x
Amphora cimbrica Østrup	ACIM	2,9	1										
Amphora copulata (Kützing) Schoeman, Archibald	ACOP	3,5	5	1,6	2								
Amphora inariensis Krammer + A. indistincta Levkov	AINA/ AMID	2,1	1	1,2	4	x	x						
Amphora ovalis (Kützing) Kützing	AOVA	3,3	2	1,5	2						x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Amphora pediculus (Kützing) Grunow	APED	2,8	2	2,1	2								
Amphora polonica Żelazna-Wieczorek, Lange-Bertalot	APNC	2,5	1								x	x	x
Aneumastus stroesei (Østrup) Mann, Stickle	ANSS	1,8	2	1,3	4		x						
Aneumastus tusculus (Ehrenberg) Mann, Stickle	ANTU	1,8	1	1,1	4		x						
Anomoeoneis sphaerophora Pfitzer	ASPH	3,4	3	2,7	3								
Bacillaria paxilifera (Müller) Marsson	BPTU	2,9	3	2,3	3								x
Brachysira brebissonii Ross	BBRE	1,1	2	1,0	5	x							
Brachysira neoexilis Lange-Bertalot	BNEO	1,2	2	1,1	5	x	x						
Brachysira procera Lange-Bertalot, Moser	BPRO					x	x						
Brachysira serians (Brébisson) Round, Mann	BSER	0,6	1	1,0	5	x							
Brachysira styriaca (Grunow) Ross	BSTY					x	x						
Brachysira vitrea (Grunow) Ross	BVIT	0,7	2	1,0	5		x						
Brachysira zellensis (Grunow) Round, Mann	BZELL					x	x						
Caloneis aerophila Bock	CAER			1,0	5	x							
Caloneis alpestris (Grunow) Cleve	CAPS	1,3	2	1,0	5		x						
Caloneis amphisbanena (Bory) Cleve	CAMP	3,9	2	2,3	3								
Caloneis fontinalis (Grunow) Cleve-Euler + C. lancettula (Schulz) Lange-Bertalot & Witkowski + C. bacillum (Grunow) Cleve	CFLN/ CLAN/ CBAC	2,5	1	2,0	4								
Caloneis latiuscula (Kützing) Cleve	CLTU			1,0	5	x	x						
Caloneis obtusa (Smith) Cleve	CAOB	0,6	2	1,0	5	x	x						
Caloneis pulchra Messikommer	CPUL	1,2	1	1,0	5								
Caloneis schumanniana (Grunow) Cleve	CSHU			1,2	4		x						
Caloneis silicula (Ehrenberg) Cleve	CSIL			1,2	4								
Caloneis tenuis (Gregory) Krammer	CATE	1,1	2				x						
Caloneis undulata (Gregory) Krammer	CUND	0,6	2			x							
Campylodiscus noricus Ehrenberg	CNRC	2,3	1										
Cavinula cocconeiformis (Gregory, Greville) Mann, Stickle	CCOC	1,2	2	1,0	5	x	x						
Cavinula jaernefeltii (Hustedt) Mann, Stickle	CJAR	1,3	2	1,1	4		x						
Cavinula pseudoscutiformis (Hustedt), Mann, Stickle	CPSE	1,4	2	1,0	5	x	x						
Cavinula scutelloides (Smith) Lange-Bertalot	CVSO	2,7	3	1,6	4								
Chamaepinnularia evanida (Hustedt) Lange-Bertalot	CHEV	1,8	1	1,0	5	x							
Chamaepinnularia mediocris (Krasske) Lange-Bertalot & Krammer	CHME	0,6	2	1,0	5	x							
Chamaepinnularia soehrensis (Krasske) Lange-Bertalot & Krammer + Ch. *hassiaca* (Krasske) Cantonati & Lange-Bertalot	CHSD/ CHSH	0,6	2	1,0	5	x							
Cocconeis disculus (Schumann) Cleve	CDIS	2,2	3										
Cocconeis neodiminuta Krammer	CNDI			1,0	5								
Cocconeis neothumensis Krammer	CNTH	2,0	2	1,5	3						x	x	x
Cocconeis pediculus Ehrenberg	CPED	2,6	2	2,0	3								
Cocconeis placentula var. *placentula* Ehrenberg + var. *euglypta* (Ehrenberg) Grunow + var. *lineata* (Ehrenberg) Van Heurck	CPLA/ CPLE/ CPLI	2,3	1										
Cocconeis pseudolineata (Geitler) Lange-Bertalot	COPL	2,3	1										
Cocconeis pseudothumensis Reichardt	COPS			1,0	5						x	x	x
Craticula accomoda (Hustedt) Mann	NACO			3,5	2								
Craticula buderi (Hustedt) Lange-Bertalot	CRBU			3,0	3								
Craticula citrus Krasske	CRCI	2,9	1	2,3	3								
Craticula cuspidata (Kützing) Mann + *C. ambigua* (Ehrenberg) Mann	CRCU/ CAMB	3,8	3	2,7	3								
Craticula halophila (Grunow) Cleve	NHAL	3,4	5	3,0	3								
Craticula minusculoides (Hustedt) Lange-Bertalot	CMNO	2,9	2	3,0	2								
Craticula molestiformis (Hustedt) Lange-Bertalot	CMLF	2,9	2	3,1	2								
Ctenophora pulchella (Ralfs) Williams, Round	CTPU	3,5	2	2,8	4								
Cymatopleura elliptica (Brébisson) Smith + odmiany	CELL	2,9	3	1,4	3						x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Cymatopleura solea (Brébisson) Smith + odmiany + Cymatopleura librile (Ehrenberg) Ehrenberg	CSOL	3,1	3	2,1	3								
Cymbella affiniformis Krammer	CAFM	0,7	4	1,2	4		x						
Cymbella affinis Kützing	CAFF	0,7	4	1,2	4		x						
Cymbella amphioxys (Kützing) Cleve	CAPX	0,6	2			x							
Cymbella aspera (Ehrenberg) Peragallo	CASP	1,7	1								x	x	x
Cymbella austriaca (Grunow) Krammer	CAUT	0,6	1	1,0	5		x						
Cymbella compacta Østrup	CCMP	2,6	3	1,8	3		x				x	x	
Cymbella cymbiformis Agardh	CCYM	1,8	3	1,0	5		x						
Cymbella excisa Kützing + *C. excisiformis* Krammer	CAEX/ CEXF	0,7	4	1,2	4		x						
Cymbella helvetica Kützing	CHEL	1,4	2	1,1	4		x						
Cymbella hustedtii Krasske	CHUS	1,2	2				x						
Cymbella laevis Nägeli	CLAE	0,9	2	1,0	5		x						
Cymbella lanceolata (Agardh) Agardh	CLAN			1,6	4						x	x	x
Cymbella lancettula (Krammer) Krammer	CTLA	0,3	2	1,0	5		x						
Cymbella lange-bertalotii Krammer	CLBE	0,9	2	1,0	5		x						
Cymbella neocistula Krammer	CNCI	2,3	1	1,4	3						x	x	x
Cymbella neoleptoceros Krammer	CNLT			1,3	4		x						
Cymbella norvegica Grunow	CNOR	0,6	2	1,0	5	x							
Cymbella proxima Reimer	CPRX	1,2	2	1,1	5		x						
Cymbella tumida (Brébisson) Van Heurck	CTUM	2,5	2	1,6	4						x	x	x
Cymbopleura amphicephala (Nägeli) Krammer	CBAM	1,1	3	1,1	4	x	x						
Cymbopleura angustata (W.Smith) Krammer	CANG	0,9	2	1,0	5	x							
Cymbopleura cuspidata (Kützing) Krammer	CBCU			1,1	4						x	x	x
Cymbopleura hercynica (Schmidt) Krammer	CAHE	0,9	2			x	x						
Cymbopleura hybrida (Grunow) Krammer	CHYB	0,6	2	1,0	5		x						
Cymbopleura inaequalis (Ehrenberg) Krammer	CIQL	2,2	3	1,1	4					x	x	x	x
Cymbopleura incerta (Grunow) Krammer	CINC	0,6	2	1,0	5	x	x						
Cymbopleura naviculiformis (Auerswald) Krammer	CBNA	1,8	1	1,3	3	x							
Cymbopleura subaequalis (Grunow) Krammer	CSAQ	1,0	2	1,0	5	x	x						
Deliacata delicatula (Kützing) Krammer	DDEL	0,3	4	1,0	5		x						
Denticula elegans Kützing	DELE	1,8	2										
Denticula kuetzingii Grunow	DKUE	1,0	2	1,0	5		x						
Denticula tenuis Grunow	DTEN	1,4	3	1,3	4		x						
Diadesmis contenta (Grunow) D.G.Mann	HUCO			1,4	3								
Diadesmis perpusilla (Grunow) D.G.Mann	HPEP	1,2	1	1,2	4	x							
Diatoma anceps (Ehrenberg) Kirchner	DANC	0,3	2	1,0	5	x							
Diatoma ehrenbergii Kützing	DEHR	1,6	2	1,3	3		x						
Diatoma hyemalis (Roth) Heiberg	DHIE	1,0	4	1,0	5	x							
Diatoma mesodon Ehrenberg) Kützing	DMES	0,7	4	1,3	4	x	x						
Diatoma moniliformis (Kützing) Williams	DMON	2,0	3	2,2	4	x	x						
Diatoma polonica Bąk, Lange-Bertalot, Nosek, Jakubowska, Kielbasa	DPOL	1,5	3	1,5	4	x	x						
Diatoma problematica Lange-Bertalot	DPRO			1,3	4								
Diatoma tenuis Agardh	DITE			1,3	4							x	x
Diatoma vulgaris Bory	DVUL			2,1	4						x	x	x
Diatomella balfouriana Greville	DBAL	0,6	2	1,0	5	x							
Didymosphenia geminata (Lyngbye) Schmidt	DGEM	0,6	1				x						
Didymosphenia tatrensis Mrozińska, Czerwik-Marcinkowska, Gradziński	DTAT	0,6	1				x						
Diploneis elliptica (Kützing) Cleve	DELL	1,7	2	1,1	4		x						
Diploneis fontanella Lange-Bertalot	DFON	1,0	2	0,0	0		x						
Diploneis oblongella (Nägeli) Cleve-Euler	DOBL	1,0	2	1,0	5		x						
Diploneis oculata (Brébisson) Cleve	DOCU			1,2	4								

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Diploneis ovalis (Hilse) Cleve	DOVA	1,0	2	1,0	5		x						
Diploneis parma Cleve	DPAR					x							
Diploneis petersenii Hustedt	DPET	1,3	2	1,1	4	x							
Encyonema caespitosum Kützing + *E. auerswaldii* Rabenhorst	ECAE/ EAUE			1,6	2						x	x	x
Encyonema elginense (Krammer) Mann	EELG	0,6	2			x							
Encyonema gaeumannii (Meister) Krammer	CGAE	0,6	2	1,0	5	x							
Encyonema hebridicum Grunow	EHEB	0,6	2	1,0	5	x							
Encyonema lange-bertalotii Krammer	ENLB	0,7	2	1,0	4		x						
Encyonema minutum (Hilse) Mann	ENMI	2,0	1	1,6	2	x	x						
Encyonema neogracile Krammer	ENNG	0,6	4	1,0	5	x							
Encyonema perpusillum (Cleve) Mann	ENPE	0,5	2	1,0	5	x							
Encyonema prostratum (Berkeley) Kützing	EPRO	2,3	1	1,8	3						x	x	x
Encyonema reichardtii (Krammer) Mann	ENRE	2,7	3	1,5	4						x	x	x
Encyonema silesiacum (Bleisch) Mann	ESLE	2,0	2	1,5	2				x	x	x	x	x
Encyonema ventricosum (Agardh) Grunow	ENVE			1,6	2						x	x	x
Encyonema vulgare Krammer	ENVU			1,0	5	x							
Encyonopsis cesatii (Rabenhorst) Krammer	ECES	0,6	4	1,0	5	x	x						
Encyonopsis descripta (Hustedt) Krammer	CDES	0,6	2	1,0	5	x	x						
Encyonopsis falaisensis (Grunow) Krammer	ECFA	0,4	3	1,0	5	x	x						
Encyonopsis microcephala (Grunow) Krammer	ENCM	1,2	1	1,2	4	x	x						
Entomoneis ornata (Bailey) Reimer	EORN	1,2	2			x	x						x
Eolimna minima minima (Grunow) Lange-Bertalot + *E. tantula* (Hustedt) Lange-Bertalot + *Sellaphora seminulum* (Grunow) Mann	EOMI/ ETAN/ SSEM	3,2	2	3,2	2								
Eolimna subminuscula (Manguin) Gerd Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin	ESBM	3,5	4	3,4	2								
Epithemia adnata (Kützing) Brébisson	EADN	2,2	2	1,2	4						x	x	x
Epithemia argus (Ehrenberg) Kützing	EARG	1,1	2								x	x	x
Epithemia sorex Kützing	ESOR	2,7	2	1,4	3						x	x	x
Epithemia turgida (Ehrenberg) Kützing	ETUR	2,3	2								x	x	x
Euccoconeis alpestris (Brun) Lange-Bertalot in Lange-Bertalot, Genkal	EUAL			1,0	5	x	x						
Euccoconeis flexella (Kützing) Meister	EUFL	0,3	3	1,0	5	x	x						
Euccoconeis laevis (Østrup) Lange-Bertalot	EULA	1,2	2	1,3	3	x	x						
Eunotia arcubus Nörpel, Lange-Bertalot	EARB	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia arcus Ehrenberg	EARC			1,0	5	x							
Eunotia bidens Ehrenberg	EPBI	1,1	2			x							
Eunotia bigibba Kützing	EPBG	0,9	2			x							
Eunotia bilunaris (Ehrenberg) Schaarschmidt	EBIL			1,7	2	x	x						
Eunotia botuliformis Wild, Nörpel, Lange-Bertalot	EBOT	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia diadema Ehrenber	ESDI					x							
Eunotia diodon Ehrenberg	EDIO	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia exigua (Brébisson) Rabenhorst	EEXI	0,5	3	1,1	4	x							
Eunotia fallax Cleve, Lange-Bertalot	EFAL	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia flexuosa (Brébisson) Kützing	EFLE	0,7	2	1,0	5	x							
Eunotia formica Ehrenberg	EFOR			1,5	2	x	x						
Eunotia genuflexa Nörpel-Schempp	EGEN	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia glacialis Meister	EGLA	0,7	2	1,0	5	x							
Eunotia hexaglyphis Ehrenberg	EHEX	0,6	2			x							
Eunotia implicata Nörpel-Schempp, Alles, Lange-Bertalot	EIMP	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia incisa Gregory	EINC	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia intermedia (Krasske) Nörpel, Lange-Bertalot	EUIN	0,6	2			x							
Eunotia meisteri Hustedt	EMEI	0,6	2			x							
Eunotia metamonodon Lange-Bertalot	EMMO	0,6	2			x							
Eunotia microcephala Krasske	EMIC	0,6	2	1,0	5	x							

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Eunotia minor (Kützing) Grunow	EMIN			1,5	2	x	x						
Eunotia mucophila (Lange-Bertalot , Nörpel) Lange-Bertalot	EMUC	0,6	2	0,0	0	x							
Eunotia naegeli Migula	ENAE	0,6	2			x							
Eunotia nymanniana Grunow + *E. neocompacta* Mayama	ENYM/ ENEC	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia paludosa Grunow	EUPA					x							
Eunotia parallela Ehrenberg	EPAR	0,6	2			x							
Eunotia paratridentula Lange-Bertalot, Kulikovskiy	EPTD	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia pectinalis (Kützing) Rabenhorst	EPEC			1,0	5	x							
Eunotia praerupta Ehrenberg	EPRA	0,9	2	1,0	5	x							
Eunotia rhomboidea Hustedt	ERHO	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia serra Ehrenberg	ESER	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia silvahercynia Nörpel, Van Sull, Lange-Bertalot	ESIL					x							
Eunotia soleirolii (Kützing) Rabenhorst	ESOL					x							
Eunotia sudetica Müller	ESUD	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia tenella (Grunow) Hustedt	ETEN			1,0	5	x							
Eunotia tetraodon Ehrenberg	ESTE	0,6	2	1,0	5	x							
Eunotia trinacria Krasske	EPTR					x							
Eunotia triodon Ehrenberg	ETRD	0,6	2	1,0	5	x							
Fallacia lenzii (Hustedt) Lange-Bertalot	FLEN	1,2	2	1,1	4		x						
Fallacia pygmaea (Kützing) Stickle, Mann	FPYG	3,7	5	2,6	3								
Fallacia subhamulata Grunow + *F. monoculata* (Hustedt) Mann	NSBU/ FMOC	2,5	1	1,9	3						x	x	x
Fallacia sublucidula Hustedt	NSLU	2,9	1	1,9	4								
Fistulifera pelliculosa (Kützing) Lange-Bertalot	FPEL	2,5	3										
Fistulifera saprophila Lange-Bertalot, Bonik	FSAP	2,6	1	3,5	2								
Fragilaria alpestris Krasske	FALP	0,6	2										
Fragilaria amphicephaloides Lange-Bertalot	FAPO	0,9	2	1,0	5		x						
Fragilaria austriaca (Grunow) Lange-Bertalot	FAUT	0,5	4	1,0	5		x						
Fragilaria bidens Heiberg	FBID	2,2	1										
Fragilaria capucina Desmazières var. *capucina*	FCAP	1,8	2						x	x	x	x	x
Fragilaria constricta Ehrenberg	FCST	0,6	3	1,0	5	x							
Fragilaria delicatissima (Smith) Lange-Bertalot	FDEL	1,4	2	1,0	5		x						
Fragilaria dilatata (Brébisson) Lange-Bertalot	FDIL	2,7	1	0,0	0								
Fragilaria distans (Grunow) Bukhtiyarova	FCDI										x	x	x
Fragilaria elliptica Schumann	FELL	0,0	0	1,4	3								
Fragilaria famelica (Kützing) Lange-Bertalot	FFAM	0,7	4										
Fragilaria gracilis Østrup	FGRA	1,1	2	1,3	4	x	x						
Fragilaria mesolepta Rabenhorst	FMES	2,5	1	1,5	3						x	x	x
Fragilaria nanana Lange-Bertalot	FNAN	1,2	2	1,1	4	x	x						
Fragilaria parasitica (W. Smith) Grunow w Van Heurck var. *parasitica* + var. *subconstricta* Grunow	FPAR	2,3	3	2,2	3								
Fragilaria perminuta (Grunow) Lange-Bertalot	FPEM	2,1	4	1,5	3				x	x	x	x	x
Fragilaria radians (Kützing) Lange-Bertalot	FRAD	2,0	2										
Fragilaria recapitellata Lange-Bertalot i Metzeltin	FCCP	1,0	2	1,6	3	x	x						
Fragilaria rumpens (Kützing) Carlson	FCRP	1,0	2	1,6	3	x	x						
Fragilaria subsalina (Grunow) Lange-Bertalot	SSSL	2,9	3	2,6	3								x
Fragilaria tenera (Smith) Lange-Bertalot	FTEN	1,0	2	1,0	5	x	x						
Fragilaria vaucheriae (Kützing) Petersen	FVAU	1,8	1	2,5	2								
Fragilariforma bicapitata (A.Mayer) D.M.Williams & Round	FBIC	1,1	1	1,6	3				x	x	x	x	x
Fragilariforma nitzschioides (Grunow) Lange-Bertalot	FFNI	3,0	2	0,0	0								
Fragilariforma virescens (Ralfs) D.M.Williams & Round	FVIR	1,4	1	1,2	4	x							
Frustulia amphipleuroides (Grunow) Cleve-Euler	FRAM	0,6	2	1,2	4				x	x	x	x	x
Frustulia erifuga Lange-Bertalot i Krammer	FERI	0,5	2	1,0	5	x							
Frustulia rhomboides (Ehrenberg) De Toni	FRHO	0,5	3	1,0	5	x							

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Frustulia rhomboides var. crassinervia (Brébisson) Ross	FRCR	0,4	2	1,0	5	x							
Frustulia saxonica Rabenhorst	FRSA	0,4	2	1,0	5	x							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	FVUL	2,0	2	2,0	3				x	x	x	x	x
Frustulia weinholdii Hustdet	FWEI	1,4	2	1,2	2	x							x
Geissleria acceptata Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	GACC	1,8	2			x	x						
Geissleria decussis (Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	GDEC	1,2	1	1,7	3						x	x	x
Geissleria schoenfeldii (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin	GSHO	1,9	1	1,6	4		x						
Gomphonema acidoclinatum Lange-Bertalot, Reichardt	GADC	0,0	0	1,2	4								
Gomphonema acuminatum Ehrenberg + *G. coronatum* Ehrenberg	GACU/ GCOR	2,5	2	1,5	2						x	x	x
Gomphonema affine Kützing	GAFF	1,8	3										
Gomphonema angustatum (Kützing) Rabenhorst	GAAE	1,0	3	0,0	0								
Gomphonema angustum Agardh	GANT	1,0	3	1,6	3		x						
Gomphonema augur Ehrenberg	GAUG	3,1	1	2,1	3								
Gomphonema auritum Braun	GAUR	0,6	1	1,1	4	x	x						
Gomphonema bavaricum Reichardt, Lange-Bertalot	GBAV	0,6	2	1,1	5		x						
Gomphonema bohemicum Reichelt, Fricke	GBOH	0,6	1	1,0	5	x							
Gomphonema brebissonii Kützing	GBRE	2,0	2			x							
Gomphonema calcifugum Lange-Bertalot, Reichardt	GOMI	1,2	2	1,5	3	x							
Gomphonema clavatulum Reichardt	GCVT	0,0	0	1,2	4						x	x	x
Gomphonema clavatum Ehrenberg	GCLA			1,2	4						x	x	x
Gomphonema clevei Fricke	GCLE	1,2	2				x						
Gomphonema cuneolus Reichardt	GCUN	1,3	2				x						
Gomphonema dichotomum Kützing	GDIC	1,3	2			x	x						
Gomphonema exilissimum (Grunow) Lange-Bertalot, Reichardt	GPXS	0,7	2			x							
Gomphonema gracile Ehrenberg	GGRA			1,2	4								
Gomphonema hebridense Gregory	GHEB	0,9	2	1,1	4	x							
Gomphonema helveticum Brun	GHEL						x						
Gomphonema innocens Reichardt	GINN	3,0	2	0,0	0		x						
Gomphonema lateripunctatum Reichardt, Lange-Bertalot	GLAT	0,7	2	1,0	5		x						
Gomphonema micropus Kützing	GMIC			1,9	4						x	x	x
Gomphonema minutum (Agardh) Agardh	GMIN	2,2	1	2,0	5						x	x	x
Gomphonema occultum Reichardt, Lange-Bertalot	GOCU	0,6	2	1,0	5		x						
Gomphonema olivaceoides Hustedt	GOOL	1,5	2	1,5	3	x	x						
Gomphonema olivaceolacuum (Lange-Bertalot i Reichardt) Lange-Bertalot, Reichardt	GOOC	1,9	3	1,9	4								
Gomphonema olivaceum (Hornemann) Brébisson	GOLI	2,9	1	2,1	4				x	x	x	x	x
Gomphonema parvulius (Lange-Bertalot i Reichardt) Lange--Bertalot, Reichardt	GPPA	0,6	2			x							
Gomphonema parvulum (Kützing) Kützing var. *parvulum* + var. *parvulum* Lange-Bertalot, Reichardt f. *saprophilum*	GPAR/ GPAS	3,6	2										
Gomphonema procerum Reichardt, Lange-Bertalot	GPRC	1,2	2	1,0	5		x						
Gomphonema productum (Grunow) Lange-Bertalot, Reichardt	GPRO	1,3	2	1,2	4	x							
Gomphonema pseudoaugur Lange-Bertalot	GPSA	3,7	3	2,5	3								
Gomphonema pumilum (Grunow) Reichardt, Lange-Bertalot	GPUM	1,1	1	1,6	3		x						
Gomphonema sarcophagus Gregory	GSAR	1,3	2	0,0	0						x	x	x
Gomphonema subclavatum (Grunow) Grunow	GSCL	0,0	0	1,2	4								
Gomphonema subtile Ehrenberg	GSUB					x	x						
Gomphonema tergestinum (Grunow) Schmidt	GTER	1,4	1	1,9	4		x						
Gomphonema truncatum Ehrenberg + *G. pala* Reichardt + *G. italicum* Kützing + *G. capitatum* Ehrenberg	GTRU/ GOPA/ GCAP	1,9	1	1,5	2						x	x	x
Gomphonema utae Lange-Bertalot, Reichardt	GUTA	2,0	2	0,0	0								
Gomphonema ventricosum Gregory	GVEN	0,5	5	1,0	5	x	x						
Gomphonema vibrio Ehrenberg	GVIB						x						

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Gomphosphenia lingulatiformis (Lange-Bertalot, Reichardt) Lange-Bertalot	GGLI										x	x	x
Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst	GYAC	3,7	3	1,9	3								
Gyrosigma attenuatum (Kützing) Rabenhorst	GYAT	2,6	3										
Gyrosigma obtusatum (Sullivant, Wormley) Boyer	GSCA	2,3	1										
Gyrosigma sciotonense (Sullivant) Cleve	GSCI	2,7	2	2,0	4								
Halamphora coffeaeformis (Agardh) Levkov	HACO	3,5	2	0,0	0								
Halamphora montana (Krasske) Levkov	HLMO	2,9	2										
Halamphora oligotraphenta (Lange-Bertalot) Levkov	HOLI						x						
Halamphora thumensis (Mayer) Levkov	HTHU	1,4	3	1,1	4		x						
Halamphora veneta (Kützing) Levkov	HVEN	3,8	2	3,6	3								
Hantzschia amphioxys (Ehrenberg) Grunow + *H. abundans* Lange-Bertalot	HAMP/ HABU	3,6	3	1,8	1								
Hippodonta capitata (Ehrenberg) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HCAP	3,4	3	2,7	3								
Hippodonta costulata (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HCOS	2,9	2	1,5	3								
Hippodonta hungarica (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HHUN	2,7	2										
Hippodonta lueneburgensis (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HLUE	2,7	2										
Hippodonta neglecta Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HNEG	1,5	1	0,0	0								
Karayevia clevei (Grunow) Round + *K. ploenensis* (Hustedt) Bukhtiyarova	KCLE	2,6	3	1,7	3						x	x	x
Karayevia kolbei (Hustedt) Bukhtiyarova	KAKO	3,9	2										
Karayevia laterostrata (Hustedt) Bukhtiyarova	KLAT	1,2	2	1,0	5	x	x						
Karayevia suchlandtii (Hustedt) Bukhtiyarova	KASU	0,6	2	1,0	5	x							
Kobayasiella jaagii (Meister) Lange-Bertalot	KOJA	0,9	2	1,0	5	x	x						
Kobayasiella parasubtilissima (Kobayasi i Nagumo) Lange--Bertalot	KOPA	0,5	2	1,0	5	x							
Kobayasiella subtilissima (Cleve) Lange-Bertalot	KOSU	0,6	2	1,0	5	x							
Kolbesia gessneri (Hustedt) Aboal	KGES	2,6	3	1,9	4						x	x	x
Lemnicola hungarica (Grunow) Round i Basson	LHUN	3,4	2	2,7	3								
Luticola cohnii (Hilse) Mann	LCOH	3,5	2										
Luticola goeppertiana (Bleisch) Mann	LGOE	3,6	5	3,3	2								
Luticola mutica (Kützing) Mann + *L. frequentissima* Levkov, Metzeltin, A.Pavlov	LMUT/ LFQN	2,9	1	2,0	3								
Luticola nivalis (Ehrenberg) Mann	LNIV	2,9	1										
Luticola ventricosa (Kützing) Mann + *L. ventriconfusa* Lange-Bertalot	LVEN/ LVCF	3,1	2										
Mayamaea atomus (Kützing) Lange-Bertalot var. *atomus* + var. *permitis* (Hustedt) Lange-Bertalot	MAAT/ MAPE	2,8	3	3,4	2								
Mayamaea lacunolaciniata (Lange-Bertalot, Bonik) Lange--Bertalot	MLLC	3,9	3										
Melosira nummuloides Agardh	MNAL	3,5	2										
Melosira varians Agardh	MVAR	2,9	4	2,3	2								
Meridion circulare (Greville) Agardh	MCIR	2,5	2	1,9	3				x	x	x	x	x
Meridion constrictum Ralfs	MCCO	1,2	2	1,2	4	x	x						
Navicula angusta Grunow	NAAN	0,6	2	1,0	5	x							
Navicula antonii Lange-Bertalot	NANT			2,2	2						x	x	x
Navicula arvensis var. *major* Lange-Bertalot	NAMA	3,9	2	3,5	2								
Navicula associata Lange-Bertalot	NXAS	2,3	1										
Navicula canoris Hohn, Hellerman	NCNO	2,9	1	2,0	5								
Navicula capitatoradiata Germain	NCPR	3,3	4	2,3	3						x	x	x
Navicula cari Ehrenberg	NCAR	2,6	1	1,5	3						x	x	x
Navicula cincta (Ehrenberg) Ralfs	NCIN	3,4	2	2,6	2								
Navicula cryptocephala Kützing	NCRY	3,5	4	2,5	2				x	x	x	x	x
Navicula cryptofallax Lange-Bertalot, Hofmann	NCFA	2,1	2	1,9	4						x		

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot + *N. cryptotenelloides* Lange-Bertalot	NCTE/ NCGN	2,3	1	1,5	2				x	x	x	x	x
Navicula detenta Hustedt	NDET	0,6	2	1,0	5	x							
Navicula erifuga Lange-Bertalot	NERI	2,9	2	2,3	3								
Navicula exigua Gregory	NEXG	2,9	3	1,5	3						x	x	x
Navicula exilis Kützing	NEXI	2,0	1	1,1	4	x							
Navicula germainii Wallace + *N. rostellata* Kützing + *N. amphiceropsis* Lange-Bertalot, Rumrich	NGER/ NROS/ NAAM	3,5	4	2,2	4								
Navicula gottlandica Grunow	NGOT	1,5	2	1,0	5		x						
Navicula gregaria Donkin	NGRE	3,5	4	2,5	2								
Navicula kotschyi Grunow	NKOT	3,5	2	1,5	2								
Navicula lanceolata Mann, Droop	NLAN	3,5	1	2,3	1								
Navicula lundii Reichardt	NLUN					x	x						
Navicula menisculus Schumann	NMEN	2,7	2	1,1	5						x	x	x
Navicula minuscula var. *muralis*	NMMU	2,9	3	3,1	3								
Navicula moskalii Metzeltin, Witkowski, Lange-Bertalot	NMOK	2,3	1	2,1	4							x	x
Navicula notha Wallace	NHMD					x							
Navicula oblonga (Kützing) Kützing	NOBL	2,7	1	1,4	3								
Navicula oppugnata Hustedt	NOPU	2,0	2								x	x	x
Navicula perminuta Grunow	NPNU	3,4	3	2,3	3								
Navicula phyllepta Kützing	NPHY	2,9	3	2,3	3								
Navicula praeterita Hustedt	NPRA	0,9	2	1,0	5		x						
Navicula radiosa Kützing	NRAD	0,6	3	1,3	4					x	x	x	x
Navicula recens (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	NRCS	2,9	2	2,4	3								
Navicula reichardtiana Lange-Bertalot	NRCH	2,3	1	2,1	4						x	x	x
Navicula reinhardtii (Grunow) Grunow	NREI	2,8	1	1,9	4						x	x	x
Navicula rhynchocephala Kützing	NRHE	2,3	1	1,7	2				x	x	x	x	x
Navicula rhynchotella Lange-Bertalot	NRHT	3,3	2										
Navicula salinarum Grunow	NSAL	2,3	2										x
Navicula schmassmannii Hustedt	NSMM	0,6	2	1,0	5	x							
Navicula simulata Manguin	NSIA	3,5	2	2,0	2								
Navicula slesvicensis Grunow	NSLE	3,0	2	2,0	5						x	x	x
Navicula striolata (Grunow) Lange-Bertalot	NSTL	4,0	2	1,0	5								
Navicula subalpina Reichardt	NSBN	1,4	2	1,0	5		x						
Navicula symmetrica Patrick	NSYM	3,5	4	2,2	4								x
Navicula tenelloides Hustedt	NTEN	2,9	2										
Navicula tripunctata (Müller) Bory	NTPT	3,1	3	2,1	3								
Navicula trivialis Lange-Bertalot	NTRV	3,3	1	2,7	3								
Navicula trophicatrix Lange-Bertalot	NTCX										x	x	x
Navicula upsaliensis Schumann	NMUP	2,9	2								x	x	x
Navicula utermoehlii Hustedt	NUTE	1,8	2	1,4	4		x						
Navicula veneta Kützing	NVEN	3,5	5	3,3	2								
Navicula vilaplanii (Lange-Bertalot , Sabater) Lange-Bertalot, Sabater	NVIP	3,0	2	0,0	0								
Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg	NVIR	3,5	4	2,2	4								
Navicula vulpina Kützing	NVUL	1,8	2	1,0	5		x						
Navicula wiesneri Lange-Bertalot	NWIE	3,5	3	2,5	2							x	x
Navicula wildii Lange-Bertalot	NWIL	0,3	2	1,0	5		x						
Naviculadicta vitabunda (Hustedt) Lange-Bertalot	SVIT	1,3	2	1,2	4								
Neidiopsis levanderi (Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	NDLV			1,0	5	x							
Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer	NEAF	0,6	2	1,0	5	x	x						
Neidium alpinum Hustedt	NALP	0,6	2	1,0	5	x							
Neidium ampliatum (Ehrenberg) Krammer	NEAM	1,5	2	1,0	5	x	x						
Neidium binodeforme Krammer	NBNF	3,0	1										

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Neidium binodis (Ehrenberg) Hustedt	NBID	1,8	1	1,3	3								
Neidium bisulcatum (Lagerstedt) Cleve var. *bisculatum*	NBIS	0,6	3	1,0	5	x							
Neidium densestriatum (Østrup) Krammer	NDSS					x							
Neidium dubium (Ehrenberg) Cleve	NEDU	2,3	2	1,3	3								
Neidium hercynicum Mayer	NEHC	0,5	2	1,0	5	x							
Neidium iridis (Ehrenberg) Cleve	NIRI	1,3	2	1,0	5	x							
Neidium longiceps (Gregory) Ross	NLGI	0,6	2			x	x						
Neidium productum (Smith) Cleve	NEPR	1,4	2	1,0	5	x							
Nitzschia abbreviata Hustedt	NZAB	3,5	1										
Nitzschia acicularis (Kützing) Smith	NACI	3,6	5	2,5	2								
Nitzschia acidoclinata Lange-Bertalot	NACD	2,3	2	1,3	3	x	x						
Nitzschia acula (Kützing) Hantzsch	NACU	2,7	2	2,0	3						x	x	x
Nitzschia adamata Hustedt	NZAD	3,4	2	2,1	4								
Nitzschia agnita Hustedt	NAGN	3,0	1	0,0	0								
Nitzschia alicae Hlúbiková & Ector	NALC	1,5	3	1,5	2	x	x						
Nitzschia alpina Hustedt	NZAL	0,6	3	1,0	5	x							
Nitzschia amphibia Grunow	NAMP	3,8	5	2,5	2								
Nitzschia angustata (Smith) Grunow	NIAN	1,9	1	1,3	4						x	x	x
Nitzschia angustatula Lange-Bertalot	NZAG	2,6	2	1,9	4								
Nitzschia angustiforaminata Lange-Bertalot	NAGF	3,9	2										
Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	NIAR	2,0	2	1,9	3								
Nitzschia bacillum Hustedt	NBCL	1,9	2	1,1	4								
Nitzschia bavarica Hustedt	NBAV	2,0	2										
Nitzschia bremensis Hustedt	NBMS	1,5	1	0,0	0		x					x	x
Nitzschia brevissima Grunow	NBRE	2,9	2										
Nitzschia bulnheimiana (Rabenhorst) Smith	NIBU	3,5	1	0,0	0								
Nitzschia calida Grunow	NICA	3,0	2	2,9	4								
Nitzschia capitellata Hustedt	NCTN	3,8	5	3,4	2								
Nitzschia clausii Hantzsch	NCLA	3,9	2	2,9	4								
Nitzschia communis Rabenhorst	NCOM	3,9	2	3,3	3								
Nitzschia commutata Grunow	NICO	3,5	2										
Nitzschia constricta (Kützing) Ralfs	NZCO	3,9	5	3,3	3								
Nitzschia debilis (Arnott) Grunow	NDEB	2,9	2										
Nitzschia dissipata (Kützing) Grunow ssp. *dissipata* + *N. dissipata* var. *media* (Hantzsch) Grunow	NDIS/ NDME	2,4	2	2,0	3								
Nitzschia dubia Smith	NDUB	2,9	2										
Nitzschia filiformis (Smith) Van Heurck	NFIL	3,7	2	2,9	4								
Nitzschia fonticola Grunow	NFON			2,1	4						x	x	x
Nitzschia fossilis (Grunow) Grunow	NIFS	2,5	1	2,0	1						x	x	x
Nitzschia frustulum (Kützing) Grunow + *N. frustulum* var. *inconspicua* Grunow	NIFR/ NINC	3,3	3	2,2	4								
Nitzschia fruticosa Hustedt	NIFT	2,9	2										
Nitzschia graciliformis Lange-Bertalot, Simonsen	NIGF	3,4	1	1,6	2								
Nitzschia gracilis Hantzsch	NIGR	2,5	2	1,3	4						x	x	x
Nitzschia hantzschiana Rabenhorst	NHAN	2,0	3	1,6	2	x	x						
Nitzschia heufleriana Grunow	NHEU	3,3	4	2,0	5							x	x
Nitzschia homburgiensis Lange-Bertalot	NHOM	1,4	3	1,3	3	x							
Nitzschia hungarica Grunow	NIHU	3,9	3	2,9	4								
Nitzschia intermedia Hantzsch	NINT	2,9	2									x	x
Nitzschia lacuum Lange-Bertalot	NILA	1,2	1	1,2	4	x	x						
Nitzschia levidensis (Smith) Grunow + odmiany	NLEV	3,7	2	2,9	4								x
Nitzschia linearis Agardh) Smith	NLIN	3,4	4	1,9	2							x	x
Nitzschia microcephala Grunow	NMIC	3,9	3	2,5	2								
Nitzschia nana Grunow	NNAN	1,4	2	1,2	2								

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Nitzschia palea (Kützing) Smith var. *palea* + var. *debilis* (Kützing) Grunow	NPAL/ NPAD	3,3	3										
Nitzschia paleacea (Grunow) Grunow	NPAE	2,3	2	2,7	3								
Nitzschia perminuta (Grunow) Peragallo	NIPM	2,3	1	1,3	3	x	x						
Nitzschia pura Hustedt	NIPR	1,9	3	1,8	2				x	x	x	x	x
Nitzschia pusilla Grunow	NIPU	2,7	2	2,4	3								
Nitzschia radicula Hustedt	NZRA			1,6	2		x						
Nitzschia recta Hantzsch	NREC	3,0	3	1,5	2								
Nitzschia regula Hustedt	NIRE						x						
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch) Smith	NSIO	3,8	4	2,1	4								
Nitzschia sociabilis Hustedt	NSOC	2,8	1	2,1	4						x	x	x
Nitzschia solgensis Cleve-Euler	NSDE	2,3	2	1,8	2							x	x
Nitzschia solita Hustedt	NISO	3,4	2										
Nitzschia subacicularis Hustedt	NSUA			2,0	3								
Nitzschia sublinearis Hustedt	NSBL	2,7	4	1,6	2						x	x	x
Nitzschia subtilis Grunow	NLSU	3,9	3										
Nitzschia supralitorea Lange-Bertalot	NZSU	2,9	4	2,7	3								
Nitzschia tabellaria	NSIT	1,2	1										
Nitzschia tenuis Smith	NITE	3,4	4	1,9	2								
Nitzschia tryblionella Hantzsch	NTRY	3,8	4	2,4	4								
Nitzschia tubicola Grunow	NTUB	3,4	2	2,1	4								
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	NUMB	3,8	3	3,8	4								
Nitzschia valdecostata Lange-Bertalot, Simonsen	NVLC	3,5	1										
Nitzschia vermicularis Lange-Bertalot + *N. vermicularoides* Lange-Bertalot	NVER			2,0	3						x	x	x
Nitzschia wuellerstorfii Lange-Bertalot	NWUE			2,1	4						x	x	x
Nupela lapidosa (Krasske) Lange-Bertalot	NULA	0,7	3	1,0	5	x							
Parlibellus protracta (Grunow) Witkowski, Lange Bertalot i Metzeltin	PPRE	2,9	2	2,1	4								
Parlibellus protractoides (Hustedt) Witkowski, Lange Bertalot, Metzeltin	PAPR			2,1	4								
Peronia fibula (Brébisson) Ross	PFIB					x							
Pinnularia borealis Ehrenberg	PBOR	1,9	1	1,4	3						x	x	x
Pinnularia brauniana (Grunow) Mills	PBRN	0,7	2			x							
Pinnularia brebissonii (Kützing) Rabenhorst	PBRE			2,1	2						x	x	x
Pinnularia divergens Smith	PDIV	0,6	2										
Pinnularia divergentissima (Grunow) Cleve	PDVG	0,6	2			x							
Pinnularia gibba Ehrenberg + P. subgibba Krammer	PGIB/ PSGI			2,5	1	x	x						
Pinnularia hemiptera (Kützing) Rabenhorst	PHEM	0,6	2			x	x						
Pinnularia interrupta Smith	PINT	0,7	2	1,2	4	x							
Pinnularia isselana Krammer	PISS	2,0	1	3,5	1								
Pinnularia legumen Ehrenberg	PLEG	0,6	2			x	x						
Pinnularia lundii Hustedt	PLUN										x	x	x
Pinnularia major (Kützing) Rabenhorst + *P. neomajor* Krammer	PMAJ/ PNEO	1,4	3	1,0	5	x						x	x
Pinnularia marchica Schönfelder	PMCH	1,5	1	1,5	1		x						
Pinnularia mesolepta (Ehrenberg) Smith	PMES			1,2	4	x							
Pinnularia microstauron (Ehrenberg) Cleve	PMIC										x	x	x
Pinnularia nobilis (Ehrenberg) Ehrenberg	PNOB	0,5	2			x							
Pinnularia nodosa (Ehrenberg) Smith	PNOD	0,3	2			x							
Pinnularia obscura Krasske	POBS												
Pinnularia perinterrupta Krammer	PPIN	0,3	2										
Pinnularia perirrorata Krammer	PSIL					x							
Pinnularia pulchra Østrup	PPUL	0,6	2										
Pinnularia rupestris Hantzsch	PRUP	0,6	2			x							

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Pinnularia subcapitata Gregory var. *subcapitata* + *P. sinistra* Krammer	PSCA/ PSIN	0,9	2	1,0	5	x							
Pinnularia sudetica (Hilse) Hilse	PSUD	1,3	2			x							
Pinnularia viridiformis Krammer	PVIF					x							
Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehrenberg	PVIR	1,3	2	1,2	4	x	x						
Placoneis anglica (Ralfs) Cox + *P. pseudoanglica* (Lange-Bertalot) Cox	PAGI/ PPSA	2,1	2									x	x
Placoneis clementis (Grunow) Cox + *P. clementoides* (Grunow) Cox	PCLT/ PCLD	2,5	2	1,7	4						x	x	x
Placoneis constans (Hustedt) Cox	PCTA	2,9	1	1,4	4						x	x	x
Placoneis elginensis (Gregory) Cox + *P. paraelginensis* Lange-Bertalot	PELG/ PPAE	2,1	2	1,5	3						x	x	x
Placoneis gastrum (Ehrenberg) Mereschkowsky	PGAS	2,9	3	1,5	5						x	x	x
Placoneis placentula (Ehrenberg) Heinzerling	PPLC	2,7	3	1,6	4						x	x	x
Planothidium biporomum (Hohn i Hellerman) Lange-Bertalot	PLBI	1,2	1	0,0	0	x	x						
Planothidium daui (Foged) Lange-Bertalot	PDAU	1,8	2										
Planothidium delicatulum (Kützing) Round, Bukhtiyarova	PTDE	2,9	3	2,6	3								
Planothidium dubium (Grunow) Round, Bukhtiyarova	PTDU	2,8	3										
Planothidium frequentissimum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PLFR	2,8	3			x			x	x	x	x	x
Planothidium granum (Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot	PGRN	1,8	2										
Planothidium lanceolatum (Brébisson) Lange-Bertalot	PTLA	3,3	3						x	x	x	x	x
Planothidium minutissimum (Krasske) Lange-Bertalot	PLMN	3,0	2	0,0	0								
Planothidium oestrupii (Cleve-Euler) Edlund	PTOE	1,2	2	1,3	4	x	x						
Planothidium peragalli (Brun, Héribaud-Joseph) Round & Bukhtiyarova	PLPP	0,6	3	1,1	4	x							
Planothidium rostratum (Østrup) Lange-Bertalot	PRST	2,0	3										
Platessa conspicua (Mayer) Lange-Bertalot	ACON			1,5	2				x	x	x	x	x
Pleurosira laevis (Ehrenberg) Compère	PLEV			1,0	2								
Prestauroneis integra (Smith) Bruder	PITE	2,9	2	2,4	2								
Psammothidium altaicum (Poretzky) Bukhtiyarova	PALT	1,7	2	1,0	5	x							
Psammothidium bioretii (Germain) Bukhtiyarova, Round	PBIO			1,2	4	x	x						
Psammothidium daonense (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PDAO			1,1	4	x							
Psammothidium grischunum (Wuthrich) Bukhtiyarova i Round	PGRI			1,0	5	x	x						
Psammothidium helveticum (Hustedt) Bukhtiyarova, Round	PHEL	0,6	3	1,0	5	x							
Psammothidium lauenburgianum (Hustedt) Bukhtiyarova, Round	PLAU	1,8	3	1,9	4				x	x	x	x	x
Psammothidium levanderi (Hustedt) Bukhtyiarova, Round	PLVD	0,6	3	1,0	5	x							
Psammothidium marginulatum (Grunow) Bukhtiyarova, Round	PMRG	0,6	2	1,0	5	x							
Psammothidium montanum (Krasske) Mayuma	PMMO	0,6	2	1,0	5								
Psammothidium rechtense (Leclercq) Lange-Bertalot	PSRE	0,6	2	1,0	5	x							
Psammothidium subatomoides (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	PSAT	2,1	2	1,1	4	x							
Psammothidium ventrale (Krasske) Bukhtiyarova, Round	PVEN	0,5	3			x							
Pseudostaurosira binodis (Ehrenberg) M.B.Edlund	FCBI	2,3	2								x		x
Pseudostaurosira brevistriata (Grunow) D.M.Williams & Round	FBRE	3,0	1	1,3	4						x	x	x
Reimeria sinuata (Gregory) Kociolek, Stoermer + *R. uniseriata* Sala, Guerrero, Ferrario	RSIN/ RUNI	2,1	1	2,0	2				x	x	x	x	x
Rhoicosphenia abbreviata (Agardh) Lange-Bertalot	RABB	2,9	2	2,1	4						x	x	x
Rhopalodia gibba (Ehrenberg) Müller var. gibba	RGIB	2,7	2	1,5	3						x	x	x
Rhopalodia parallela (Grunow) Müller	RGPA	0,6	3	1,0	5		x						
Sellaphora bacillum (Ehrenberg) Mann	SEBA	2,3	3	1,6	4								
Sellaphora joubaudii (Germain) Aboal	SJOU	3,6	5	1,8	3								
Sellaphora laevissima (Kützing) Mann	SELA	1,1	2	1,1	4	x	x						
Sellaphora mutata (Krasske) Lange-Bertalot + S. mutatoides Lange-Bertalot, Metzeltin	SEMU/ SMTO	1,2	2										

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	K	W	1	2	3	4	5	6
Sellaphora pupula (Kützing) Mereschkowsky + *S. pseudopupula* (Krasske) Lange-Bertalot	SPUP/ SPPU	3,7	5	2,6	3								
Sellaphora stroemii Hustedt	SSTM	1,2	2	1,0	5		x						
Sellaphora subrotundata (Hustedt) Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère, Mann	NSBR	1,8	2	1,4	4								
Simonsenia delognei (Grunow) Lange-Bertalot	SIDE	2,9	2	2,2	4								
Stauroforma exiguiformis (Lange-Bertalot) R.J.Flower, V.J.Jones & Round	FEXI	0,6	2	1,0	5	x							
Stauroneis acuta Smith	STAC	1,8	1										
Stauroneis agrestis Petersen	STAG			1,0	5								
Stauroneis anceps Ehrenberg	STAN			1,2	4	x	x						
Stauroneis gracilis Ehrenberg	SGRC	2,9	1	1,5	2								
Stauroneis kriegeri Patrick	STKR	3,3	2	1,6	2								
Stauroneis leguminopsis Lange-Bertalot, Krammer	STLE	1,9	2										
Stauroneis phoenicenteron (Nitzsch) Ehrenberg	SPHO	2,9	1	1,5	2						x	x	x
Stauroneis smithii Grunow	SSMI	3,3	2	1,5	2								
Stauroneis thermicola (Petersen) Lund + *S. parathermicola* Lange-Bertalot	STHE/ SPTH			1,4	3	x	x						
Staurosira construens Ehrenberg	FCON	2,3	2	1,4	3						x	x	x
Staurosira venter (Ehrenberg) Cleve & J.D.Möller	FCVE	2,3	2						x	x	x	x	x
Staurosirella lapponica (Grunow) D.M.Williams & Round	STLA	3,0	2	0,0	0								
Staurosirella leptostauron (Ehrenberg) D.M.Williams & Round var. *leptostauron* + var. *dubia* (Grunow) M.B Edlund	FLEP	2,0	1								x	x	x
Staurosirella pinnata (Ehrenberg) D.M.Williams & Round	FPIN	2,2	1	1,4	3				x	x	x	x	x
Stenopterobia curvula (Smith) Krammer	STCU	0,4	2	1,0	5	x							
Stenopterobia delicatissima (Lewis) Brébisson	STDE	0,5	2	1,0	5	x							
Surirella amphioxys Smith	SAPH	2,9	2										
Surirella angusta Kützing	SANG	3,7	3	2,2	2								
Surirella bifrons Ehrenberg	SBIF	2,3	2			x	x						
Surirella biseriata Brébisson	SBIS	2,1	2										
Surirella brebissonii Krammer, Lange-Bertalot + *S. kuetzingii* Krammer, Lange-Bertalot	SBRE/ SBKU	3,6	5	2,5	2								
Surirella crumena Brébisson	SCRU	2,9	2										
Surirella elegans Ehrenberg	SELE	2,7	3										
Surirella helvetica Brun	SHEL	0,6	2	1,0	5	x							
Surirella linearis Smith	SLIN	1,0	2	1,1	4	x	x						
Surirella minuta Brébisson	SUMI	3,8	3	2,4	3								
Surirella ovalis Brébisson	SOVI			2,9	4								
Surirella roba Leclercq	SRBA	0,6	2	1,0	5	x							
Surirella spiralis Kützing	SSPI	0,6	2			x	x						
Surirella terricola Lange-Bertalot, Alles	STER	2,5	1	0,0	0								
Tabellaria fenestrata (Lyngbye) Kützing	TFEN	1,4	3			x	x						
Tabellaria flocculosa (Roth) Kützing	TFLO	0,8	2	1,1	4	x	x						
Tabellaria ventricosa Kützing	TVEN	0,9	2	1,0	5	x							
Tabularia fasciculata (Agardh) Williams, Round + *T. tabulata* (C.Agardh) Snoeijs	FFAS	3,5	3	2,5	3								x
Tetracyclus glans (Ehrenberg) Mills	TGLA	0,6	3	1,0	5	x							
Tetracyclus rupestris (Braun) Grunow	TRUP	0,5	2	1,0	5	x							
Ulnaria acus (Kützing) Aboal	FARC	1,0	3	1,5	2	x	x						
Ulnaria acus (Kützing) Aboal	UACU	1,8	2										
Ulnaria biceps (Kützing) Compère	FBCP	3,0	1										
Ulnaria delicatissima var. *angustissima* (Grunow) Aboal	UDEA	1,8	2										
Ulnaria oxyrhynchus (Kützing) Aboal	UOXY	2,9	2										
Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère	UULN	3,5	4										

Suplement 2

Wykaz wskaźnikowych taksonów okrzemek do klasyfikacji zbiorników zaporowych na podstawie wskaźnika IO oraz uaktualnione wartości indeksu trofii (TI – wartość wrażliwości taksonu, wTI – wartość wagowa taksonu) i saprobii (SI – wartość wrażliwości taksonu, wSI – wartość wagowa taksonu), x – oznaczenie taksonów referencyjnych dla wyróżnionych typów zbiorników zaporowych (R – reolimniczny, P – przejściowy, L – limniczny); wykaz uszeregowany alfabetycznie według nazw taksonów

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Achnanthes exigua Grunow	ADEG			2	1			
Achnanthes nodosa Cleve	ANOD	1	2	1	5	x	x	x
Achnanthes oblongella Østrup	AOBG	1	2	1	5	x	x	x
Achnanthes petersenii Hustedt	APET	1	1	1	5	x	x	x
Achnanthes pusilla (Grunow) De Toni	APUS	1	3	1	5	x	x	x
Achnanthes trinodis (Ralfs) Grunow	ATRI	1	2	1	5			
Achnanthidium affine (Grunow) Czarnecki	ACAF	2	2	1	3			
Achnanthidium caledonicum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADCA	1	2	1	5	x	x	x
Achnanthidium eutrophilum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADEU	2	2					
Achnanthidium exile (Kützing) Round, Bukhtiyarova	ADEX	1	3	1	4	x	x	x
Achnanthidium gracillimum (Meister) Lange-Bertalot	ADGL	1	3	1	5	x	x	x
Achnanthidium lineare Smith	ACLI	2	1					
Achnanthidium minutissimum (Kützing) Czarnecki var. *minutissimum*	ADMI	1	1	2	1	x	x	x
Achnanthidium minutissimum f. *inconspicuum* (Østrup) Compère, Riaux-Gobin + var. *jackii* (Rabenhorst) Lange-Bertalot	AICP/ADMJ	1	3	1	5	x	x	x
Achnanthidium pyrenaicum (Hustedt) Kobayasi	ADPY	1	1	1	3	x	x	x
Achnanthidium saprophilum (Kobayasi i Mayama) Round, Bukhtiyarova	ADSA	3	4	3	3			
Achnanthidium thienemannii (Hustedt) Lange-Bertalot	ADTH	1	1	1	3	x	x	x
Adlafia bryophila (Petersen) Lange-Bertalot	ABRY	1	2	1	4	x	x	x
Adlafia minuscula (Grunow) Lange-Bertalot	ADMS	2	2	2	4			x
Adlafia minuscula var. *muralis* (Grunow) Lange-Bertalot	ADMM	3	3	3	3			
Adlafia suchlandtii (Hustedt) Lange-Bertalot	ADFS	1	2	1	5	x	x	x
Amphipleura pellucida (Kützing) Kützing	APEL	2	2	1	3	x	x	x
Amphora copulata (Kützing) Schoeman, Archibald	ACOP	4	5	2	2			
Amphora inariensis Krammer + *A. indisticta* Levkov	AINA/AMID	2	1	1	4	x	x	x
Amphora ovalis (Kützing) Kützing	AOVA	3	2	2	2			
Amphora pediculus (Kützing) Grunow	APED	3	2	2	2			x
Aneumastus stroesei (Østrup) Mann, Stickle	ANSS	2	2	1	4	x	x	x
Aneumastus tusculus (Ehrenberg) Mann, Stickle	ANTU	2	1	1	4	x	x	x
Anomoeoneis sphaerophora Pfitzer	ASAN	3	3	3	3			
Aulacoseira italica (Ehrenberg) Simonsen	AUIT	1	2					
Bacillaria paxilifera (Müller) Marsson	BPTU	3	3	2	3			
Berkeleya rutilans (Trentepohl) Grunow	BRUT	3	3					
Brachysira brebissonii Ross	BBRE	1	2	1	5	x	x	x
Brachysira neoexilis Lange-Bertalot	BNEO	1	2	1	5	x	x	x
Brachysira procera Lange-Bertalot, Moser	BPRO					x	x	x
Brachysira serians (Brébisson) Round, Mann	BDER	1	1	1	5	x	x	x
Brachysira styriaca (Grunow) Ross	BTSY					x	x	x
Brachysira vitrea (Grunow) Ross	BVIT	1	2	1	5			
Brachysira zellensis (Grunow) Round, Mann	BZELL					x	x	x
Caloneis aerophila Bock	CAPS			1	5	x	x	x
Caloneis alpestris (Grunow) Cleve	CAMP	1	2	1	5			
Caloneis amphisbanena (Bory) Cleve	CBAC	4	2	2	3			
Caloneis fontinalis (Grunow) Cleve-Euler + *C. lancettula* (Schulz) Lange-Bertalot & Witkowski + *C. bacillum* (Grunow) Cleve	CFLN/CLAN/CBAC	3	1	2	4			

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Caloneis latiuscula (Kützing) Cleve	CLTU			1	5	x	x	x
Caloneis obtusa (Smith) Cleve	CAOB	1	2	1	5	x	x	x
Caloneis pulchra Messikommer	CPUL	1	1	1	5			
Caloneis schumanniana (Grunow) Cleve	CSHU			1	4			
Caloneis silicula (Ehrenberg) Cleve	CSIL			1	4	x	x	x
Caloneis tenuis (Gregory) Krammer	CATE	1	2					
Caloneis undulata (Gregory) Krammer	CUND	1	2			x	x	x
Cavinula cocconeiformis (Gregory, Greville) Mann, Stickle	CCOC	1	2	1	5	x	x	x
Cavinula jaernefeltii (Hustedt) Mann, Stickle	CJAR	1	2	1	4	x	x	x
Cavinula pseudoscutiformis (Hustedt), Mann, Stickle	CPSE	1	2	1	5	x	x	x
Cavinula scutelloides (Smith) Lange-Bertalot	CVSO	3	3	2	4			
Chamaepinnularia evanida (Hustedt) Lange-Bertalot	CHEC	2	1	1	5	x	x	x
Chamaepinnularia hassiaca (Krasske) Cantonati & Lange-Bertalot	CHSH	1	2	1	5	x	x	x
Chamaepinnularia mediocris (Krasske) Lange-Bertalot, Krammer	CHME	1	2	1	5	x	x	x
Chamaepinnularia soehrensis (Krasske) Lange-Bertalot & Krammer + *Ch. hassiaca* (Krasske) Cantonati & Lange-Bertalot	CHSD/CHSH	1	2	1	5	x	x	x
Cocconeis disculus (Schumann) Cleve	CDIS	2	3					
Cocconeis neodiminuta Krammer	CNDI			1	5			
Cocconeis neothumensis Krammer	CNTH	2	2	2	3	x	x	x
Cocconeis pediculus Ehrenberg	CPED	3	2	2	3			x
Cocconeis placentula var. *placentula* Ehrenberg + var. *euglypta* (Ehrenberg) Grunow + var. *lineata* (Ehrenberg) Van Heurck	CPLA/CPLE/ CPLI	2	2	2	2		x	x
Cocconeis pseudolineata (Geitler) Lange-Bertalot	COPL	2	2				x	x
Cocconeis pseudothumensis Reichardt	COPS			1	5	x	x	x
Craticula accomoda (Hustedt) Mann	CRAC			4	2			
Craticula buderi (Hustedt) Lange-Bertalot	CRBU			3	3			
Craticula citrus Krasske	CRCI	3	1	2	3			
Craticula cuspidata (Kützing) Mann + *C. ambigua* (Ehrenberg) Mann	CRCU	4	3	3	3			
Craticula halophila (Grunow) Cleve	CHAL	3	5	3	3			
Craticula minusculoides (Hustedt) Lange-Bertalot	CMNO	3	2	3	2			
Craticula molestiformis (Hustedt) Lange-Bertalot	CMLF	3	2	3	2			
Ctenophora pulchella (Ralfs) Williams, Round	CTPU	4	2	3	4			
Cyclostephanos dubius (Hustedt) Round	CDUB	3	3					
Cymatopleura elliptica (Brébisson) Smith + odmiany	CELL	3	3	1	3			
Cymatopleura solea (Brébisson) Smith + odmiany + *Cymatopleura librile* (Ehrenberg) Ehrenberg	CSOL	3	3	2	3			
Cymbella affinis Kützing + *C. affiniformis* Krammer	CAFF/CAFM	1	4	1	5	x	x	x
Cymbella aspera (Ehrenberg) Peragallo	CASP	2	1			x	x	x
Cymbella compacta Østrup	CCMP	3	3	2	3		x	x
Cymbella cymbiformis Agardh	CCYM	2	3	1	5	x	x	x
Cymbella excisa Kützing + *C. excisiformis* Krammer	CAEX/CEXF	1	4	1	4	x	x	x
Cymbella helvetica Kützing	CHEL	1	2	1	4	x	x	x
Cymbella hustedtii Krasske	CHUS	1	2			x	x	x
Cymbella laevis Nägeli	CLAE	1	2	1	5	x	x	x
Cymbella lanceolata (Agardh) Agardh	CLAN			2	4	x	x	x
Cymbella lancettula (Krammer) Krammer	CLTL	0	2	1	5	x	x	x
Cymbella neocistula Krammer	CNCI	2	1	1	3		x	x
Cymbella neoleptoceros Krammer	CNLP			1	4	x	x	x
Cymbella proxima Reimer	CPRX	1	2	1	5	x	x	x
Cymbella tumida (Brébisson) Van Heurck	CTUM	3	2	2	4		x	x
Cymbopleura amphicephala (Nägeli) Krammer	CBAM	1	3	1	4	x	x	x
Cymbopleura austriaca (Grunow) Krammer	CBAU	1	1	1	5	x	x	x
Cymbopleura cuspidata (Kützing) Krammer	CBCU			1	4	x	x	x
Cymbopleura hercynica (Schmidt) Krammer	CHCN	1	2			x	x	x
Cymbopleura hybrida (Grunow) Krammer	CBHY	1	2	1	5	x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Cymbopleura inaequalis (Ehrenberg) Krammer	CIQL	2	3	1	4	x	x	x
Cymbopleura incerta (Grunow) Krammer	CBPI	1	2	1	5	x	x	x
Cymbopleura naviculiformis (Auerswald) Krammer	CBNA	2	1	1	3	x	x	x
Cymbopleura subaequalis (Grunow) Krammer	CSAQ	1	2	1	5	x	x	x
Delicata delicatula (Kützing) Krammer	DDEL	0	4	1	5	x	x	x
Denticula elegans Kützing	DELE	2	2					
Denticula tenuis Grunow	DTCR	1	3	1	4	x	x	x
Diadesmis contenta (Grunow) D.G. Mann	HUCO			1	3			
Diadesmis perpusilla (Grunow) D.G. Mann	HPEP	1	1	1	4	x	x	x
Diatoma anceps (Ehrenberg) Kirchner	DANC	0	2	1	5	x	x	x
Diatoma ehrenbergii Kützing	DEHR	2	2	1	3	x	x	x
Diatoma hyemalis (Roth) Heiberg	DHIE	1	4	1	5	x	x	x
Diatoma mesodon Ehrenberg) Kützing	DMES	1	4	1	4	x	x	x
Diatoma moniliformis (Kützing) Williams	DMON	2	3	2	4			
Diatoma polonica Bąk, Lange-Bertalot, Nosek, Jakubowska, Kielbasa	DPOL	2	3	2	4	x	x	x
Diatoma problematica Lange-Bertalot	DPRO			1	4			
Diatoma tenuis Agardh	DTEN			1	4			
Diatoma vulgaris Bory	DVUL			2	4	x	x	x
Diatomella balfouriana Greville	DBAL	1	2	1	5	x	x	x
Didymosphenia geminata (Lyngbye) Schmidt	DGEM	1	1			x	x	x
Diploneis elliptica (Kützing) Cleve	DELL	2	2	1	4	x	x	x
Diploneis fontinum Reichardt & Lange-Bertalot + *D. fontanella* Lange-Bertalot + *D. separanda* Lange-Bertalot	DIFO/DFON/ DSEP	1	2	1	5	x	x	x
Diploneis krammeri Lange-Bertalot, Reichardt	DKRA	1	2	1	5	x	x	x
Diploneis oculata (Brébisson) Cleve	DOCU			1	4			
Diploneis parma Cleve	DPAR					x	x	x
Diploneis petersenii Hustedt	DPET	1	2	1	4	x	x	x
Encyonema caespitosum Kützing + E. auerswaldii Rabenhorst	ECAE/ECAA			2	2	x	x	x
Encyonema elginense (Krammer) Mann	EELG	1	2			x	x	x
Encyonema gaeumannii (Meister) Krammer	EGAE	1	2	1	5	x	x	x
Encyonema hebridicum Grunow	EHEB	1	2	1	5	x	x	x
Encyonema minutum (Hilse) Mann	ENMI	2	1	2	2	x	x	x
Encyonema neogracile Krammer	ENNG	1	4	1	5	x	x	x
Encyonema perpusillum (Cleve) Mann	ENPE	1	2	1	5	x	x	x
Encyonema prostratum (Berkeley) Kützing	EPRO	2	1	2	3		x	x
Encyonema reichardtii (Krammer) Mann	ENRE	3	3	2	4			x
Encyonema silesiacum (Bleisch) Mann	ESLE	2	2	2	2	x	x	x
Encyonema ventricosum (Agardh) Grunow	ENVE			2	2	x	x	x
Encyonema vulgare Krammer	EVUL			1	5	x	x	x
Encyonopsis cesatii (Rabenhorst) Krammer	EES	1	4	1	5	x	x	x
Encyonopsis falaisensis (Grunow) Krammer	ECFA	0	3	1	5	x	x	x
Encyonopsis microcephala (Grunow) Krammer	ENCM	1	1	1	4	x	x	x
Entomoneis ornata (Bailey) Reimer	EORN	1	2			x	x	x
Eolimna minima (Grunow) Lange-Bertalot + *E. tantula* (Hustedt) Lange-Bertalot + *Sellaphora seminulum* (Grunow) Mann	EOMI/ETAN/ SSEM	3	2					
Eolimna subminuscula (Manguin) Gerd Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin	ESBM	4	4	3	2			
Epithemia adnata (Kützing) Brébisson	EADN	2	2	1	4		x	x
Epithemia argus (Ehrenberg) Kützing	EARG	1	2			x	x	x
Epithemia sorex Kützing	ESOR	3	2	1	3		x	x
Epithemia turgida (Ehrenberg) Kützing	ETUR	2	2					x
Eucocconeis alpestris (Brun) Lange-Bertalot	EUAL			1	5	x	x	x
Eucocconeis flexella (Kützing) Meister	EUFL	0	3	1	5	x	x	x
Eucocconeis laevis (Østrup) Lange-Bertalot	EULA	1	2	1	3	x	x	x
Eunotia arcubus Nörpel, Lange-Bertalot	EARB	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia arculus Lange-Bertalot, Nörpel-Schempp	EARL	1	2			x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Eunotia arcus Ehrenberg	EARC			1	5	x	x	x
Eunotia bidens Ehrenberg	EUBI	1	2			x	x	x
Eunotia bilunaris (Ehrenberg) Schaarschmidt	EBIL			2	2	x	x	x
Eunotia botuliformis Wild, Nörpel, Lange-Bertalot	EBOT	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia diadema Ehrenberg	EDIA					x	x	x
Eunotia diodon Ehrenberg	EDIO	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia exigua (Brébisson) Rabenhorst	EEXI	1	3	1	4	x	x	x
Eunotia fallax Cleve, Lange-Bertalot	EFAL	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia flexuosa (Brébisson) Kützing	EFLE	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia formica Ehrenberg + E. formicina Lange-Bertalot	EFOR/EFOM			2	2	x	x	x
Eunotia genuflexa Nörpel-Schempp	EGEN	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia glacialis Meister	EGLA	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia hexaglyphis Ehrenberg	EHEX	1	2			x	x	x
Eunotia implicata Nörpel-Schempp, Alles, Lange-Bertalot	EIMP	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia incisa Gregory	EINC	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia intermedia (Krasske) Nörpel, Lange-Bertalot	EUIN	1	2			x	x	x
Eunotia meisteri Hustedt	EMEI	1	2			x	x	x
Eunotia metamonodon Lange-Bertalot	EMMO	1	2			x	x	x
Eunotia microcephala Krasske	EMIC	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia minor (Kützing) Grunow	EMIN			2	2	x	x	x
Eunotia naegeli Migula	ENAE	1	2			x	x	x
Eunotia nymanniana Grunow + *E. neocompacta* Mayama	ENYM/ENEC	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia paludosa Grunow	EUPA					x	x	x
Eunotia paralleladubia Lange-Bertalot, Mayama	EPAD	1	2			x	x	x
Eunotia paratridentula Lange-Bertalot, Kulikovskiy	EPTD	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia pectinalis (Kützing) Rabenhorst	EPEC			1	5	x	x	x
Eunotia praerupta Ehrenberg	EPRA	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia rhomboidea Hustedt	ERHO	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia serra Ehrenberg	ESER	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia silvahercynia Nörpel, Van Sull, Lange-Bertalot	ESIL					x	x	x
Eunotia soleirolii (Kützing) Rabenhorst	ESOL					x	x	x
Eunotia subherkiniensis Lange-Bertalot	ESHK	1	2			x	x	x
Eunotia sudetica Müller	ESUD	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia tenella (Grunow) Hustedt	ETEN			1	5	x	x	x
Eunotia tetraodon Ehrenberg	ETET	1	2	1	5	x	x	x
Eunotia trinacria Krasske	ETNC					x	x	x
Eunotia triodon Ehrenberg	ETRD	1	2	1	5	x	x	x
Fallacia lenzii (Hustedt) Lange-Bertalot	FLEN	1	2	1	4	x	x	x
Fallacia pygmaea (Kützing) Stickle, Mann	FPYG	4	5	3	3			
Fallacia subhamulata Grunow	FSBH	3	1	2	3			
Fallacia subhamulata Grunow + *F. monoculata* (Hustedt) Mann	FMOC	3	2	2	4			
Fallacia sublucidula Hustedt	FSLU	3	1	2	4			
Fistulifera pelliculosa (Kützing) Lange-Bertalot	FPEL	3	3					
Fistulifera saprophila (Lange-Bertalot & Bonik) Lange-Bertalot	FSAP	3	1	4	2			
Fragilaria alpestris Krasske	FALP	1	2					
Fragilaria capucina Desmazières var. *capucina*	FCAP	2	2			x	x	x
Fragilaria delicatissima (W.Smith) Lange-Bertalot	FDEL	1	2	1	5	x	x	x
Fragilaria gracilis Østrup	FGRA	1	2	1	4	x	x	x
Fragilaria mesolepta Rabenhorst	FMES	3	1	2	3		x	x
Fragilaria nanana Lange-Bertalot	FNAN	1	2	1	4	x	x	x
Fragilaria perminuta (Grunow) Lange-Bertalot	FPEM	2	4	2	3	x	x	x
Fragilaria radians (Kützing) Williams, Round	FRAD	2	2			x	x	x
Fragilaria rumpens (Kützing) Carlson	FRUM	1	2	2	3	x	x	x
Fragilaria tenera (Smith) Lange-Bertalot	FTEN	1	2	1	5	x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Fragilaria vaucheriae (Kützing) Petersen	FVAU	2	1	3	2			
Fragilaria amphicephaloides Lange-Bertalot	FAPO	1	2	1	5	x	x	x
Fragilaria austriaca (Grunow) Lange-Bertalot	FAUT	1	4	1	5	x	x	x
Fragilaria bidens Heiberg	FBID	2	1					
Fragilaria famelica (Kützing) Lange-Bertalot	FFAM	1	4					
Fragilaria parasitica (W. Smith) Grunow var. *parasitica*+ var. *subconstricta* Grunow	FPAR	2	3	2	3			
Fragilaria recapitellata Lange-Bertalot & Metzeltin	FRCP	1	2	2	3	x	x	x
Fragilariforma bicapitata (A.Mayer) D.M.Williams & Round	FBIC	1	1	2	3	x	x	x
Fragilariforma constricta (Ehrenberg) D.M.Williams & Round	FCST	1	3	1	5	x	x	x
Fragilariforma virescens (Ralfs) D.M.Williams & Round	FVIR	1	1	1	4	x	x	x
Frustulia amphipleuroides (Grunow) Cleve-Euler	FAPP	1	2	1	4	x	x	x
Frustulia crassinervia (Brébisson) Lange-Bertalot, Krammer	FCRS	0	2	1	5	x	x	x
Frustulia erifuga Lange-Bertalot i Krammer	FERI	1	2	1	5	x	x	x
Frustulia saxonica Rabenhorst	FSAX	0	2	1	5	x	x	x
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	FVUL	2	2	2	3	x	x	x
Frustulia weinholdii Hustdet	FWEI	1	2	1	2	x	x	x
Geissleria acceptata Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	GACC	2	2			x	x	x
Geissleria decussis (Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	GDEC	1	1	2	3	x	x	x
Geissleria schoenfeldii (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin	GSHO	2	1	2	4	x	x	x
Gomphonema acuminatum Ehrenberg + *G. coronatum* Ehrenberg	GACU/GCOR/	3	2	2	2		x	x
Gomphonema affine Kützing	GAFF	2	3					
Gomphonema angustum Agardh	GAGT	1	3	2	3	x	x	x
Gomphonema augur Ehrenberg	GAUG	3	1	2	3			
Gomphonema auritum Braun	GAUR	1	1	1	4	x	x	x
Gomphonema calcifugum Lange-Bertalot, Reichardt	GCLF	1	2	2	3	x	x	x
Gomphonema clavatum Ehrenberg	GCLA			1	4	x	x	x
Gomphonema dichotomum Kützing	GDIC	1	2			x	x	x
Gomphonema exilissimum	GEXL	1	2			x	x	x
Gomphonema gracile Ehrenberg	GGRA			1	4			
Gomphonema hebridense Gregory	GHEB	1	2	1	4	x	x	x
Gomphonema lateripunctatum Reichardt, Lange-Bertalot	GLAT	1	2	1	5			
Gomphonema micropus Kützing	GMIC			2	4	x	x	x
Gomphonema minutum (Agardh) Agardh	GMIN	2	1	2	5		x	x
Gomphonema occultum Reichardt, Lange-Bertalot	GOCU	1	2	1	5			
Gomphonema olivaceoides Hustedt	GOLD	2	2	2	3	x	x	x
Gomphonema olivaceum (Hornemann) Brébisson	GOLI	3	1	2	4		x	x
Gomphonema olivacolacuum (Lange-Bertalot i Reichardt) Lange-Bertalot, Reichardt	GOLI	2	3	2	4			
Gomphonema parvulius (Lange-Bertalot i Reichardt) Lange-Bertalot, Reichardt	GPVL	1	2			x	x	x
Gomphonema parvulum (Kützing) Kützing var. *parvulum* + var. *parvulum* Lange-Bertalot, Reichardt f. *saprophilum*	GPAR/GPAS	4	2					
Gomphonema procerum Reichardt, Lange-Bertalot	GPRC	1	2	1	5	x	x	x
Gomphonema productum (Grunow) Lange-Bertalot, Reichardt	GPRO	1	2	1	4	x	x	x
Gomphonema pseudoaugur Lange-Bertalot	GPSA	4	3	3	3			
Gomphonema pumilum (Grunow) Reichardt, Lange-Bertalot	GPUM	1	1	2	3			
Gomphonema subtile Ehrenberg	GSUB					x	x	x
Gomphonema tergestinum (Grunow) Schmidt	GTER	1	1	2	4			
Gomphonema truncatum Ehrenberg + *G. pala* Reichardt + *G. italicum* Kützing + G. capitatum Ehrenberg	GTRU/GOPA/ GCAP	2	1	2	2	x	x	x
Gomphonema vibrio Ehrenberg	GVIB							
Gomphosphaenia lingulatiformis (Lange-Bertalot, Reichardt) Lange-Bertalot	GPLI					x	x	x
Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst	GYAC	4	3	2	3			
Gyrosigma attenuatum (Kützing) Rabenhorst	GYAT	3	3				x	x
Gyrosigma obtusatum (Sullivant, Wormley) Boyer	GYOB	2	1					

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Gyrosigma sciotonense (Sullivant) Cleve	HLMO	3	2	2	4		x	x
Halamphora montana (Krasske) Levkov	HLMO	3	2					
Halamphora oligotraphenta (Lange-Bertalot) Levkov	HOLI							
Halamphora thumensis (Mayer) Levkov	HTHU	1	3	1	4			
Halamphora veneta (Kützing) Levkov	HVEN	4	2	4	3			
Hannaea arcus (Ehrenberg) Patrick	HARC	1	3	2	2	x	x	x
Hantzschia amphioxys (Ehrenberg) Grunow +*H. abundans* Lange-Bertalot	HAMP/HABU	4	3	2	1			
Hippodonta capitata (Ehrenberg) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HCAP	3	3	3	3			
Hippodonta costulata (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HCOS	3	2	2	3			
Hippodonta hungarica (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HHUN	3	2					
Hippodonta lueneburgensis (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HLUE	3	2					
Karayevia clevei (Grunow) Round	KCLE			2	3	x	x	x
Karayevia kolbei (Hustedt) Bukhtiyarova	KAKO	4	2					
Karayevia laterostrata (Hustedt) Bukhtiyarova	KALA	1	2	1	5	x	x	x
Karayevia ploenensis (Hustedt) Bukhtiyarova	KAPL	3	3	2	4			
Karayevia suchlandtii (Hustedt) Bukhtiyarova	KASU	1	2	1	5	x	x	x
Kobayasiella jaagii (Meister) Lange-Bertalot	KOJA	1	2	1	5	x	x	x
Kobayasiella parasubtilissima (Kobayasi, Nagumo) Lange-Bertalot	KOPA	1	2	1	5	x	x	x
Kobayasiella subtilissima (Cleve) Lange-Bertalot	KOSU	1	2	1	5	x	x	x
Lemnicola hungarica (Grunow) Round i Basson	LHUN	3	2	3	3			
Luticola cohnii (Hilse) D.G.Mann	LCOH	4	2					
Luticola goeppertiana	LGOE	4	5	3	2			
Luticola mutica (Kützing) Mann	LMUT	3	1	2	3			
Luticola nivalis (Ehrenberg) Mann	LNIV	3	1					
Luticola ventricosa (Kützing) Mann + *L. ventriconfusa* Lange-Bertalot	LVE/LVCF	3	2					
Mayamaea atomus (Kützing) Lange-Bertalot + var. *permitis* (Hustedt) Lange-Bertalot	MAAT/MAPE	3	3	3	2			
Mayamaea lacunolaciniata (Lange-Bertalot, Bonik) Lange-Bertalot	MLLC	4	3					
Melosira varians Agardh	MVER	3	4	2	2			
Meridion circulare (Greville) Agardh	MCIR	3	2	2	3		x	x
Meridion constrictum Ralfs	MCCO	1	2	1	4	x	x	x
Navicula angusta Grunow	NAAN	1	2	1	5	x	x	x
Navicula antonii Lange-Bertalot	NANT			2	2	x	x	x
Navicula associata Lange-Bertalot	NAXS	2	1					
Navicula capitatoradiata Germain	NCPR	3	4	2	3		x	x
Navicula cari Ehrenberg	NCAR	3	1	2	3		x	x
Navicula cincta (Ehrenberg) Ralfs	NCIN	3	2	3	2			
Navicula cryptocephala Kützing	NCRY	4	4	3	2			
Navicula cryptofallax Lange-Bertalot, Hofmann	NCFA	2	2	2	4	x	x	x
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot + *N. cryptotenelloides* Lange-Bertalot	NCTE/NCTO	2	1	2	2	x	x	x
Navicula erifuga Lange-Bertalot	NERI	3	2	2	3			
Navicula exigua Gregory	NEXG	3	3	2	3			
Navicula exilis Kützing	NEXI	2	1	1	4	x	x	x
Navicula gottlandica Grunow	NGOT	2	2	1	5	x	x	x
Navicula gregaria Donkin	NGRE	4	4	3	2			
Navicula lanceolata Mann, Droop	NLAN	4	4	2	3			
Navicula lundii Reichardt	NLUN					x	x	x
Navicula menisculus Schumann	NMEN	3	2	1	5		x	x
Navicula notha Wallace	NHMD					x	x	x
Navicula oblonga (Kützing) Kützing	NOBL	3	1	1	3			
Navicula oppugnata Hustedt	NOPU	2	2			x	x	x
Navicula perminuta Grunow	NPNU	3	3	2	3			
Navicula phyllepta Kützing	NPHY	3	3	2	3			
Navicula praeterita Hustedt	NPRA	1	2	1	5	x	x	x
Navicula radiosa Kützing	NRAD	1	2	1	4	x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Navicula recens (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	NRCS	3	2	2	3			
Navicula reichardtiana Lange-Bertalot	NRCH	2	1	2	4		x	x
Navicula reinhardtii (Grunow) Grunow	NREI	3	1	2	4			
Navicula rhynchocephala Kützing	NRHT	2	1	2	2		x	x
Navicula rhynchotella Lange-Bertalot	NRHT	3	2					
Navicula salinarum Grunow	NSAL	2	2					
Navicula schmassmannii Hustedt	NSMM	1	2	1	5	x	x	x
Navicula simulata Manguin	NSIA	4	4	2	4			
Navicula slesvicensis Grunow	NSLE	3	2	2	5			
Navicula subalpina Reichardt	NSBN	1	2	1	5	x	x	x
Navicula tenelloides Hustedt	NTEN	3	2					
Navicula tripunctata (Mŭller) Bory	NTPT	3	3	2	3		x	x
Navicula trivialis Lange-Bertalot	NTRV	3	1	3	3			
Navicula trophicatrix Lange-Bertalot	NTCX					x	x	x
Navicula upsaliensis (Grunow) Peragallo	NUSA	3	2					x
Navicula utermoehlii Hustedt	NITE	2	2	1	4	x	x	x
Navicula veneta Kützing	NVEN	4	5	3	2			
Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg	NVIR	4	4	2	4			
Navicula vulpina Kützing	NVUL	2	2	1	5	x	x	x
Navicula wildii Lange-Bertalot	NVIL	0	2	1	5	x	x	x
Neidiopsis levanderi (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin	NDLV			1	5	x	x	x
Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer	NEAF	1	2	1	5	x	x	x
Neidium alpinum Hustedt	NALP	1	2	1	5	x	x	x
Neidium ampliatum (Ehrenberg) Krammer	NEAM	2	2	1	5	x	x	x
Neidium binodis (Ehrenberg) Hustedt	NBID	2	1	1	3			
Neidium bisulcatum (Lagerstedt) Cleve var. bisculatum	NBIS	1	3	1	5	x	x	x
Neidium dubium (Ehrenberg) Cleve	NEDU	2	2	1	3		x	x
Neidium hercynicum Mayer	NEHC	1	2	1	5	x	x	x
Neidium longiceps (Gregory) Ross	NLGI	0,6	2			x	x	x
Nitzschia acicularis (Kützing) Smith	NACI	4	5	3	2			
Nitzschia acidoclinata Lange-Bertalot	NACD	2	2	1	3		x	x
Nitzschia acula (Kützing) Hantzsch	NACU	3	2	2	3		x	x
Nitzschia alpina Hustedt	NZAL	1	3	1	5	x	x	x
Nitzschia amphibia Grunow	NAMP	4	5	3	2			
Nitzschia angustata (Smith) Grunow	NIAN	2	1	1	4	x	x	x
Nitzschia angustatula Lange-Bertalot	NZAG	3	2	2	4			
Nitzschia angustiforaminata Lange-Bertalot	NAGF	4	2					
Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	NIAR	2	2	2	3			
Nitzschia bavarica Hustedt	NBAV	2	2					
Nitzschia brevissima Grunow	NBRE	3	2					
Nitzschia calida Grunow	NICA	3	2	3	4			
Nitzschia capitellata Hustedt	NCTN	4	5	3	2			
Nitzschia clausii Hantzsch	NCLA	4	2	3	4			
Nitzschia communis Rabenhorst	NCOM	4	2	3	3			
Nitzschia commutata Grunow	NICO	4	2					
Nitzschia constricta (Kützing) Ralfs	NZCO	4	5	3	3			
Nitzschia debilis (Arnott) Grunow	NDEB	3	2					
Nitzschia dissipata (Kützing) Grunow ssp. *dissipata*	NDIS	2	2	2	3	x	x	x
Nitzschia dissipata var. *media* (Hantzsch) Grunow	NDME	3	1	1	3		x	x
Nitzschia dubia Smith	NDUB	3	2					
Nitzschia filiformis (Smith) Van Heurck	NFIL	4	2	3	4			
Nitzschia fonticola Grunow	NFON			2	4	x	x	x
Nitzschia frustulum (Kützing) Grunow + *N. frustulum* var. *inconspicua* Grunow	NIFR/NINC	3	4	2	4			
Nitzschia graciliformis Lange-Bertalot, Simonsen	NIGF	3	1	2	2			

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Nitzschia gracilis Hantzsch	NIGR	3	2	1	4		x	x
Nitzschia hantzschiana Rabenhorst	NHAN	2	3	2	2	x	x	x
Nitzschia heufleriana Grunow	NHEU	3	4	2	5			
Nitzschia homburgiensis Lange-Bertalot	NHOM	1	3	1	3	x	x	x
Nitzschia hungarica Grunow	NIHU	4	3	3	4			
Nitzschia intermedia Hantzsch	NINT	3	2					
Nitzschia lacuum Lange-Bertalot	NILA	1	1	1	4	x	x	x
Nitzschia levidensis (Smith) Grunow + odmiany	NLEV	4	2	3	4			
Nitzschia linearis Agardh) Smith	NLIN	3	4	2	2			
Nitzschia microcephala Grunow	NMIC	4	3	3	2			
Nitzschia nana Grunow	NNAN	1	2	1	2			
Nitzschia paleacea (Grunow) Grunow	NPAE	2	2	3	3			
Nitzschia perminuta (Grunow) Peragallo	NIPM	2	1	1	3		x	x
Nitzschia pura Hustedt	NIPR	2	3	2	2	x	x	x
Nitzschia pusilla Grunow	NIPU	3	2	2	3			
Nitzschia radicula Hustedt	NZRA			2	2	x	x	x
Nitzschia recta Hantzsch	NREC	3	3	2	2			
Nitzschia regula Hustedt	NIRE					x	x	x
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch) Smith	NSIO	4	4	2	4			
Nitzschia sociabilis Hustedt	NSOC	3	1	2	4			
Nitzschia solgensis Cleve-Euler	NSOL	2	2	2	2			
Nitzschia solita Hustedt	NISO	3	2					
Nitzschia subacicularis Hustedt	NSUA			2	3			
Nitzschia sublinearis Hustedt	NSBL	3	4	2	2		x	x
Nitzschia subtilis (Kützing) Grunow	NISU	4	3					
Nitzschia supralitorea Lange-Bertalot	NZSU	3	4	3	3			
Nitzschia tabellaria	NSIT	1	1					
Nitzschia tryblionella Hantzsch	NZTS	3,8	4	2	4			
Nitzschia tubicola Grunow	NTUB	3	2	2	4			
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	NUMB	4	3	4	4			
Nitzschia vermicularis Lange-Bertalot + *N. vermicularoides* Lange-Bertalot	NVER			2	3	x	x	x
Nitzschia wuellerstorfii Lange-Bertalot	NWUE			2	4	x	x	x
Nitzschia alicae Hlúbiková & Ector	NALC	2	3	2	2	x	x	x
Nitzschia denticula Grunow	NDEN	1	2	1	5	x	x	x
Nitzschia palea (Kützing) Smith + *N. palea* var. *debilis* (Kützing) Grunow	NPAL/NPAD	3	3					
Nupela lapidosa (Krasske) Lange-Bertalot	NULA	1	3	1	5	x	x	x
Parlibellus protracta (Grunow) Witkowski, Lange Bertalot & Metzeltin	PPRE	3	2	2	4			
Peronia fibula (Brébisson) Ross	PFIB					x	x	x
Pinnularia borealis Ehrenberg	PBOR	2	1	1	3	x	x	x
Pinnularia brauniana (Grunow) Mills	PBRN	1	2			x	x	x
Pinnularia brebissonii (Kützing) Rabenhorst	PBRE			2	2	x	x	x
Pinnularia divergens Smith	PDDE	1	2					
Pinnularia divergentissima (Grunow) Cleve	PDVG	1	2			x	x	x
Pinnularia gibba Ehrenberg + *P. subgibba* Krammer	PGIB/PSGI			3	1	x	x	x
Pinnularia interrupta Smith	PINT	1	2	1	4	x	x	x
Pinnularia lundii Hustedt	PLUN					x	x	x
Pinnularia major (Kützing) Rabenhorst + *P. neomajor* Krammer	PMAJ/PNEO	1	3	1	5	x	x	x
Pinnularia microstauron (Ehrenberg) Cleve	PMIC					x	x	x
Pinnularia nobilis (Ehrenberg) Ehrenberg	PNOB	1	2			x	x	x
Pinnularia nodosa (Ehrenberg) Smith	PNOD	0	2			x	x	x
Pinnularia obscura Krasske	POBS							
Pinnularia perinterrupta Krammer	PPIN	0	2					
Pinnularia perirrorata Krammer	PPRI					x	x	x
Pinnularia rupestris Hantzsch	PRUP	1	2			x	x	x

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Pinnularia subcapitata Gregory var. *subcapitata* + *P. sinistra* Krammer	PSCA/PSIN	1	2	1	5	x	x	x
Pinnularia sudetica (Hilse) Hilse	PSUD	1	2			x	x	x
Pinnularia viridiformis Krammer	PVFV					x	x	x
Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehrenberg	PVIV	1	2	1	4	x	x	x
Placoneis clementis (Grunow) Cox + *P. clementoides* (Grunow) Cox	PCLT/PCLD	3	2	2	4		x	x
Placoneis constans (Hustedt) Cox	PELG	3	1	1	4		x	x
Placoneis elginensis (Gregory) Cox + *P. paraelginensis* Lange-Bertalot	PEXP/PPAE	2	2	2	3	x	x	x
Placoneis gastrum (Ehrenberg) Mereschkowsky	PGAS	3	3	2	5			
Placoneis placentula (Ehrenberg) Heinzerling	PPLC	3	3	2	4			
Planothidium daui (Foged) Lange-Bertalot	PDAU	2	2					
Planothidium delicatulum (Kützing) Round, Bukhtiyarova	PTDE	3	3	3	3			
Planothidium dubium (Grunow) Round, Bukhtiyarova	PTDU	3	3					
Planothidium frequentissimum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PLFR	3	3					x
Planothidium granum (Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot	PGRN	2	2					
Planothidium lanceolatum (Brébisson) Lange-Bertalot	PTLA	3	3					
Planothidium oestrupii (Cleve-Euler) Edlund	PTOE	1	2	1	4	x	x	x
Planothidium peragalli (Brun, Héribaud-Joseph) Round & Bukhtiyarova	PTPE	1	3	1	4	x	x	x
Planothidium rostratum (Østrup) Lange-Bertalot	PRST	2	3				x	x
Platessa conspicua (Mayer) Lange-Bertalot	PTCO			2	2	x	x	x
Prestauroneis integra (Smith) Bruder	PITE	3	2	2	2			
Psammothidium altaicum (Poretzky) Bukhtiyarova	PALT	2	2	1	5	x	x	x
Psammothidium bioretii (Germain) Bukhtiyarova, Round	PBIO			1	4	x	x	x
Psammothidium daonense (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PDAO			1	4	x	x	x
Psammothidium grischunum (Wuthrich) Bukhtiyarova i Round	PGRI			1	5	x	x	x
Psammothidium helveticum (Hustedt) Bukhtiyarova, Round	PHEL	1	3	1	5	x	x	x
Psammothidium lauenburgianum (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	PLAU	2	3	2	4	x	x	x
Psammothidium levanderi (Hustedt) Bukhtyiarova, Round	PLVD	1	3	1	5	x	x	x
Psammothidium marginulatum (Grunow) Bukhtiyarova, Round	PMRG	1	2	1	5	x	x	x
Psammothidium montanum (Krasske) Mayuma	PMMO	1	2	1	5			
Psammothidium rechtense (Leclercq) Lange-Bertalot	PSRE	1	2	1	5	x	x	x
Psammothidium subatomoides (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	PSAT	2	2	1	4	x	x	x
Psammothidium ventrale (Krasske) Bukhtiyarova, Round	PVEN	1	3					
Pseudostaurosira binodis (Ehrenberg) M.B.Edlund	FCBI	2	2				x	x
Pseudostaurosira brevistriata (Grunow) D.M.Williams & Round	FBRE	3	1	1	4		x	x
Reimeria sinuata (Gregory) Kociolek, Stoermer + *R. uniseriata* Sala, Guerrero, Ferrario	RSIN/RUNI	2	1	2	2	x	x	x
Rhoicosphenia abbreviata (Agardh) Lange-Bertalot	RAAB	3	2	2	4			
Rhopalodia gibba (Ehrenberg) Müller var. *gibba*	RGIB	3	2	2	3	x	x	x
Rhopalodia parallela (Grunow) Müller	RPAR	1	3	1	5	x	x	x
Sellaphora americana (Ehrenberg) Mann	SAME	1	3					
Sellaphora bacillum (Ehrenberg) Mann	SEBA	2	3	2	4			
Sellaphora joubaudii (Germain) Aboal	SJOU	4	5	2	3			x
Sellaphora laevissima (Kützing) Mann	SELA	1	2	1	4	x	x	x
Sellaphora mutata (Krasske) Lange-Bertalot + *S. mutatoides* Lange-Bertalot, Metzeltin	SEMU/SMTO	1	2					
Sellaphora pupula (Kützing) Mereschkowsky + *S. pseudopupula* (Krasske) Lange-Bertalot	SPUP/SPPU	4	5	3	3			
Sellaphora stroemii Hustedt	SSTM	1	2	1	5	x	x	x
Simonsenia delognei (Grunow) Lange-Bertalot	SIDE	3	2	2	4			
Stauroforma exiguiformis (Lange-Bertalot) R.J.Flower, V.J.Jones & Round	FEXI	1	2	1	5	x	x	x
Stauroneis acuta Smith	STAC	2	1					
Stauroneis agrestis Petersen	STAG			1	5			
Stauroneis anceps Ehrenberg	STAN			1	4	x	x	x
Stauroneis kriegeri Patrick	STKR	3	2	2	2			
Stauroneis leguminopsis Lange-Bertalot, Krammer	SLGP	2	2					

Takson	Kod	TI	wTI	SI	wSI	R	P	L
Stauroneis phoenicenteron (Nitzsch) Ehrenberg	SPHO	3	1	2	2			
Stauroneis smithii Grunow	SSMI	3	2	2	2			
Stauroneis thermicola (Petersen) Lund + *S. parathermicola* Lange-Bertalot	STHE/SPTH			1	3	x	x	x
Staurosira construens Ehrenberg	FCON	2	2	1	3		x	x
Staurosirella leptostauron (Ehrenberg) D.M.Williams & Round var. *leptostauron* + var. *dubia* (Grunow) M.B Edlund	FLEP	2	1			x	x	x
Staurosirella pinnata (Ehrenberg) D.M.Williams & Round	FPIN	2	1	1	3		x	x
Staurosirella pinnata (Ehrenberg) D.M.Williams & Round	FCVE	2	2				x	x
Stenopterobia curvula (Smith) Krammer	STCU					x	x	x
Stenopterobia delicatissima (Lewis) Brébisson	SDGH					x	x	x
Surirella amphioxys Smith	SAPH	3	2					
Surirella angusta Kützing	STCU	4	3	2	2			
Surirella bifrons Ehrenberg	STDE	2	2			x	x	x
Surirella biseriata Brébisson	SANG	2	2					
Surirella brebissonii Krammer, Lange-Bertalot + *S. kuetzingii* Krammer, Lange-Bertalot	SBRE/SBKU	4	5	3	2			
Surirella crumena Brébisson	SBIS	3	2					
Surirella elegans Ehrenberg	SBRE	3	3					
Surirella helvetica Brun	SLIN	1	2	1	5	x	x	x
Surirella linearis Smith	SUMI	1	2	1	4	x	x	x
Surirella minuta Brébisson	SUMI	4	3	2	3			
Surirella ovalis Brébisson	SOVI			3	4			
Surirella roba Leclercq	SRBA	1	2	1	5	x	x	x
Surirella spiralis Kützing	SSPI	1	2			x	x	x
Surirella terricola Lange-Bertalot, Alles	STER	3	1					
Tabellaria fenestrata (Lyngbye) Kützing	TFEN	1	3			x	x	x
Tabellaria flocculosa (Roth) Kützing	TFLO	1	2	1	4	x	x	x
Tabellaria ventricosa Kützing	TVEN	1	2	1	5	x	x	x
Tabularia fasciculata (Agardh) Williams, Round + *T. tabulata* (Agardh) Snoeijs	FFAS	4	3	3	3			
Tetracyclus rupestris (Braun) Grunow	TRUP	1	2	1	5	x	x	x
Ulnaria acus (Kützing) Aboal	UACU	2	2					
Ulnaria biceps (Kützing) Compère	UBIC	3	1					
Ulnaria delicatissima var. *angustissima* (Grunow) Aboal	UDEA	2	2					
Ulnaria oxyrhynchus (Kützing) Aboal	UOXY	3	2					
Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère	UULN	4	4					

Suplement 3

Wykaz wskaźnikowych taksonów okrzemek do klasyfikacji jezior na podstawie wskaźnika IOJ oraz uaktualnione wartości indeksu trofii (TI – wartość wrażliwości taksonu, wTI – wartość wagowa taksonu), x – oznaczenie taksonów referencyjnych dla wszystkich typów jezior (O) oraz taksonów referencyjnych dla jezior miękkowodnych (MW) i twardowodnych (TW); wykaz uszeregowany alfabetycznie według nazw taksonów

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Achnanthes lanceolata ssp. *robusta* (Hustedt) Lange-Bertalot	ALDU	2,3	2			x
Achnanthes nodosa Cleve	ANOD	0,4	3		x	
Achnanthes oblongella Østrup	AOBG	0,5	3		x	
Achnanthes petersenii (Hustedt) Round i Bukhtiyarova	APET	0,7	1			x
Achnanthes trinodis Arnott	ATRI	0,4	3			x
Achnanthes exigua Grunow	ADEG	2,4	2			x
Achnanthes pusilla Grunow	RPUS	0,8	3	x		
Achnanthes rosenstocki Lange-Bertalot	AROK	0,1	3			x
Achnanthidium exile (Kützing) Round, Bukhtiyarova	ADEX	0,5	1			x
Achnanthidium affine (Grunow) Czarnecki	ACAF	3,4	2			
Achnanthidium caledonicum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADCA	0,1	3	x		
Achnanthidium eutrophilum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	ADEU	3,0	1			
Achnanthidium gracillimum (Meister) Lange-Bertalot	ADGL	0,4	3			x
Achnanthidium linearoides Lange-Bertalot	ADLO	0,4	3		x	
Achnanthidium minutissimum (Kützing) Czarnecki var. *minutissimum*	ADMI	0,7	1	x		
Achnanthidium minutissimum f. *inconspicuum* (Østrup) Compère, Riaux-Gobin + var. *jackii* (Rabenhorst) Lange-Bertalot	AICP/ADMJ	0,5	2			x
Achnanthidium pyrenaicum (Hustedt) Kobayasi	ADPY	0,5	1	x		
Adlafia bryophila (Petersen) Lange-Bertalot	ABRY	0,5	2	x		
Adlafia minuscula (Grunow) Lange-Bertalot	ADMS	3,0	2			
Adlafia minuscula var. *muralis* (Grunow) Lange-Bertalot	ADMM	5,7	3			
Adlafia suchlandtii (Hustedt) Lange-Bertalot	ADFS	0,5	3		x	
Amphipleura pellucida (Kützing) Kützing	APEL	1,2	2			x
Amphora copulata (Kützing) Schoeman, Archibald	ALIB	4,0	3			
Amphora inariensis Krammer + *A. indisticta* Levkov + *A. eximia* Carter	AINA/AMID/AEXM	1,0	1			x
Amphora ovalis (Kützing) Kützing	AOVA	3,3	1			
Amphora pediculus (Kützing) Grunow	APED	2,9	1			
Aneumastus balticus Lange-Bertalot	ABLT					x
Aneumastus minor Lange-Bertalot	ANMI	1,4	2			x
Aneumastus stroesei (Østrup) Mann, Stickle	ANSS	1,1	1			x
Aneumastus tusculus (Ehrenberg) Mann, Stickle	ANTU	1,2	2			x
Anomoeoneis sphaerophora Pfitzer	ASPH	5,3	3			
Brachysira brebissonii Ross	BBRE	0,5	3		x	
Brachysira neoexilis Lange-Bertalot	BNEO	0,7	2	x		
Brachysira procera Lange-Bertalot, Moser	BPRO	0,4	3	x		
Brachysira serians (Brébisson) Round, Mann	BSER	0,4	3		x	
Brachysira styriaca (Grunow) Ross	BSTY	0,4	3	x		
Brachysira vitrea (Grunow) Ross	BVIT	0,5	3			x

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Caloneis aerophila Bock	CAER	0,5	3		x	
Caloneis alpestris (Grunow) Cleve	CAPS	0,4	2			x
Caloneis amphisbanena (Bory) Cleve	CAMP	4,1	3			
Caloneis fontinalis (Grunow) Cleve-Euler + *C. lancettula* (Schulz) Lange-Bertalot & Witkowski + *C. bacillum* (Grunow) Cleve	CFLN/CLAN/CBAC	3,2	2			
Caloneis obtusa (Smith) Cleve	CAOB	0,4	3	x		
Caloneis schumanniana (Grunow) Cleve	CSHU	1,9	3			x
Caloneis silicula (Ehrenberg) Cleve	CSIL	3,3	2			
Cavinula cocconeiformis (Gregory, Greville) Mann, Stickle	CCOC	0,7	2	x		
Cavinula pseudoscutiformis (Hustedt), Mann, Stickle	CPSE	0,4	3	x		
Cavinula scutelloides (Smith) Lange-Bertalot	CVSO	3,9	3			
Chamaepinnularia soehrensis (Krasske) Lange-Bertalot & Krammer + *Ch. hassiaca* (Krasske) Cantonati & Lange-Bertalot	CHSD/CHSH	0,5	3		x	
Chamaepinnularia mediocris (Krasske) Lange-Bertalot, Krammer	CHME	0,5	3		x	
Cocconeis neothumensis Krammer	CNTH	2,2	2			x
Cocconeis pediculus Ehrenberg	CPED	4,3	3			
Cocconeis pseudolineata (Geitler) Lange-Bertalot	COPL	3,5	2			
Cocconeis placentula var. *placentula* Ehrenberg + var. *euglypta* (Ehrenberg) Grunow + var. *lineata* (Ehrenberg) Van Heurck	CPLA/CPLE/CPLI	3,3	2			
Craticula citrus Krasske	CRCI	5,7	3			
Craticula cuspidata (Kützing) Mann + *C. ambigua* (Ehrenberg) Mann	CRCU/CAMB	4,9	3			
Craticula minusculoides (Hustedt) Lange-Bertalot	CMNO	5,7	3			
Craticula molestiformis (Hustedt) Lange-Bertalot	CMLF	5,7	3			
Ctenophora pulchella (Ralfs) Williams, Round	CTPU	5,9	3			
Cymatopleura elliptica (Brébisson) Smith + odmiany	CELL	3,3	3			
Cymatopleura solea (Brébisson) Smith + odmiany + *Cymatopleura librile* (Ehrenberg) Ehrenberg	CSOL	4,1	3			
Cymbella affinis Kützing	CAFF	1,1	3			x
Cymbella aspera (Ehrenberg) Peragallo	CASP	2,6	1			x
Cymbella compacta Østrup	CCMP	3,0	2			
Cymbella cymbiformis Agardh	CCYM	0,7	2			x
Cymbella descripta (Hustedt) Krammer	CDES	0,4	3	x		
Cymbella helvetica Kützing	CHEL	0,5	2			x
Cymbella hustedtii Krasske	CHUS	1,5	3			x
Cymbella laevis Nägeli	CLAE	0,6	2			x
Cymbella lanceolata (Agardh) Agardh	CLAN	3,6	2			
Cymbella lancettula (Krammer) Krammer	CTLA	0,5	3			x
Cymbella neocistula	CCIS	2,6	1			x
Cymbella neocistula Krammer	CNCI	1,0	3			x
Cymbella neoleptoceros Krammer	CLEP					x
Cymbella proxima Reimer	CPRX	4,5	3			
Cymbella tumida (Brébisson) Van Heurck	CTUM	0,5	3			x
Cymbella affiniformis Krammer	CAFN	1,0	1			x
Cymbella excisa Kützing	CAEX	2,2	2			x
Cymbella vulgata Krammer	CVUL					x
Cymbopleura inaequalis (Ehrenberg) Krammer	CIQL	2,4	2			x

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Cymbopleura subaequalis (Grunow) Krammer	CSAQ	0,8	2	x		
Cymbopleura amphicephala (Nägeli) Krammer	CBAM	1,4	3	x		
Cymbopleura cuspidata (Kützing) Krammer	CBCU	0,8	1			x
Cymbopleura hybrida (Grunow) Krammer	CBHY	0,4	3			x
Cymbopleura incerta (Grunow) Krammer	CINC	0,4	3	x		
Cymbopleura lata (Grunow) Krammer	CYBL	1,5	2			x
Deliacata delicatula (Kützing) Krammer	DDEL	0,5	3			x
Denticula kuetzingii Grunow	DKUE	1,0	2			x
Denticula tenuis Grunow	DTEN	0,8	1			x
Diadesmis contenta (Grunow) D.G.Mann + *D. perpusilla* (Grunow) D.G.Mann	HUCO	0,5	3			
Diatoma ehrenbergii Kützing	DEHR	1,4	2			x
Diatoma mesodon (Ehrenberg) Kützing	DMES	0,7	3	x		
Diatoma moniliformis (Kützing) Williams	DMON	5,7	3			
Diatoma polonica Bąk, Lange-Bertalot, Nosek, Jakubowska, Kielbasa	DPOL	4,2	2	x		
Diatoma tenuis Agardh	DITE	5,0	2			
Diatoma vulgaris Bory	DVUL	5,6	3			
Diatoma problematica Lange-Bertalot	DPRO	5,7	3			
Diploneis elliptica (Kützing) Cleve	DELL	1,4	1			x
Diploneis oblongella (Nägeli) Cleve-Euler	DOBL	0,3	2			x
Diploneis ovalis (Hilse) Cleve	DOVA	0,4	3			x
Diploneis petersenii Hustedt	DPET	0,7	2		x	
Encyonema elginense (Krammer) Mann	EELG	0,4	3		x	
Encyonema gaeumannii (Meister) Krammer	EGAE	0,5	2	x		
Encyonema hebridicum Grunow	EHEB	0,5	3	x		
Encyonema minutum (Hilse) Mann	ENMI	0,7	3	x		
Encyonema neogracile Krammer	ENNG	1,0	3		x	
Encyonema perpusillum (Cleve) Mann	ENPE	0,5	3	x		
Encyonema prostratum (Berkeley) Kützing	ENPE	3,4	3			
Encyonema reichardtii (Krammer) Mann	ENRE	4,0	3			
Encyonema silesiacum (Bleisch) Mann	ESLE					x
Encyonema ventricosum (Agardh) Grunow	ENVE					x
Encyonema lacustre (Agardh) Pantocsek	CLAC	0,0	2			x
Encyonopsis caespitosum Kützing + *E. auerswaldii* Rabenhorst	ECAE/ECAA	1,6	3			x
Encyonopsis cesatii (Rabenhorst) Krammer	ECES	0,5	3	x		
Encyonopsis falaisensis (Grunow) Krammer	ECFA	0,7	2	x		
Encyonopsis microcephala (Grunow) Krammer	ENCM	1,0	3	x		
Eolimna minima (Grunow) Lange-Bertalot + *E. tantula* (Hustedt) Lange-Bertalot + *Sellaphora seminulum* (Grunow) Mann	EOMI/ETAN/SSEM	5,7	2			
Eolimna subminuscula (Manguin) Wetzel, Ector	ESBM	5,7	3			
Epithemia adnata (Kützing) Brébisson	EADN	2,4	2			x
Epithemia smithii Carruthers	ESMI					x
Epithemia sorex Kützing	ESOR	2,5	2			x
Epithemia turgida (Ehrenberg) Kützing	ETUR	3,0	2			
Epithemia frickei Krammer	EFRI					x
Euccoconeis alpestris (Brun) Lange-Bertalot in Lange-Bertalot, Genkal	EUAL	0,5	2	x		

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Euccoconeis flexella (Kützing) Meister	EUFL	0,0	3	x		
Euccoconeis laevis (Østrup) Lange-Bertalot	EULA	0,5	2	x		
Eunotia arcubus Nörpel, Lange-Bertalot	EARB	0,6	3			x
Eunotia arcus Ehrenberg	EARC			x		
Eunotia bilunaris (Ehrenberg) Schaarschmidt	EBIL	3,7	3			
Eunotia botuliformis Wild, Nörpel, Lange-Bertalot	EBOT	1,6	2		x	
Eunotia exigua (Brébisson) Rabenhorst	EEXI	0,6	3		x	
Eunotia faba (Ehrenberg) Grunow	EFAB	0,4	3		x	
Eunotia formica Ehrenberg	EFOR	5,9	1			
Eunotia glacialifalsa Lange-Bertalot	EGFA			x		
Eunotia glacialis Meister	EGLA	1,8		x		
Eunotia implicata Nörpel-Schempp, Alles, Lange-Bertalot	EIMP	1,1	3	x		
Eunotia incisa Gregory	EINC	1,0	3		x	
Eunotia meisteri Hustedt	EMEI	0,4	3		x	
Eunotia minor (Kützing) Grunow	EMIN			x		
Eunotia mucophila (Lange-Bertalot , Nörpel) Lange-Bertalot	EMUC				x	
Eunotia naegeli Migula	ENAE	1,1	3		x	
Eunotia nymanniana Grunow + *E. neocompacta* Mayama	ENYM/ENEC	0,4	3		x	
Eunotia paratridentula Lange-Bertalot, Kulikovskiy	EPTD	0,5	3		x	
Eunotia pectinalis (Kützing) Rabenhorst	EPEC	0,5	3		x	
Eunotia praerupta Ehrenberg	EPRA	0,5	3	x		
Eunotia rhomboidea Hustedt	ERHO	0,5	3		x	
Eunotia rhynchocephala Hustedt	ERHY				x	
Eunotia serra var. *serra* (Ehrenberg) Meister	ESDI	0,4	3		x	
Fallacia monoculata (Hustedt) Mann	FMOC	5,7	3			
Fallacia pygmaea (Kützing) Stickle, Mann	FPYG	4,2	3			
Fallacia subhamulata Grunow	NSBU/FMOC	1,2	1			x
Fallacia sublucidula Hustedt	FSLU	4,2	3			
Fistulifera saprophila Lange-Bertalot, Bonik	FSAP	5,7	3			
Fragilaria amphicephaloides Lange-Bertalot	FAPO	0,5	3			x
Fragilaria austriaca (Grunow) Lange-Bertalot	FAUT	1,0	3			x
Fragilaria capucina Desmazières var. capucina	FCAP	3,8	3			
Fragilaria distans (Grunow) Bukhtiyarova	FCDI	0,4	3			x
Fragilaria gracilis Østrup	FGRA			x		
Fragilaria mesolepta Rabenhorst	FMES	3,8	2			
Fragilaria nanana Lange-Bertalot	FNAN	1,6	2			x
Fragilaria parasitica (W. Smith) Grunow var. *parasitica* + var. *subconstricta* Grunow	FPAR	3,3	2			
Fragilaria perminuta (Grunow) Lange-Bertalot	FPEM	3,8	2			
Fragilaria rumpens (Kützing) Carlson	FCRP	4,1	1			
Fragilaria tenera (Smith) Lange-Bertalot	FTEN	1,9	3	x		
Fragilaria vaucheriae (Kützing) Petersen	FVAU	5,3	3			
Fragilaria biceps Ehrenberg	FBCP	5,3	1			
Fragilaria bidens Heiberg	FBID	6,9	1			
Fragilaria delicatissima (Smith) Lange-Bertalot	FDEL	0,9	3			x
Fragilaria famelica (Kützing) Lange-Bertalot	FFAM	4,2	3			

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Fragilaria robusta (Fusey) Manguin	FROB	1,5	3			x
Fragilariforma nitzschioides (Grunow) Lange-Bertalot	FNIT	5,7	1			
Fragilariforma virescens (Ralfs) D.M.Williams & Round	FVIR	0,7	3		x	
Frustulia erifuga Lange-Bertalot, Krammer	FERI	0,5	2		x	
Frustulia rhomboides (Ehrenberg) De Toni	FRHO	1,0	2		x	
Frustulia rhomboides var. *crassinervia* (Brébisson) Ross	FRCR	0,5	2		x	
Frustulia saxonica Rabenhorst	FRSA	0,5	2		x	
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	FVUL	5,7	3			
Geissleria decussis (Hustedt) Lange-Bertalot, Metzeltin	GDEC	3,0	2			
Geissleria schoenfeldii (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin	GSHO	2,7	3			x
Gomphonema acuminatum Ehrenberg + G. coronatum Ehrenberg	GACU/GCOR	3,6	3			
Gomphonema angustum Agardh	GANT	0,8	2			x
Gomphonema augur Ehrenberg	GAUG	5,0	3			
Gomphonema auritum Braun	GAUR	0,3	3	x		
Gomphonema bavaricum Reichardt, Lange-Bertalot	GBAV	0,5	2			x
Gomphonema bohemicum Reichelt, Fricke	GBOH	0,5	2		x	
Gomphonema brebissonii Kützing	GBRE	3,3	2			
Gomphonema clavatum Ehrenberg	GCLA	4,0	2			
Gomphonema dichotomum Kützing	GDIC	0,6	2	x		
Gomphonema exilissimum (Grunow) Lange-Bertalot, Reichardt	GPXS	1,0		x		
Gomphonema gracile Ehrenberg	GGRA	1,4	1	x		
Gomphonema hebridense Gregory	GHEB	0,2	3	x		
Gomphonema helveticum Brun	GHEL	0,4	3			x
Gomphonema lateripunctatum Reichardt, Lange-Bertalot	GLAT	0,3	3			x
Gomphonema micropus Kützing	GMIC	6,5	3			
Gomphonema minusculum Krasske	GMIN	4,2	2			
Gomphonema minutum (Agardh) Agardh	GMIS					x
Gomphonema occultum Reichardt, Lange-Bertalot	GOCU	0,6	3			x
Gomphonema olivaceoides Hustedt	GOOL	1,0	3	x		
Gomphonema olivaceum (Hornemann) Brébisson	GOLI	4,3	2			
Gomphonema parvulius (Lange-Bertalot i Reichardt) Lange-Bertalot, Reichardt	GPPA	0,5			x	
Gomphonema parvulum (Kützing) Kützing var. *parvulum* + var. *parvulum* Lange-Bertalot, Reichardt f. *saprophilum*	GPAR/GPAS	3,0	3			
Gomphonema procerum Reichardt, Lange-Bertalot	GPRC	0,7	3			x
Gomphonema pseudotenellum Lange-Bertalot	GPTE	0,7	3	x		
Gomphonema pumilum (Grunow) Reichardt, Lange-Bertalot	GPUM	2,8	2			
Gomphonema subtile Ehrenberg	GSUB	0,1	1	x		
Gomphonema tergestinum (Grunow) Schmidt	GTER	3,0	2			
Gomphonema truncatum Ehrenberg + *G. pala* Reichardt + *G. italicum* Kützing + *G. capitatum* Ehrenberg	GTRU/GOPA/GCAP	3,3	1			
Gomphonema vibrio Ehrenberg	GVIB	0,8	3			x
Gyrosigma attenuatum (Kützing) Rabenhorst	GYAT	3,6	3			
Gyrosigma sciotonense (Sullivant) Cleve	GSCI	4,4	3			
Halamphora oligotraphenta (Lange-Bertalot) Levkov	HOLI	0,8	3			x
Halamphora thumensis (Mayer) Levkov	HTHU	0,4	3			x

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Halamphora veneta (Kützing) Levkov	HVEN	5,7	2			
Hippodonta capitata (Ehrenberg) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HCAP	5,4	3			
Hippodonta costulata (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	DCOT	5,9	2			
Hippodonta hungarica (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HHUN	5,4	3			
Hippodonta lueneburgensis (Grunow) Lange-Bertalot, Metzeltin, Witkowski	HLUE	4,6	3			
Karayevia clevei (Grunow) Round + *K. ploenensis* (Hustedt) Bukhtiyarova	KCLE	2,3	2			x
Karayevia kolbei (Hustedt) Bukhtiyarova	KAKO	4,1	2			
Karayevia laterostrata (Hustedt) Bukhtiyarova	KLAT	0,5	3	x		
Karayevia ploenensis	APLO	4,2	3			
Kobayasiella parasubtilissima (Kobayasi i Nagumo) Lange-Bertalot	KOPA	0,5	3		x	
Kobayasiella subtilissima (Cleve) Lange-Bertalot	KOSU	0,5	3		x	
Lemnicola hungarica (Grunow) Round i Basson	LHUN	6,7	3			
Luticola goeppertiana (Bleisch) Mann	LGOE	5,7	3			
Mastogloia grevillei Smith	MGRE					x
Mastogloia lacustris (Grunow) Grunow	MSLA	0,4	3			x
Mayamaea atomus (Kützing) Lange-Bertalot var. *atomus* + var. *permitis* (Hustedt) Lange-Bertalot	MAAT/MAPE	5,2	2			
Melosira varians Agardh	MVAR	4,9	3			
Meridion circulare (Greville) Agardh	MCIR	4,9	1			
Meridion constrictum Ralfs	MCCO	2,5	1			
Navicula antonii Lange-Bertalot	NANT	3,0	2			
Navicula capitatoradiata Germain	NCPR	4,2	3			
Navicula cari Ehrenberg	NCAR	3,1	3			
Navicula cincta (Ehrenberg) Ralfs	NCIN	2,2	3			
Navicula cryptocephala Kützing	NCRY	3,0	3			
Navicula cryptofallax Lange-Bertalot, Hofmann	NCFA	4,2	3			
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot + *N. cryptotenelloides* Lange-Bertalot	NCTE/NCGN	1,4	2			x
Navicula detenta Hustedt	NDET	0,5	3		x	
Navicula erifuga Lange-Bertalot	NERI	5,7	3			
Navicula exilis Kützing	NEXI	0,7	2		x	
Navicula germainii Wallace + *N. rostellata* Kützing + *N. amphiceropsis* Lange-Bertalot, Rumrich	NGER/NROSNAAM	5,7	3			
Navicula gottlandica Grunow	NGOT	0,2	2			x
Navicula gregaria Donkin	NGRE	6,8	3			
Navicula lanceolata Mann, Droop	NLAN	7,1	2			
Navicula menisculus Schumann	NMEN	4,7	3			
Navicula moskalii Metzeltin, Witkowski, Lange-Bertalot	NMOK	3,0	2			
Navicula notha Wallace	NNOT	0,5	3		x	
Navicula oblonga (Kützing) Kützing	NOBL	2,0	2			x
Navicula oppugnata Hustedt	NOPU	4,6	2			
Navicula praeterita Hustedt	NPRA	0,4	3			x
Navicula radiosa Kützing	NRAD	1,9	2			x
Navicula recens (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	NRCS	5,7	3			
Navicula reichardtiana Lange-Bertalot	NRCH	3,5	2			
Navicula reinhardtii (Grunow) Grunow	NREI	3,3	2			

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Navicula rhynchotella Lange-Bertalot	NRHT	5,7	3			
Navicula schroeteri Meister	NSHR	5,7	3			
Navicula slesvicensis Grunow	NSLE	4,7	3			
Navicula subalpina Reichardt	NSBN	0,5	2			x
Navicula tripunctata (Müller) Bory	NTPT	5,3	3			
Navicula trivialis Lange-Bertalot	NTRV	4,9	3			
Navicula trophicatrix Lange-Bertalot	NTCX	2,6	2			x
Navicula upsaliensis Schumann	NMUP	4,0	3			
Navicula veneta Kützing	NVEN	5,7	2			
Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg	NVIR	5,7	3			
Navicula vulpina Kützing	NVUL	0,7	2			x
Naviculadicta absoluta (Hustedt) Lange-Bertalot	NABL	0,6	3	x		
Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer	NEAF	0,5	3	x		
Neidium ampliatum (Ehrenberg) Krammer	NEAM	0,9	2	x		
Neidium bisulcatum (Lagerstedt) Cleve var. bisculatum	NBIS	0,5	3		x	
Neidium dubium (Ehrenberg) Cleve	NEDU	2,2	2			x
Nitzschia acicularis (Kützing) Smith	NACI	5,8	3			
Nitzschia acidoclinata Lange-Bertalot	NACD	2,9	1			
Nitzschia acula (Kützing) Hantzsch	NACU	5,7	3			
Nitzschia alpina Hustedt	NZAL	0,5	3	x		
Nitzschia amphibia Grunow	NAMP	5,0	3			
Nitzschia angustata (Smith) Grunow	NIAN	1,8	2			x
Nitzschia bacillum Hustedt	NBCL	1,3	2			x
Nitzschia calida Grunow	NICA	5,7	3			
Nitzschia capitellata Hustedt	NCTN	7,3	3			
Nitzschia communis Rabenhorst	NCOM	5,7	3			
Nitzschia commutata Grunow	NICO	9,7	3			
Nitzschia constricta (Kützing) Ralfs	NZCO	6,7	3			
Nitzschia debilis (Arnott) Grunow	NDEB	5,7	3			
Nitzschia dissipata (Kützing) Grunow ssp. *dissipata* + *N. dissipata* var. *media* (Hantzsch) Grunow	NDIS/ NDME	3,9	3			
Nitzschia filiformis (Smith) Van Heurck	NFIL	5,7	3			
Nitzschia fonticola Grunow	NFON	3,7	3			
Nitzschia frustulum (Kützing) Grunow + *N. frustulum* var. *inconspicua* Grunow	NIFR/NINC	5,7	3			
Nitzschia gracilis Hantzsch	NIGR	3,7	2			
Nitzschia heufleriana Grunow	NHEU	2,8	3			
Nitzschia homburgiensis Lange-Bertalot	NHOM	1,0	3		x	
Nitzschia hungarica Grunow	NIHU	5,7	3			
Nitzschia intermedia Hantzsch	NINT	5,7	3			
Nitzschia lacuum Lange-Bertalot	NILA	1,3	2			x
Nitzschia levidensis (Smith) Grunow + odmiany	NLEV	8,1	3			
Nitzschia linearis Agardh) Smith	NLIN	4,8	3			
Nitzschia microcephala Grunow	NMIC	5,7	3			
Nitzschia palea (Kützing) Smith var. *palea*	NPAL	3,1	2			
Nitzschia paleacea (Grunow) Grunow	NPAE	3,5	3			

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Nitzschia perminuta (Grunow) Peragallo	NIPM			x		
Nitzschia pura Hustedt	NIPR			x		
Nitzschia pusilla Grunow	NIPU	5,7	3			
Nitzschia radicula Hustedt	NZRA	1,0	2			x
Nitzschia recta Hantzsch	NREC	3,7	3			
Nitzschia regula Hustedt	NIRE	0,4	3			x
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch) Smith	NSIO	3,4	3			
Nitzschia sociabilis Hustedt	NSOC	4,2	3			
Nitzschia solita Hustedt	NISO	5,7	3			
Nitzschia subacicularis Hustedt	NSUA	3,5	3			
Nitzschia sublinearis Hustedt	NSBL	3,7	2			
Nitzschia subtilis Grunow	NLSU	5,7	3			
Nitzschia supralitorea Lange-Bertalot	NZSU	5,7	3			
Nitzschia tryblionella Hantzsch	NTRY	5,7	3			
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	NUMB	5,7	3			
Nitzschia wuellerstorfii Lange-Bertalot	NWUE	5,7	3			
Parlibellus protracta (Grunow) Bishop, Minerovic, Liu, Kociolek	PPRE	3,2	3			
Pinnularia borealis Ehrenberg	PBOR	3,0	1			
Pinnularia major (Kützing) Rabenhorst + *P. neomajor* Krammer	PMAJ/PNEO	0,5	1	x		
Pinnularia microstauron (Ehrenberg) Cleve	PMIC	2,4	1			x
Pinnularia nobilis (Ehrenberg) Ehrenberg	PNOB	4,1	1			
Pinnularia nodosa (Ehrenberg) Smith	PNOD	1,7	1			x
Pinnularia rupestris Hantzsch	PRUP	2,9	1			
Pinnularia silvatica Petersen	PSIL	0,5	3		x	
Pinnularia subcapitata var. *subcapitata* + *P. sinistra*	PSCA/PSIN	0,9	3		x	
Pinnularia subgibba Krammer + *P. gibba* (Ehrenberg) Ehrenberg	PGIB/PSGI	2,2	1			x
Pinnularia viridiformis Krammer	PVIF	2,9	1			
Placoneis clementis (Grunow) Cox + *P. clementoides* (Grunow) E.J.Cox	PCLT/PCLD	2,7	2			x
Placoneis constans (Hustedt) Cox	PCTA	3,0	2			
Placoneis elginensis (Gregory) Cox + *P. paraelginensis* Lange-Bertalot	PELG/PPAE	2,5	2			x
Placoneis gastrum (Ehrenberg) Mereschkowsky	PGAS	3,6	3			
Placoneis placentula (Ehrenberg) Heinzerling	PPLC	2,6	2			x
Placoneis porifea (Hustedt) Ohtsuka Fujita	PPOF	2,7	2			
Placoneis pseudoanglica Lange-Bertalot	PELP	3,1	2			
Planothidium joursacense (Héribaud-Joseph) Lange-Bertalot	PJOU	2,0	2	x		
Planothidium biporomum (Hohn, Hellerman) Lange-Bertalot	PLBI	2,3	1			x
Planothidium daui (Foged) Lange-Bertalot	PDAU	1,0	1		x	
Planothidium delicatulum (Kützing) Round, Bukhtiyarova	PTDE	5,4	3			
Planothidium frequentissimum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PLFR	2,3	2			x
Planothidium granum (Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot	PGRN	4,2	1			
Planothidium lanceolatum (Brébisson ex Kützing) Lange-Bertalot	PTLA	1,2	2			x
Planothidium oestrupii (Cleve-Euler) Edlund	PTOE	1,6	1			x
Planothidium rostratum (Østrup) Lange-Bertalot	PRST	2,3	2			x
Platesa conspicua (Mayer) Lange-Bertalot	ACON	2,6	1			x
Platessa ziegleri (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PZIE	1,7	2			x

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Prestauroneis integra (Smith) Bruder	PITE	4,2	3			
Psammothidium altaicum (Poretzky) Bukhtiyarova	PALT	0,4	3		x	
Psammothidium daonense (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	PDAO	1,0	1		x	
Psammothidium helveticum (Hustedt) Bukhtiyarova, Round	PHEL	0,5	3		x	
Psammothidium lauenburgianum (Hustedt) Bukhtiyarova, Round	PLAU	4,2	2			
Psammothidium levanderi (Hustedt) Bukhtyiarova, Round	PLVD	0,4	3		x	
Psammothidium marginulatum (Grunow) Bukhtiyarova, Round	PMRG	0,5	3		x	
Psammothidium subatomoides (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	PSAT	0,7	3		x	
Psammothidium ventrale (Krasske) Bukhtiyarova & Round	PVEN	0,5	3		x	
Pseudostaurosira binodis (Ehrenberg) M.B.Edlund	FCBI	2,8	2			
Pseudostaurosira brevistriata (Grunow) D.M.Williams & Round	FBRE	2,8	2			
Reimeria sinuata (Gregory) Kociolek, Stoermer + *R. uniseriata* Sala, Guerrero, Ferrario	RSIN/RUNI	2,8	1			
Rhoicosphenia abbreviata (Agardh) Lange-Bertalot	RABB	4,4	3			
Rhopalodia gibba (Ehrenberg) Müller var. *gibba*	RGIB	2,8	3			x
Rhopalodia parallela (Grunow) Müller	RGPA	0,5	3			x
Sellaphora subrotundata (Hustedt) Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère, Mann	NSBR	2,4	1			x
Sellaphora pseudoventralis (Hustedt) Chudaev & Gololobova	NPVE	2,6	1			x
Sellaphora bacillum (Ehrenberg) Mann	SEBA	2,5	2			x
Sellaphora joubaudii (Germain) Aboal	SJOU	3,0	2			
Sellaphora laevissima (Kützing) Mann	SELA	2,3	1			x
Sellaphora pupula (Kützing) Mereschkowsky + *S. pseudopupula* (Krasske) Lange-Bertalot	SPUP/SPPU	3,0	2			
Sellaphora stroemii Hustedt	SSTM	0,7	2			x
Stauroforma exiguiformis (Lange-Bertalot) R. J.Flower, V. J. Jones & Round	FEXI	0,5	3	x		
Stauroneis kriegeri Patrick	STKR	3,8	2			
Stauroneis smithii Grunow	SSMI	3,0	2			
Staurosira construens Ehrenberg	FCON	2,8	2			
Staurosira venter (Ehrenberg) Cleve & J.D.Möller	FCVE	2,8	2			
Staurosirella lapponica (Grunow) D.M.Williams & Round	STLA	2,5	2			x
Staurosirella leptostauron (Ehrenberg) D.M.Williams & Round var. *leptostauron* + var. *dubia* (Grunow) M.B Edlund	FLEP	4,0	2			
Staurosirella pinnata (Ehrenberg) D.M.Williams & Round	FPIN	2,6	2			x
Stenopterobia curvula (Smith) Krammer	STCU	0,5	3		x	
Stenopterobia delicatissima (Lewis) Brébisson	STDE	0,5	3		x	
Surirella angusta Kützing	SANG	7,1	3			
Surirella bifrons Ehrenberg	SBIF	2,4	3			x
Surirella brebissonii Krammer, Lange-Bertalot + *S. kuetzingii* Krammer, Lange-Bertalot	SBRE/SBKU	6,8	3			
Surirella grunowii Kulikovskiy, Lange-Bertalot, Witkovski	SLCO	0,5	3	x		
Surirella linearis Smith	SLIN	1,7	2	x		
Surirella minuta Brébisson	SUMI	5,7	3			
Surirella roba Leclercq	SRBA	0,7	2		x	
Tabellaria fenestrata (Lyngbye) Kützing	TFEN			x		
Tabellaria flocculosa (Roth) Kützing	TFLO	1,1	3	x		
Tabellaria ventricosa Kützing	TVEN	0,4	3		x	
Tabellaria binalis var. *elliptica* Flower	TBEL	0,4	3		x	
Tabularia fasciculata (Agardh) Williams, Round + *T. tabulata* (C.Agardh) Snoeijs	FFAS	5,7	3			

Takson	Kod	TJ	wTJ	O	MW	TW
Ulnaria acus (Kützing) Aboal + *U. biceps* (Kützing) Compère	UACU	3,8	2			
Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère	UULN	5,3	2			
Ulnaria delicatissima var. *angustissima* (Grunow) Aboal	UDEA	5,7	3			

ISBN 978-83-950881-2-4