

WYTYCZNE METODYCZNE do przeprowadzenia monitoringu i oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w Polsce

Wersja 2012



Dofinansowano ze środków
Narodowego Funduszu Ochrony
Środowiska i Gospodarki Wodnej

Temat realizowany na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska (umowa nr 55/2010/F) z dnia 01.12.2010 r.
finansowany ze środków Narodowego Funduszu
Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej
na podstawie umowy nr 314/2010/Wn-07/MN-BD/D na dofinansowanie
państwowej jednostki budżetowej w formie przekazania środków na
cele nieinwestycyjne z dnia 30.07.2010 r.

Wrocław, listopad 2012

Praca wykonana na zlecenie Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska i sfinansowana ze środków Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej



Autorzy opracowania:

Joanna Picińska-Fałtynowicz, Jan Błachuta – Zakład Ekologii IMGW PIB Oddział we Wrocławiu



Copyright by Inspekcja Ochrony Środowiska, Warszawa 2012 r.

SPIS TREŚCI

WSTĘP	4
1. CHARAKTERYSTYKA ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH.....	5
2. WYBÓR ELEMENTÓW BIOLOGICZNYCH DO OCENY POTENCJAŁU EKOLOGICZNEGO ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH.....	10
3. LOKALIZACJA STANOWISK BADAWCZYCH	11
Przykłady lokalizacji stanowisk badawczych	12
5. ZASADY BEZPIECZEŃSTWA	15
6. CZĘSTOŚĆ I TERMINY POBORU PRÓBEK.....	15
7. METODY POBORU I POSTĘPOWANIE Z PRÓBKAMI	17
7.1 FITOPLANKTON	21
7.2. FITOBENTOS OKRZEMKOWY	27
Nazwa JCWP	35
Data poboru	35
Stanowisko	35
Typ zbiorowiska	35
Kod punktu	35
TAKSON	35
Liczba okryw	35
7.3. MAKROZOOBENTOS	46
8. OBLICZANIE WSKAŹNIKÓW	49
9. SPORZĄDZENIE OCENY.....	58
10. LITERATURA.....	64

WSTĘP

Ramowa Dyrektywa Wodna (RDW, Dyrektywa 2000/60/WE) obowiązująca w krajach Unii Europejskiej od 2000 roku stawia przed jej członkami jako jeden z celów osiągnięcie do 2015 roku 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 rzek.

Przewodnik określa zasady poboru i opracowania próbek fitoplanktonu i chlorofilu a, okrzemek bentosowych oraz makrobezkręgowców w celu obliczenia wskaźników pozwalających ocenić stan elementów biologicznych oraz sposób dokonania oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o wymienione wyżej elementy biologiczne.

1. CHARAKTERYSTYKA ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH

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 upodabnia 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 biogenych ze zlewni, duże przekształcenia ich struktur oraz krótko- i długookresowe wahania 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 retencionowanych 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 Ramowej Dyrektywy Wodnej [RDW] zaleca się (Załącznik 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 i na tej podstawie można podzielić zbiorniki zaporowe na reolimniczne, przejściowe oraz limniczne.

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.

Listę zbiorników zaporowych reolimnicznych, przejściowych i limnicznych zestawionych według czasu retencji przedstawiono w tabeli 1, natomiast w układzie alfabetycznym w tabeli 2.

Tabela 1. Zestawienie zbiorników zaporowych poszczególnych typów według czasu retencji.

Nazwa zbiornika	Rzeka	Powierzchnia zlewni [km ²]	Powierzchnia zbiornika [km ²]	Pojemność [hm ³]	Okres retencji [doby]
ZBIORNIKI REOLIMNICZNE (okres retencji do 20 dob)					
Rzeszów	Wisłok	2 000	0,42	0,84	0,6
Smukała	Brda	4 500	0,9	2,2	0,9
Czaniec	Soła	1 150	0,46	1,3	1,0
Tryszczyn	Brda	4 400	0,9	2,2	1,0
Czchów	Dunajec	5 300	2,5	8,0	1,3
Sromowce	Dunajec	1 300	0,9	6,4	2,8
Bledzew	Obra	2 600	3,2	3,0	3,4
Włocławek	Wisła	168 900	75	370	4,5
Gródek	Wda	1 950	1,0	5,5	5,3
Zegrzyński	Narew	69 000	33	90	8,2
Pierzchały	Pasłęka	2 100	2,4	11,5	8,5
Michalice	Widawa	370	0,9	1,7	9,0
Niedów	Witka	320	1,9	4,9	12,6
Topola	Nysa Kłodzka	2 150	3,4	26	15,2
Żur	Wda	1 800	3,0	16	15,5
ZBIORNIKI PRZEJŚCIOWE (okres retencji od 20 do 40 dob)					
Brody	Kamienna	650	1,9	7,3	22
Słup	Nysa Szalona	380	4,9	38	22
Międzybrodzie	Soła	1 100	3,7	28	22
Dzierżno Małe	Drama	180	1,7	12,3	24
Zemborzycki	Bystrzyca	70	2,8	6,3	26
Złotniki	Kwisa	280	1,2	10,5	27
Cedzyna	Lubrzanka	110	0,64	1,6	27
Kowalskie	Główna	180	1,37	2,1	27
Domaniów	Radomka	740	5,0	12,9	31
Rożnów	Dunajec	4 900	16	161	31
Rejów	Kamionka	103	0,3	1,2	35
Pilchowice	Bóbr	1 200	2,4	50	37
Sulejów	Pilica	4 900	24	79	38
Koronowo	Brda	3 900	15,6	81	38
Leśna	Kwisa	290	1,4	15	38

ZBIORNIKI LIMNICZNE (okres retencji powyżej 40 dób)					
Pokrzywnica (Szale)	Trojanówka	460	1,5	4,4	46
Lubachów	Bystrzyca	145	0,5	8	55
Jeziorsko	Warta	8 390	42	203	56
Nysa	Nysa Kłodzka	4 000	21	103	59
Besko	Wisłok	210	1,3	14,2	60
Otmuchów	Nysa Kłodzka	2 360	21	107	61
Rybnik	Ruda	350	4,7	22	76
Łąka	Pszczynka	160	4,2	12	80
Goczałkowice	Wiśła	430	32	165	80
Wąglanka Miedzna	Wąglanka	130	1,8	4,2	81
Tresna	Soła	1 100	10	117	90
Poraj	Warta	390	5,0	25	97
Słupca	Meszna	130	2,6	6,4	100
Cieszanowice	Luciąża	80	2,2	7,3	106
Nielisz	Wieprz	1 260	8,3	19,5	107
Przeczyce	Czarna Przemsza	300	4,7	21	109
Dobromierz	Strzegomka	80	1,0	11	113
Turawa	Mała Panew	1 500	21	96	115
Czorsztyn	Dunajec	1 200	12,3	232	116
Mietków	Bystrzyca	720	9,1	72	128
Dobczycki	Raba	900	10,7	142	146
Klimkówka	Ropa	180	3,1	43,5	148
Koszyce	Ruda	100	1,0	2,6	151
Sosnówka	Czerwonka	100	1,8	14	162
Dzierżno Duże	Kłodnica	500	6,2	94	185
Bukówka	Bóbr	22	2,0	15,5	194
Siemianówka	Narew	600	32,5	79,5	198
Chańcza	Czarna	470	4,7	23,9	218
Pławniowice	Toszecki Potok	120	2,4	29,1	281
Solina	San	1 190	22	500	299
Kozłowa Góra	Brynica	140	5,8	15,2	307

Tabela 2. Alfabetyczne zestawienie zbiorników zaporowych poszczególnych typów.

Nazwa zbiornika	Rzeka	Powierzchnia zlewni [km ²]	Powierzchnia zbiornika [km ²]	Pojemność [hm ³]	Okres retencji [doby]
ZBIORNIKI REOLIMNICZNE (okres retencji do 20 dob)					
Bledzew	Obra	2 600	3,2	3,0	3,4
Czaniec	Soła	1 150	0,46	1,3	1,0
Czchów	Dunajec	5 300	2,5	8,0	1,3
Gródek	Wda	1 950	1,0	5,5	5,3
Michalice	Widawa	370	0,9	1,7	9,0
Niedów	Witka	320	1,9	4,9	12,6
Pierzchały	Pasłęka	2 100	2,4	11,5	8,5
Rzeszów	Wisłok	2 000	0,42	0,84	0,6
Smukała	Brda	4 500	0,9	2,2	0,9
Sromowce	Dunajec	1 300	0,9	6,4	2,8
Topola	Nysa Kłodzka	2 150	3,4	26	15,2
Tryszczyn	Brda	4 400	0,9	2,2	1,0
Włocławek	Wisła	168 900	75	370	4,5
Zegrzyński	Narew	69 000	33	90	8,2
Żur	Wda	1 800	3,0	16	15,5
ZBIORNIKI PRZEJŚCIOWE (okres retencji od 20 do 40 dob)					
Brody	Kamienna	650	1,9	7,3	22
Cedzyna	Lubrzanka	110	0,64	1,6	27
Domaniów	Radomka	740	5,0	12,9	31
Dzierżno Małe	Drama	180	1,7	12,3	24
Koronowo	Brda	3 900	15,6	81	38
Kowalskie	Główna	180	1,37	2,1	27
Leśna	Kwisa	290	1,4	15	38
Międzybrodzie	Soła	1 100	3,7	28	22
Pilchowice	Bóbr	1 200	2,4	50	37
Rejów	Kamionka	103	0,3	1,2	35
Rożnów	Dunajec	4 900	16	161	31
Słup	Nysa Szalona	380	4,9	38	22
Sulejów	Pilica	4 900	24	79	38
Zemborzycki	Bystrzyca	70	2,8	6,3	26
Złotniki	Kwisa	280	1,2	10,5	27

ZBIORNIKI LIMNICZNE (okres retencji powyżej 40 dób)					
Besko	Wisłok	210	1,3	14,2	60
Bukówka	Bóbr	22	2,0	15,5	194
Chańcza	Czarna	470	4,7	23,9	218
Cieszanowice	Luciąża	80	2,2	7,3	106
Czorsztyn	Dunajec	1 200	12,3	232	116
Dobczycki	Raba	900	10,7	142	146
Dobromierz	Strzegomka	80	1,0	11	113
Dzierżno Duże	Kłodnica	500	6,2	94	185
Goczałkowice	Wisła	430	32	165	80
Jeziersko	Warta	8 390	42	203	56
Klimkówka	Ropa	180	3,1	43,5	148
Koszyce	Ruda	100	1,0	2,6	151
Kozłowa Góra	Brynica	140	5,8	15,2	307
Lubachów	Bystrzyca	145	0,5	8	55
Łąka	Pszczynka	160	4,2	12	80
Mietków	Bystrzyca	720	9,1	72	128
Nielisz	Wieprz	1 260	8,3	19,5	107
Nysa	Nysa Kłodzka	4 000	21	103	59
Otmuchów	Nysa Kłodzka	2 360	21	107	61
Pławniowice	Toszecki Potok	120	2,4	29,1	281
Pokrzywnica (Szale)	Trojanówka	460	1,5	4,4	46
Poraj	Warta	390	5,0	25	97
Przeczyce	Czarna Przemsza	300	4,7	21	109
Rybnik	Ruda	350	4,7	22	76
Siemianówka	Narew	600	32,5	79,5	198
Słupca	Meszna	130	2,6	6,4	100
Solina	San	1 190	22	500	299
Sosnówka	Czerwonka	100	1,8	14	162
Tresna	Soła	1 100	10	117	90
Turawa	Mała Panew	1 500	21	96	115
Wąglanka Miedzna	Wąglanka	130	1,8	4,2	81

2. WYBÓR ELEMENTÓW BIOLOGICZNYCH DO OCENY POTENCJAŁU EKOLOGICZNEGO ZBIORNIKÓW ZAPOROWYCH

Wybrano następujące elementy biologiczne, które stanowią podstawę sporządzenia oceny potencjału ekologicznego zbiorników.

- Fitoplankton wraz z chlorofilem a
- Fitobentos okrzemkowy
- Makrozoobentos.

Pierwsze dwa elementy (fitoplankton wraz z chlorofilem a oraz fitobentos okrzemkowy) wyczerpują dyrektywowy wymóg oceny składu i liczebności flory wodnej. Trzeci element jest również zgodny z zaleceniami dyrektywy, pozwala ocenić skład i liczebność bezkręgowców bentosowych.

Fitoplankton oraz chlorofil a dobrze odzwierciedlają presje powodujące nadmierną żyzność wód występujące w całej zlewni zbiornika (duży udział gruntów ornych w zlewni, duża gęstość zaludnienia itp.).

Fitobentos okrzemkowy również odzwierciedla presje powodujące nadmierną żyzność wód, ale reaguje również na presje lokalne (charakter strefy przybrzeżnej zbiornika, lokalne źródła zanieczyszczeń, nadmierne użytkowanie rekreacyjne zbiornika).

Makrozoobentos dobrze odzwierciedla presje, powodujące zanieczyszczenia wód substancjami organicznymi oraz presje, związane z morfologicznymi przekształceniami strefy przybrzeżnej zbiorników.

Za niecelowe uznano ocenianie makrofity (z reguły w zbiornikach zaporowych bardzo słabo wykształconych). Nie wprowadzono także oceny ichtiofauny, gdyż ryby z reguły tworzą w zbiornikach zaporowych populacje zdominowane przez 2-3 gatunki (leszcz, płoć i ewentualnie okoń). Monitoring stanu ichtiofauny, z uwagi na uwarunkowania prawne (zapisy ustawy o rybactwie śródlądowym) może być prowadzony tylko przez podmioty uprawnione do rybactwa lub za ich zgodą przez podmioty mające uprawnienia do połowów ryb. Jeżeli zostanie opracowana metodyka badań ichtiofauny w zbiornikach zaporowych, to monitoring będzie realizowany przez odrębne podmioty (np. Instytut Rybactwa Śródlądowego).

3. LOKALIZACJA STANOWISK BADAWCZYCH

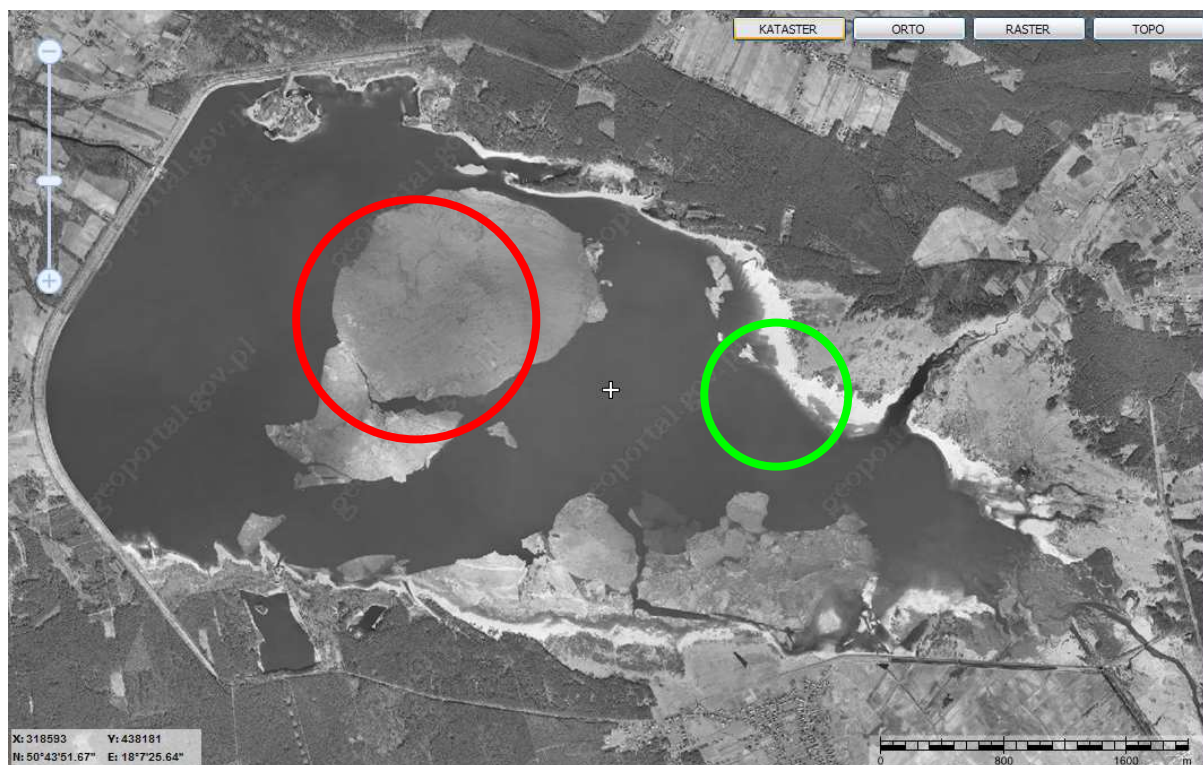
Ekosystem zbiornika zaporowego funkcjonuje w miarę poprawnie, gdy stopień odchylenia od warunków rzecznych jego partii przybrzeżnych, stanowiących o możliwości reprodukcji wielu gatunków żyjących w wodach zbiornika i odzwierciedlających stopień antropopresji na zbiornik jest jak najmniejszy.

Z tego powodu, pobór próbek makrozoobentosu i fitobentosu okrzemkowego 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 niektórych elementów biologicznych (makrozoobentos) może być zawyżona, a innych (fitoplankton) zaniżona. Należy unikać także wyboru stanowisk w pobliżu zapory, gdzie z kolei może być zawyżona ocena fitoplanktonu, a zaniżona - makrozoobentosu.

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 brodenia.

Wyjątkiem jest fitoplankton – powinien on być pobrany z dala od brzegu (szczególnie od brzegu nawietrznego), ponieważ może dojść do sytuacji, że w próbce zostanie zawyżona ilość organizmów fitoplanktonu, szczególnie unoszących się tuż pod powierzchnią wody sinic. Dokładnie podobny efekt można uzyskać przy poborze próbki na środku zbiornika, jeżeli nie sprawdzi się dokładnie sposobu przemieszczania się powierzchniowych warstw wody (Rys. 1.)



Rys. 1. Zbiornik Turawa. Czerwonym kółkiem jest zaznaczona przemieszczająca się z wiatrem plama zakwitu sinicowego. Prawidłowa lokalizacja stanowiska badawczego jest zaznaczona zielonym kółkiem.

UWAGA: nie należy wybierać stanowiska do badań w zatokach, za osłoną wysp, w pobliżu ośrodków, przystani oraz w ujściach dopływów do zbiornika.

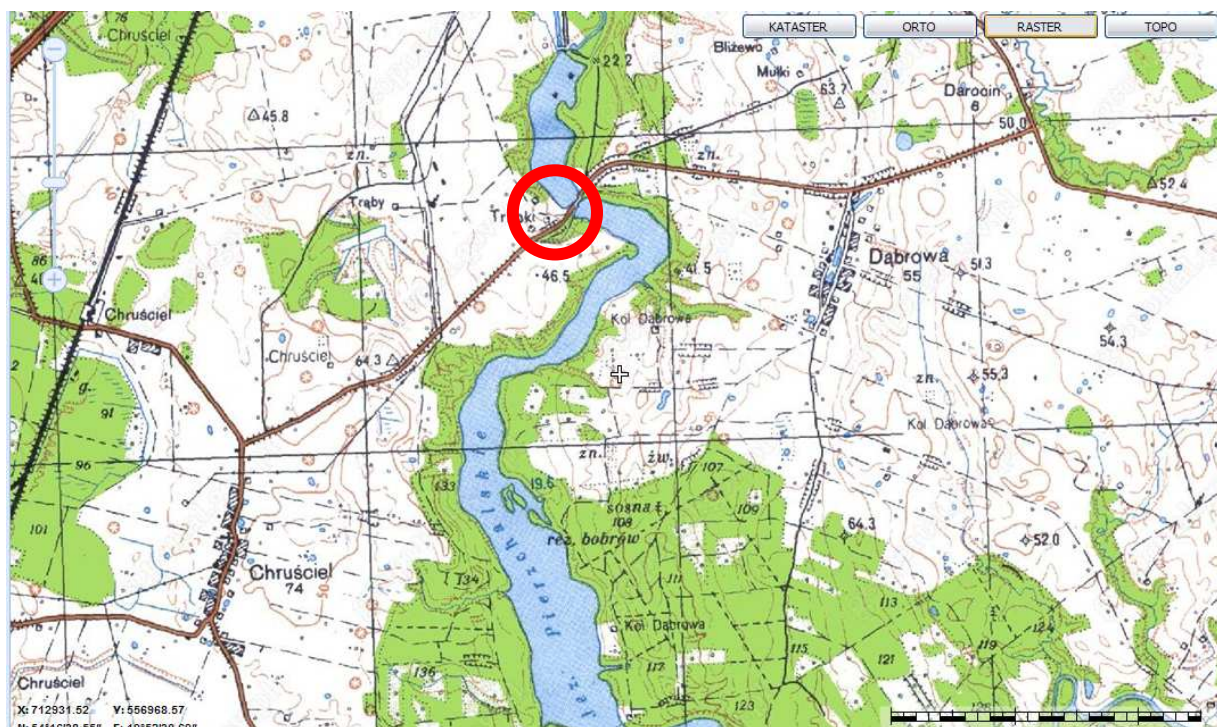
Przykłady lokalizacji stanowisk badawczych

ZBIORNIKI REOLIMNICZE

Zbiornik Pierzchały

Powierzchnia zlewni około 2100 km², powierzchnia zbiornika 2,5 km², pojemność 11,5 hm³, średnia głębokość 4,6 m, okres retencji około 8,5 doby.

W zbiorniku jest wyraźnie widoczny przepływ wody. Brzegi naturalne, bezpośrednie otoczenie zbiornika stanowi las. Zbiornik podlega bardzo małym wahaniom stanów wody i ma stosunkowo dobrze rozwinięte makrofity w strefie przybrzeżnej. Stanowisko wybrano w okolicy mostu na drodze między Chruscieniem i Dąbrową (Mapa 1), na lewym brzegu zbiornika. Jest to jednocześnie dogodne stanowisko do poboru wody do badań parametrów fizyczno-chemicznych (można dokonać poboru z mostu). W pobliżu mostu, strefa przybrzeżna jest zdegradowana i dlatego próbki należy pobrać kilkaset metrów poniżej (od mostu w stronę zapory), gdzie brzegi nie są już przekształcone (Fot 1).



Mapa 1. Lokalizacja stanowiska w zbiorniku Pierzchały. Źródło mapy: www.geoportal.gov.pl. Skala 1:25 000.



Fot 1. Stanowisko poboru prób w zbiorniku Pierzchały.

Zbiornik Włocławek

Powierzchnia zlewni około 168900 km², powierzchnia zbiornika 75 km², pojemność 370 hm³, średnia głębokość 4,9 m, okres retencji około 4,5 doby.

W zbiorniku jest wyraźnie widoczny przepływ wody. Wahania stanu wody niewielkie, dzięki czemu w strefie przybrzeżnej są dobrze rozwinięte makrofity. Brzegi są naturalne (poza bezpośrednim otoczeniem zapory), wąska strefa przybrzeżna brzegu lewego jest zalesiona, prawy brzeg jest stromy, wykształcony w formie klifu.



Mapa 2a. Prawidłowa lokalizacja stanowisk w zachodniej części zbiornika Włocławek (Dobiegniew i Zapora na lewym brzegu oraz Dobryń na prawym). Źródło mapy: www.geoportal.gov.pl. Skala 1:50 000.



Mapa 2b. Lokalizacja stanowiska we wschodniej części zbiornika Włocławek (Wola Brwileńska). Źródło mapy: www.geoportal.gov.pl. Skala 1:50 000.

Początkowo wybrano dwa stanowiska na lewym brzegu. Stanowisko w Woli Brwileńskiej (Mapa 2b), zlokalizowane blisko części wlotowej zbiornika. W trakcie badań okazało się, że znajduje się ono jeszcze w części rzecznej zbiornika. Drugim wstępnie wybranym stanowiskiem było stanowisko w Dobiegniewie (Mapa 2a), już w części przejściowej zbiornika. Po konsultacjach z pracownikami WIOŚ wytypowano dwa dodatkowe stanowiska – w Dobrzyniu przy prawym brzegu i w pobliżu zapory przy lewym brzegu (Mapa 2a).

Uzasadnieniem wytypowania dodatkowych stanowisk był rozkład nurtu w zbiorniku. Główny nurt w zachodniej części zbiornika jest bliski prawego brzegu, dlatego dodatkowe stanowisko zlokalizowano przy prawym brzegu, w miejscowości Dobrzyń, naprzeciwko punktu w Dobiegniewie. Wyraźny przepływ jest widoczny w całym zbiorniku i dlatego trudno określić w nim część jeziorową. Praktycznie cały zbiornik, poza wyraźnie rzeczną strefą w wschodniej części, jest w strefie przejściowej. Dlatego, zgodnie z sugestią pracowników WIOŚ wybrano dodatkowe stanowisko w miejscu o dogodnym dojeździe, w pobliżu zapory. Stanowisko przy zaporze jest położone blisko głównego nurtu, który w tej części zbiornika płynie środkiem. Stanowisko gwarantuje najbezpieczniejszy pobór, ma dobry dojazd i łagodne brzegi. Istnieje także możliwość poboru wody do badania fitoplanktonu z nieodległych pomostów przystani jachtowej.

4. NIEZBĘDNY SPRZĘT TERENOWY



- 1) Butospodnie (wodery) – dla co najmniej dwu osób – osoby pobierającej próbę i osoby asekurującej;
- 2) 20. metrowa linka asekuracyjna;
- 3) Aparat Ruttnera lub pompka (na fotografii) do poboru wody (zalecane); lub wiadro (dopuszczalne);
- 4) Pojemniki na wodę do analiz fizyczno-chemicznych; analizy chlorofilu a i na próbę planktonową;
- 5) Wiadra do przepłukiwania makrozoobentosu;
- 6) Pojemniki (około 2 l) na makrozoobentos;
- 7) Siatka hydrobiologiczna o krawędzi ramki 25 cm o oczkach 0,5*0,5 mm, z drążkiem do poboru makrozoobentosu;
- 8) Pojemniki (20 ml lub 100 ml, w zależności od metody poboru) na fitobentos i narzędzia do poboru (ostrzy nożyk, szczoteczka do zębów);
- 9) Odczynniki do utrwalania prób – płyn Lugola do utrwalania prób fitoplanktonu i fitobentosu, etanol do utrwalania makrozoobentosu
- 10) Protokół terenowy
- 11) Mierniki do pomiarów tlenu, pH, przewodności i temperatury wody.
- 12) Zestaw pierwszej pomocy.

5. ZASADY BEZPIECZEŃSTWA

- 1) Podczas poboru prób w wodzie są co najmniej dwie osoby – jedna pobiera próbę, druga ją asekuje stojąc w płytszym miejscu.
- 2) Podczas poboru prób fitoplanktonu z łodzi również pracują dwie osoby. W czasie poboru należy ubrać kapoki (kamizelki ratunkowe). Nigdy nie podnoszą aparatu dwie osoby, nigdy dwie osoby nie znajdują się przy tej samej burcie.

6. CZĘSTOŚĆ I TERMINY POBORU PRÓBEK

FITOPLANKTON I CHLOROFIL a – minimum 3 razy w sezonie wegetacyjnym

Optymalna częstość poboru próbek fitoplanktonu i chlorofilu a – 6 razy w roku¹. Jest to jednak trudne do zrealizowania, ponieważ próbki należy brać tylko po dłuższym okresie stabilnych lub lekko się obniżających stanów wody. Większość zbiorników pełni funkcję przeciwpowodziową i latem często gromadzą nadwyżki wody dla redukcji wysokości stanów wody w rzece, co uniemożliwia pobór próbek. Dlatego zalecany jest trzykrotny pobór, ale za to tylko w okresach stabilnego (lub lekko opadającego) stanu wody.

POBÓR WODY DO ANALIZ FIZYCZNO-CHEMICZNYCH

Probki wody do analiz fizyczno-chemicznych należy pobrać razem z próbkami wody do analizy fitoplanktonu i chlorofilu a.

FITOBENTOS –raz w okresie badań

Zalecane jest, by pobór fitobentosu był przeprowadzony podczas pierwszego poboru fitoplanktonu – na początku sezonu wegetacyjnego. W przypadku nieudanego pobrania próbki należy pobór powtórzyć w środku lata lub jesienią.

MAKROZOOBENTOS – raz w okresie badań (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. W odróżnieniu od fitobentosu niedopuszczalny jest pobór w środku i pod koniec lata (od końca czerwca do połowy września), ponieważ prowadzi do zaniżenia wyniku z powodu wylotu jętek i chrzączek w tym okresie.

¹ Zalecana w Rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 15 listopada 2011 r. w sprawie form i sposobu prowadzenia monitoringu jednolitych części wód powierzchniowych i podziemnych [Dz.U.Nr 258, Poz. 1550].

7. METODY POBORU I POSTĘPOWANIE Z PRÓBKAMI

Rozpoczynamy od wypełnienia protokołu terenowego

PROTOKÓŁ TERENOWY – ZBIORNIKI ZAPOROWE

KOD JCWP:			Opracował(a):															
ZBIORNIK:			MS-KOD PUNKTU:	Data:														
STANOWISKO:																		
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%]: <table border="1"> <tr> <td>Las liściasty</td> <td></td> </tr> <tr> <td>Las iglasty</td> <td></td> </tr> <tr> <td>Las mieszany</td> <td></td> </tr> <tr> <td>Łąki pastwiska, obszary podmokłe</td> <td></td> </tr> <tr> <td>Grunty orne</td> <td></td> </tr> <tr> <td>Teren zabudowany (w tym ośrodki wypoczynkowe)</td> <td></td> </tr> <tr> <td>RAZEM</td> <td></td> </tr> </table>					Las liściasty		Las iglasty		Las mieszany		Łąki pastwiska, obszary podmokłe		Grunty orne		Teren zabudowany (w tym ośrodki wypoczynkowe)		RAZEM	
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																		

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:

POBÓR FITOPLANKTONU I CHLOROFILU a

Próbkę pobieramy co najmniej kilkadziesiąt metrów od brzegu, za strefą gromadzących się przy brzegach przynoszonych ruchem wody plam zakwitu. Pobór bez łodzi (pontonu) jest możliwy tylko w zbiornikach o łagodnych skarpach brzegowych, w których bezpiecznie można odejść od brzegu na odległość 15-20 m. Kiedy jest to niemożliwe, próbkę należy pobrać z łodzi. Próbkę wody na fitoplankton należy pobierać czerpaczami: Bernatowicza, Friedingera, Ruttnera lub Van Derna (PN-86/C-05550/02, PN-EN ISO 5667-1:2008, PN-EN ISO 5667-6:2003), z głębokości 0,5 m.

Pojemniki: Należy stosować szczelne pojemniki szklane (PN-EN ISO 5667-3:2005). Napełniać wodą tylko do 80% objętości, aby można było dodać środka utrwalającego oraz dobrze wymieszać próbkę. W przypadku zbiorników eutroficznych, wystarczające jest naczynie o pojemności 100 ml, w przypadku zbiorników mniej żyznych – o pojemności 250 – 300 ml. Każda zebrana próbka musi być zaopatrzona w etykietę z nazwą zbiornika i stanowiska, datą poboru i typem zbiorowiska = fitoplankton (FPL).

Utrwalanie: Należy stosować alkaliczny płyn Lugola w ilości 0,5 - 1 ml (10 – 20 kropli) roztworu na 200 ml próbki (PN-EN ISO 5667-3:2005), do uzyskania barwy ciemnożółtej (koniakowej). W czasie transportu próbki nie mogą być wystawione na bezpośrednie działanie promieni słonecznych i w miarę możliwości nie powinny być narażone na wstrząsy.

Alkaliczny płyn Lugola, z octanem sodu

10 g jodku potasu rozpuścić w 20 ml wody i dodać 5 g jodu (podwójnie sublimowanego). Następnie uzupełnić 50 ml wody i dodać 5 g octanu sodu. Przechowywać w pojemniku z ciemnego szkła, zamykanym szczelnym korkiem na szlif.

Przechowywanie próbek

Próbki utrwalone płynem Lugola powinny być przechowywane w chłodzie (1 oC – 4 oC) i ciemności, maksymalnie przez 6 miesięcy od daty zebrania, w pozycji pionowej. Należy je co pewien czas przeglądać, jeśli ulegają odbarwieniu (nieszczelne zamknięcie butelki umożliwia dyfuzję jodu), ponownie dodać płynu Lugola aż do uzyskania odpowiedniej barwy (PN-EN ISO 5667-3:2005)

POBÓR I UTRWALANIE FRAKCJI OKRZEMKOWEJ PRÓBEK FITOPLANKTONU

Jednocześnie z próbką fitoplanktonu, należy pobrać próbkę bliźniaczą, która po odpowiednim przygotowaniu, posłuży do przygotowania trwałych preparatów okrzemkowych do dokładnej identyfikacji taksonów obecnych w fitoplanktonie. Próbkę okrzemkową utrwała się również płynem Lugola.

POBÓR FITOBENTOSU

W przypadku zbiorników zaporowych, zalecanym do badań zbiorowiskiem fitobentosu okrzemkowego jest epiliton rozwijający się na twardym podłożu, naturalnym (skalnym) lub sztucznym (beton, cegły). Podłoże musi być trwale zanurzone w wodzie. Jeśli zbiorowisko jest dobrze wykształcone, to można zaobserwować gołym okiem brązowawe lub żółtawe kłaczki albo nalot na powierzchni kamieni. W sytuacji, gdy nie widać makroskopowych skupień, należy delikatnie przesunąć opuszkami palców po powierzchni kamienia – wyczuwalna śliska warstewka świadczy o obecności okrzemek.

Pobór próbek fitobentosu okrzemkowego w terenie jest pierwszym i niezwykle ważnym etapem w procesie badawczym. Jakość zebranego materiału ma decydujący wpływ na wynik końcowy czyli wartość indeksu okrzemkowego i ocenę potencjału ekologicznego monitorowanego zbiornika zaporowego. Jeśli zebrana próbka będzie zła (mała liczba nieuszkodzonych komórek okrzemek i/lub duża ilość zanieczyszczeń i/lub duża liczba martwych tzn. pustych lub połamanych okryw), można zaniechać dalszych etapów opracowania, bowiem uzyskany wynik nie będzie miarodajny.

Należy pobrać próbkę łączoną, z co najmniej 5-6 kamieni lub fragmentów skalnych zanurzonych trwale w wodzie, wybranych w strefie przybrzeżnej zbiornika, ale maksymalnie daleko od brzegu i w miejscach, gdzie można zaobserwować przepływ wody. Ważne jest, aby pobrać materiał z różnych kamieni. W przypadku, gdy okrzemki tworzą widoczny nalot lub kłaczki, należy zebrać proporcjonalne podróbki, ale mniejsze niż w przypadku, gdy ich nie widać gołym okiem. Łączna powierzchnia, z której je zbierzemy może być wówczas mniejsza. W sytuacji gdy tylko wyczuwamy, że powierzchnia jest śliska – łączna powierzchnia zbioru powinna być większa. Należy unikać zbioru z kamieni pokrytych nalotem mułku/piasku/materii organicznej.

Makroskopowe skupienia należy zeskrobać ostrym nożykiem. W sytuacji, gdy wyczuwalny jest śliski nalot na powierzchni substratu, należy użyć twardej szczoteczki do zębów (wyszorować powierzchnię) i zebraną przy jej pomocy warstwę wypłukać w wodzie w odpowiednio szerokim pojemniku. Przy tym sposobie pobierania obowiązuje zasada: do każdej próbki musi być użyta odrębna szczoteczka.

Gdy podłoże pokrywają zielenice nitkowate > 75% powierzchni, należy wybierać miejsca pozbawione nitek lub w miarę możliwości, dokładnie je usunąć przed pobraniem próbki.

Jeśli na stanowisku brak kamieni, należy pobrać fitobentos z zanurzonego drewna (epiksylon)

Aby uniknąć wzajemnego zanieczyszczenia próbek, narzędzia użyte do zbierania (nożyk, skalpel, szpatułka) dobrze przepłukać w wodzie i wytrzeć do sucha po każdym poborze.

Próbki należy utrwalić w terenie płynem Lugola, a po przewiezieniu do laboratorium, przechowywać w chłodzie i ciemności (PN-EN ISO 5667-3:2005).

Pojemnik z zebraną próbką powinien być starannie opisany. Etykieta musi zawierać następujące informacje: nazwę zbiornika, nazwę stanowiska, kod punktu pomiarowo-kontrolnego, datę poboru oraz rodzaj zebranego fitobentosu (epilitom lub epiksylon).

Zebrane próbki należy jak najszybciej przejrzeć wstępnie pod mikroskopem, pod powiększeniem 400 – 600 razy (z użyciem obiektywu 40x), aby ocenić ich jakość: obfitość okrzemek, ich kondycję – nienaruszona treść komórkowa oznacza, że w chwili zbioru były żywe, ilość zanieczyszczeń: cząstek materii organicznej czy innych glonów, a także ilość pustych (martwych) pancerzyków okrzemek. Jeśli zanieczyszczeń jest bardzo dużo, a nienaruszonych komórek okrzemek bardzo mało albo przeważają puste pancerzyki, próbka jest zła i ocena potencjału ekologicznego zbiornika na jej podstawie nie będzie miarodajna (wiarygodna). Pobór fitobentosu należy powtórzyć! Przy ponownym zbiorze nie trzeba wykonywać kolejnych analiz fizyczno-chemicznych wody.

POBÓR MAKROZOOBENTOSU

Próbkę pobieramy ramką (krawędź 25 cm, oczka 0,5x0,5 mm), metodą zbliżoną do pobierania makrozoobentosu w rzekach.

Pobór rozpoczynamy od najdalszego punktu od brzegu, do którego można bezpiecznie dojść (w zbiornikach o płaskim dnie do głębokości 120 cm, w zbiornikach o dnie stromym, z nachyleniem powyżej 10%, do głębokości 100 cm).

Płosząc nogami organizmy, ciągniemy siatkę po dnie na odcinku 1 m, przepłukujemy i przenosimy zawartość do wiadra. Następnie płoszymy na kolejnym odcinku 1 m, stopniowo zbliżając się do brzegu.

Próbka składa się z łącznego połowu na 8 pasach o długości 1 m. Pozornie odpowiada to powierzchni około 2 m², ale podczas poboru w stojącej lub bardzo wolno płynącej wodzie (a taka jest w zbiornikach zaporowych) wiele organizmów podczas płoszenia trafia za siatkę i liczba organizmów złowionych taką techniką odpowiada w przybliżeniu liczbie organizmów złowionych w rzece metodą zalecaną dla rzek trudnodostępnych (Metodyka poboru prób zespołów fauny dennej w wodach trudnodostępnych i dużych rzekach dla celów monitoringu ekologicznego zgodnego z założeniami RDW, Barbara Bis i Maria Wernykajtis, GIOS 2006).

7.1 FITOPLANKTON

METODYKA ANALIZY FITOPLANKTONU

Analiza ilościowa i jakościowa prób fitoplanktonu powinna być przeprowadzona zgodnie z metodyką rekomendowaną dla krajów UE i przyjętą przez Polskę w 2006 roku, tzn. z użyciem mikroskopu odwróconego i cylindrycznych komór sedymentacyjnych (metoda Utermöhl).

SPRZĘT

Niezbędne wyposażenie do określenia składu taksonomicznego i liczebności fitoplanktonu obejmuje:

- Mikroskop odwrócony: okulary o powiększeniu 10x lub 12,5x; obiektywy o powiększeniu 10x, 20x, 40x i 100x (zalecany);
- Kamery, komputer i program analizy obrazu (zalecane);
- Mikrometr okularowy liniowy z działką elementarną 0,1 mm, okular mikrometryczny (siatka mikrometryczna okularowa, podzielona na 200 kwadratów) i mikrometr przedmiotowy;
- Komory sedymentacyjne cylindryczne Utermöhl z odpowiednio dopasowanymi szkiełkami (grubości 0,16 – 0,20 mm) stanowiącymi dno komory;
- Szkiełka nakrywkowe (42 mm x 42 mm, o grubości 1,2 mm) do zamknięcia komór po sedymentacji;
- Cylindry sedymentacyjne o pojemności 2, 10, 20, 25 i 50 ml z dopasowaną przykrywką.

PRZYGOTOWANIE MIKROSKOPU DO ANALIZY

Przed przystąpieniem do analizy próbki, należy wyskalować obiektywy mikroskopu:

- 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 (PN-87 C-05551); dla każdego obiektywu współczynnik mikrometryczny jest inny;
- wyznaczyć dla siatki mikrometrycznej okularowej i każdego z obiektywów szerokości 1, 2 lub więcej krążyków służących do liczenia osobników fitoplanktonu w przypadku dużej ich liczby;
- wyznaczyć średnicę pól widzenia obiektywów potrzebnych do określenia szerokości pasa do liczenia osobników fitoplanktonu z powierzchni 1 cm^2 komory;
- określić liczbę pasów na powierzchni 1 cm^2 dla każdego obiektywu.

PRZYGOTOWANIE PRÓBEK DO ANALIZY MIKROSKOPOWEJ

Ilość organizmów fitoplanktonowych w zebranej próbce zmienia się wyraźnie w zależności od terminu poboru i typu zbiornika. W związku z tym, należy dobrać odpowiedniej wielkości cylinder sedymentacyjny i czas sedymentacji (Tab. 3).

Tabela 3. Czas sedymentacji próbek fitoplanktonu utrwalonych płynem Lugola (wg Mischke i in. 2005, zmienione).

Objętość cylindra [ml]	Wysokość cylindra [cm]	Czas sedymentacji [godz.]
2	1	4
10	2	8
20	4	16
25	4,5	18
50	9,5	38

Pomocną informacją przy doborze wielkości cylindrów sedymentacyjnych jest zawartość chlorofilu a w wodzie (pobranej jednocześnie z próbką fitoplanktonu), pośrednio odzwierciedlająca biomasę fitoplanktonu (Tab. 4).

Tabela 4. Dobór cylindra sedymentacyjnego w zależności od zawartości chlorofilu a.

Zawartość chlorofilu a [$\mu\text{g/l}$]	Objętość komory sedymentacyjnej [ml]
0 – 0,5	2 x 50
0,5 – 2	50
2 – 5	25
5 – 10	10
> 10	Próbkę należy rozcieńczyć

W przypadku gęstej próbki, można napełnić nią bezpośrednio komorę, bez uprzedniego rozcieńczenia, niemniej przed przystąpieniem do analizy należy sprawdzić, czy organizmy są rozłożone równomiernie. Zbijanie się osobników glonów utrudnia poprawne ich zliczenie, a ma miejsce szczególnie w przypadku próbek obfitujących w formy nitkowate, głównie sinic i okrzemek. Jeśli takie zjawisko występuje, próbkę należy rozcieńczyć, np. w następujący sposób: do cylindra miarowego wlewamy jedną część dobrze wymieszanej próbki i dodajemy określoną liczbę części wody, w zależności od tego ile krotnie próbka ma być rozcieńczona; należy użyć wody przegotowanej i ostudzonej lub wody odstanej, ale nie destylowanej (spowoduje uszkodzenia komórek na skutek zmiany ciśnienia osmotycznego).

Cylinder sedymentacyjny należy napełnić dobrze wymieszaną próbką aż do jego przelania w taki sposób, aby nie było w nim pęcherzyków powietrza, a następnie przykryć.

W przypadku obecności sinic planktonowych zawierających aerotopy (np. *Anabaena*, *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.

ANALIZA MIKROSKOPOWA PRÓBK

Analiza obejmuje pełne zbiorowisko, tzn. zarówno formy duże (plankton sieciowy) jak i małe (nannoplankton).

ANALIZA JAKOŚCIOWA – SKŁAD TAKSONOMICZNY

Celem analizy próbki fitoplanktonu ze zbiornika zaporowego, jest obliczenie indeksu troficznego będącego składową wskaźnika FLORA, jednego z elementów biologicznych branych pod uwagę przy ocenie potencjału ekologicznego danego zbiornika. W analizie próbki fitoplanktonu należy oznaczyć i zliczyć wyłącznie taksony wskaźnikowe dla indeksu trofii (Tab. 5).

Tabela 5. Lista taksonów wskaźnikowych fitoplanktonu dla indeksu trofii IT (T – wartość wrażliwości taksonu, wT – wartość wagowa taksonu)

TAKSON	Tt	wT
Achnantheidium minutissimum	2,3	1,00
Actinastrum/Ankistrodesmus/Monoraphidium/Kirchneriella	4,2	0,50
Actinocyclus normanii	4,0	1,00
Anabaena (circinalis, compacta, crassa, flos-aquae, lemmermannii, planctonica, solitaria, spiroides)	4,6	1,00
Aphanizomenon	4,6	1,00
Asterionella formosa	2,1	1,00
Aulacoseira (pozostałe)	3,2	0,50
Aulacoseira granulata	3,0	0,50
Botryococcus	3,6	1,00
Ceratium	1,2	1,00
Chlamydomonadales/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 (pozostałe)	3,4	0,25
Cyclotella glomerata	2,1	1,00
Cyclotella meneghiniana	3,5	0,25
Cyclotella ocellata	3,2	0,50
Cyclotella striata	3,2	0,50
Cymatopleura elliptica	2,0	1,00
Cymatopleura solea	1,1	1,00
Desmodesmus armatus	4,5	0,50
Desmodesmus communis/opoliensis	4,6	1,00
Diatoma tenuis	3,1	0,50
Diatoma vulgaris	2,3	1,00
Dictyosphaerium	4,3	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
Navicula gregaria	2,4	1,00
Navicula lanceolata	2,1	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 <20µm	3,0	0,50
Okrzemki centryczne >20µm	3,2	0,50
Oocystis	4,3	0,50
Oscillatoriales (bez Planktothrix)	4,2	1,00
Pediastrum	4,8	1,00
Peridinales	3,2	0,50
Planktothrix (pozostałe)	4,9	1,00
Planktotrix agardhii	4,9	1,00
Planktotrix rubescens	1,2	0,25
Planorhynchium (lanceolatum + frequentissimum)	2,3	1,00
Psammodictyon bioretii; Achnanthes pyrenaicum	1,2	1,00
Rhodomonas	1,6	1,00
Scenedesmus acuminatus	5,0	1,00
Scenedesmus/Desmodesmus (pozostałe)	3,5	0,50
Skeletonema	4,6	0,50
Sphaerocystis/Planktosphaeria/Eutima	4,4	1,00
Staurastrum	4	0,50
Stephanodiscus (pozostałe)	3,5	1,00
Stephanodiscus hantzschii	2,3	0,50
Stephanodiscus minutulus	1,4	1,00
Stephanodiscus neoastrea	3,4	0,50
Surirella	2	1,00
Tabellaria (fenestrata + floccu333losa)	2,1	1,00
Tetraedron/Tetrastrum	4,2	0,50
Thalassiosira pseudonana	3,7	0,25
Thalassiosira 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

ANALIZA ILOŚCIOWA

Wynikiem ostatecznym analizy ilościowej fitoplanktonu powinna być jego objętość wyrażona w mm³/l. Proces zliczania osobników glonów w próbce powinien traktować z taką samą poprawnością

statystyczną zarówno organizmy małe jak i duże. Aby poprawnie uchwycić 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 postępować następująco:

Łącznie przeliczyć co najmniej 400 osobników, z rozróżnieniem na taksony o dużych komórkach lub kolonijne („duże”) i taksony o małych komórkach („małe”)

Zliczyć taksony o dominującej biomasy, w tym przynajmniej po 60 osobników taksonów „małych” i co najmniej po 20 osobników taksonów „dużych” w jednym preparacie

Uwzględnić liczbę osobników innych taksonów, również gdy ich liczba jest poniżej dolnej granicy zliczania, tzn. jest mniej niż po 60 osobników „małych” i mniej niż po 20 osobników „dużych” taksonów

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 $\frac{1}{4}$ komory) kolonie (np. *Fragilaria crotonensis*) lub komórki (np. *Ceratium*), przynajmniej po 20 osobników.

Liczenie w klasach wielkości należy przeprowadzić przynajmniej dla taksonów dominujących (biomasą), które mają szerokie spektrum wielkości; dla tych taksonów w protokole z analizy próbki należy wpisać klasy wielkości charakterystycznych wymiarów (np. średnica, długość czy szerokość) zmierzonych mikrometrem okularowym lub za pomocą kamery i programu analizy obrazu, i zliczać osobniki w tych klasach; w wyniku końcowym te klasy zostaną zsumowane, ale są konieczne do wyliczenia objętości taksonów

Oznaczanie okrzemek: większość taksonów okrzemek, zwłaszcza o małych komórkach lub delikatnej ornamentacji, nie może być dokładnie zidentyfikowana w mikroskopie odwróconym (w komorze sedimentacyjnej), 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

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; objętość całkowita fitoplanktonu jest sumą objętości wszystkich taksonów zliczonych w próbce i przeliczona na 1 litr próbki. Można korzystać z opracowanych przez A. Hutorowicza (2005) standardowych objętości komórek do szacowania biomasy poszczególnych taksonów. Do oznaczania taksonów organizmów fitoplanktonu przygotowano klucz (Picińska-Fałtynowicz i Błachuta 2012).

Głony posiadają różnorodne osobnicze formy morfologiczne. Dla części naturalną formą życiową jest pojedyncza komórka, dla innych nić lub trychom albo kolonia. Jednostką uwzględnianą w liczeniu fitoplanktonu jest osobnik, zdefiniowany stosownie do odmiennych form glonów (Tab. 6).

Tabela 6. Określenie osobnika (jednostki w analizie ilościowej) dla różnych form morfologicznych organizmów fitoplanktonu.

OSOBNIK	PRZYKŁAD
KOMÓRKA	Wszystkie organizmy jednokomórkowe oraz <i>Asterionella</i> , <i>Aulacoseira</i> , <i>Melosira</i> , <i>Diatoma vulgaris</i> , <i>D. tenuis</i> , <i>Fragilaria crotonensis</i> , <i>Fragilaria capucina</i> , <i>Tabellaria</i> i inne okrzemki tworzące taśmowate lub zygzakowate kolonie
KOLONIA o określonej średnicy	sinice, <i>Microcystis</i> ,
KOLONIA o określonej liczbie komórek	sinice kokalne, np. <i>Aphanocapsa</i> ,

	<i>Aphanothece, Merismopedia, Chroococcus</i> zielenice, np. <i>Eudorina, Pandorina, Coelastrum, Crucigenia, Scenedesmus, Dictyosphaerium</i>
NIĆ/TRYCHOM o umownej długości, np. 20, 50 lub 100 μm	sinice nitkowate, zielenice nitkowate

OKREŚLANIE LICZEBNOŚCI FITOPLANKTONU

Liczebność danego taksonu w próbce (liczba osobników/ml) wylicza się według wzoru:

$$L = IK/vC$$

gdzie:

IK – Liczba zliczonych osobników * wielkość całkowitej powierzchni komory [$n * \text{mm}^2$]

vC – Objętość cylindra sedimentacyjnego * powierzchnia przeliczonych pól [$\text{ml} * \text{mm}^2$]

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

OKRZEMKI PLANKTONOWE – PREPARATYKA I OPRACOWANIE

Okrzemki centryczne stanowią ważną grupę fitoplanktonu w zbiornikach zaporowych, 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

Spośród okrzemek pierzastych, należy dokładnie oznaczyć taksony często obserwowane, których udział w planktonie może być znaczny: np. *Planothidium lanceolatum* i *P. frequentissimum*, *Achnanthes minutissimum*-i *A. pyrenaicum*, *Gomphonema*, *Rhoicosphenia*, mające wartość indykacyjną.

Metody oczyszczania próbek okrzemkowych, sposób przygotowania preparatów trwałych oraz określanie liczebności względnej okrzemek w preparatach trwałych są takie same jak dla okrzemek bentosowych i zostały szczegółowo omówione w rozdziale dotyczącym fitobentosu.

Do przygotowania oczyszczonego materiału okrzemkowego należy użyć pobraną w terenie próbkę „bliźniaczą”.

W preparatach trwałych należy przeliczyć około 300 okryw, przeglądając kolejne pasy wzdłuż lub w poprzek szkiełka nakrywkowego. Następnie wyliczyć udziały procentowe poszczególnych gatunków i przenieść je na wyniki uzyskane z liczenia fitoplanktonu pod mikroskopem odwróconym, z zachowaniem klas wielkości: okrzemki centryczne o średnicy $< 20 \mu\text{m}$ i o średnicy $> 20 \mu\text{m}$.

Przed przystąpieniem do wpisywania wyników analizy do matrycy, korzystne jest pogrupowanie taksonów, które znajdują się w tym samym wierszu, zgodnie z listą (Tab. 5).

7.2. FITOBENTOS OKRZEMKOWY

PRZYGOTOWANIE PRÓBEK DO ANALIZY MIKROSKOPOWEJ

Przed przystąpieniem do oczyszczania okrzemek, z próbek należy wyeliminować możliwie jak najdokładniej, mineralne cząstki osadu (piasku, żwirku, mułu) przepłukując je kilkakrotnie wodą, a następnie zagęszczając.

OCZYSZCZANIE OKRZEMEK – METODY

W celu poprawnej identyfikacji taksonów okrzemek, należy je pozbawić treści komórkowej, a z czystych pancerzyków sporządzić preparaty trwałe w ośrodku o wysokim współczynniku refrakcji, aby szczegóły budowy ściany komórkowej, które stanowią podstawę do rozróżniania taksonów były jak najlepiej widoczne. Do oczyszczania prób stosuje się silne utleniacze, najczęściej nadtlenek wodoru.

Próbki o dużej zawartości materii organicznej wymagają silniejszego utlenienia niż materiał czysty, zawierający niemal wyłącznie komórki okrzemek. Próbki, w których są obecne stałe węglany lub związki żelaza wymagają wstępnego zastosowania kwasu chlorowodorowego.

Próbka poddawana procesowi oczyszczania powinna być maksymalnie zagęszczona (pozbawiona wody), przez odwirowanie lub pozostawienie na 24 godziny do sedimentacji, aby zawiesina osadziła się na dnie pojemnika. Supernatant z odwirowania lub osadzania ostrożnie zlać znad osadu. Zaleca się zagęszczanie próbek przez sedimentację. Z każdej próbki, część należy zachować jako rezerwę, na wypadek zniszczenia materiału w trakcie procesu oczyszczania.

Metody oczyszczania zostały podane zgodnie z normą PN-EN 13946:2006.

Metoda 1: Gorący nadtlenek wodoru

APARATURA

- Wyciąg laboratoryjny
- Płyta grzejna, łożnia piaskowa lub wodna
- Zlewki lub probówki nadające się do gotowania (po jednej na każdą próbkę)
- Urządzenia do odmierzania określonej objętości utleniacza
- Czyste pipety Pasteura (po jednej na próbkę)
- Wirówka + odpowiednie probówki wirówkowe, odporne na działanie stosowanych utleniaczy i kwasów (nieobowiązkowo)

UWAGA: Do każdej próbki należy użyć odrębnej zlewki/probówki oraz pipety (najlepiej jednorazowej plastikowej) (Fot. 20) odpowiednio oznakowanych, aby w trakcie pracy nie pomylić i nie zanieczyścić wzajemnie próbek. Pipety, po nabraniu „surowego” materiału można przepłukać i użyć dla danej próbki do nakładania czystego (wytrawionego) materiału przy sporządzaniu preparatów trwałych.

ODCZYNNIKI

- 30% roztwór nadtlenku wodoru (H_2O_2)
- Rozcieńczony roztwór, np. 1 mol/l kwasu chlorowodorowego (HCl)

POSTĘPOWANIE

Próbkę dokładnie wymieszać przez wstrząsanie i przenieść 5 – 10 ml zawiesiny do zlewki lub probówki. Dodać około 20 ml nadtlenku wodoru i ogrzewać na płycie grzejnej, w łaźni piaskowej lub wodnej w temperaturze około 90 oC + 5 oC pod wyciągiem aż do całkowitego utlenienia materii organicznej (zwykle 1 – 3 godz.). Należy zachować ostrożność podczas nalewania zimnego i stężonego nadtlenku wodoru do próbek zawierających dużą ilość materii organicznej, a także podczas ich ogrzewania, ponieważ reakcja ma charakter burzliwy!

Zakończyć proces ogrzewania, dodać kilka kropli kwasu chlorowodorowego, aby usunąć pozostały nadtlenek wodoru oraz węglany i spłukać ściany zlewki wodą destylowaną lub dejonizowaną. Próbkę pozostawić pod wyciągiem do ostudzenia.

Następnie przenieść ją do probówki wirówkowej, dopełnić wodą destylowaną i odwirować (3000 obrotów/minutę przez 5 minut) lub pozostawić do odstania na 24 godz. Supernatant zdekantować. Proces przemywania powtórzyć przynajmniej trzykrotnie do całkowitego usunięcia resztek nadtlenku wodoru.

Dobrze oczyszczony materiał okrzemkowy ma postać białego osadu. Dodać do niego małą ilość wody destylowanej i przenieść do czystej fiolki, zaetykietowanej zgodnie z danymi wyjściowej próbki. Dodać kilka kropli 4% formaliny, nadtlenku wodoru lub etanolu, aby zapobiec rozwojowi grzybów. Tak przygotowany 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.).

APARATURA I ODCZYNNIKI

Takie same jak w Metodzie 1, ale bez płyty grzejnej, łaźni piaskowej lub wodnej

POSTĘPOWANIE

Takie samo jak w Metodzie 1, ale bez ogrzewania. Zamiast tego, przykrytą zlewkę pozostawić na co najmniej 4 dni. Aby przyspieszyć proces utleniania, wystawić zlewkę na działanie światła słonecznego lub lampy UV.

Następnie przemyć materiał postępując tak jak w Metodzie 1.

Jeżeli oczyszczanie nie dało zadowalających efektów, należy je powtórzyć lub zastosować inną metodę.

Metoda 3: Gorący nadtlenek wodoru z dwuchromianem potasu

APARATURA I ODCZYNNIKI

Jak w Metodzie 1 oraz krystaliczny dwuchromian potasu (lub nadmanganian potasu)

POSTĘPOWANIE

Dobrze wymieszać próbkę przez wstrząsanie i przenieść 2 – 5 ml gęstej zawiesiny do zlewki. Dodać 50 ml nadtlenku wodoru i ogrzewać na płycie grzejnej pod wyciągiem, w temp. 90oC do całkowitego utlenienia materii organicznej (od 0,5 do 3 godzin). Zachować ostrożność tak jak w Metodzie 1.

Zdjąć zlewkę z płytki grzejnej. Dodawać szpatułką dwuchromian potasu kryształek po kryształku (wywołuje to dodatkowe wrzenie roztworu). Po kilku minutach roztwór powinien być klarowny o niebieskawo zielonym kolorze.

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.

Następnie przemyć próbę i przenieść do czystego pojemniczka tak jak w Metodzie 1.

Metoda 4: Zimny kwas (lub nadmanganian)

APARATURA

- Wyciąg laboratoryjny
- Urządzenia do odmierzania 5 – 10 ml porcji kwasów lub utleniaczy

UWAGA: Jeżeli używane są pipety automatyczne, zaleca się ich rozebranie i wyczyszczenie od czasu do czasu, aby zapobiec korozji.

- Pipety Pasteura
- Probówki wirówkowe

UWAGA: Całą procedurę można przeprowadzić w dużych probówkach wirówkowych (30– 50 ml) odpornych na działanie stosownej mieszaniny kwasów.

- Wirówka

ODCZYNNIKI

- Rozcieńczony, np. 1 mol/l kwas chlorowodorowy (HCl)
- Stężony kwas siarkowy (H_2SO_4)
- Nadmanganian potasu (KMnO_4) w postaci krystalicznej (około 0,1 – 0,5 g na jedną próbkę) lub nasycony roztwór nadmanganianu potasu (1 – 2 ml na jedną próbkę)
- Nasycony kwas szczawiowy ($\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4$): rozpuścić około 10 g krystalicznego kwasu szczawiowego w 100 ml wody destylowanej lub dejonizowanej, podgrzewając delikatnie i co pewien czas mieszając. Pozostawić do ostygnięcia. Powinny wytrącić się kryształy kwasu szczawiowego. Jeżeli kryształy się nie wytrącają, dodać nieco więcej kwasu szczawiowego i powtórzyć etap ogrzewania i ochładzania.

POSTĘPOWANIE

Zhomogenizować próbę przez wytrząsanie i przenieść 5 – 10 ml zawiesiny do probówki wirówkowej.

Jeżeli w próbce występują (lub podejrzewa się to) związki wapnia, zaleca się najpierw ich usunięcie. W tym celu, dodać kroplę rozcieńczonego kwasu chlorowodorowego i odczekać do czasu, aż próba przestanie musować (oznacza to, że przestał się uwalniać dwutlenek węgla).

Dodać wodę destylowaną lub dejonizowaną, odwirować i zlać supernatant.

UWAGA: Jeżeli jest pewne, że materiał nie został zebrany w rejonie o podłożu wapiennym, powyższy etap można pominąć.

Ostrożnie dodać 5 ml stężonego kwasu siarkowego.

Następnie 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 zostały użyte kryształy nadmanganianu potasu, ważne jest, aby całkowicie się rozpuściły przed przystąpieniem do następnego etapu.

Powoli dodawać 10 ml nasyconego kwasu szczawiowego i odczekać aż zawartość probówki przestanie musować. Następnie przemyć próbkę i przenieść do czystej, stosownie opisanej fiolki zgodnie z zasadą podaną w Metodzie 1.

Na podstawie zebranych doświadczeń, autorzy opracowania zalecają następujący tok postępowania:

1. Lekko zakwaszamy próbkę (2-3 krople 1.normalnego HCl na 5 ml zagęszczonego materiału)
2. Po 10 minutach dodajemy 15 ml nadtlenku wodoru. Pozostawiamy próbkę, zamkniętą korkiem z waty lub aluminiową folią na co najmniej dwie doby na świetle (parapet okna).
3. „Zmiękczoną” próbkę zagęszczamy i ponownie zalewamy nadtlenkiem wodoru.
4. **Oczyszczamy próbkę wg metody 1.**

UWAGA! W TRAKCIE PODGRZEWANIA, PRÓBKIE NIE MOGĄ GWAŁTOWNIE WRZEĆ! JEŚLI NA PŁYTCE STOI OBOK SIEBIE KILKA PRÓBEK I PROCES SPALANIA PRZEBIEGA GWAŁTOWNIE, ISTNIEJE NIEBEZPIECZEŃSTWO WZAJEMNEGO ZANIECZYSZCZENIA PRÓBEK!

5. Jeżeli osad nie jest biały, dodajemy kroplę rozcieńczonego wodą destylowaną dwuchromianu potasu (1 część dwuchromianu potasu na 9 części wody). Próbkę powinna ponownie „zaszumieć”. Jeżeli nie, należy dodać 5 ml nadtlenku wodoru.
6. Kiedy próbka przestanie „szumieć”, odstawiamy ją i lekko zakwaszamy 1.normalnym HCl. Po kilku minutach roztwór powinien przybrać lekko błękitną barwę, a osad powinien być biały.
7. Jeżeli roztwór nadal jest żółty lub brązowy a osad ciemny, zlewamy próbkę do 50 ml probówki ze stożkowym dnem i pozostawiamy na dobę do sedymentacji. Zlewamy płyn znad osadu, a osad ponownie zalewamy zimnym nadtlenkiem wodoru, powtarzając całą procedurę.
8. Jeżeli osad jest jasny a roztwór przeźroczysty, lekko błękitny, przelewamy próbkę do probówki o stożkowym dnie i pozostawiamy na dobę do sedymentacji.
9. Zlewamy supernatant, zalewamy osad wodą destylowaną i mieszamy próbkę, po czym ponownie pozostawiamy na dobę do sedymentacji. Tę czynność powtarzamy jeszcze co najmniej dwukrotnie, do uzyskania odczynu supernatantu powyżej pH=5 (sprawdzamy odczyn supernatantu papierkiem lakmusowym).
10. Wypłukany osad z niewielką ilością wody destylowanej zamykamy w niewielkiej probówce z szczelnym korkiem i opisujemy etykietą identyczną jak próbka wyjściowa.

DOBRE Oczyszczona próbka, po wymieszaniu (WSTRZAŚNIĘCIU) powinna być biała i lekko mętna!!! Oznacza to, że nie ma w niej zanieczyszczeń, materia organiczna (w tym treść komórkowa okrzemek) została spalona, a pozostały czyste krzemionkowe ściany komórkowe

PRZYGOTOWANIE PREPARATÓW TRWAŁYCH

Preparaty trwałe są niezbędne do prawidłowej identyfikacji gatunków i przeliczenia określonej liczby okryw. Wykonuje się je, zamykając oczyszczone ściany komórkowe w ośrodku o wysokim współczynniku refrakcji. Rekomendowaną żywicą jest Naphrax firmy BrunelMicroscopes Ltd; <http://www.brunelmicroscopes.co.uk/naphrax.html>

Zawiesinę oczyszczonych okrzemek rozcieńczyć, w miarę potrzeby wodą destylowaną lub dejonizowaną. Wymieszać dobrze materiał przez wstrząsanie. Czystą pipetą Pasteura, odrębną dla

każdej próby i odpowiednio zaetykietowaną pobrać część zawiesziny ze środkowej części pojemnika i umieścić na szkiełku nakrywkowym (wymiar 18-24 x 18-24 mm, nie należy stosować zbyt dużych szkiełek, trudniej je prawidłowo nakleić, a ponadto niepotrzebnie zużywa się żywicę). Naniesienie materiału na szkiełko nakrywkowe (a nie podstawowe!) jest ważne, bowiem w trakcie analizy mikroskopowej umożliwia lepszą obserwację szczegółów budowy okryw. Pozostawić do odparowania w ciepłym i spokojnym (nie narażonym na wstrząsy) miejscu lub wysuszyć w suszarce albo na płycie grzejnej. Powinna powstać cienka, biaława warstwa na powierzchni szkiełka nakrywkowego.

Przygotować cienkie szkiełka podstawowe o grubości ok. 1 mm (grubość szkiełka jest bardzo istotna, cienkie szkiełko podstawowe umożliwia lepszą obserwację szczegółów budowy okryw, zwłaszcza małych i/lub delikatnie ornamentowanych!) i odpowiednio je zaetykietować (podać cechy identyfikacyjne próbki: nazwa rzeki/jeziora, stanowisko, kod punktu, data poboru, typ zbiorowiska). Nałożyć kroplę ośrodka zamykającego pośrodku szkiełka podstawowego, a na nią, przy pomocy pincety szkiełko nakrywkowe zanurzając wysuszoną warstwę okrzemek w ośrodku i delikatnie docisnąć szkiełko. W przypadku stosowania żywicy Naphrax, podgrzać preparaty do temperatury 80°C (np. na płycie grzejnej lub ostrożnie nad płomieniem palnika gazowego) po to, aby okrywy okrzemek dobrze wypełniły się żywicą, a toluen, który jest rozpuszczalnikiem dla Naphraxu szybko odparował. Te czynności należy wykonać pod wyciągiem lub przy otwartym oknie!

DOBRE WYKONANY PREPARAT powinien mieć następujące cechy:

- **Szkiełko nakrywkowe** umieszczone pośrodku szkiełka podstawowego, a **trwałą etykietę z pełną informacją** (taką samą jak na próbce wyjściowej) na jednym z boków, **na tej samej stronie** (powierzchni), na której naklejone jest szkiełko nakrywkowe;
- **Całkowicie i jednorodnie wypełnioną Naphraxem przestrzeń** pod szkiełkiem nakrywkowym, **bez pęcherzyków powietrza** i ubytków żywicy przy krawędziach szkiełka;
- **Równomiernie rozłożone okrywy okrzemek, wypełnione żywicą** (bez bąbli powietrza w środku) **w ilości 10-15 (25) sztuk w polu widzenia pod powiększeniem mikroskopu 1000x** (Fot. 26-28 i 29);
- **Okrywy okrzemek** powinny leżeć **w jednej płaszczyźnie**, tak aby były widoczne jednocześnie w polu widzenia przy tej samej ostrości (Fot. 26-29);
- **Brak** lub niewielka ilość **zanieczyszczeń** w postaci drobnych cząstek mineralnych lub/i cząstek niespalonej materii organicznej

Preparat trwały musi być wykonany prawidłowo! Jeśli jest czysty (bez zanieczyszczeń), ale zbyt gęsty, zliczanie okryw jest trudne i niewiarygodne – część z nich, zwłaszcza małych może być przykryta przez inne i niewidoczna. Jeśli preparat zawiera dużo zanieczyszczeń, oznaczanie i zliczanie jest również utrudnione i niemiarodajne, bo część okryw, zwłaszcza małych będzie niewidoczna. Jeśli preparat jest zbyt gęsty i zawiera dodatkowo dużą ilość niespalonej materii organicznej, to jego prawidłowa analiza jest praktycznie niemożliwa. Jeśli preparat jest zbyt rzadki, to zliczanie okryw jest uciążliwe i czasochłonne, a gatunki o mniejszej liczebności zostaną pominięte lub uzyskają zaniżoną liczebność; otrzymany wynik też nie będzie miarodajny. Jeśli okrywy okrzemek nie są całkowicie wypełnione żywicą, to poprawna identyfikacja gatunków jest niemożliwa. Takie „zwarzone” preparaty powstają wówczas, gdy wytrawiony materiał nie został dostatecznie przepłukany.

W przypadku, gdy materiał zawiera zbyt dużo zanieczyszczeń w stosunku do okryw okrzemek i rozcieńczenie próby nie poprawi jakości preparatu, materiał należy ponownie poddać procesowi oczyszczenia.

W przypadku, gdy w materiale przeważają całe komórki okrzemek lub ich kolonie (taśmy, zygzaki), należy również ponownie wytrawić próbę. Jeśli komórki ułożą się w preparacie od strony pasa obwodowego (bokiem) to z reguły nie można zidentyfikować gatunku. Z kolei, jeśli nie rozpadły się

kolonie, to oprócz trudności z prawidłowym oznaczeniem taksonu, będzie zaburzona liczebność poszczególnych gatunków.

Preparaty trwale należy gromadzić i przechowywać w odpowiednich pudełkach na preparaty. Stanowią dokumentację pracy, do której można wielokrotnie powracać i w razie potrzeby weryfikować, są cennym materiałem porównawczym i mogą być wykorzystane wielokrotnie do badań taksonomicznych i autekologicznych.

ANALIZA MIKROSKOPOWA

SPRZĘT

- Mikroskop optyczny do obserwacji w świetle przechodzącym i z kontrastem fazowym; lub kontrastem Nomarskiego
- Okulary o powiększeniu 10x lub 12,5 x;
- Obiektywy o powiększeniu 10x, 40x i 100x (immersyjny); olejki immersyjny;
- Okular mikrometryczny,
- Mikrometr podstawowy (do wyskalowania mikroskopu dla każdego obiektywu);
- Kamera do mikrofotografii i program analizy obrazu Lucia/NIS-Elements oraz komputer

OZNACZANIE TAKSONÓW OKRZEMEK

Okrzemki powinny być identyfikowane w oparciu o przygotowane preparaty trwałe, przeglądane pod powiększeniem co najmniej 1000x, tzn. z użyciem obiektywu immersyjnego. Takie warunki analizy pozwalają na prawidłowe rozpoznanie cech budowy ściany komórkowej (okrywy), niezbędnych do oznaczenia taksonów okrzemek. Niezbędne jest również mierzenie komórek, w przypadku okrzemek z rzędu Centrales wykonuje się pomiar średnicy okrywy, a dla przedstawicieli Pennales zazwyczaj długość i szerokość. Dodatkowymi cechami metrycznymi jest liczba elementów ornamentacji okrywy, przeliczana najczęściej na odcinek 10 μ m (prążki, punkty, lineale, areole itp.). Dlatego, konieczne jest wyliczenie wartości mikrometrycznych dla każdego używanego obiektywu i okularów konkretnego mikroskopu lub stosowanie kamery i odpowiedniego programu analizy obrazu.

Oznaczanie taksonów okrzemek bentosowych należy oprzeć na „Kluczu do oznaczania okrzemek w fitobentosie na potrzeby oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce” Bąk i in. 2012).

OKREŚLANIE LICZEBNOŚCI WZGLĘDNEJ OKRZEMEK W PREPARATACH TRWAŁYCH

Wytyczne dotyczące identyfikacji, określania ilościowego oraz interpretacji wyników badania okrzemek bentosowych podaje norma PN-EN 14407:2007. Norma dopuszcza kilka sposobów analizy mikroskopowej, ale po konsultacjach przeprowadzonych na początku 2010 roku, zostanie zmodyfikowana; będzie również uwzględniała fitobentos okrzemkowy z jezior. Na podstawie doświadczeń własnych i diatomologów z innych krajów UE, autorzy podręcznika rekomendują omówioną poniżej metodę analizy mikroskopowej fitobentosu okrzemkowego.

W celu uzyskania reprezentatywnego udziału ilościowego okrzemek w analizowanym zbiorowisku fitobentosu, należy przeliczyć około 400 okryw taksonów wskaźnikowych w preparacie z danej próbki, identyfikując występujące w nim okrzemki do wymaganego w metodach poziomu (por. Tab. 1, Rozdz. 7 i Tab. 2, Rozdz. 8), najczęściej do gatunku, czasem do podgatunku, odmiany lub formy. Zliczamy wyłącznie całe, nieuszkodzone okrywy czyli połówki ścian komórkowych. Jeśli próbka została zebrana prawidłowo, a w trakcie procesu oczyszczania (trawienia) i sporządzania preparatów trwałych materiał badawczy nie był narażony na uszkodzenia mechaniczne, to tylko całe okrywy pochodzą od osobników, które w momencie zbioru w terenie były żywe i mają wartość indykacyjną. Jeśli w preparacie wystąpi cała komórka, to są to 2 okrywy. Przeliczanie należy przeprowadzić systematycznie w kolejnych przeglądanych pasach (wzdłuż lub w poprzek szkiełka nakrywkowego), eliminując pasy skrajne. Jeśli wystąpią okrywy na krawędzi pasa, liczymy je, ale tylko po jednej stronie (prawej lub lewej). Jeśli przejrzanie jednego pasa nie dało wymaganej liczby okryw, należy przejść do kolejnego, ale aby uniknąć ewentualnego liczenia tych samych okryw, przesunąć obiektyw o więcej niż jeden skok (szerokość pola widzenia).

Liczebność względna [Li] i-tego taksonu wskaźnikowego w próbie jest wyrażona jako jego udział procentowy i oblicza się ją według poniższego wzoru:

$$L_i = \text{Liczba okryw taksonu}_i / \text{Liczba wszystkich zliczonych okryw} (\pm 400)$$

Każda analizowana próbka powinna być udokumentowana. Poniżej zamieszczony jest przykładowy wzór formularza rejestracji wyników. Do formularza wpisujemy liczbę zliczonych okryw taksonów wskaźnikowych i referencyjnych dla zbiorników zaporowych (Tab. 7).

WZÓR FORMULARZA REJESTRACJI WYNIKÓW

Nazwa JCWP	Data poboru
Stanowisko	Typ zbiorowiska
Kod punktu	
TAKSON	Liczba okryw
<i>Navicula lanceolata</i>	74
<i>Navicula tripunctata</i>	35
<i>Gomphonema olivaceum</i>	28
<i>Gomphonema minutum</i>	13
<i>Surirella brebissoni</i>	10

Uzyskane wyniki liczebności względnej taksonów wskaźnikowych służą do obliczenia indeksu okrzemkowego, będącego składową elementu FLORA w zbiornikach zaporowych.

Tabela 3. Wykaz taksonów wskaźnikowych okrzemek bentosowych dla zbiorników zaporowych; Ti – wartość troficzna, wTi – wartość wagowa, Si – wartość saprobowa, wSi – wartość wagowa, R – takson referencyjny dla zbiorników reolimnicznych, P – takson referencyjny dla zbiorników przejściowych, L – takson referencyjny dla zbiorników limnicznych.

RODZAJ	GATUNEK	TYP ZBIORNIKA	TI	wTi	SI	wSi	R	P	L
<i>Achnanthes</i>	<i>exigua</i>				2,1	1			
<i>Achnanthes</i>	<i>minuscula</i>		2,3	2	1,9	4			1
<i>Achnanthes</i>	<i>nodosa</i>		0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthes</i>	<i>oblongella</i>		1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthes</i>	<i>petersenii</i>		0,6	1	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthes</i>	<i>pusilla</i>		0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthes</i>	<i>trinodis</i>		0,6	2	1,0	5			
<i>Achnanthidium</i>	<i>affine</i>		2,3	2	1,3	3			
<i>Achnanthidium</i>	<i>caledonicum</i>		1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>eutrophilum</i>		2,3	2					
<i>Achnanthidium</i>	<i>exile</i>		1,2	3	1,3	4	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>gracillimum</i>		0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>lineare</i>		1,8	1					
<i>Achnanthidium</i>	<i>minutissimum f. inconspicuum</i>		1,2	3			1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>minutissimum f. jackii</i>		1,2	3	1,0	5	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>minutissimum var. minutissimum</i>		1,2	1	1,7	1	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>pyrenaicum</i>		1,3	1	1,4	3	1	1	1
<i>Achnanthidium</i>	<i>saprophilum</i>		2,7	4	3,1	3			
<i>Adlafia</i>	<i>bryophila</i>		1,3	2	1,1	4	1	1	1
<i>Adlafia</i>	<i>minuscula var. muralis</i>		2,9	3	3,1	3			
<i>Adlafia</i>	<i>suchlandtii</i>		0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Amphipleura</i>	<i>pellucida</i>		2,1	2	1,3	3	1	1	1
<i>Amphora</i>	<i>copulata</i>		3,5	5	1,6	2			
<i>Amphora</i>	<i>inariensis</i>		2,1	1	1,2	4	1	1	1

<i>Amphora</i>	<i>ovalis</i>	3,3	2	1,5	2			
<i>Amphora</i>	<i>pediculus</i>	2,8	2	2,1	2			1
<i>Aneumastus</i>	<i>stroesei</i>	1,8	2	1,3	4	1	1	1
<i>Anomoeoneis</i>	<i>sphaerophora</i>	3,4	3	2,7	3			
<i>Aulacoseira</i>	<i>italica</i>	1,4	2					
<i>Bacillaria</i>	<i>paxillifera</i>	2,9	3	2,3	3			
<i>Berkeleya</i>	<i>rutilans</i>	2,9	3					
<i>Brachysira</i>	<i>brebissonii</i>	1,1	2	1,0	5	1	1	1
<i>Brachysira</i>	<i>neoxilis</i>	1,2	2	1,1	5	1	1	1
<i>Brachysira</i>	<i>procera</i>					1	1	1
<i>Brachysira</i>	<i>serians</i>	0,6	1	1,0	5	1	1	1
<i>Brachysira</i>	<i>styriaca</i>					1	1	1
<i>Brachysira</i>	<i>vitrea</i>	0,7	2	1,0	5			
<i>Brachysira</i>	<i>zellensis</i>					1	1	1
<i>Caloneis</i>	<i>aerophila</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Caloneis</i>	<i>alpestris</i>	1,3	2	1,0	5			
<i>Caloneis</i>	<i>amphisbanena</i>	3,9	2	2,3	3			
<i>Caloneis</i>	<i>fontinalis + lancettula</i>	2,5	1	2,0	4			
<i>Caloneis</i>	<i>latiuscula</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Caloneis</i>	<i>obtusa</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Caloneis</i>	<i>pulchra</i>	1,2	1	1,0	5			
<i>Caloneis</i>	<i>schumanniana</i>			1,2	4			
<i>Caloneis</i>	<i>silicula</i>			1,2	4	1	1	1
<i>Caloneis</i>	<i>tenuis</i>	1,1	2					
<i>Caloneis</i>	<i>undulata</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Cavinula</i>	<i>cocconeiformis</i>	1,2	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cavinula</i>	<i>jaernefeltii</i>	1,3	2	1,1	4	1	1	1
<i>Cavinula</i>	<i>pseudoscutiformis</i>	1,4	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cavinula</i>	<i>scutelloides</i>	2,7	3	1,6	4			
<i>Chamaepinnularia</i>	<i>evanida</i>	1,8	1	1,0	5	1	1	1
<i>Chamaepinnularia</i>	<i>hassiac</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Chamaepinnularia</i>	<i>mediocris</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Chamaepinnularia</i>	<i>soehrensii</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cocconeis</i>	<i>disculus</i>	2,2	3					
<i>Cocconeis</i>	<i>neodiminuta</i>			1,0	5			
<i>Cocconeis</i>	<i>neothumensis</i>	2,0	2	1,5	3	1	1	1
<i>Cocconeis</i>	<i>placentula</i>	2,3	2	1,8	2		1	1
<i>Cocconeis</i>	<i>pediculus</i>	2,6	2	2,0	3			1
<i>Cocconeis</i>	<i>pseudolineata</i>	2,3	2				1	1
<i>Cocconeis</i>	<i>pseudothumensis</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Craticula</i>	<i>accomoda</i>			3,5	2			
<i>Craticula</i>	<i>buderi</i>			3,0	3			
<i>Craticula</i>	<i>citrus</i>	2,9	1	2,3	3			
<i>Craticula</i>	<i>cuspidata</i>	3,8	3	2,7	3			
<i>Craticula</i>	<i>halophila</i>	3,4	5	3,0	3			
<i>Craticula</i>	<i>minusculeoides</i>	2,9	2	3,0	2			
<i>Craticula</i>	<i>molestiformis</i>	2,9	2	3,1	2			
<i>Ctenophora</i>	<i>pulchella</i>	3,5	2	2,8	4			
<i>Cyclostephanos</i>	<i>dubius</i>	2,9	3					
<i>Cymatopleura</i>	<i>elliptica</i>	2,9	3	1,4	3			
<i>Cymatopleura</i>	<i>solea</i>	3,1	3	2,1	3			

<i>Cymbella</i>	<i>affinis</i>	0,6	4	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>aspera</i>	1,7	1			1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>compacta</i>	2,6	3	1,8	3		1	1
<i>Cymbella</i>	<i>cymbiformis</i>	1,8	3	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>excisa</i>	0,7	4	1,2	4	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>helvetica</i>	1,4	2	1,1	4	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>hustedtii</i>	1,2	2			1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>laevis</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>lanceolata</i>			1,6	4	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>lancettula</i>	0,3	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>neocistula</i>	2,3	1	1,4	3		1	1
<i>Cymbella</i>	<i>neoleptoceros</i>			1,3	4	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>proxima</i>	1,2	2	1,1	5	1	1	1
<i>Cymbella</i>	<i>tumida</i>	2,5	2	1,6	4		1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>amphicephala</i>	1,1	3	1,1	4	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>austriaca</i>	0,6	1	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>cuspidata</i>			1,1	4	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>hercynica</i>	0,9	2			1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>hybrida</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>inaequalis</i>	2,2	3	1,1	4	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>incerta</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>naviculiformis</i>	1,8	1	1,3	3	1	1	1
<i>Cymbopleura</i>	<i>subaequalis</i>	1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Delicata</i>	<i>delicatula</i>	0,3	4	1,0	5	1	1	1
<i>Denticula</i>	<i>elegans</i>	1,8	2					
<i>Denticula</i>	<i>tenuis</i>	1,4	3	1,3	4	1	1	1
<i>Diadesmis</i>	<i>contenta</i>			1,4	3			
<i>Diadesmis</i>	<i>perpusilla</i>	1,2	1	1,2	4	1	1	1
<i>Diatoma</i>	<i>anceps</i>	0,3	2	1,0	5	1	1	1
<i>Diatoma</i>	<i>ehrenbergii</i>	1,6	2	1,3	3	1	1	1
<i>Diatoma</i>	<i>hyemalis</i>	1,0	4	1,0	5	1	1	1
<i>Diatoma</i>	<i>mesodon</i>	0,7	4	1,3	4	1	1	1
<i>Diatoma</i>	<i>moniliformis</i>	2,0	3	2,2	4			
<i>Diatoma</i>	<i>problematica</i>			1,3	4			
<i>Diatoma</i>	<i>tenuis</i>			1,3	4			
<i>Diatoma</i>	<i>vulgaris</i>			2,1	4	1	1	1
<i>Diatomella</i>	<i>balfouriana</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Didymosphenia</i>	<i>geminata</i>	0,6	1			1	1	1
<i>Diploneis</i>	<i>elliptica</i>	1,7	2	1,1	4	1	1	1
<i>Diploneis</i>	<i>fontinum + fontanella + separanda</i>	1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Diploneis</i>	<i>krammeri</i>	1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Diploneis</i>	<i>oculata</i>			1,2	4			
<i>Diploneis</i>	<i>parma</i>					1	1	1
<i>Diploneis</i>	<i>petersenii</i>	1,3	2	1,1	4	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>casepitosum</i>			1,6	2	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>elginense</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>gaeumannii</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>hebridicum</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>minutum</i>	2,0	1	1,6	2	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>neogracile</i>	0,6	4	1,0	5	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>perpusillum</i>	0,5	2	1,0	5	1	1	1

<i>Encyonema</i>	<i>prostratum</i>	2,3	1	1,8	3		1	1
<i>Encyonema</i>	<i>reichardtii</i>	2,7	3	1,5	4			1
<i>Encyonema</i>	<i>silesiacum</i>	2,0	2	1,5	2	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>ventricosum</i>			1,6	2	1	1	1
<i>Encyonema</i>	<i>vulgare</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Encyonopsis</i>	<i>cesatii</i>	0,6	4	1,0	5	1	1	1
<i>Encyonopsis</i>	<i>falaisensis</i>	0,4	3	1,0	5	1	1	1
<i>Encyonopsis</i>	<i>microcephala</i>	1,2	1	1,2	4	1	1	1
<i>Entomoneis</i>	<i>ornata</i>	1,2	2			1	1	1
<i>Eolimna</i>	<i>minima</i>	2,9	2					
<i>Eolimna</i>	<i>subminuscula</i>	3,5	4	3,4	2			
<i>Epithemia</i>	<i>adnata</i>	2,2	2	1,2	4		1	1
<i>Epithemia</i>	<i>argus</i>	1,1	2			1	1	1
<i>Epithemia</i>	<i>sorex</i>	2,7	2	1,4	3		1	1
<i>Epithemia</i>	<i>turgida</i>	2,3	2					1
<i>Eucocconeis</i>	<i>alpestris</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Eucocconeis</i>	<i>flexella</i>	0,3	3	1,0	5	1	1	1
<i>Eucocconeis</i>	<i>laevis</i>	1,2	2	1,3	3	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>arcubus</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>arculus</i>	1,1	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>arcus</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>bidens</i>	1,1	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>bilunaris</i>			1,7	2	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>botuliformis</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>diadema</i>					1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>diodon</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>exigua</i>	0,5	3	1,1	4	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>fallax</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>flexuosa</i>	0,7	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>formicina</i>			1,5	2	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>genuflexa</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>glacialis</i>	0,7	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>hexaglyphis</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>implicata</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>incisa</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>intermedia</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>meisteri</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>metamonodon</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>microcephala</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>minor</i>			1,5	2	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>naegeli</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>nymanniana + neocompacta</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>paludosa</i>					1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>paralleladubia</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>paratridentula</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>pectinalis</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>praerupta</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>rhomboidea</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>serra</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>silvahercynia</i>					1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>soleirolii</i>					1	1	1

<i>Eunotia</i>	<i>subherkiniensis</i>	0,9	2			1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>sudetica</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>tenella</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>tetraodon</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>trinacria</i>					1	1	1
<i>Eunotia</i>	<i>triodon</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Fallacia</i>	<i>lentzii</i>	1,2	2	1,1	4	1	1	1
<i>Fallacia</i>	<i>monoculata</i>	2,9	2	2,2	4			
<i>Fallacia</i>	<i>pygmaea</i>	3,7	5	2,6	3			
<i>Fallacia</i>	<i>subhamulata</i>	2,5	1	1,9	3			
<i>Fallacia</i>	<i>sublucidula</i>	2,9	1	1,9	4			
<i>Fistulifera</i>	<i>pelliculosa</i>	2,5	3					
<i>Fistulifera</i>	<i>saprophila</i>	2,6	1	3,5	2			
<i>Fragilaria</i>	<i>alpestris</i>	0,6	2					
<i>Fragilaria</i>	<i>amphicephaloides</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>austriaca</i>	0,5	4	1,0	5	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>bidens</i>	2,2	1					
<i>Fragilaria</i>	<i>capucina</i> var. <i>capucina</i>	1,8	2			1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>delicatissima</i>	1,4	2	1,0	5	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>famelica</i>	0,7	4					
<i>Fragilaria</i>	<i>gracilis</i>	1,1	2	1,3	4	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>mesolepta</i>	2,5	1	1,5	3		1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>nanana</i>	1,2	2	1,1	4	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>parasitica</i> [var. <i>parasitica</i> + var. <i>subconstricta</i>]	2,3	3	2,2	3			
<i>Fragilaria</i>	<i>perminuta</i>	2,1	4	1,5	3	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>radians</i>	2,0	2			1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>recapitellata</i>	1,0	2	1,6	3	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>rumpens</i>	1,0	2	1,6	3	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>tenera</i>	1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Fragilaria</i>	<i>vaucheriae</i>	1,8	1	2,5	2			
<i>Fragilariforma</i>	<i>bicapitata</i>	1,1	1	1,6	3	1	1	1
<i>Fragilariforma</i>	<i>constricta</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Fragilariforma</i>	<i>virescens</i>	1,4	1	1,2	4	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>amphipleuroides</i>	0,6	2	1,2	4	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>crassinervia</i>	0,4	2	1,0	5	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>erifuga</i>	0,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>saxonica</i>	0,4	2	1,0	5	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>vulgaris</i>	2,0	2	2,0	3	1	1	1
<i>Frustulia</i>	<i>weinholdii</i>	1,4	2	1,2	2	1	1	1
<i>Geissleria</i>	<i>acceptata</i>	1,8	2			1	1	1
<i>Geissleria</i>	<i>decussis</i>	1,2	1	1,7	3	1	1	1
<i>Geissleria</i>	<i>schoenfeldii</i>	1,9	1	1,6	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>acuminatum</i> var. <i>acuminatum</i> + <i>coronatum</i>	2,5	2	1,5	2		1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>affine</i>	1,8	3					
<i>Gomphonema</i>	<i>angustum</i>	1,0	3	1,6	3	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>augur</i>	3,1	1	2,1	3			
<i>Gomphonema</i>	<i>auritum</i>	0,6	1	1,1	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>calcifugum</i>	1,2	2	1,5	3	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>clavatum</i>			1,2	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>dichotomum</i>	1,3	2			1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>exilissimum</i>	0,7	2			1	1	1

<i>Gomphonema</i>	<i>gracile</i>			1,2	4			
<i>Gomphonema</i>	<i>hebridense</i>	0,9	2	1,1	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>lateripunctatum</i>	0,7	2	1,0	5			
<i>Gomphonema</i>	<i>micropus</i>			1,9	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>minutum</i>	2,2	1	2,0	5		1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>occultum</i>	0,6	2	1,0	5			
<i>Gomphonema</i>	<i>olivaceoides</i>	1,5	2	1,5	3	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>olivaceolacuum</i>	1,9	3	1,9	4			
<i>Gomphonema</i>	<i>olivaceum</i> var. <i>olivaceum</i>	2,9	1	2,1	4		1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>parvulis</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>parvulum</i> var. <i>parvulum</i>	3,6	2					
<i>Gomphonema</i>	<i>procerum</i>	1,2	2	1,0	5	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>productum</i>	1,3	2	1,2	4	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>pseudoaugur</i>	3,7	3	2,5	3			
<i>Gomphonema</i>	<i>pumilum</i>	1,1	1	1,6	3			
<i>Gomphonema</i>	<i>subtile</i>					1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>tergestinum</i>	1,4	1	1,9	4			
<i>Gomphonema</i>	<i>truncatum</i>	1,9	1	1,5	2	1	1	1
<i>Gomphonema</i>	<i>vibrio</i>							
<i>Gomphosphaenia</i>	<i>lingulatifomes</i>					1	1	1
<i>Gyrosigma</i>	<i>acuminatum</i>	3,7	3	1,9	3			
<i>Gyrosigma</i>	<i>attenuatum</i>	2,6	3				1	1
<i>Gyrosigma</i>	<i>obtusatum</i>	2,3	1					
<i>Gyrosigma</i>	<i>sciotoense</i>	2,7	2	2,0	4		1	1
<i>Halamphora</i>	<i>montana</i>	2,9	2					
<i>Halamphora</i>	<i>oligotraphenta</i>							
<i>Halamphora</i>	<i>thumensis</i>	1,4	3	1,1	4			
<i>Halamphora</i>	<i>veneta</i>	3,8	2	3,6	3			
<i>Hannaea</i>	<i>arcus</i>	1,0	3	1,5	2	1	1	1
<i>Hantzschia</i>	<i>amphioxys</i> + <i>abundans</i>	3,6	3	1,8	1			
<i>Hippodontia</i>	<i>capitata</i>	3,4	3	2,7	3			
<i>Hippodontia</i>	<i>costulata</i>	2,9	2	1,5	3			
<i>Hippodontia</i>	<i>hungarica</i>	2,7	2					
<i>Hippodontia</i>	<i>lueneburgensis</i>	2,7	2					
<i>Karayevia</i>	<i>clevei</i>			1,6	3	1	1	1
<i>Karayevia</i>	<i>kolbei</i>	3,9	2					
<i>Karayevia</i>	<i>laterostrata</i>	1,2	2	1,0	5	1	1	1
<i>Karayevia</i>	<i>ploenensis</i> var. <i>ploenensis</i>	2,6	3	1,9	4			
<i>Karayevia</i>	<i>suchlandtii</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Kobayasiella</i>	<i>jaagii</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Kobayasiella</i>	<i>parasubtilissima</i>	0,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Kobayasiella</i>	<i>subtilissima</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Lemnicola</i>	<i>hungarica</i>	3,4	2	2,7	3			
<i>Luticola</i>	<i>cohnii</i>	3,5	2					
<i>Luticola</i>	<i>goeppertiana</i>	3,6	5	3,3	2			
<i>Luticola</i>	<i>mutica</i>	2,9	1	2,0	3			
<i>Luticola</i>	<i>nivalis</i>	2,9	1					
<i>Luticola</i>	<i>ventricosa</i> + <i>ventriconfusa</i>	3,1	2					
<i>Mayamaea</i>	<i>atomus</i> var. <i>atomus</i>	2,8	3	3,4	2			
<i>Mayamaea</i>	<i>atomus</i> var. <i>permitis</i>	3,1	4	3,4	2			
<i>Mayamaea</i>	<i>lacunolaciniata</i>	3,9	3					

<i>Melosira</i>	<i>varians</i>	2,9	4	2,3	2			
<i>Meridion</i>	<i>circulare</i> var. <i>circulare</i>	2,5	2	1,9	3		1	1
<i>Meridion</i>	<i>circulare</i> var. <i>constrictum</i>	1,2	2	1,2	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>angusta</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>antonii</i>			2,2	2	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>associata</i>	2,3	1					
<i>Navicula</i>	<i>capitatoradiata</i>	3,3	4	2,3	3		1	1
<i>Navicula</i>	<i>cari</i>	2,6	1	1,5	3		1	1
<i>Navicula</i>	<i>cincta</i>	3,4	2	2,6	2			
<i>Navicula</i>	<i>cryptocephala</i>	3,5	4	2,5	2			
<i>Navicula</i>	<i>cryptofallax</i>	2,1	2	1,9	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>cryptotenella</i> + <i>cryptotenelloides</i>	2,3	1	1,5	2	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>erifuga</i>	2,9	2	2,3	3			
<i>Navicula</i>	<i>exigua</i>	2,9	3	1,5	3			
<i>Navicula</i>	<i>exilis</i>	2,0	1	1,1	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>gottlandica</i>	1,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>gregaria</i>	3,5	4	2,5	2			
<i>Navicula</i>	<i>heimansioides</i>					1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>lanceolata</i>	3,5	4	2,3	3			
<i>Navicula</i>	<i>lundii</i>					1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>menisculus</i> var. <i>menisculus</i>	2,7	2	1,1	5		1	1
<i>Navicula</i>	<i>oblonga</i>	2,7	1	1,4	3			
<i>Navicula</i>	<i>oppugnata</i>	2,0	2			1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>perminuta</i>	3,4	3	2,3	3			
<i>Navicula</i>	<i>phyllepta</i>	2,9	3	2,3	3			
<i>Navicula</i>	<i>praeterita</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>radiosa</i>	0,6	3	1,3	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>recens</i>	2,9	2	2,4	3			
<i>Navicula</i>	<i>reichardtiana</i>	2,3	1	2,1	4		1	1
<i>Navicula</i>	<i>reinhardtii</i>	2,8	1	1,9	4			
<i>Navicula</i>	<i>rhynchocephala</i>	2,3	1	1,7	2		1	1
<i>Navicula</i>	<i>rhynchotella</i>	3,3	2					
<i>Navicula</i>	<i>salinarum</i>	2,3	2					
<i>Navicula</i>	<i>schmassmannii</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>simulata</i>	3,5	4	2,2	4			
<i>Navicula</i>	<i>slesvicensis</i>	3,0	2	2,0	5			
<i>Navicula</i>	<i>subalpina</i>	1,4	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>tenelloides</i>	2,9	2					
<i>Navicula</i>	<i>tripunctata</i>	3,1	3	2,1	3		1	1
<i>Navicula</i>	<i>trivialis</i>	3,3	1	2,7	3			
<i>Navicula</i>	<i>trophicatrix</i>					1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>tuscula</i>	1,8	1	1,1	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>upsaliensis</i>	2,9	2					1
<i>Navicula</i>	<i>utermoehlii</i>	1,8	2	1,4	4	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>veneta</i>	3,5	5	3,3	2			
<i>Navicula</i>	<i>viridula</i>	3,5	4	2,2	4			
<i>Navicula</i>	<i>vulpina</i>	1,8	2	1,0	5	1	1	1
<i>Navicula</i>	<i>wildii</i>	0,3	2	1,0	5	1	1	1
<i>Neidiopsis</i>	<i>levanderi</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Neidium</i>	<i>affine</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Neidium</i>	<i>alpinum</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1

<i>Neidium</i>	<i>ampliatum</i> + " <i>ampliatum</i> "	1,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Neidium</i>	<i>binodis</i>	1,8	1	1,3	3			
<i>Neidium</i>	<i>bisulcatum</i> var. <i>bisculatum</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Neidium</i>	<i>dubium</i>	2,3	2	1,3	3		1	1
<i>Neidium</i>	<i>hercynicum</i>	0,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Neidium</i>	<i>longiceps</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>acicularis</i>	3,6	5	2,5	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>acidoclinata</i>	2,3	2	1,3	3		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>acula</i>	2,7	2	2,0	3		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>alpina</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>amphibia</i>	3,8	5	2,5	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>angustata</i>	1,9	1	1,3	4	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>angustatula</i>	2,6	2	1,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>angustiforaminata</i>	3,9	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>archibaldii</i>	2,0	2	1,9	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>bavarica</i>	2,0	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>brevissima</i>	2,9	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>calida</i>	3,0	2	2,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>capitellata</i>	3,8	5	3,4	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>clausii</i>	3,9	2	2,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>communis</i>	3,9	2	3,3	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>commutata</i>	3,5	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>constricta</i>	3,9	5	3,3	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>debilis</i>	2,9	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>denticula</i>	1,0	2	1,0	5	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>dissipata</i> ssp. <i>dissipata</i>	2,4	2	2,0	3	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>dissipata</i> var. <i>media</i>	2,6	1	1,3	3		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>dubia</i>	2,9	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>filiformis</i>	3,7	2	2,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>fonticola</i>			2,1	4	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>frustulum</i> var. <i>frustulum</i>	3,3	4	2,2	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>frustulum</i> var. <i>inconspicua</i>	3,1	1	2,2	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>graciliformis</i>	3,4	1	1,6	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>gracilis</i>	2,5	2	1,3	4		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>hantzschiana</i>	2,0	3	1,6	2	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>heufferiana</i>	3,3	4	2,0	5			
<i>Nitzschia</i>	<i>humburgensis</i>	1,4	3	1,3	3	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>hungarica</i>	3,9	3	2,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>intermedia</i>	2,9	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>lacuum</i>	1,2	1	1,2	4	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>levidensis</i>	3,7	2	2,9	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>lineris</i>	3,4	4	1,9	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>microcephala</i>	3,9	3	2,5	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>nana</i>	1,4	2	1,2	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>palea</i> var. <i>debilis</i>	2,3	1				1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>palea</i> var. <i>palea</i>	3,3	3					
<i>Nitzschia</i>	<i>paleacea</i>	2,3	2	2,7	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>perminuta</i>	2,3	1	1,3	3		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>pura</i>	1,9	3	1,8	2	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>pusilla</i>	2,7	2	2,4	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>radicula</i>			1,6	2	1	1	1

<i>Nitzschia</i>	<i>recta</i>	3,0	3	1,5	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>regula</i>					1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>sigmoidea</i>	3,8	4	2,1	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>sociabilis</i>	2,8	1	2,1	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>solgensis</i>	2,3	2	1,8	2			
<i>Nitzschia</i>	<i>solita</i>	3,4	2					
<i>Nitzschia</i>	<i>subacicularis</i>			2,0	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>sublinearis</i>	2,7	4	1,6	2		1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>subtilis</i>	3,9	3					
<i>Nitzschia</i>	<i>supralittorea</i>	2,9	4	2,7	3			
<i>Nitzschia</i>	<i>tabellaria</i>	1,2	1					
<i>Nitzschia</i>	<i>tryblionella</i>	3,8	4	2,4	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>tubicola</i>	3,4	2	2,1	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>umbonata</i>	3,8	3	3,8	4			
<i>Nitzschia</i>	<i>vermicularis</i>			2,0	3	1	1	1
<i>Nitzschia</i>	<i>wuellerstorffii</i>			2,1	4	1	1	1
<i>Nupela</i>	<i>lapidosa</i>	0,7	3	1,0	5	1	1	1
<i>Parlibellus</i>	<i>protracta</i>	2,9	2	2,1	4			
<i>Peronia</i>	<i>fibula</i>					1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>borealis</i>	1,9	1	1,4	3	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>brauniana</i>	0,7	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>brebissonii</i>			2,1	2	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>divergens</i>	0,6	2					
<i>Pinnularia</i>	<i>divergentissima</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>gibba</i>			2,5	1	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>interrupta</i>	0,7	2	1,2	4	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>lundii</i>					1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>major</i>	1,4	3	1,0	5	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>microstauron</i>					1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>nobilis</i>	0,5	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>nodosa</i>	0,3	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>obscura</i>							
<i>Pinnularia</i>	<i>perinterrupta</i>	0,3	2					
<i>Pinnularia</i>	<i>perirrorata</i>					1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>rupestris</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>subcapitata</i> var. <i>subcapitata</i> + <i>P.sinistra</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>subgibba</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>sudetica</i>	1,3	2			1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>viridiformis</i>					1	1	1
<i>Pinnularia</i>	<i>viridis</i>	1,3	2	1,2	4	1	1	1
<i>Placoneis</i>	<i>clementis</i>	2,5	2	1,7	4		1	1
<i>Placoneis</i>	<i>constans</i>	2,9	1	1,4	4		1	1
<i>Placoneis</i>	<i>elginensis</i> + <i>paraelginensis</i>	2,1	2	1,5	3	1	1	1
<i>Placoneis</i>	<i>gastrum</i>	2,9	3	1,5	5			
<i>Placoneis</i>	<i>placentula</i>	2,7	3	1,6	4			
<i>Planothidium</i>	<i>dau</i>	1,8	2					
<i>Planothidium</i>	<i>delicatulum</i>	2,9	3	2,6	3			
<i>Planothidium</i>	<i>dubium</i>	2,8	3					
<i>Planothidium</i>	<i>frequentissimum</i>	2,8	3					1
<i>Planothidium</i>	<i>granum</i>	1,8	2					
<i>Planothidium</i>	<i>lanceolatum</i>	3,3	3					

<i>Planothidium</i>	<i>oestrupii</i>	1,2	2	1,3	4	1	1	1
<i>Planothidium</i>	<i>pergalli</i>	0,6	3	1,1	4	1	1	1
<i>Planothidium</i>	<i>rostratum</i>	2,0	3				1	1
<i>Platessa</i>	<i>conspicua</i>			1,5	2	1	1	1
<i>Prestauroneis</i>	<i>integra</i>	2,9	2	2,4	2			
<i>Psammothidium</i>	<i>altaicum</i>	1,7	2	1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>bioretti</i>			1,2	4	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>daonense</i>			1,1	4	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>grischunum</i>			1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>helveticum</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>lauenburgianum</i>	1,8	3	1,9	4	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>levanderi</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>marginulatum</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>montanum</i>	0,6	2	1,0	5			
<i>Psammothidium</i>	<i>rechtense</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>subatomoides</i>	2,1	2	1,1	4	1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>ventrale</i>					1	1	1
<i>Psammothidium</i>	<i>ventrale</i>	0,5	3					
<i>Pseudostaurosira</i>	<i>binodis</i>	2,3	2				1	1
<i>Pseudostaurosira</i>	<i>brevistriata</i>	3,0	1	1,3	4		1	1
<i>Reimeria</i>	<i>sinuata</i>	2,1	1	2,0	2	1	1	1
<i>Rhoicosphenia</i>	<i>abbreviata</i>	2,9	2	2,1	4			
<i>Rhopalodia</i>	<i>gibba</i> var. <i>gibba</i>	2,7	2	1,5	3	1	1	1
<i>Rhopalodia</i>	<i>parallela</i>	0,6	3	1,0	5	1	1	1
<i>Sellaphora</i>	<i>bacillum</i>	2,3	3	1,6	4			
<i>Sellaphora</i>	<i>joubaudii</i>	3,6	5	1,8	3			1
<i>Sellaphora</i>	<i>laevissima</i>	1,1	2	1,1	4	1	1	1
<i>Sellaphora</i>	<i>mutata</i>	1,2	2					
<i>Sellaphora</i>	<i>pupula</i>	3,7	5	2,6	3			
<i>Sellaphora</i>	<i>seminulum</i>	3,2	2	3,2	2			
<i>Sellaphora</i>	<i>stroemii</i>	1,2	2	1,0	5	1	1	1
<i>Simonsenia</i>	<i>delognei</i>	2,9	2	2,2	4			
<i>Stauroforma</i>	<i>exiguiformes</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Stauroneis</i>	<i>acuta</i>	1,8	1					
<i>Stauroneis</i>	<i>agrestis</i>			1,0	5			
<i>Stauroneis</i>	<i>anceps</i>			1,2	4	1	1	1
<i>Stauroneis</i>	<i>kriegeri</i>	3,3	2	1,6	2			
<i>Stauroneis</i>	<i>legumenopsis</i>	1,9	2					
<i>Stauroneis</i>	<i>phoenicenteron</i>	2,9	1	1,5	2			
<i>Stauroneis</i>	<i>smithii</i>	3,3	2	1,5	2			
<i>Stauroneis</i>	<i>thermicola</i>			1,4	3	1	1	1
<i>Staurosira</i>	<i>construens</i>	2,3	2	1,4	3		1	1
<i>Staurosira</i>	<i>venter</i>	2,3	2				1	1
<i>Staurosirella</i>	<i>leptostauron</i> [var. <i>dubia</i> + var. <i>leptostauron</i>]	2,0	1			1	1	1
<i>Staurosirella</i>	<i>pinnata</i>	2,2	1	1,4	3		1	1
<i>Stenopterobia</i>	<i>curvula</i>					1	1	1
<i>Stenopterobia</i>	<i>delicatissima</i>					1	1	1
<i>Surirella</i>	<i>amphioxys</i>	2,9	2					
<i>Surirella</i>	<i>angusta</i>	3,7	3	2,2	2			
<i>Surirella</i>	<i>bifrons</i>	2,3	2			1	1	1
<i>Surirella</i>	<i>biseriata</i>	2,1	2					

<i>Surirella</i>	<i>brebissonii</i> [var. <i>brebissonii</i> + var. <i>kuetzingii</i>]	3,6	5	2,5	2			
<i>Surirella</i>	<i>crumena</i>	2,9	2					
<i>Surirella</i>	<i>elegans</i>	2,7	3					
<i>Surirella</i>	<i>helvetica</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Surirella</i>	<i>linearis</i>	1,0	2	1,1	4	1	1	1
<i>Surirella</i>	<i>minuta</i>	3,8	3	2,4	3			
<i>Surirella</i>	<i>ovalis</i>			2,9	4			
<i>Surirella</i>	<i>roba</i>	0,6	2	1,0	5	1	1	1
<i>Surirella</i>	<i>spiralis</i>	0,6	2			1	1	1
<i>Tabellaria</i>	<i>fenestrata</i>	1,4	3			1	1	1
<i>Tabellaria</i>	<i>flocculosa</i>	0,8	2	1,1	4	1	1	1
<i>Tabellaria</i>	<i>ventricosa</i>	0,9	2	1,0	5	1	1	1
<i>Tabularia</i>	<i>fasciculata</i>	3,5	3	2,5	3			
<i>Tetracyclus</i>	<i>rupestris</i>	0,5	2	1,0	5	1	1	1
<i>Ulnaria</i>	<i>acus</i>	1,8	2					
<i>Ulnaria</i>	<i>biceps</i>	3,0	1					
<i>Ulnaria</i>	<i>delicatissima</i> var. <i>angustissima</i>	1,8	2					
<i>Ulnaria</i>	<i>oxyrhynchus</i>	2,9	2					
<i>Ulnaria</i>	<i>ulna</i>	3,5	4					

7.3. MAKROZOOBENTOS

Organizmy oznaczamy tylko do rodzin, toteż po wstępnym przepłukaniu próbki uwalniamy jak największą ilość osobników, które potrafimy dokładnie rozpoznać w terenie (małże z rodziny Unionidae, raki, itp), zapisując to w protokole terenowym w rubryce UWAGI. Nie zapisanie natychmiast takiej informacji powoduje, że liczba i skład uwolnionych organizmów jest nie do odtworzenia.

Pozostałe organizmy, po przepłukaniu umieszczamy w pojemniku, po oddzieleniu jak największej ilości materii organicznej i utrwalamy etanolem.

Do pojemnika z próbką wsadzamy etykietkę (identyczną jak dla próbek okrzemkowych). Można także opisać z wierzchu pojemnik, zawsze jednak należy umieścić w nim etykietkę (napis na pojemniku może się rozmyć).

Do oznaczania (rozpoznawania) organizmów w pracowni należy korzystać z binokularu dającego możliwość powiększania (okular*obiektyw) co najmniej 100x. Jest to szczególnie istotne podczas rozpoznawania rodzin muchówek (niektóre są bardzo podobne, a mają skrajnie odmienne wartości wskaźnikowe).

UWAGA:

Zliczamy wszystkie organizmy w próbce!

Do formularza rejestracji wyników (może być identyczny jak dla fitobentosu) wpisujemy liczbę organizmów zidentyfikowanych rodzin mających wartość wskaźnikową (Tab. 8). Organizmy z innych taksonów zliczamy, wpisując w osobnym wierszu „POZOSTAŁE”.

Tabela 8. Lista taksonów wskaźnikowych makrozoobentosu (Soszka 2002)

TAKSON	Wartość wskaźnikowa B
<i>Ameletidae</i>	10
<i>Ancylidae</i>	3
<i>Aphelocheiridae</i>	7
<i>Asellidae</i>	3
<i>Astacidae</i>	8
<i>Athericidae</i>	8
<i>Baetidae</i>	6
<i>Beareidae</i>	10
<i>Behningiidae</i>	9
<i>Bithyniidae</i>	6
<i>Blephariceridae</i>	10
<i>Brachycentridae</i>	7
<i>Caenidae</i>	7
<i>Calopterygidae</i>	7
<i>Cambaridae</i>	5
<i>Capniidae</i>	8
<i>Ceratopogonidae</i>	4

<i>Chironomidae</i>	3
<i>Chloroperlidae</i>	8
<i>Coenagrionidae</i>	6
<i>Cordulegasteridae</i>	9
<i>Corixidae</i>	5
<i>Corophiidae</i>	6
<i>Culicidae</i>	2
<i>Dreissenidae</i>	7
<i>Dytiscidae</i>	5
<i>Ecnomidae</i>	6
<i>Elmidae</i>	7
<i>Empididae</i>	6
<i>Ephemerellidae</i>	7
<i>Ephemeridae</i>	7
<i>Erpobdellidae</i>	3
<i>Gammaridae (Crangonyctidae)</i>	6
<i>Georidae</i>	9
<i>Glossiphoniidae</i>	3
<i>Glossosomatidae</i>	10
<i>Gomphidae</i>	7
<i>Gyrinidae</i>	5
<i>Haliplidae</i>	5
<i>Heptageniidae (Epeorus i Rhithrogena)</i>	8
<i>Heptageniidae (pozostale)</i>	6
<i>Hirudinidae</i>	3
<i>Hydrobiidae</i>	5
<i>Hydrophilidae</i>	5
<i>Hydropsychidae</i>	5
<i>Hydroptilidae</i>	6
<i>Lepidostomatidae</i>	9
<i>Leptoceridae</i>	10
<i>Leptophlebiidae</i>	7
<i>Leuctridae</i>	7
<i>Limnephilidae</i>	7
<i>Limniidae (=Elmidae)</i>	6
<i>Limoniidae</i>	6
<i>Lymnaeidae</i>	3
<i>Mesovelidae</i>	5
<i>Molannidae</i>	10
<i>Naucoridae</i>	5
<i>Nemouridae</i>	6

<i>Nepidae</i>	5
<i>Neritidae</i>	6
<i>Notonectidae</i>	5
<i>Odontoceridae</i>	10
<i>Oligochaeta</i>	2
<i>Oligoneuriidae</i>	8
<i>Perlidae</i>	8
<i>Perlodidae</i>	7
<i>Philopotamidae</i>	8
<i>Physidae</i>	3
<i>Piscicolidae</i>	6
<i>Planorobidae</i>	4
<i>Platycnemidae</i>	6
<i>Pleidae</i>	5
<i>Polycentropodidae</i>	6
<i>Potamanthidae</i>	7
<i>Psychodidae</i>	1
<i>Psychomyidae</i>	5
<i>Rhyacophilidae</i>	7
<i>Sericostomatidae</i>	7
<i>Sialidae</i>	3
<i>Simuliidae</i>	6
<i>Siphonuridae</i>	7
<i>Sphaeriidae</i>	4
<i>Syrphidae</i>	1
<i>Taeniopterygidae</i>	9
<i>Thaumaleidae</i>	10
<i>Tipulidae</i>	5
<i>Unionidae</i>	7
<i>Valvatidae</i>	4
<i>Veliidae</i>	5
<i>Viviparidae</i>	7
„POZOSTALE”	–

8. OBLICZANIE WSKAŹNIKÓW

Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych ocenianego na podstawie poszczególnych elementów biologicznych są zgodne z Rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 9 listopada 2011 roku (Dz. U. Nr 257, Poz. 1545).

FITOPLANKTON i CHLOROFIL a

Do oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie zespołu fitoplanktonu przyjęto metodykę wypracowaną dla rzek fitoplanktonowych, czyli wskaźnik fitoplanktonu IFPL. Wskaźnik ten jest średnią arytmetyczną dwu modułów: wskaźnika trofii IT i wskaźnika zawartości chlorofilu a. Wskaźnik trofii IT wylicza się na podstawie równania (1).

(1)	$IT = \sum (D_i * wT_i * T_i) / \sum (D_i * wT_i)$ gdzie: D_i – średnia sezonowa procentowego udział i-tego taksonu w objętości fitoplanktonu; wT_i – wartość wagowa (tolerancja) i-tego taksonu T_i – wartość wskaźnikowa trofii i-tego taksonu. Wskaźnik IT przybiera wartości od 1,0 (minimalna, najbardziej korzystna) do 5,0 (maksymalna, najmniej korzystna).
-----	---

Drugim modułem wskaźnika IFPL jest wskaźnik chlorofilu CH, przyjmujący wartości od 0 (najbardziej korzystna) do 4 (najmniej korzystna), zależnie od średniego stężenia chlorofilu a z sezonu badawczego. Wartości CH są obliczane dla takich samych przedziałów stężenia chlorofilu a w zbiornikach zaporowych wszystkich typów, a przy wyliczaniu współczynnika stosujemy wagi – 2 dla zbiorników reolimnicznych, 1,5 dla przejściowych i 1 dla limnicznych.

Stężenie chlorofilu a (średnia z sezonu) [$\mu\text{g/l}$]	CH
< 20	0
20-40	1
40-60	2
60-90	3
> 90	4

Połączenie obu modułów w jeden wskaźnik multimetryczny wymaga sprowadzenia ich do identycznych przedziałów zmian. W tym celu wylicza się znormalizowane wartości wskaźników IT i CH – Z_{IT} i Z_{CH} według równań (3) i (4).

(2)	$Z_{IT} = (1 - ((IT - 1) * 0,25))$ gdzie: Z_{IT} – znormalizowana wartość wskaźnika trofii IT; IT – jak w równaniu (1); Wartość Z_{IT} zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).
(3)	$Z_{CH} = 1 - (CH * 0,25)$ gdzie: Z_{CH} – znormalizowana wartość wskaźnika chlorofilu CH; CH – wskaźnik chlorofilu; Wartość Z_{CH} zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).

Po sprowadzeniu obu modułów do podobnego przedziału multimetryczny wskaźnik fitoplanktonowy IFPL wylicza się jako średnią arytmetyczną (4) znormalizowanej wartości wskaźników trofii i chlorofilu.

(4)	$IFPL = (Z_{IT} + Z_{CH})/2$ gdzie: Z_{IT} – jak w równaniu (2); Z_{CH} – jak w równaniu (3); Wartość wskaźnika IFPL zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).
-----	---

Zaletą proponowanego wskaźnika jest to, że jednocześnie ocenia on intensywność rozwoju fitoplanktonu (wyrażoną stężeniem chlorofilu a) i jego skład taksonomiczny, zależny od trofii wód retencjonowanych w zbiorniku zaporowym. Jego zmiany są mniej ostre niż każdego ze wskaźników osobno. Ponieważ wskaźnik planktonowy zmienia się w przedziale od 1 do 0, łatwo można ustalać granice klas (Tab. 9) (Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 listopada 2011 r.).

Tabela 9. Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie indeksu IFPL.

Potencjał ekologiczny	wartość IFPL
Bardzo dobry (klasa I)	$\geq 0,8$
Dobry (klasa II)	$\geq 0,6$
Umiarkowany (klasa III)	$\geq 0,4$
Słaby (klasa IV)	$\geq 0,2$
Zły (klasa V)	$< 0,2$

OBLICZENIE	WARTOŚCI	WSKAŹNIKA	PRZY	POMOCY	FORMATU
FPL_ZBIORNIKI_ZAPOROWE.xls					
OBLICZONE ŚREDNIE WARTOŚCI BIOMASY ORGANIZMÓW Z LISTY REFERENCYJNEJ wpisujemy, wraz z UŚREDNIONĄ WARTOŚCIĄ STĘŻENIA CHLOROFILEU a w format bazodanowy.					
Wprowadzanie danych rozpoczynamu od wypełnienia 1, 2 , 3 i 5 wiersza kolumny D w arkuszu WPISUJ.					
Bez wypełnienia wiersza 5 format nie działa poprawnie!!!					
W wierszu 5 określamy typ zbiornika (typy zbiorników są podane w załączniku 1):					
R (koniecznie duża litera) – reolimniczny					
P – przejściowy					
L – limniczny					
Program dostosowuje wzory do zadanego typu zbiornika.					
Następnie uzupełniamy wiersz 4 – wpisując średnią wartość stężenia chlorofilu a					
i przystępujemy do wprowadzania stwierdzonych w próbach taksonów (wprowadzamy średnią z 3 miesięcy).					

Microsoft Excel - FPL_ZBIORNIKI ZAPOROWE.xls										
Plik Edycja Widok Wstaw Format Narzędzia Dane Okno Pomoc										
Arial 10 B I U [formaty] % 000 100%										
A2										
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
1			NAZWA ZBIORNIKA							
2			MS_KOD							
3				2009	2008	2008	2009	2009	2009	2009
4				31	3.03	6.5	12.5	39.90	42.87	12.4
5	TAKSONY	T	gT	L	R	L	L	P	R	P
6	<i>Achnanthes A (bioretti, biasolettiana)</i>	1,2	1,00		1522	513				
7	<i>Achnanthes lanceolata (z formami)</i>	2,3	1,00		117					
8	<i>Achnanthes minutissima (z formami)</i>	2,3	1,00		585	10533				
9	<i>Actinocyclus normanii</i>	4,0	1,00							
10	<i>Aphanizomenon</i>	4,6	1,00					0,5	0,3	0,270
11	<i>Asterionella formosa</i>	2,1	1,00	20,830	1933	65583	4,070		0,7	15,570

Po wprowadzeniu danych przechodzimy do arkusza **WYNIKI**.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	Z	AA	AB	AC	AD	AE	AF	AG	AH	AI	AJ
1																																				
2																																				
3																																				
4																																				
5																																				
6																																				
7																																				
8																																				
9																																				
10																																				

Zawiera on już wygenerowane wartości obu składników wskaźnika oraz specyficzną dla typu zbiornika zaporowego klasę (ocenę wskaźnika IFPL). W arkuszu WYNIKI uzupełniamy białe pole w wierszu 9, wpisując kod JCWP.

FITOBENTOS

Do oceny potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych przyjęto metodykę stosowaną do oceny rzek.

Do oceny stanu ekologicznego rzek na podstawie fitobentosu wykorzystano multimetryczny wskaźnik okrzemkowy IO stanowiący średnią arytmetyczną trzech modułów – trofii, saprobii i obfitości gatunków referencyjnych. Moduł trofii stanowi wskaźnik trofii TI , wyliczany na podstawie równania (1). Moduł saprobii stanowi wskaźnik saprobii SI , wyliczany na podstawie równania (2).

(1)	$TI = \Sigma(T_i * wT_i * L_i) / \Sigma wT_i * L_i$ gdzie: T_i – wartość wrażliwości na stan troficzny i-tego taksonu (podana w załączniku 1 w kolumnie T); wT_i – wartość wagowa (zakres tolerancji) i-tego taksonu (podana w załączniku 1 w kolumnie wT) L_i – względna obfitość i-tego taksonu (liczba osobników i-tego taksonu podzielona przez liczbę wszystkich zidentyfikowanych osobników)
(2)	$SI = \Sigma(S_i * wS_i * L_i) / \Sigma wS_i * L_i$ gdzie: S_i – wartość wrażliwości i-tego taksonu na zanieczyszczenia organiczne (podana w załączniku 1 w kolumnie S); wS_i – wartość wagowa (zakres tolerancji) i-tego taksonu (podana w załączniku 1 w kolumnie wS) L_i – jak w równaniu (1)

Trzeci człon oceny – wskaźnik obfitości gatunków referencyjnych GR wyliczono według równania (3).

(3)	$GR = \Sigma tR_i$ gdzie: tR_i – względna obfitość i-tego taksonu referencyjnego (liczba osobników i-tego taksonu referencyjnego, ustalonego jak dla typu rzeki, opuszczającej zbiornik/kompleks zbiorników, podzielona przez liczbę wszystkich zidentyfikowanych osobników);
-----	---

Wskaźnik GR zmienia się w przedziale od 1 (wszystkie taksony w próbie są taksonami referencyjnymi) do 0 (żaden z taksonów w próbie nie jest taksonem referencyjnym). Pozostałe wskaźniki zmieniają się w innych przedziałach. Wskaźnik TI przyjmuje teoretyczne wartości od 0 (najkorzystniejsze) do 4 (najmniej korzystne). Wskaźnik SI przyjmuje teoretyczne wartości od 1 (najkorzystniejsze) do 4 (najmniej korzystne). Połączenie wszystkich trzech wskaźników w jeden wskaźnik multimetryczny wymaga sprowadzenie ich do identycznych przedziałów zmian. W tym celu wylicza się znormalizowane wskaźniki TI i SI – Z_{TI} i Z_{SI} (4 i 5). Wskaźnika GR nie trzeba przeliczać, ponieważ jego wartości zmieniają się w przedziale od 0 do 1.

(4)	$Z_{TI} = 1 - (TI * 0,25)$ gdzie: Z_{TI} – znormalizowana wartość wskaźnika T ; TI – jak w równaniu (1)
-----	--

	Wartość Z_{TI} zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).
(5)	$Z_{SI} = 1 - ((SI - 1) * 0,33)$ gdzie: Z_{SI} – znormalizowana wartość wskaźnika S; SI – jak w równaniu (2) Wartość Z_{SI} zmienia się w przedziale od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).

Po sprowadzeniu wszystkich modułów do podobnego przedziału multimetryczny wskaźnik okrzemkowy wylicza się jako średnią arytmetyczną wszystkich trzech wskaźników (6).

(6)	$IO = (Z_{TI} + Z_{SI} + GR) / 3$ gdzie: GR – jak w równaniu (4) Z_{TI} – jak w równaniu (5) Z_{SI} – jak w równaniu (6) Wartość wskaźnika IO zmienia się od 1 (najkorzystniejszy) do 0 (najmniej korzystny).
-----	--

Listę taksonów wskaźnikowych (identyczna jak dla rzek) i wartości wskaźników (zupełnie inny zestaw gatunków referencyjnych, charakterystycznych dla danego typu zbiornika), wykorzystane do obliczeń wartości wskaźnika trofii i saprobii zbiorników zaporowych przedstawiono w Tabeli 7.

OBLICZENIE WARTOŚCI WSKAŹNIKA PRZY POMOCY FORMATU FB_ZBIORNIKI_ZAPOROWE.xls

Wyniki analizy mikroskopowej (liczbę stwierdzonych okryw) wpisujemy w format bazodanowy FB_ZBIORNIKI_ZAPOROWE.xls.

Wprowadzanie danych rozpoczynamy od wypełnienia 1, 2, 3 i 4 wiersza kolumny K w arkuszu WPISUJ_FB.

Bez wypełnienia wiersza 4 format nie działa poprawnie!!!

W wierszu 4 określamy typ zbiornika (typy zbiorników są podane w załączniku 1):

R (koniecznie duża litera) – reolimniczny

P – przejściowy

L – limniczny

Program dostosowuje wzory do zadanego typu zbiornika.

Następnie przystępujemy do wprowadzania stwierdzonych w próbach taksonów, poczynając od wiersza 5.

Wynik sprawdzamy w arkuszu WYNIKI, w którym należy uzupełnić wiersz 10 – kod JCWP.

54

Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie fitobentosu okrzemkowego przedstawiono poniżej (Tab. 10) (Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 listopada 2011 r.).

Tabela 10. Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych na podstawie indeksu okrzemkowego IO

Potencjał ekologiczny	Wartość IO
Bardzo dobry (klasa I)	> 0,75
Dobry (klasa II)	≥ 0,65
Umiarkowany (klasa III)	≥ 0,45
Słaby (klasa IV)	≥ 0,20
Zły (klasa V)	< 0,20

MAKROZOOBENTOS

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 (średnią wartość punktową 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 BMPW/ASPT wybrano z uwagi na to, że w zbiornikach odnotowano wyjątkowe ubóstwo gatunkowe (wynikające z ich strukturalnych przekształceń), a także kierując się zasadą pragmatyzmu – wskaźnik przeszedł pomyślnie pierwszą interkalibrację, a jednocześnie jest bardzo prosty w stosowaniu i nie powinien sprawiać problemu z wdrożeniem do standardowych badań. Wskaźnik BWMP/ASPT charakteryzuje bogactwo makrozoobentosu.

Wykorzystanie ASPT upraszcza procedurę normalizowania wartości wskaźnika. Przybiera on wartości od 0 do 10, po podzieleniu przez 10 przybiera wartości od 0 do 1 i łatwo można ustalać skalę oceny.

Wyliczenia prowadzi się następująco:

$BMWP = \sum \text{wartości punktowych stwierdzonych rodzin};$

gdzie 80 rodzin ma przypisaną wartość od 1 do 10; brak chociaż jednej takiej rodziny daje wynik $BMWP = 0$.

$ASPT = BMWP / \text{stwierdzonych liczbę rodzin};$

w przypadku kiedy żadna z rodzin nie miała wartości punktowej ASPT się nie wylicza, tylko przypisuje mu wartość 0

dla zestandaryzowania wyniku dzieli się ASPT przez 10.

$ZASPT = ASPT / 10$

Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o wskaźnik makrozoobentosu przedstawiono poniżej (Tab. 11):

Tabela 11. Granice klas potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych w oparciu o wskaźnik makrozoobentosu MZB.

Potencjał ekologiczny	Wartość MZB
Bardzo dobry (klasa I)	> 0,60
Dobry (klasa II)	≥ 0,50
Umiarkowany (klasa III)	≥ 40
Słaby (klasa IV)	≥ 0,20
Zły (klasa V)	< 0,20

Nie udało się ustanowić klas specyficznych dla typu.

OBLICZENIE	WARTOŚCI	WSKAŹNIKA	PRZY	POMOCY	FORMATU
MZB_ZBIORNIKI_ZAPOROWE.xls					
Wyniki analizy taksonomicznej wpisujemy w format bazodanowy MZB_ZBIORNIKI ZAPOROWE.xls.					
Wprowadzanie danych rozpoczynamy od wypełnienia 1, 2 , 3 i 4 wiersza kolumny K w arkuszu WPISUJ_FB.					
Forma działa bez wypełnienia wiersza 4, ale korzystniej jest go wypełnić (gdyby miały zajść jakieś poprawki dotyczące zróżnicowania oceny dla typów					
W wierszu 4 określamy typ zbiornika (typy zbiorników są podane w załączniku 1):					
R (koniecznie duża litera) – reolimniczny					
P – przejściowy					
L – limniczny					
Program dostosowuje wzory do zadanego typu zbiornika.					
Następnie przystępujemy do wprowadzania stwierdzonych w próbach oraz podczas wstępnego przebiegania nad wodą taksonów, poczynając od wiersza 5.					
TAKSONEM jest rodzina!					

UWAGA:

W poprzedniej wersji formatu MZB_ZBIORNIKI_ZAPOROWE.xls w kolumnach wystarczało wprowadzić „1”, co oznaczało, że takson był w próbie. Obecnie **należy wpisywać liczbę stwierdzonych organizmów danego taksonu**. Będzie to potrzebne do rozwinięcia oceny – uzupełnienia jej o składową „liczebność”.

Wynik odczytujemy w arkuszu: WYNIKI, identycznym jak w innych formatach, w którym również należy uzupełnić jedynie kod JCWP.

Microsoft Excel - MZB_ZBIORNIKI ZAPOROWE_nowy.xls																
Plik Edycja Widok Wstaw Format Narzędzia Dane Okno Pomoc																
Arial 10 B I U % 000 000 100%																
C3 2009																
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P
1			PLD1S1501_1873 SROMOWCE													
2			2009 PLD2S1202_0429 KOZIELNO													
3			2009 PLD2S1302_0434 DZIERŻNO													
4	TAKSON	B	R	R	P											
5	Ameletidae	10	25													
6	Ancylidae	3														
7	Aphelocheiridae	7														
8	Asellidae	3			45											
9	Astacidae	8														
10	Athericidae	8														
11	Baetidae	6		30	50											
12	Beareidae	10														
13	Behningiidae	9														
14	Bithyniidae	6	30		46											
15	Blephariceridae	10														
16	Brachycentridae	7														

I11																
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P
1																
2																
3																
4																
5																
6																
7																
8																

9. SPORZĄDZENIE OCENY

Podstawą klasyfikacji potencjału ekologicznego zbiornika zaporowego są następujące elementy biologiczne:

fitoplankton z chlorofilem „a”;

fitobentos okrzemkowy;

makrobezkręgowce bentosowe.

Klasyfikację elementów biologicznych przeprowadzono wyliczając wartości następujących wskaźników dla poszczególnych elementów biologicznych:

- Wskaźnik Fitoplanktonowy IFPL – będący miernikiem fitoplanktonu z chlorofilem „a”;
- Multimetryczny Indeks Okrzemkowy IO – będący miernikiem fitobentosu okrzemkowego;
- Wskaźnik MZB dla zbiorników zaporowych – będący miernikiem makrobezkręgowców bentosowych.

Dla wskaźników cytowane wyżej Rozporządzenie określa następujące granice klas:

Wskaźnik	Wartość graniczna wskaźnika wód właściwa dla klasy:				
	I	II	III	IV	V
Wskaźnik Fitoplanktonowy IFPL	> 0,8	≥ 0,6	≥ 0,4	≥ 0,2	< 0,2
Multimetryczny Indeks Okrzemkowy IO	> 0,75	≥ 0,65	≥ 0,45	≥ 0,20	< 0,20
Wskaźnik MZB dla zbiorników zaporowych	> 0,6	≥ 0,5	≥ 0,4	≥ 0,2	< 0,2

Klasa I oznacza maksymalny potencjał ekologiczny biologicznego wskaźnika jakości wód; klasa II – dobry potencjał ekologiczny biologicznego wskaźnika jakości wód; klasa III – umiarkowany potencjał ekologiczny biologicznego wskaźnika jakości wód; klasa IV – słaby potencjał ekologiczny biologicznego wskaźnika jakości wód, a klasa V – zły potencjał ekologiczny biologicznego wskaźnika jakości wód.

Wskaźnik Fitoplanktonowy IFPL i Multimetryczny Indeks Okrzemkowy IO tworzą zintegrowany wskaźnik FLORA, przy czym:

- 1) jeżeli badany był tylko jeden z elementów – IFPL lub IO wskaźnik FLORA otrzymuje klasę taką jak klasa badanego wskaźnika – IFPL lub IO;
- 2) jeżeli IFPL i IO są w tej samej klasie, wskaźnik FLORA otrzymuje klasę jak obydwa wskaźniki;
- 3) jeżeli wskaźniki różnią się o jedną klasę to:
 - a) jeżeli oba wskaźniki są powyżej średniej przedziału stwierdzonych dla nich klas (I-V), to wskaźnik FLORA otrzymuje klasę wyższą z tych dwóch;
 - b) jeżeli oba wskaźniki są poniżej średniej przedziału stwierdzonych dla nich klas (I-V), to wskaźnik FLORA otrzymuje klasę niższą z tych dwóch;
 - c) jeżeli jeden ze wskaźników jest powyżej, a drugi poniżej średniej przedziału stwierdzonych dla nich klas (I-V), to wskaźnik FLORA otrzymuje klasę niższą z tych dwóch;
- 4) jeżeli między wskaźnikami jest różnica 2 klas lub więcej, należy wyliczyć średnią z wartości klasyfikacji obu wskaźników, przy czym obliczona średnią należy zaokrąglić w górę do liczby

całkowitej, oznaczającej numer klasy, a wskaźnik FLORA otrzymuje klasę wynikającą z otrzymanej wartości.

Klasyfikacja elementów biologicznych jest wynikiem łącznej klasyfikacji wskaźnika FLORA i MZB, a o klasyfikacji końcowej decyduje gorszy z nich. Jeżeli był badany jeden ze wskaźników (FLORA lub MZB) – łączna klasyfikacja elementów biologicznych odpowiada klasyfikacji tego wskaźnika.

Zgodnie z wytycznymi metodycznymi badane były wskaźniki fizykochemiczne, klasyfikowane następująco:

Wskaźnik	jednostka	Wartość graniczna wskaźnika wód właściwa dla klasy:				
		I	II	III	IV	V
Temperatura wody	°C	≤ 22	≤ 24	Wartości granicznych nie ustala się		
Tlen rozpuszczony	mg O ₂ /l	≥ 7	≥ 5			
Ogólny węgiel organiczny (dla zbiorników na rzekach typu 19, 20, 21 i 25)	mg C/l	≤ 10	≤ 15			
Ogólny węgiel organiczny (dla zbiorników na rzekach typu 24)	mg C/l	≤ 15	≤ 20			
Przewodność w 20 °C	μS/cm	≤ 1000	≤ 1500			
Odczyn pH		6-8,5	6-9			
Azot azotanowy	mg N-NO ₃ /l	≤ 2,2	≤ 5			
Azot ogólny	mg N/l	≤ 5	≤ 10			
Fosforany (podane wartości dotyczą ortofosforanów)	mg PO ₄ /l	≤ 0,20	≤ 0,31			
Fosfor ogólny	mg O/l	≤ 0,20	≤ 0,4			

W klasyfikacji elementów fizykochemicznych klasa I oznacza maksymalny potencjał ekologiczny; klasa II oznacza dobry potencjał ekologiczny; niespełnienie wymogów klasy II oznacza potencjał ekologiczny poniżej dobrego.

Dalsza klasyfikacja przebiega następująco:

1) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na maksymalny potencjał (klasa I) oraz gdy żaden ze wskaźników fizykochemicznych nie przekracza wartości dla klasy I (lub jeśli przekracza tylko jeden z nich, a przekroczenie mieści się w granicach niepewności pomiaru), danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się I klasę potencjału ekologicznego.

2) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na maksymalny potencjał (klasa I) a jeden (w sposób znaczny) lub więcej ze wskaźników fizykochemicznych przekracza wartości dla klasy I (lecz nie przekracza dla klasy II), danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się II klasę potencjału ekologicznego.

3) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na maksymalny potencjał (klasa I) a jeden (w sposób znaczny) lub więcej ze wskaźników fizykochemicznych przekracza wartości dla klasy II, danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się III klasę potencjału ekologicznego.

4) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na dobry potencjał (klasa II) oraz gdy żaden ze wskaźników fizykochemicznych nie przekracza wartości dla klasy II (lub jeśli przekracza tylko

jeden z nich, a przekroczenie mieści się w granicach niepewności pomiaru), danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się II klasę potencjału ekologicznego.

5) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na dobry potencjał (klasa II) a jeden (w sposób znaczny) lub więcej ze wskaźników fizykochemicznych przekracza wartości dla klasy II, danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się III klasę potencjału ekologicznego.

6) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na umiarkowany potencjał (klasa III), wówczas niezależnie od wyników klasyfikacji wskaźników fizykochemicznych, danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się III klasę potencjału ekologicznego.

7) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na słaby potencjał (klasa IV), wówczas niezależnie od wyników klasyfikacji wskaźników fizykochemicznych, danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się IV klasę potencjału ekologicznego.

8) Jeżeli klasyfikacja elementów biologicznych wskazuje na zły potencjał (klasa V), wówczas niezależnie od wyników klasyfikacji wskaźników fizykochemicznych, danej jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się V klasę potencjału ekologicznego.

Wprowadzono dodatkowy element oceny – zachowanie możliwości migracji ryb, który interpretowano w sposób następujący:

1) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na maksymalny potencjał ekologiczny, a zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, to jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się II klasę potencjału ekologicznego, bez względu na to, na jakiej rzece jest zlokalizowany zbiornik;

2) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na dobry potencjał ekologiczny, zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, a zbiornik nie jest zlokalizowany na rzece szczególnie istotnej lub istotnej dla zachowania ciągłości morfologicznej² to jednolitej części wód powierzchniowych pozostawia się II klasę potencjału ekologicznego;

3) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na dobry potencjał ekologiczny, zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, a zbiornik jest zlokalizowany na rzece szczególnie istotnej lub istotnej dla zachowania ciągłości morfologicznej, to jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się III klasę potencjału ekologicznego;

4) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na umiarkowany, słaby lub zły potencjał ekologiczny, pozostawia się ocenę bez względu na to, na jakiej rzece jest zlokalizowany zbiornik.

Na podstawie wyliczonych w arkuszach bazodanowych wartości poszczególnych elementów, sporządzono ocenę potencjału ekologicznego zbiorników zaporowych badanych w latach 2010-2011 przez WIOŚ i wykonawcę oraz zbiorników zaporowych badanych w roku 2012 przez wykonawcę. Podsumowanie opracowanych danych zestawiono tabelarycznie w załączniku 1 (ocena w punktach pomiarowo-kontrolnych) i załączniku 2 (ocena w jednolitych częściach wód powierzchniowych).

Przy ocenie jednolitych części wód powierzchniowych z większą niż jeden liczbą punktów pomiarowo-kontrolnych, stosowano zasady wymienione w Rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 9 listopada 2011 r. w sprawie klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych oraz środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych:

- 1) dla elementów fizykochemicznych do klasyfikacji przyjmowano wynik uzyskany dla poszczególnych wskaźników z całego zbioru danych ze wszystkich punktów pomiarowo-kontrolnych leżących w obrębie danej jednolitej części wód;

² Ocena potrzeb i priorytetów udroźnienia ciągłości morfologicznej rzek w kontekście osiągnięcia dobrego stanu i potencjału w części wód w Polsce. KZGW, Warszawa 2010.

- 2) dla elementów biologicznych do klasyfikacji przyjmowano wynik będący uśrednioną wartością liczbowych wartości indeksów obliczonych dla każdego z punktów pomiarowo-kontrolnych leżących w obrębie danej jednolitej części wód.

Ocena potencjału ekologicznego

Klasyfikacja potencjału ekologicznego jednolitych części wód powierzchniowych polega na nadaniu jednolitej części wód powierzchniowych sztucznej lub silnie zmienionej jednej z pięciu klas potencjału ekologicznego, przy czym:

- 1) klasa I-II oznacza dobry i wyższy niż dobry potencjał ekologiczny;
- 2) klasa III oznacza umiarkowany potencjał ekologiczny;
- 3) klasa IV oznacza słaby potencjał ekologiczny;
- 4) klasa V oznacza zły potencjał ekologiczny

I. Jeżeli klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie sklasyfikowanych elementów biologicznych wskazuje, że jednolita część wód powierzchniowych spełnia wymogi określone dla klasy I oraz:

- a) żaden z badanych wskaźników jakości wód wchodzących w skład elementów fizyko-chemicznych jakości wód nie przekracza wartości dopuszczalnych określonych dla klasy I oraz żaden z oznaczonych wskaźników zanieczyszczeń syntetycznych i niesyntetycznych nie przekracza wartości granicznych dla stanu dobrego i stanu wyższego niż dobry, przyjmuje się, że dana jednolita część wód powierzchniowych sztuczna lub silnie zmieniona osiągnęła w badanym punkcie maksymalny potencjał ekologiczny (dobry i wyższy niż dobry potencjał ekologiczny) i przypisuje się I klasę potencjału ekologicznego.
- b) jeżeli jeden lub więcej badanych wskaźników jakości wód wchodzących w skład elementów fizyko-chemicznych jakości wód przekracza wartości określone dla klasy I, lub jeden lub więcej oznaczonych wskaźników zanieczyszczeń syntetycznych i niesyntetycznych przekracza wartości graniczne dla stanu dobrego i stanu wyższego niż dobry punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się II klasę potencjału ekologicznego.

II. Jeżeli klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie elementów biologicznych wskazuje, że jednolita część wód powierzchniowych spełnia wymogi określone dla klasy II oraz

- a) żaden z oznaczonych wskaźników jakości wód wchodzących w skład elementów fizyko-chemicznych nie przekracza wartości określonych dla klasy II i żaden z oznaczonych wskaźników zanieczyszczeń syntetycznych i niesyntetycznych nie przekracza wartości granicznych dla stanu dobrego i stanu wyższego niż dobry, punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się II klasę potencjału ekologicznego.
- b) jeżeli jeden lub więcej oznaczonych wskaźników jakości wód wchodzących w skład elementów fizyko-chemicznych przekracza wartości dopuszczalne określone dla klasy II, lub jeden lub więcej oznaczonych wskaźników zanieczyszczeń syntetycznych i niesyntetycznych przekracza wartości graniczne dla stanu dobrego i stanu wyższego niż

dobry, punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się III klasę potencjału ekologicznego.

III. Jeżeli klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie elementów biologicznych wskazuje, że jednolita część wód powierzchniowych spełnia wymogi określone dla klasy III, punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się III klasę potencjału ekologicznego.

IV. Jeżeli klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie elementów biologicznych wskazuje, że jednolita część wód powierzchniowych spełnia wymogi określone dla klasy IV, punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się IV klasę potencjału ekologicznego.

V. Jeżeli klasyfikacja potencjału ekologicznego na podstawie elementów biologicznych wskazuje, że jednolita część wód powierzchniowych nie spełnia wymogów określonych dla klasy IV, punktowi pomiarowemu (jednolitej części wód powierzchniowych) nadaje się V klasę potencjału ekologicznego.

Przy ocenie zbiorników zaporowych pomija się hydromorfologię, zbiornik zawsze jest silnie zmienioną morfologicznie rzeką.

Do oceny należy jednak włączyć prosty element hydromorfologiczny, oceniający możliwości migracji ryb przez zaporę zbiornika, który powinien być interpretowany w następujący sposób:

- 1) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na maksymalny potencjał ekologiczny, a zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, to jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się II klasę potencjału ekologicznego, bez względu na to, na jakiej rzece jest zlokalizowany zbiornik;
- 2) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na dobry potencjał ekologiczny, zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, a zbiornik nie jest zlokalizowany na rzece szczególnie istotnej lub istotnej dla zachowania ciągłości morfologicznej³ to jednolitej części wód powierzchniowych pozostawia się II klasę potencjału ekologicznego;
- 3) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na dobry potencjał ekologiczny, zapora zbiornika nie ma urządzeń umożliwiających migrację ryb lub są one niefunkcjonalne, a zbiornik jest zlokalizowany na rzece szczególnie istotnej lub istotnej dla zachowania ciągłości morfologicznej to jednolitej części wód powierzchniowych nadaje się III klasę potencjału ekologicznego;
- 4) Jeżeli wynik klasyfikacji elementów biologicznych i fizykochemicznych wskazuje na umiarkowany, słaby lub zły potencjał ekologiczny, pozostawia się ocenę bez względu na to, na jakiej rzece jest zlokalizowany zbiornik.

³ Ocena potrzeb i priorytetów udroźnienia ciągłości morfologicznej rzek w kontekście osiągnięcia dobrego stanu i potencjału w części wód w Polsce. KZGW, Warszawa 2010.

Włączenie tego wskaźnika jest doprecyzowaniem zapisów w załączniku 5 Rozporządzenia (2.2. Ciągłość strugi, strumienia, potoku lub rzeki).

OCENA POTENCJAŁU EKOLOGICZNEGO JEDNOLITEJ CZĘŚCI WÓD

I. Jeżeli na zbiorniku ustanowiono jeden punkt pomiarowo-kontrolny, klasyfikacja potencjału ekologicznego sporządzona dla tego punktu jest równocześnie oceną potencjału ekologicznego jednolitej części wód powierzchniowych.

II. W przypadku, kiedy na zbiorniku jest wyznaczony więcej niż 1 punkt pomiarowy (PPK), wszystkie analizowane elementy biologiczne należy uśrednić dla poszczególnych indeksów (średnia IFPL, średnia IO, średnia MZB).

PRZYKŁAD

ELEMENT	PPK1	PPK2	PPK3	ŚREDNIA	KLASA
Fitoplankton	0,81	0,65	0,79	0,75	DOBRY
Fitobentos	0,64	0,72	0,79	0,72	DOBRY
Makrozoobentos	0,59	0,48	0,39	0,49	UMIARKOWANY

Dalej postępowanie przy klasyfikacji elementów biologicznych jest identyczne jak przy jednym punkcie pomiarowym (kroki 1, 2, 3).

Jeżeli jednolitą część wód tworzy kilka zbiorników zaporowych (np. główny i wyrównawczy lub kaskada zbiorników), a elementy biologiczne badane były tylko na jednym z nich, to wynik tego badania i ocena obowiązują dla całej jcw tj. dla wszystkich zbiorników tworzących jcw.

Jeżeli w skład jcw wchodzi zbiorniki i ich dopływy to wynikiem oceny elementów biologicznych jest wynik badań w punkcie zlokalizowanym na zbiorniku.

W przypadku elementów fizyko-chemicznych do obliczeń przyjmujemy wyniki uzyskane dla poszczególnych wskaźników we wszystkich punktach pomiarowo-kontrolnych badanych w obrębie tej jednolitej części.

Przykład: Jeżeli jest więcej niż 1 ppk (np. zespół/kaskada 3 zbiorników lub 2 zbiorniki i rzeka łącząca, zbiornik i dopływy, a na każdym zlokalizowany jest punkt pomiarowy) to dane ze wszystkich punktów traktujemy jak 1 zbiór (wszystkie wyniki wrzucamy do jednej puli) i obliczamy wartość średnioroczną dla każdego wskaźnika.

Zasady oceny potencjału ekologicznego dla jcw są identyczne jak dla 1 punktu.

10. LITERATURA

- Bąk M., Witkowski A., Żelazna-Wieczorek J., Wojtal A.Z., Szczepocka E., Szulc K., Szulc B., 2012: Klucz do oznaczania okrzemek na potrzeby oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.
- Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej, ss. 1-98.
- Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 roku w sprawie ustanowienia ram działalności Wspólnoty w zakresie polityki wodnej.
- Hutorowicz A. 2005. Opracowanie standardowych objętości komórek do szacowania biomasy wybranych taksonów glonów planktonowych wraz z określeniem sposobu pomiarów i szacowania. Olsztyn.
- Kolada A., Soszka H., Cydzik D., Golub M., 2005. Typologia abiotyczna jezior Polski zgodna z wymogami Ramowej Dyrektywy Wodnej. W: A.T. Jankowski & M. Rzętała (red.): Jeziora i sztuczne zbiorniki wodne. Uniw. Śląski, Sosnowiec, s. 87-95.
- Mischke U., Behrendt H., Köhler J., Opitz D., 2005. Entwicklung eines Bewertungsverfahrens für Fließgewässer mittels Phytoplankton zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie. LAWA-Projekt O 6.03, Projektzeitraum: 15.05.2003 bis 31.12.2004, Leibnitz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei (IGB), Berlin, s. 99.
- Picińska-Fałtynowicz J., Błachuta J. 2012. Klucz do identyfikacji organizmów fitoplanktonowych z rzek i jezior dla celów badań monitoringowych części wód powierzchniowych w Polsce. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa
- PN-86/C-05550/02. Woda i ścieki. Pobieranie próbek do badań biologicznych. Pobieranie próbek fitoplanktonu.
- PN-87/C-05551. Woda i ścieki. Oznaczanie liczebności fitoplanktonu za pomocą mikroskopu odwróconego.
- PN-EN 13946:2006. Jakość wody. Wytyczne do rutynowego pobierania próbek oraz wstępnego przygotowania do analiz okrzemek bentosowych z rzek.
- PN-EN 14407:2005 (U). Jakość wody. Wytyczne dotyczące identyfikacji, oznaczania ilościowego i interpretacji próbek dennych okrzemek z wód bieżących.
- PN-EN 15204:2006 (U) Jakość wody – Wytyczne do oznaczania ilościowego fitoplanktonu z użyciem odwróconego mikroskopu (metoda Utermöhl).
- 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: 2005. Jakość wody. Pobieranie próbek. Część 3: Wytyczne dotyczące utrwalania i postępowania z próbkami wody.
- PN-EN ISO 5667-4:2003. Jakość wody. Pobieranie próbek. Część 4: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z jezior naturalnych i sztucznych zbiorników zaporowych.
- PN-EN ISO 5667-6: 2003. Jakość wody. Pobieranie próbek. Część 6: Wytyczne dotyczące pobierania próbek z rzek i strumieni.
- Rott, E., Hofmann, G., Pall, K., Pfister, P., Pipp, E., 1997. Indikationslisten für Aufwuchsalgen. Teil 1: Saprobielle Indikation. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wien. s. 1-73.
- Rott, E., Pfister, P., van Dam, H., Pipp, E., Pall, K., Binder, N., Ortler, K., 1999. Indikationslisten für Aufwuchsalgen in österreichischen Fließgewässern. Teil 2: Trophiendikation sowie

geochemische Präferenz, taxonomische und toxikologische Anmerkungen. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wien. s. 1–248.

Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 listopada 2011 r. w sprawie sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych oraz środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych. Dz. U. Nr 257, Poz. 1545.

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. s. 1–121.

Schaumburg, J., Schranz, Ch., S., 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. s. 1–69.