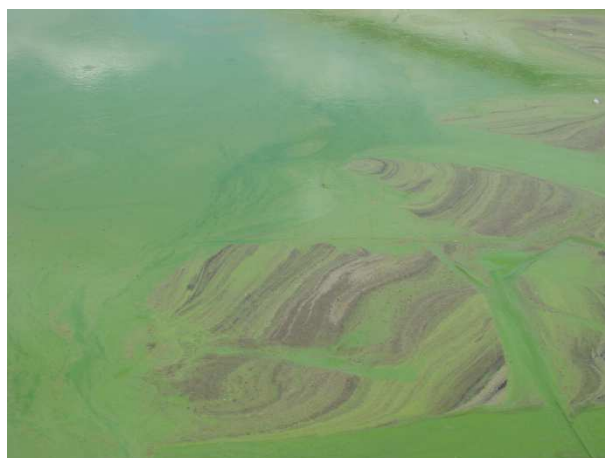




Raport
z realizacji umowy pt.:

**wykonanie prac badawczych i opracowanie
ekspertyzy przywracającej równowagę ekologiczną
w zbiornikach wodnych w Konstantynowie Łódzkim**



realizacja
Europejskie Regionalne Centrum Ekohydrologii PAN w Łodzi
współpraca
Katedra Ekologii Stosowanej, Uniwersytet Łódzki
zlecający
Gmina Konstantynów Łódzki

Łódź, listopad 2015

Pracę zrealizowano na podstawie umowy nr 1/2015 z dnia 15.09.2015 r.
zawartej pomiędzy:

Gminą Konstantynów Łódzki ul. Zgierska 2 ,
Centrum Sportu i Rekreacji Konstantynów Łódzki, ul. Kilińskiego 75a

Europejskim Regionalnym Centrum Ekohydrologii Polskiej Akademii Nauk;
90-364 Łódź, ul. Tylna 3

Raport

z realizacji umowy pt.:

wykonanie prac badawczych i opracowanie ekspertyzy przywracającej równowagę ekologiczną w zbiornikach wodnych w Konstantynowie Łódzkim

Autorzy opracowania

prof. dr hab. Maciej Zalewski
dr Tomasz Jurczak, dr Zbigniew Kaczkowski, dr Ilona Gągała,
mgr Zuzanna Oleksińska, mgr Kamil Dawidowicz

Fotografie

dr Zbigniew Kaczkowski

Okładka

Widok na zbiornik kąpieliskowy w Konstantynowie Łódzkim (fot. górne)
Pobór próbek na zbiorniku w Konstantynowie Łódzkim
oraz zakwit sinicowy z rodzaju *Microcystis* (fot. dolne)

Spis treści

Spis treści	3
1. Wstęp	4
1.1 Problemy zakwitów sinicowych w zbiornikach wodnych	5
1.2 Ekohydrologia – systemowe podejście do ochrony i rekultywacji jezior	9
2. Podstawa formalna opracowania	12
3. Cel badań	13
4. Teren badań	13
5. Materiały i metody badań	16
5.1. Pobór i przygotowanie próbek do analiz laboratoryjnych	16
5.2. Metody analiz	17
5.2.1. Oznaczenia chemiczne wody i osadu dennego.	17
5.2.2. Określenie biomasy fitoplanktonu metodą mikroskopową.	18
5.2.3. Analiza chlorofilu a przy użyciu fluorymetru Algae Online Analyser	19
5.2.4. Analiza toksyn sinicowych (mikrocystyn) metodą HPLC	19
5.2.5. Określenie biomasy zooplanktonu metodą mikroskopową	20
5.2.6. Badanie ichtiofauny	21
6. Wyniki badań	22
6.1. Analiza fizycznych i chemicznych parametrów jakości wody i osadów dennych. .	22
6.2. Określenie składu gatunkowego fitoplanktonu oraz oznaczenie toksyn sinicowych metodą HPLC	24
6.3. Analiza składu gatunkowego zooplanktonu	27
6.4. Struktura i dynamika zespołów ryb strefy litoralnej oraz jej wpływ na jakość wód	29
7. Wnioski	32
7.1. Zalecenia i proponowane działania	34
8. Literatura.	36
9. Załączniki	41

1. Wstęp

Badania naukowe w zakresie abiotycznych i biotycznych czynników środowiska przyrodniczego prowadzone w ostatniej dekadzie, jednoznacznie wskazują, iż po raz pierwszy w historii dziejów, człowiek w większym stopniu kształtuje środowisko przyrodnicze ziemi, niż same procesy naturalne. W konsekwencji następuje zwiększona żyzność/produktywność, a tym samym wtórne zanieczyszczenie wód śródlądowych i przybrzeżnych (eutrofizacja), wyrażająca się m.in. toksycznymi zakwitami sinic. Zarówno zanieczyszczenia obszarowe, stanowiące często ponad 50% ładunku zanieczyszczeń, jak i zanieczyszczenia wtórne do tej pory w stopniu niewystarczającym uwzględnione były w planach ochrony dorzeczy, zarówno przez instytucje monitorujące, zarządzające środowiskiem, ale przede wszystkim formułujące strategię ochrony środowiska.

Należy podkreślić, że w odniesieniu do biologicznej struktury ekosystemów wodnych, wymienione powyżej procesy antropogeniczne przekładają się nie tylko na zdrowie ludzi, ale również na tempo wymierania organizmów, czyli redukcję bioróżnorodności, która obecnie przekracza tysiąckrotnie średnie tempo określone na podstawie analizy szczątków organizmów kopalnych (UNESCO „Millennium Ecosystem Assessment”).

Powyższe procesy wymagają podjęcia pilnych działań ze względu na zobowiązania Polski wynikające z Ramowej Dyrektywy Wodnej Unii Europejskiej, która obliguje kraje Unijne do osiągnięcia do 2015 roku dobrego stanu ekologicznego wód. W tym celu konieczne jest podjęcie działań rekultywacyjnych zlewni zbiorników oraz kształtowanie zdegradowanych dolin rzecznych powyżej nich pod kątem ograniczania dopływu biogenów do ekosystemów wodnych. W tym celu konieczne jest podjęcie następujących działań:

1. Identyfikacja punktowych (oczyszczalnie ścieków) i obszarowych źródeł biogenów (fosfor, azot) płynących z krajobrazu oraz zbilansowanie ładunków w danej zlewni.
2. Ocena efektywności działania oczyszczalni ścieków i poprawa skuteczności ich działania.
3. Identyfikacja fragmentów zlewni wymagających działań dla ograniczenia dopływów obszarowych (strefy buforowe).
4. Identyfikacja obszarów posiadających potencjał zwiększenia zdolności absorpcji biogenów na terenie zlewni – obszary zalewowe rzek, poldery buforujące, zbiorniki małej retencji oraz przedzbiorniki.
5. Określenie możliwości podniesienia odporności zbiornika na ładunki zanieczyszczeń przez tzw. „dual regulation” (podwójna regulacja – kształtowanie struktury biologicznej zbiornika i regulacja hydrodynamiki dla obniżenia symptomów eutrofizacji).

Należy podkreślić, że proces rekultywacji zbiorników zaporowych jest znacznie bardziej skomplikowany od rekultywacji jezior ze względu na dynamikę procesów hydrologicznych (ilości i

jakości dopływającej wody). Jednakże w obydwu przypadkach odporność i zdolność absorbowania negatywnych oddziaływań może być zwiększana tylko do granicy, która stanowi fizyczne zmiany w środowisku np. deficyt tlenowy drastycznie redukujący aktywność procesów biologicznych i zwiększający uwalnianie związków fosforu z osadów dennych.

1.1. Problem zakwitów sinicowych w zbiornikach wodnych

Powszechnym problemem zbiorników wodnych w ostatnich dekadach jest przyspieszona eutrofizacja spowodowana zwiększoną presją antropogeniczną. Z jednej strony do zbiorników dopływają coraz większe ilości substancji biogenicznych, z drugiej zaś duża liczba użytkowników tych akwenów sama stanowi źródło wielu zanieczyszczeń. Zbiorniki wodne i rzeki, jako najniżej położone elementy krajobrazu, są odbiornikami substancji spływających z pól uprawnych oraz substancji spływających z uszczelnionej powierzchni, takich jak parkingi, ulice, dachy, podwórka etc. W miastach, wraz z opadami deszczu, splukiwane są nie tylko substancje biogeniczne, ale także substancje ropopochodne, metale ciężkie, dioksyny oraz różnego rodzaju sole. Związki biogeniczne trafiające do zbiorników stanowią pożywkę dla organizmów zasiedlających te ekosystemy. Również presja ze strony człowieka na ekosystemy wodne, szczególnie nieprzepływowe zbiorniki pełniące głównie funkcje rekreacyjne, staje się poważnym zagrożeniem dla jakości wód tych akwenów. Najczęstszym skutkiem wzrostu trofii zbiorników wodnych jest intensywny rozwój biomasy fitoplanktonu, charakteryzujący się dużym zagęszczeniem komórek glonów w wodzie, co może prowadzić do powstawania masowych „zakwitów” (Kawecka i Eloranta, 1994). W celu zdefiniowania pojęcia „zakwitu glonów” Nebaeus [1984] zaproponował ustalenia wartości granicznych stężenia chlorofilu *a* powyżej 20 µg/l lub całkowitej biomasy fitoplanktonu powyżej wartości 3 mg/l. Ekosystemami szczególnie podatnymi na proces eutrofizacji są głównie zbiorniki zaporowe i jeziora. Czynniki mającymi decydujący wpływ na szybki rozwój zakwitów fitoplanktonowych, w tym sinicowych są przede wszystkim: wysokie stężenia związków azotu i fosforu (substancji biogenicznych) w wodzie, temperatura wody w przedziale 20-30°C, bezwietrzna pogoda lub łagodny wiatr oraz pH wody w zakresie 6-9 (Tarczyńska i in. 1997, Figueiredo i in. 2004). Wysoka biomasa fitoplanktonu jest sygnalizowana przez zmianę barwy wody, a nawet jej zapach. Zakwity sinic tworzą się zwykle na powierzchni zbiorników wodnych, w okresie późnego lata oraz wczesnej jesieni, przyjmując postać zielono-niebieskiego kożucha lub piany (Chorus i Bartram, 1999, Figueiredo i in. 2004), powodując tym samym pogorszenie warunków estetycznych, uniemożliwiając rekreację. Podczas dekompozycji zakwitu może dochodzić do deficytów tlenowych, które ujemnie wpływają na organizmy wodne.

Negatywnym skutkiem występowania sinic w zbiorniku wodnym jest zdolność do produkowania przez nie toksyn szkodliwych dla zwierząt oraz człowieka (Falconer i in. 1981, Carmichael 1992, Codd i in. 2005).

Toksyny sinicowe występują powszechnie w Polsce i na świecie (Sivonen 1996, Bartram i Chorus 1999, Jurczak i in. 2004). Liczne doniesienia literaturowe wskazują na występowanie sinic w wielu krajach i dużą różnorodność produkowanych przez nie toksyn (Bartram i Chorus 1999). W około 75% zakwitów sinicowych występujących w zbiornikach wodnych na świecie wykazano obecność toksyn (Pearson 1990). Toksyny produkowane przez sinice można podzielić na kilka grup w zależności od charakteru ich toksycznego oddziaływania. Wyróżnia się m.in.: hepatotoksyny, neurotoksyny, cytotoksyny oraz toksyny powodujące podrażnienia i problemy żołądkowo-jelitowe oraz toksyny o nierozpoznanej do końca jeszcze toksyczności i charakterze oddziaływania zarówno na organizmy ludzi jak i zwierząt (Hitzfeld i in. 2000, Codd i in. 2005).

Hepatotoksyny sinicowe są najpowszechniej występującymi cyjanotoksynami. Powodują one uszkodzenia komórek wątroby. Produkowane są one głównie przez sinice z rodzaju: *Microcystis*, *Planktothrix*, *Anabaena*, *Nostoc*. Najczęściej występującymi hepatotoksynami są mikrocyistyny i nodularyny.

Prowadzenie monitoringu toksyn sinicowych oraz kontrola czynników odpowiedzialnych za tworzenie się toksycznych zakwitów jest podstawą do określenia stanu ekosystemu (tempa zachodzących zmian i głównych czynników odpowiedzialnych za te zmiany) i stanowi punkt wyjścia do działań ochronnych i rekultywacyjnych ekosystemów wodnych. Strategie zarządzania w obrębie zbiorników wodnych pełniących funkcje wody pitnej sklasyfikować można jako reaktywne (działania w obrębie systemów uzdatniania wód i ujęcia wody) oraz proaktywne mające na celu zapobieganie tworzeniu się zakwitów sinicowych. Obecnie w celu ograniczenia zakwitów sinicowych znajduje zastosowanie wiele technik rekultywacji zbiorników wodnych. Rekultywacja, mająca doprowadzić do poprawy jakości wody zbiorników nadmiernie przeżyźnionych (zeutrofizowanych) (Kajak, 2001), polega głównie na obniżeniu trofii wody poprzez redukcję czynników wpływających na jej wzrost (Kajak, 1995). Przykładem takich zabiegów są liczne techniki chemiczne (np. wytrącanie fosforu, stosowanie algicydów), fizyczne (np. destratyfikacja, napowietrzanie), biologiczne (np. tworzenie stref ekotonowych, biomanipulacja) oraz techniki hydrologiczne. Jednakże ze względu na zbyt duże koszty wiele z technik nie jest powszechnie stosowanych (Kajak, 2001). Przegląd najczęściej stosowanych technik zebrano w tabeli 1.

Jedną z metod powszechnie stosowanych w rekultywacji zbiorników wodnych jest metoda redukcji dopływu ładunków biogenicznych do zbiornika wodnego (głównie fosforu, który jest pierwiastkiem limitującym produkcję pierwotną w zbiornikach wodnych) pochodzących głównie z antropogenicznych źródeł zanieczyszczeń punktowych i obszarowych (Naiman i in. 1989, Pütz i Benndorf, 1998). Efekt taki można osiągnąć poprzez tworzenie stref buforowych z nasadzeniami roślinności, np. wierzby, w celu efektywnej alokacji ładunków fosforu dopływających do zbiornika z

obszaru zlewni (Naiman i in. 1989, Zalewski 1994, Zalewski i in. 1998, Everall i Crymble, 1999), czy zdeponowania ładunków biogenów w trakcie wiosennych powodzi na terasach zalewowych (Wagner i Zalewski 2000). Odcięcie dopływu zanieczyszczeń punktowych i obszarowych do zbiornika powinno w znacznym stopniu ograniczyć możliwość powstawania zakwitów. Lothar i in. (1997) proponują tworzenie w tym celu wstępnych zbiorników wodnych (głębokiego i płytkiego), których zadaniem będzie eliminacja ładunków fosforu poprzez pobieranie go przez plankton w zbiorniku głębokim oraz przez makrofity w zbiorniku płytkim. Rozwiązanie takie przyczynia się do 30-40% redukcji rozpuszczonego reaktywnego fosforu w wodzie. Jednakże w silnie zeutrofizowanych zbiornikach wodnych istnieje pula fosforu dostępna w osadach dennych, która stanowić może tzw. ładunek wewnętrzny, uwolnienie którego (np. w warunkach beztlenowych w warstwie hypolimnionu) może spowodować ponowny rozwój sinic. Brak zakwitów sinic nawet przez okres wielu lat nie jest oznaką wyeliminowania zagrożenia. Wytwarzane przez sinice komórki przetrwalnikowe (akinety) mogą przetrwać w osadach dennych przez okres nawet kilku lat (Reynolds, 1984). W momencie zaistnienia dogodnych warunków do rozwoju sinic następuje ich masowy rozkwit. Raz rozprzestrzeniona populacja sinic w zbiorniku wodnym jest więc dość trudna do całkowitego jej wyeliminowania (Kajak, 1979, Tarczyńska i in. 1997). W związku z tym, w celu poprawy jakości wody podejmowane są również dość kosztowne działania mające na celu usunięcie osadów dennych (Kajak, 2001).

Techniki rekultywacji zbiorników tj. destratyfikacja mas wody, sztuczne napowietrzanie, usuwanie osadów dennych mogą przyczynić się skutecznie do redukcji sinic w zbiorniku wodnym, jednakże ze względu na zbyt wysokie koszty nie są one powszechnie stosowane. Hrbáček i in. (1961, 1978) oraz Shapiro i in. (1975, 1982) w celu eliminacji zagrożenia spowodowanego występowaniem sinic, a tym samym polepszenia jakości wody w zbiorniku proponują metody biomanipulacyjne (głównie w zbiornikach o umiarkowanym stopniu eutrofizacji (do 100 µgP/l). Z kolei Zalewski i współpracownicy (1990) oraz Zalewski (1994, 1995) oprócz redukcji zewnętrznego dopływu ładunków biogenów (Wagner-Łotkowska i in. 2004, 2004a), zaleca kontrolę symptomów eutrofizacji w zbiornikach wodnych wykorzystując wspólne relacje pomiędzy właściwościami hydrologicznymi z jednej strony, a dynamiką biotyczną z drugiej. Przykładem takich działań jest możliwość regulowania poziomem wody w zbiorniku w okresie tarła ryb. Przyczynia się to do zmniejszenia liczebności drapieżników w stosunku do ryb planktonożernych, a tym samym powoduje to zwiększenie liczebności zooplanktonu i zmniejszenie biomasy fitoplanktonu w zbiorniku wodnym.

Również stosowanie substancji chemicznych może przyczynić się do usunięcia zakwitu sinic. W tym celu wykorzystuje się np. substancje pochodzenia zarówno naturalnego jak i sztucznego powodujące hamowanie wzrostu glonów (Fitzgerald, 1969, Romanowska i in., 1996, Barrett i in., 1999, Nakai, 2001). Z kolei stosowanie wapna powoduje reakcje z fosforanami tworząc trudno rozpuszczalny kompleks, co bardzo ogranicza rozwój sinic. Ponadto wapno nie powoduje uszkodzenia komórek sinic i przedostania się toksyn do wody, jak to ma miejsce w przypadku zastosowania np. siarczanu miedzi. W przeszłości techniki chemiczne uzdatniania wody oparte na stosowaniu siarczanu

miedzi były powszechnie stosowane do kontroli sinic w zbiornikach wody pitnej. Jednakże badania przeprowadzone przez Kenefick i in. (1993) udowodniły, że potencjalnie toksyczne zakwity sinic w zbiornikach wodnych wykorzystywanych jako źródło wody pitnej dla człowieka nie powinny być traktowane tym związkiem. Powoduje to lizę komórek sinic i uwolnienie dużej ilości toksyn bezpośrednio do wody. Stosowanie substancji chemicznych w celu ograniczenia zakwitu sinic w zbiorniku stwarza również poważny problem dla eliminacji toksyn rozpuszczonych w wodzie w trakcie procesów jej uzdatniania. Stwierdzone przykłady (Chiny, USA, Brazylia, Australia) nieefektywnego uzdatniania wody pochodzącej z powierzchniowych zbiorników wodnych zanieczyszczonych zakwitami sinicowymi lub niewłaściwie użytkowanymi (stosowanie siarczanu miedzi w celu usunięcia zakwitu) powodują, iż toksyny sinicowe obecne są w wodzie przeznaczonej do konsumpcji.

Niekiedy jednak, stosowane metody są raczej przykładem zwalczania skutków, a nie przyczyn nadmiernej trofii zbiorników, dzięki czemu należy je traktować jako techniki jedynie doraźne charakteryzujące się efektem krótkotrwałym (Kajak 1979). W literaturze spotkać można tezę, iż proces rekultywacji nie ma praktycznego zastosowania w zbiornikach zaporowych z uwagi na duży stosunek powierzchni zlewni do powierzchni zbiornika, a tym samym wysoki poziom stężenia biogenów w zbiorniku oraz duży dopływ tych ładunków (Kajak 1995).

Tabela 1. Metody kontroli zakwitów sinicowych w zbiornikach wodnych.

TECHNIKA	OPIS	ZNACZENIE	LITERATURA
usuwanie fosforu	chemiczne wytrącanie fosforu z toni wodnej	redukcja ładunku fosforu w zbiorniku poprzez reakcje np. z siarczanem wapnia lub solami żelaza czy glinu i tworzenie trudno rozpuszczalnych związków; zalecane jest dozowanie do wód dopływających oraz w części dolnej zbiornika; proces dość kosztowny;	AWWA Research Foundation 1995;
stosowanie algicydów	siarczan miedzi, wapno, nadmanganian potasu;	siarczan miedzi znajduje zastosowanie w okresie poprzedzającym powstanie zakwitu; możliwe jest uwalnianie toksyn w trakcie rozkładu komórek sinic; wapno można stosować bez obawy o rozkład komórek i uwolnienie toksyn do wody; mogą wystąpić kłopoty z pH w wodach alkalicznych; nadmanganian potasu wymaga stosowania dużych dawek, proces kosztowny; potencjalnie może prowadzić do wzrostu stężenia manganu w wodzie oraz przyczyniać się do rozkładu komórek;	McKnight i in. 1983; Lam i in. 1995; Burch i in. 1998;
¹ destratyfikacja poprzez natlenianie; ² napowietrzanie	stosowanie urządzeń napowietrzających w celu fizycznego zaburzenie	¹ powoduje fizyczne mieszanie wody co przyczynia się do załamania stratyfikacji; prawdopodobnie proces bardziej efektywny od procesu napowietrzania warstwy	Bernhardt 1967; Simmons 1998; Becker i in. 2006

warstwy hypolimnionu;	stratyfikacji wód lub napowietrzenia warstwy hypolimnionu	hypolimnionu; ² proces ogranicza wystąpienie warunków beztlenowych w hypolimnionie i zapobiega uwalnianiu fosforu z osadów;	
słoma jęczmienna	uwalnianie algistatyków z rozkładającej się słomy	szerokie zastosowanie w przypadkach masowego zakwitu; relatywnie tania w porównaniu do innych metod; w trakcie dekompozycji słomy jęczmiennej w warunkach tlenowych uwalniają się związki hamujące rozwój glonów – mechanizm działania nie jest ostatecznie poznany, a substancje te mogą być uczulające dla człowieka; można stosować również ekstrakt ze słomy jęczmiennej;	Welch i in. 1990; Jelbart 1993; Newman i Barrett 1993; Everall i Lees 1996; Barrett i in. 1999; Ferrier i in. 2005
wierzba, trzcina	strefy ekotonowe i terasy zalewowe	zastosowanie w rozwiązaniach ekohydrologicznych dla kształtowania struktury roślinności, optymalizacji produkcji biomasy i usuwania biogenów; obsadzenia wierzbą zalecane są w strefach ekotonowych oraz na terasach zalewowych rzek doprowadzających wody bogate w substancje pokarmowe;	Zalewski 1994; Everall i Crymble 1999
biologiczna kontrola (biomanipulacja)	sterowanie strukturą troficzną	wykorzystanie procesów biologicznych do kontroli biomasy sinic; wykorzystanie zależności pokarmowych w celu zwiększenia wyjadania sinic przez zooplankton;	Hrbacek i in. 1961, 1978; Shapiro i in. 1975, 1982; Frankiewicz i Zalewski 1995; Frankiewicz 1997
hydrologia	zastosowanie hydrologii do regulacji procesów biologicznych	wykorzystanie procesów hydrologicznych (np. manipulowanie poziomem wody w zbiorniku dla zmian alokacji ładunku fosforu) w połączeniu z procesami biologicznymi (np. kaskada troficzna) do kontroli zakwitów sinicowych;	Zalewski 1994, 1995 Wagner i Zalewski 2000; Wagner-Łotkowska i in. 2004a;

Jednakże osiągnięcie skuteczności działań mających na celu ochronę i rekultywację zbiorników wodnych przed konsekwencjami wzmożonej antropopresji możliwe jest dzięki zastosowaniu interdyscyplinarnej wiedzy na temat procesów zachodzących w ekosystemie wodnym i lądowym (regulacja procesów hydrologicznych i biologicznych w dolinach rzecznych, zbiornikach zaporowych pod kątem poprawy jakości wody), zidentyfikowanie wzajemnych zależności pomiędzy tymi ekosystemami oraz ich oddziaływań z dynamiką i czynnikami abiotycznymi w skali zlewni.

1.2. Ekohydrologia – systemowe podejście do ochrony i rekultywacji jezior

Z perspektywy postępującej degradacji środowiska przyrodniczego w skali globalnej oddziaływania człowieka na ekosystemy można podzielić na dwie główne formy. Pierwsza to emisja

substancji toksycznych jako wynik wzrastającego zużycia energii i materii, a także chemizacji, oraz druga – degradacja ewolucyjnie ukształtowanych cykli krążenia wody i materii w ekosystemach. Szczególnie druga forma antropopresji – degradacja cykli krążenia wody i biopierwiastków w krajobrazie determinujących żywność / produktywność ekosystemów wodnych, do tej pory nie została wystarczająco doceniona zarówno przez formujących strategię, podejmujących decyzje dotyczące planowania przestrzennego czy ochrony środowiska, w tym przede wszystkim w zakresie gospodarki wodnej.

Ze względu na kompleksowość powiązań pomiędzy cyklem hydrologicznym będącym mechanizmem napędzającym dynamikę systemów ekologicznych a cyklami biogeochemicznymi oraz biocenozami, dla opracowania skutecznych metod ochrony i rekultywacji, niezbędna jest integracja wiedzy pochodzącej z różnych dyscyplin nauki.

Ekohydrologia – nauka integrująca

Ekohydrologia jest subdyscypliną hydrologii odnoszącą się do ekologicznych aspektów cyklu hydrologicznego, która bada integracje pomiędzy procesami hydrologicznymi a dynamiką biocenoz w zlewni, pod kątem zwiększenia odporności ekosystemów wodnych na antropopresję (Zalewski i in. 1997; Zalewski 2000). Priorytetem jest wykorzystanie „szans” ekosystemów, czyli możliwości wynikających z wykształconych na drodze ewolucji, mechanizmów odpornościowych ekosystemu na czynnik stresu oraz utrzymanie jego równowagi homeostatycznej.

Kluczowe założenia Ekohydrologii to wykorzystanie właściwości ekosystemów jako nowego komplementarnego w stosunku do metod hydrotechnicznych narzędzia w gospodarce wodnej poprzez:

- a) Regulację („dual regulation”) – regulując dynamikę hydrologiczną można kształtować procesy w biocenozach wodnych i *vice versa* kształtując biocenozy można regulować jakość wody w ekosystemach wodnych;
- b) Integrację – różne formy regulacji ekohydrologicznej należy integrować w skali dorzecza dla osiągnięcia efektu synergii pomiędzy nimi;
- c) Harmonizację – kluczowym dla skutecznej regulacji procesów ekohydrologicznych jest harmonizacja infrastruktury hydrotechnicznej z dynamiką biocenoz.

Działania uwzględniające powyższe założenia służą poprawie jakości środowiska wodnego, a ponadto są ekologicznie zgodne z naturą, ekonomicznie wielokrotnie tańsze, a zarazem komplementarne dla rozwiązań technologicznych i z tych powodów społecznie akceptowalne.

Z metodycznego punktu powyższe podejście systemowe porządkują 3 zasady ekohydrologii (Zalewski i in. 1990), które określiły podstawy i zakres, cel oraz metodologię dla ekohydrologii:

1. Zasada „Hydrologiczna”

Integracja informacji o strukturze krajobrazu zlewni ze specjalnym podkreśleniem specyfiki biocenoz w odniesieniu do dynamiki procesów hydrologicznych.

Zakres obejmuje następujące aspekty:

- SKALA – mezocykle krążenia wody w skali dorzecza są matrycą dla analizy dynamiki procesów biogeochemicznych w ekosystemach (np. bilans hydrologiczny, transport pierwiastków biogennych i dynamika retencji biogenów w biomase makrofitów);
- DYNAMIKA – redukcja procesów ekologicznych do procesów fizycznych; woda i temperatura są głównymi czynnikami regulującymi dynamikę ekosystemów lądowych i wodnych;
- HIERARCHIA CZYNNIKÓW – jedynie w sytuacji, gdy procesy abiotyczne (hydrologiczne) są stabilne i w zakresie fizjologicznego optimum dla organizmów danego ekosystemu, biotyczne interakcje stają się dominującym mechanizmem regulującym dynamikę procesów biogeochemicznych (Zalewski i Naiman 1985).

2. Zasada „Ekologiczna”

Zwiększenie ewolucyjnie wykształconej odporności i plastyczności ekosystemu na stres spowodowany działalnością człowieka poprzez wykorzystanie zrozumienia wzajemnego oddziaływania hydrologii i elementów biotycznych.

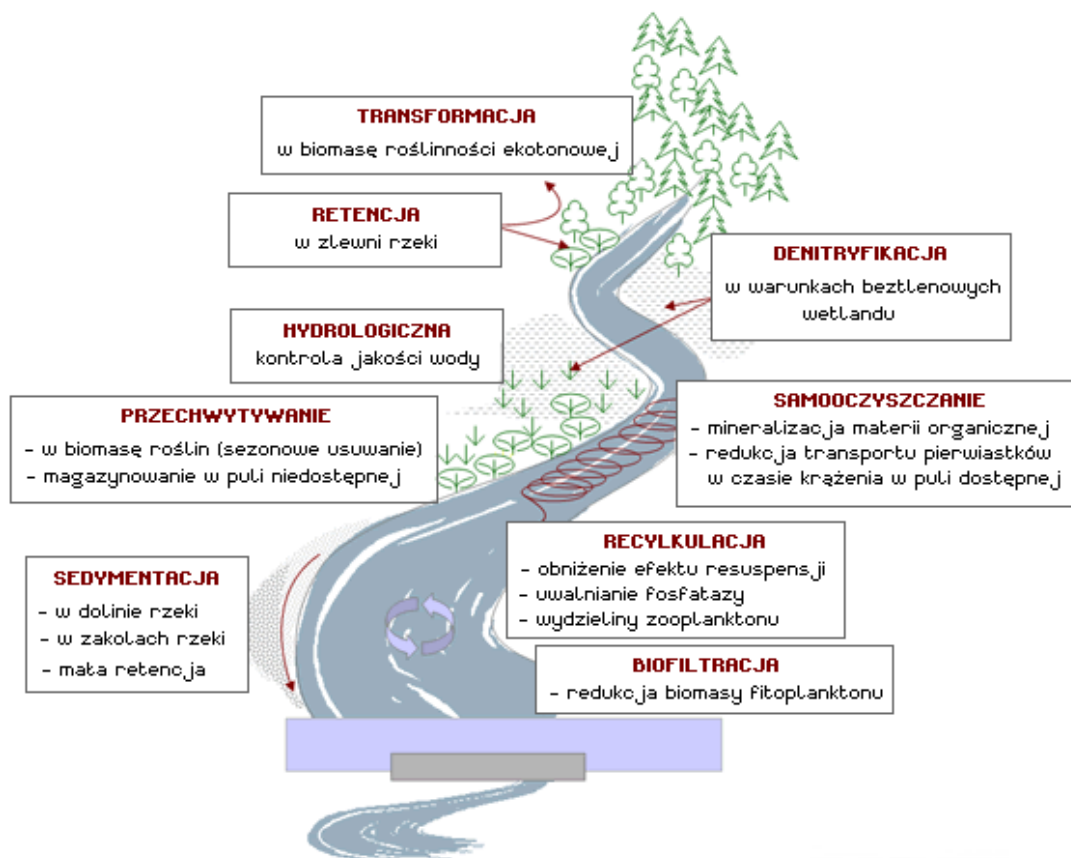
Ten aspekt ekohydrologii wyraża racjonalne podstawy dla proaktywnego podejścia do zrównoważonego zagospodarowania zasobów wód śródlądowych. Należy stwierdzić, że ochrona ekosystemów wobec wzrastającej presji społeczeństw na zasoby przyrody nie jest wystarczającym działaniem, lecz wobec narastających zmian globalnych niezbędne staje się zwiększenie pojemności środowiska (lub jego odporności i zdolności elastycznego reagowania) na oddziaływanie antropogeniczne.

3. Zasada „Ekotechnologiczna”

Wskazuje oryginalną metodę zwiększenia odporności ekosystemu poprzez „dual regulation” Użycie właściwości ekosystemu jako narzędzia gospodarowania poprzez wykorzystanie elementów biotycznych do kontrolowania procesów hydrologicznych i odwrotnie poprzez wykorzystanie czynników hydrologicznych do regulowania elementów biotycznych na drodze harmonizacji metod biotechnologicznych z infrastrukturą hydrotechniczną.

Ekohydrologia – systemowe podejście do ochrony i rekultywacji jezior

Środowiska wodne położone są w najniższych punktach krajobrazu, stąd wszelka działalność człowieka w dorzeczu/zlewni i jej wynik – grawitacyjny transport materii i zanieczyszczeń z wodą, przekłada się poprzez cykl hydrologiczny na ekosystem wodny i organizmy w nim występujące. Ponieważ centralnym paradygmatem nowoczesnej limnologii jest określenie roli zewnętrznego ładunku substancji biogenicznych w kształtowaniu trofii jezior, stąd dla skutecznej kontroli eutrofizacji i rekultywacji konieczne jest opracowanie metod ograniczenia dopływu związków biogennych do zbiornika ze zlewni oraz redukcji puli łatwo dostępnej poprzez regulację alokacji nadmiaru biogenów w ekosystemie wodnym (Rys. 1).



Rys. 1. Procesy biologiczne, biogeochemiczne i hydrologiczne wykorzystywane dla kontroli dynamiki pierwiastków biogennych i ograniczenia eutrofizacji zbiorników zaporowych (Zalewski, Izydorzyc 2007).

Należy podkreślić, że ekohydrologia traktuje każdy zbiornik wodny jako Platoński organizm, stąd powyższe podejście tworzy ramy, dla których niezbędna jest interdyscyplinarna wiedza eksperta opracowującego plan rekultywacji danego ekosystemu.

2. Podstawa formalna opracowania

Pracę zrealizowano na podstawie umowy nr 1/2015 z dnia 15.09.2015 r. zawartej pomiędzy Gminą Konstantynów Łódzki ul. Zgierska 2, reprezentowanej przez Centrum Sportu i Rekreacji Konstantynów Łódzki, ul. Kilińskiego 75a, a Europejskim Regionalnym Centrum Ekohydrologii Polskiej Akademii Nauk z siedzibą w Łodzi przy ulicy Tylnej 3.

3. Cel badań

Celem prowadzonych badań w ramach zawartej umowy jest:

1. Wykonanie prac badawczych w zakresie pomiarów fizykochemicznych wody i osadów dennych, analizy składu gatunkowego zooplankton, fitoplanktonu i ryb oraz analizy mikrocyty w celu zdiagnozowania czynników odpowiedzialnych za występowanie sinic w zbiorniku.
2. Opracowanie ekspertyzy w zakresie przyczyn zanieczyszczenia wód i w konsekwencji powstawania zakwitów sinicowych i możliwości ich eliminacji z wody i przywrócenia równowagi ekologicznej w zbiorniku.

4. Teren badań

Badania monitoringowe mające na celu określenie czynników mających potencjalny wpływ na pojawienie się zakwitów sinicowych w zbiorniku kąpieliskowym w roku 2015 przeprowadzono w dniach 28 września do 30 października 2015 roku na dwóch sztucznych zbiorkach miejskich zlokalizowanych w południowej części Konstaktynowa Łódzkiego przy ulicy Łaskiej 64/66 (Rys. 2) rozdzielonymi trasą nr 71 Pabianice-Zgierz. Akweny o charakterze stawów łączą się ze sobą za pomocą przepustu pod drogą (Ryc.2).



Rys. 2. Lokalizacja zbiorników rekreacyjnych w Konstaktynowie Łódzkim (geoportal.gov.pl)



Fot. 1. Zastawka oddzielająca zbiornik kąpieliskowy od zbiornika wędkarskiego w Konstancynie Łódzkim.

Właścicielem nieruchomości na których znajdują się oba akweny jest Centrum Sportu i Rekreacji w Konstancynie Łódzkim, ul. Kilińskiego 75a. Oba zbiorniki wykorzystywane są do celów rekreacyjnych. Pierwszy z nich zlokalizowany na północ od drogi nr 71 wykorzystywany jest głównie przez wędkarzy. Drugi zlokalizowany jest po przeciwnej stronie drogi i połączony ze zbiornikiem wędkarskim. W okresie letnim wykorzystywany jest jako miejsce kąpieliskowe z wydzieloną w części południowej zbiornika plażą i miejscem do kąpania się. Podstawowe parametry zbiornika przedstawiono w Tabeli 2. Oba zbiorniki są zbiornikami nieprzepływowymi, tzn. nie stanowią odbiornika płynących wód powierzchniowych. Poprzez zbiornik kąpieliskowy istnieje możliwość opróżnienia wody do płynącej ok. 200 m na zachód od ośrodka rzeki Ner poprzez umieszczony w zachodniej części odpływ.

Tabela 2. Podstawowe parametry zbiornika przy ulicy Łaskiej 64/66 (Wójcik 2007).

Powierzchnia lustra wody	17 400 m ²
Średnia głębokość	1,5 m
Średnia objętość wodna	26 100 m ³

W okresach niedoboru wody w zbiornikach jest ona uzupełniana ze studni głębinowej (głębokość odwiertu – 50 m) wykonanej w roku 1971 i znajdującej się w okolicach parkingu w

północno-wschodniej części działki, na której zlokalizowany jest zbiornik kąpieliskowy. Dopuszczalny pobór wody dla studni ustalono na poziomie 46,45 m³/h (Borowińska 2000).

W roku 2015 z powodu pojawienia się sinic w wodzie zbiornika kąpieliskowego został on wyłączony z użytkowania rekreacyjnego w okresie letnim.

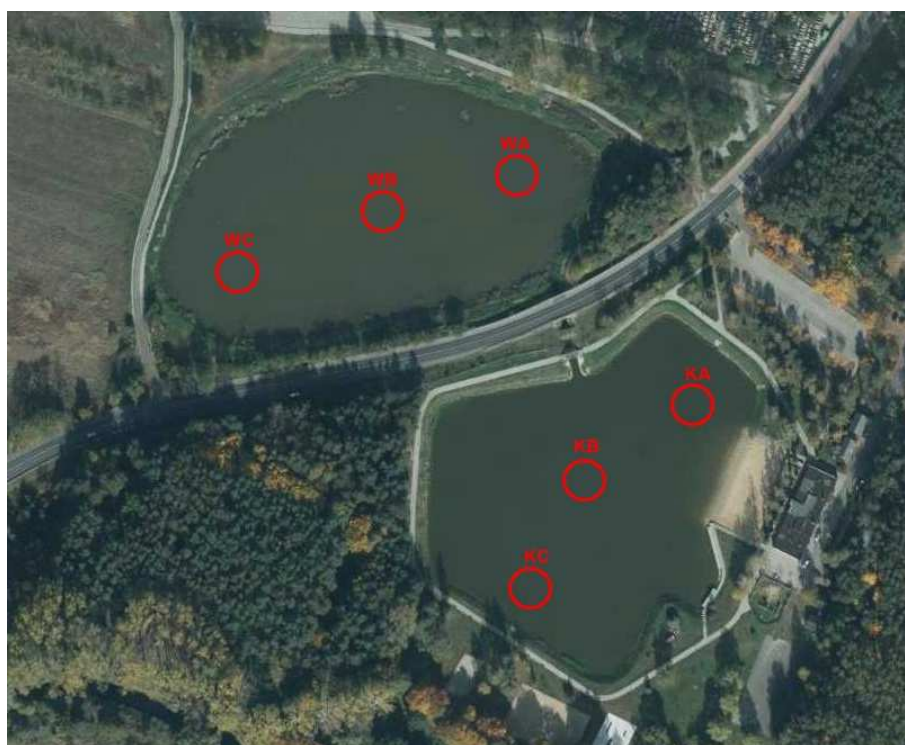


Fot. 2. Lokalizacja ujścia kolektora doprowadzającego wody głębinowe do zbiornika kąpieliskowego w Konstytucji Łódzkiej.

5. Materiały i metody

5.1. Pobór i przygotowanie próbek do analiz laboratoryjnych

Pobór próbek i analizę fizykochemiczną wody przeprowadzono dnia 28 września 2015 roku. Dodatkowo w dniach 14–15 października 2015 przeprowadzono badanie ichtiofauny w oparciu o odłowy sieciowe. W trakcie prowadzonych badań monitoringowych w transekcie przebiegającym wzdłuż podłużnej osi zbiorników pobierano do badań laboratoryjnych próbki wody i osadów dennych (Rys. 2). W trakcie poboru próbek wody dokonywano dodatkowo pomiaru podstawowych parametrów fizycznych wody tj. temperatury, konduktywności, pH i stężenia tlenu rozpuszczonego z wykorzystaniem wieloparametrowego miernika firmy WTW.



Rys. 3. Lokalizacja stanowisk pomiarów terenowych oraz poboru próbek w zbiorniku kąpieliskowym (KA, KB, KC) i wędkarskim (WA, WB, WC) w Konstancynie Łódzkim (geoportal.gov.pl).

W trakcie prowadzonych badań monitoringowych w zbiornikach wyznaczono trzy punkty pomiarowe dla każdego ze zbiorników, z których pobrano do badań laboratoryjnych próbki wody z warstwy powierzchniowej i przydennej oraz zintegrowane próbki wody w celu oznaczenia biomasy fito- i zooplanktonu oraz analizy mikrocystyn (toksyn produkowanych przez sinice). Dodatkowo na każdym ze stanowisk pobrano próbki osadu dennego do analiz chemicznych parametrów odpowiedzialnych za tzw. proces zasilania wewnętrznego w zbiornikach.

5.2. Metody analiz

5.2.1. Oznaczenia chemiczne wody i osadu dennego

Do oznaczenia ilościowego i jakościowego jonów zawartych w wodzie użyto wysokosprawnej chromatografii jonowej (HPIC). Posłużono się w tym celu chromatografem jonowym firmy Dionex model ICS-1000, składającym się z dwóch układów oddzielnie dla anionów i kationów. Każdy układ składał się z wysokociśnieniowej pompy, eluentu, kolumny ochronnej (Dionex IonPac CG16 dla kationów, Dionex IonPac AG22 dla anionów), wypełnionej żywicą kolumny separacyjnej (Dionex IonPac CS16, dla kationów i Dionex IonPac AS22 dla anionów), supresora chemicznego, stabilizującego linię bazową (CSRS-ULTRA II, dla kationów i ASRS – ULTRA II dla anionów), naczynka konduktometrycznego i systemu gromadzenia danych.

Dla analizy kationów eluent stanowił 16mM kwas metanosulfonowy (firmy Fluka), dla anionów mieszanina 4,5 mM węgłanu sodu i 1,4 mM dwuwęgłanu sodu przygotowywana z koncentratu eluentu firmy Dionex AS22 Eluent Concentrate. W obydwu systemach stosowana była elucja izokratyczna w temperaturze 30°C przy przepływie 1 ml/min. Dla oznaczenia kationów zastosowano pętlę 25 μ l, a dla anionów 450 μ l. Aniony i kationy w wodzie identyfikowane były przy użyciu standardu 7 anionów i standardu 6 kationów firmy Dionex. Przy wykorzystaniu programu Chromeleon, na podstawie powierzchni pików odpowiadających danym jonom, dokonano ich ilościowego oznaczenia.



Fot. 3. Chromatograf jonowy firmy Dionex model ICS-1000 wykorzystywany do oznaczeń chemicznych próbek wody (fot. A. Skowron).

Analizy chemiczne osadów dennych przeprowadzone zostały w ramach prac zleconych przez Okręgową Stację Chemiczno-Rolniczą w Łodzi zgodnie z procedurami: PB 49 ed. 2 z dnia 01.07.2007 r. dla azotu ogólnego i PN-R-04023:1996 dla fosforu.

5.2.2. Określenie biomasy fitoplanktonu metodą mikroskopową

W celu oznaczenia składu gatunkowego, liczebności i biomasy fitoplanktonu pobierano próbki wody w objętości 1 litra, a następnie konserwowano je płynem Lugola pozostawiając do sedymentacji i następnie zatężano do 50 ml. Zgromadzony materiał biologiczny oznaczany był na podstawie prac Starmacha (Starmach 1966, 1966a, Starmach 1989, Hindak 1978, Komarek 1991, Krammer i Lange-Bertalot 1986, 1988, 1991, 1991a, Lange-Bertalot 1993). W pracy oznaczony fitoplankton przyporządkowano do czterech grup: okrzemki (*Bacillariophyceae*), sinice (*Cyanophyta*), zielenice (*Chlorophyta*) oraz kryptofity (*Cryptophyceae*).

Próbkę przed pobraniem do liczenia, odpowiednio zagęszczano i oznaczano jej objętość. Liczenie fitoplanktonu wykonywano w określonej liczbie pasów komory Fuchsa-Rosenthala o następujących parametrach: wysokość 0,2 mm, pole powierzchni 0,0625 mm².

Do przeliczania liczebności fitoplanktonu w 1 litrze wody używano następującego wzoru:

$$N = X \times V_Z \times (V_A \times L_A \times V_P)^{-1} \quad (1)$$

gdzie:

- N - liczebność fitoplanktonu w 1 litrze wody
- X - liczba policzonych osobników spod mikroskopu
- V_Z - objętość zagęszczonego, z którego zaczerpnięto podpróbkę do określenia liczebności (ml)
- V_A - objętość 1 pasa (16 komórek) komory Fucha-Rosenthala (ml)
- L_A - liczba pasów w komorze Fucha-Rosenthala, w których dokonano zliczenia
- V_P - objętość próbki wody pobranej ze zbiornika (l)

Pomiary wielkości komórek każdego gatunku przeprowadzano w trakcie ich liczenia. Następnie obliczano ich średnią objętość, posługując się wzorami geometrycznymi lub ich kombinacjami, zależnie od kształtu komórek [Starmach 1989, Kawecka i Eloranta 1994]. Wartość biomasy uzyskiwano, mnożąc liczebność każdego gatunku przez średnią objętość komórek i następnie sumując uzyskane dane. Otrzymana całkowita objętość komórek na jednostkę objętości wody odpowiada ich biomase, przy założeniu, że gęstość komórek glonów wynosi 1,0. Całkowitą biomasę fitoplanktonu otrzymywano jako sumę biomas poszczególnych gatunków sinic.

5.2.3. Analiza chlorofilu *a* przy użyciu fluorymetru Algae Online Analyser

Pomiar chlorofilu *a* przeprowadzony został przy użyciu fluorymetru Algae Online Analyser (AOA) firmy bbe-Moldaenke. Fluorymetr połączony był z komputerem, umożliwiającym obsługę urządzenia oraz odczyt przeprowadzonych pomiarów. Fluorescencję chlorofilu *a* mierzono dla czterech grup glonów: sinic, zielenic, okrzemek i kryptofitów. Pomiary odbywały się przy długościach fali w zakresie od 470 do 610 nm. Pomiar powtarzano trzykrotnie i jako wynik przyjmowano wartość średniej arytmetycznej. Fluorymetr po każdym pomiarze był płukany wodą destylowaną, a następnie zerowany. Program komputerowy analizował dane i przedstawiał je w postaci stężenia chlorofilu *a* wyrażonego w µg/l.

5.2.4. Analiza toksyn sinicowych (mikrocystyn) metodą HPLC

Do oznaczania mikrocystyn metodą wysokosprawnej chromatografii cieczowej (HPLC) próbki wody pobrane ze zbiorników wstępnie przepuszczano przez filtr GF/C firmy Whatmann (0,45 µm) w celu oddzielenia zawiesiny (komórki sinic) od wody.

Sączki firmy Whatmann GF/C z przefiltrowaną wcześniej zawiesiną ekstrahowano w 75% metanolu i poddawano rozbijaniu ultradźwiękami przy użyciu ultrasonikatora XL 2020 (Misonix Inc. USA). Następnie próbki odwirowywano, odparowywano i ponownie rozpuszczano w 1 ml 75% metanolu. Tak przygotowane próbki przed analizą HPLC poddawano filtracji przy użyciu filtrów strzykawkowych GHP Acrodisc 0.45 µm firmy Pall, a następnie poddawano oznaczeniu mikrocystyn metodą chromatografii cieczowej z detekcją diodową DAD (diode array detection).

Mikrocystyny zawarte w komórkach sinic oznaczono metodą wysokosprawnej chromatografii cieczowej (ang. high performance liquid chromatography - HPLC) przy użyciu chromatografu cieczowego firmy Agilent Technologies (daw. Hewlett Packard) model 1100 (Fot. 4). Metoda ta pozwala na detekcję niskich - nanogramowych stężeń toksyn obecnych w wodzie oraz w materiale biologicznym nawet w obecności dużej ilości zanieczyszczeń.

Do rozdzielania mikrocystyn zastosowano kolumnę chromatograficzną LiChroCART(TM) (55mm × 4 mm) z wypełnieniem Purospher (TM) STAR RP-18e (3 µm) firmy Merck. Oznaczenia toksyn przeprowadzone były z zastosowaniem fazy ruchomej, w skład której wchodził wodny roztwór 0.05% kwasu trifluorooctowego (rozpuszczalnik A) oraz roztwór 0.05% kwasu trifluoroctowego (TFA) w acetonitrylu (rozpuszczalnik B) w liniowym gradiencie czasowym: 0-5 min. 25-70%B, 5-6 min. 70%B, 6-6.10 min. 70-25%B, 6.10-9 min. 25%B. Objętość próbki poddawanej analizie wynosiła 20 µl, zaś przepływ fazy ruchomej stanowił 1 ml/min. Kolumna była termostatowana w 40°C.

Oznaczeń dokonywano przy analitycznej długości fali równej 238 nm. Do kontroli pracy chromatografu cieczowego oraz obróbki wyników zastosowano program komputerowy HP ChemStation.



Fot. 4. Chromatograf cieczowy firmy Agilent Technologies model 1100 wykorzystywany do oznaczeń mikrocysty (toksyn sinicowych) (fot. T. Jurczak).

5.2.5. Określenie biomasy zooplanktonu metodą mikroskopową

Materiał do badań pobrano z trzech stanowisk w obu zbiornikach w Konstancynie Łódzkim. Pobór próbek wykonywany był za pomocą czerpacza Bernatowicza o pojemności 5 litrów. W zbiorniku rekreacyjnym pobrano do analiz próbki z powierzchniowej warstwy wody oraz z głębokości około 1 m i tuż przy dnie, uważając aby nie wzburzyć osadów dennych. W zbiorniku wędkarskim, ze względu na małą głębokość zbiornika, pobrano próbki z powierzchniowej warstwy wody i przy dnie. Tak pobrane próbki z każdego stanowiska przepuszczano przez siatkę planktonową o średnicy oczek 64 μm , utrwalono płynem Lugola i zagęszczono do 10 ml. Zooplankton oznaczany był przy użyciu mikroskopu Nikon 102 z użyciem szkła podstawowego z komorą o pojemności 1 ml, posiadającego kratkę 1/1 mm służącą do mierzenia osobników oraz z wykorzystaniem okularu zawierającego

podziałkę 0-1 mm. Oznaczenia gatunków dokonywano na podstawie klucza (Rybak i Błędzik 2010, Ejsmont-Karabin 2004).

W celu określenia zagęszczenia zooplanktonu liczbę osobników dla objętości jednego litra wody obliczono ze wzoru:

$$N = (X \times V_2) / (V_K \times V_P) \quad (2)$$

gdzie:

- X - liczba policzonych osobników w komorze
- V₂ - objętość zagęszczu, z którego zaczerpnięto podpróbkę do określenia liczebności [ml]
- V_K - objętość komory [ml]
- V_P - objętość próbki wody poddanej zagęszczeniu [l]

Biomasę poszczególnych gatunków zooplanktonu w miligramach mokrej masy w litrze oznaczono ze wzoru:

$$B = N \times M \quad (3)$$

gdzie:

- B - biomasa osobników [mg/l]
- N - zagęszczenie [os/l]
- M - mokra masa jednego osobnika [mg/os] o określonej długości [mm]

Przy obliczaniu biomasy osobnika (mokrej masy) w zależności od długości ciała zastosowano specyficzne dla każdego gatunku regresje długości/wagi wg. Bottrell i in., 1976.

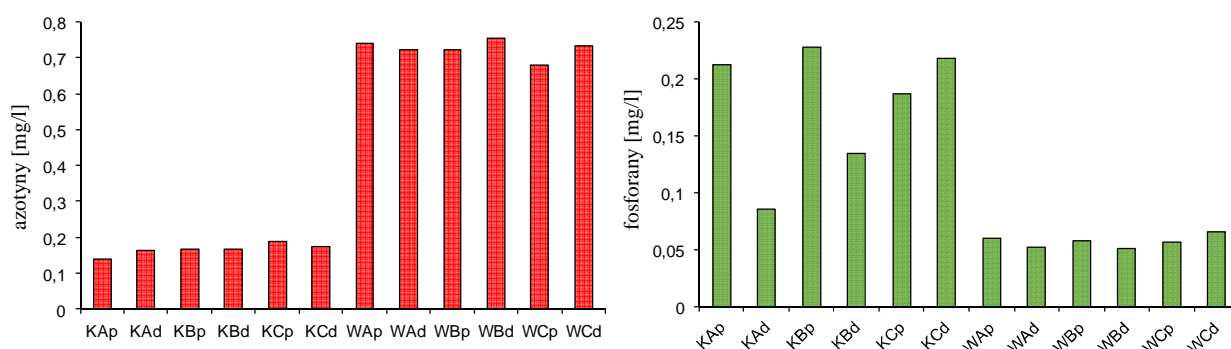
5.2.6. Badanie ichtiofauny

Badanie składu gatunkowego ichtiofauny w zbiornikach dokonano przy pomocy nieselektywnych narzędzi sieciowych ze zmienną wielkością oczek od 5 do 55 mm, tzw. multimesh, składające się z 12 paneli długości 2,5 m i wysokości 1,5 m i następującym układem wielkości oczek: 11, 24, 50, 60, 30, 70, 35, 80, 40, 20, 16 mm (zgodne z Polską Normą PN-ER 14757: 2005). Przed zachodem słońca z łódki ustawiono po dwa zestawy na każdym zbiorniku. Rano po wyciągnięciu sieci złowione ryby oznaczono do gatunku, zmierzono długość całkowitą oraz ciężar osobników.

6. Wyniki badań

6.1. Analiza fizycznych i chemicznych parametrów jakości wody i osadów dennych

Analiza podstawowych parametrów fizycznych i chemicznych wody wykazała znaczne zróżnicowanie pomiędzy zbiornikami. Woda w zbiorniku wędkarskim charakteryzuje się ponad dwukrotnie wyższą wartością przewodnictwa i 3-krotnie wyższym zasoleniem oraz niewiele wyższą zawartością tlenu w stosunku do zbiornika kąpieliskowego (Tabela 3). Ponadto w zbiorniku tym jest 4-krotnie więcej azotynów, a ich podwyższone stężenia występujące również w zbiorniku kąpieliskowym należy wiązać właśnie ze zbiornikiem wędkarskim. Tak wysokie stężenie jonów azotynów jest nienaturalne, a ich pojawienie się w środowisku wodnym wynikać może z zachodzących procesów denitryfikacyjnych. Ponadto stężenie jonów amonowych w obu zbiornikach występuje na niskim poziomie, nie przekraczającym 0,01 mg/l. Przyczyną wysokich zawartości jonów azotynowych w wodzie mogą być pojawiające się w zbiorniku okresowo wysokie stężenia jonów amonowych, które należy wiązać z dopływem zanieczyszczeń komunalnych lub niewłaściwą gospodarką rybacko-wędkarską. Tak wysokie stężenia jonów azotynowych w wodzie stanowi zagrożenie dla ryb. Przyjmuje się, że stężenie azotynów na poziomie 10-20 mg/l, jest traktowane jako granica toksyczności dla ryb, co w konsekwencji może wywoływać liczne choroby m.in.: methemoglobinemię (Antychowicz 1996).



Rys. 4. Stężenie jonów azotynowych oraz fosforanowych w próbkach wody pobranych na stanowiskach A, B, C z powierzchniowej warstwy wody (p) oraz przy dnie (d) zlokalizowanych w zbiorniku kąpieliskowym(K) oraz wędkarskim (W).

Z kolei w przypadku jonów fosforanowych sytuacja jest zupełnie odwrotna. Aż 3-krotnie wyższe stężenia tych substancji odnotowane zostały w zbiorniku kąpieliskowym, przyjmując maksymalne wartości wynoszące nawet 0,23 mg/l. Przyczyną takiego stanu może być ładunek substancji biogenicznych wprowadzany do zbiornika przez osoby kąpiące się oraz dopływu zanieczyszczeń ze zlewni bezpośredniej np. z pobliskich budynków gospodarczo-bytowych, czy natrysków (badania te nie stanowiły przedmiotu wykonywanej ekspertyzy). Wyniki analiz form

całkowitych azotu potwierdzają wyższe stężenia tego parametru w zbiorniku wędkarskim głównie w warstwie powierzchniowej wody, zaś porównywalne stężenia fosforu całkowitego w obu zbiornikach, świadczą o większej zawartości tego pierwiastka w cząsteczkach zawieszonych w wodzie zbiornika wędkarskiego, którego wody charakteryzują się również nieco mniejszą przezroczystością. Przezroczystość wód mierzona krążkiem Secciego waha się dla zbiorników od 25 do 32 cm.

Wyniki analiz próbek wody na poszczególnych stanowiskach w obrębie każdego ze zbiorników nie wskazują istotnych różnic.

Tabela 3. Podstawowe parametry fizyko-chemiczne wód zbiornika kąpieliskowego (K) i wędkarskiego (W) na trzech stanowiskach badawczych (A), (B) i (C) w Konstancynie Łódzkim.

stanowisko	głębokość [m]	temperatura wody [°C]	przewodnictwo [uS/cm]	zasolenie	pH	tlen [mg/l]	saturation [%]	azotyny [mg/l]	azotany [mg/l]	amon [mg/l]	fosforany [mg/l]	TN [mg/l]	TP [mg/l]
KA	0	14,9	373	0,1	8,67	9,47	93,5	0,14	0,009	0,001	0,21	0,7	0,13
	1	14,7				9,46	92,9						
	dno	14,4	373	0,1	8,68	8,96	87,6	0,16	0,019	0,002	0,09	0,6	0,14
KB	0	14,8	373	0,1	8,69	9,58	94,4	0,17	0,017	0,001	0,23	0,3	0,14
	1	14,6				9,56	94,0						
	dno	14,2	373	0,1	8,68	8,92	86,8	0,17	0,011	0,002	0,14	0,9	0,12
KC	0	15,4	373	0,1	8,71	9,75	97,4	0,19	0,011	0,001	0,19	0,6	0,15
	1	14,6				9,53	93,5						
	dno	14,4	373	0,1	8,67	9,39	92,1	0,17	0,033	0,000	0,22	0,7	0,30
WC	0	14,3	784	0,3	8,70	10,12	98,9	0,68	0,003	0,001	0,06	1,5	0,46
	dno	14,0	787	0,3	8,68	9,86	95,7	0,73	0,005	0,002	0,07	0,9	0,23
WB	0	15,3	786	0,3	8,75	10,59	105,7	0,72	0,004	0,002	0,06	1,6	0,14
	dno	14,6	785	0,3	8,75	10,46	102,8	0,76	0,005	0,006	0,05	0,2	0,18
WA	0	15,1	786	0,3	8,74	10,65	106,0	0,74	0,009	0,002	0,06	2,0	0,19
	dno	14,9	785	0,3	8,73	10,55	104,2	0,72	0,002	0,002	0,05	1,6	0,17

Również analiza osadów dennych pobranych z obu zbiorników nie wykazywała znaczących różnic pomiędzy poszczególnymi stanowiskami. Osad pochodzący ze zbiornika kąpieliskowego jest nieznacznie bardziej uwodniony od osadu ze zbiornika wędkarskiego. W zbiorniku tym na stanowisku KA zidentyfikowano w osadzie dwukrotnie wyższe stężenia azotu niż na pozostałych dwóch stanowiskach z maksymalnym stężeniem 110 g/kg suchej masy. Stanowisko to zlokalizowane jest w pobliżu studni głębinowej służącej okresowo uzupełnianiu wody w zbiornikach w okresach jej

niedoboru. Zawartość fosforu w osadach tego zbiornika wahała się między 5,68 a 6,11 mg/kg suchej masy i była dwukrotnie wyższa niż w zbiorniku wędkarskim. Jednakże wartości te nie są powszechnie uznawane za wysokie. Osad denny zbiornika wędkarskiego charakteryzował się niewielką zawartością azotu, którego stężenie wahało się od 20 g w 1 kg suchej masy na stanowiskach WA i WB do 50 g/kg suchej masy osadu na stanowisku WC (Tabela 4).

Tabela 4. Zawartość azotu i fosforu w osadach dennych zbiornika kąpieliskowe i wędkarskiego w Konstancynie Łódzkim.

Stanowisko	Sucha masa [%]	Azot ogólny [%]	Azot ogólny [g/kg]	Fosfor P2O5 [mg/100g]	Fosfor [mg/kg]
KA	55,2	0,11	110	2,8	6,11
KB	67,7	0,06	60	2,6	5,68
KC	59,4	0,07	70	2,8	6,11
WA	77,0	0,02	20	1,0	2,18
WB	78,7	0,02	20	1,6	3,49
WC	68,1	0,05	50	1,7	3,71

6.2. Określenie składu gatunkowego fitoplanktonu oraz oznaczenie toksyn sinicowych metodą HPLC

Zgodnie z wymogami Ramowej Dyrektywy Wodnej UE jednym z istotnych elementów oceny stanu ekologicznego wód jest klasyfikacja elementów biologicznych. Ze względu na wysoką wrażliwość – fitoplankton uznawany jest za kluczowy biologiczny element jakości jednolitych części wód powierzchniowych, zaś ocena różnorodności, liczebności i biomasy fitoplanktonu jest metodą stosowaną w monitoringu biologicznym lub klasyfikacji w krajach członkowskich UE.

Szczególną uwagę zwraca się na analizę występowania sinic, które mogą tworzyć w zbiorniku w okresie letnim zielone „kożuchy” na powierzchni wody pogarszając tym warunki estetyczne zbiornika, jednocześnie uniemożliwiając rekreację. Podczas dekompozycji zakwitów może dochodzić do deficytów tlenowych, które negatywnie wpływają na organizmy wodne. Istotnym zagrożeniem wynikającym z dominacji sinic w zbiorniku wodnym jest przede wszystkim zdolność do produkowania przez nie toksyn szkodliwych dla organizmów wodnych oraz człowieka (Kajak, 1995).

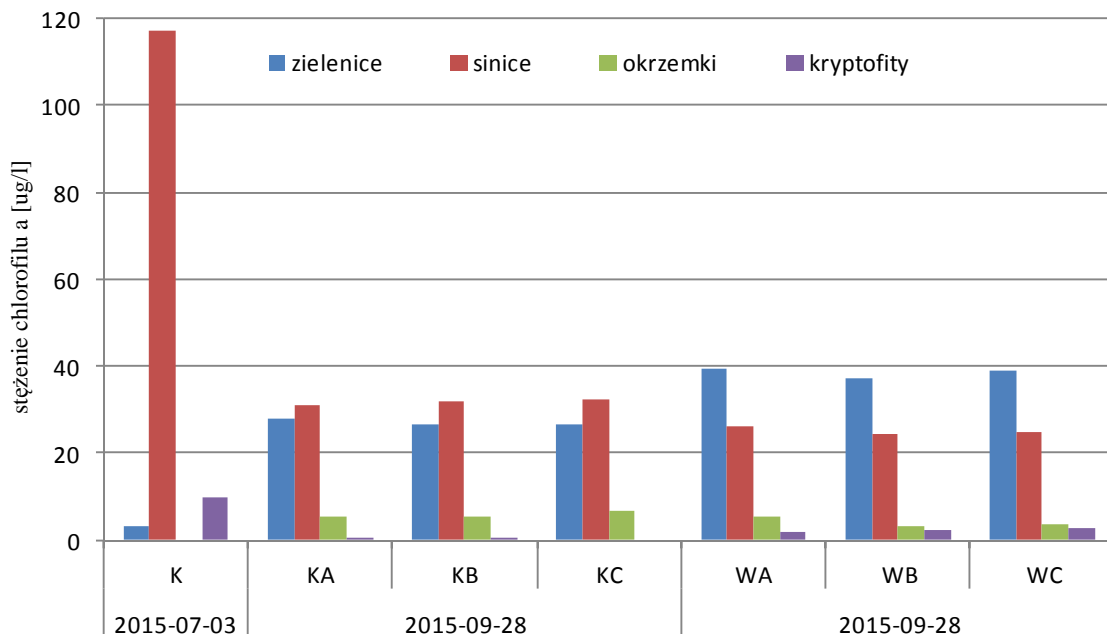
Do tej pory rozpoznano i sklasyfikowano cztery główne grupy tych substancji, które mogą być produkowane przez sinice, tj.: hepatotoksyny, neurotoksyny, cytotoxyny i dermatotoksyny (Codd i in., 2005). Najbardziej powszechnymi toksynami wód słodkich i słonawych są hepatotoksyny, w tym będące cyklicznymi heptapeptydami – mikrocystyny. Obecnie znanych jest ponad 100 wariantów tych substancji różniących się aktywnością biologiczną i toksycznością (Codd i in., 2005). Mikrocystyny produkowane są głównie przez sinice z rodzaju *Microcystis*, *Planktothrix (Oscillatoria)* i *Anabaena* i występują najczęściej w polskich wodach (Jurczak i in. 2004).

Ze względu na stabilność chemiczną mikrocystyn, brak reakcji z kwasami i zasadami, a także dużą odporność na działanie wysokich temperatur i promieniowanie UV, są one związkami trudnymi do usunięcia ze środowiska wodnego. Szkodliwe dla organizmu działanie hepatotoksyn związane jest z faktem, że po wnikięciu do organizmu nie są degradowane, lecz w niezmienionej postaci są transportowane do wątroby. U osób kąpiących się w wodzie, w której obecne są mikrocystyny, może wystąpić wysypka naskórna, a w skrajnych przypadkach przy przypadkowym spożyciu wody nawet gorączka, wymioty i biegunka. Ponadto przyjmowanie niewielkich dawek toksyn przez długi okres czasu może zakłócić prawidłowe funkcjonowanie układu pokarmowego i być przyczyną powstawania nowotworów wątroby i okrężnicy. Wykazano również, że mikrocystyny mogą bezpośrednio uszkadzać materiał genetyczny komórek. Efektem takiego oddziaływania są aberracje chromosomowe czy uszkodzenia DNA. W rezultacie może dojść do niekontrolowanej proliferacji komórek, karcynogenezy lub śmierci komórek na drodze apoptozy lub nekrozy (Osiecka, 1995). W odpowiedzi na zagrożenia wynikające ze spożywania mikrocystyn Światowa Organizacja Zdrowia (WHO) ustaliła dopuszczalne stężenie mikrocystyn w wodzie pitnej, które wynosi 1 µg/l (WHO, 2006). Ponadto WHO rekomenduje stężenie mikrocystyn w wodach rekreacyjnych (kapieliskowych) w ilości 4 µg/l jako niski poziom zagrożenia oraz 20 µg/l jako średni poziom zagrożenia, co koresponduje odpowiednio z ilością 20.000 komórek/ml i 100.000 komórek/ml (Hardy, 2008).

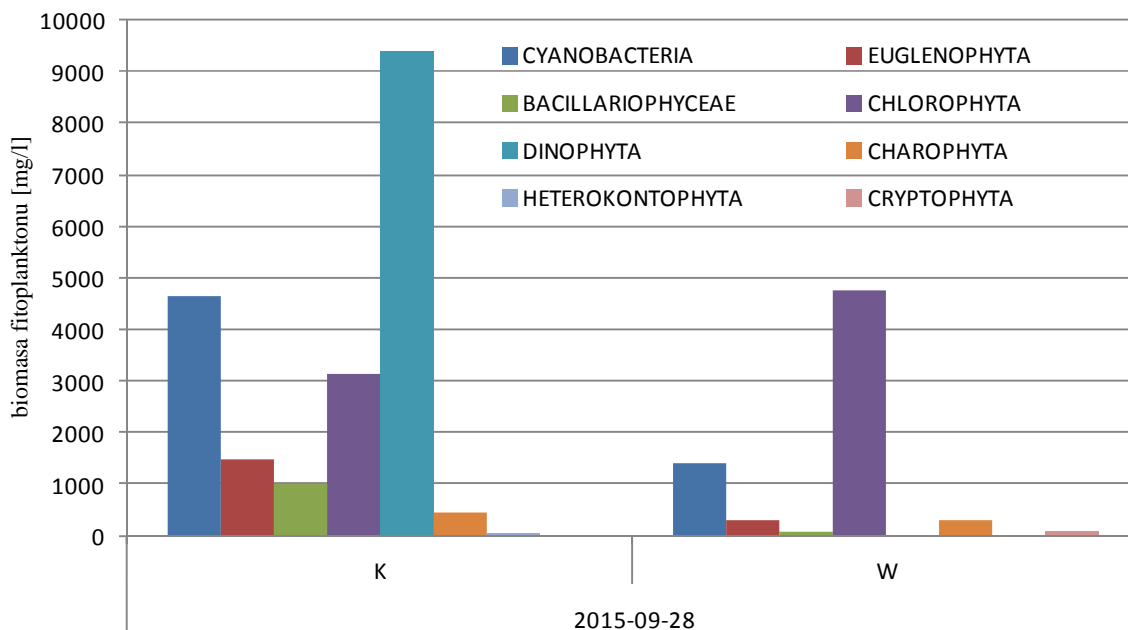
Badania przeprowadzone w zbiorniku kąpieliskowym w Konstancynie Łódzkim wykazały obecność sinic w obu akwenach. Analiza chlorofilu *a* z wykorzystaniem fluorymetru wykazała dominację sinic w zbiorniku kąpieliskowym w okresie lipca w stężeniu przekraczającym nawet 100 µg/l (próbka pobrana z powierzchniowej warstwy wody przy brzegu zbiornika). Dominacja sinic w wodzie zbiornika utrzymywała się aż do września, jednakże w znacznie niższym stężeniu (około 30 µg/l) niż w okresie letnim. Niewiele niższe stężenia zaobserwowano w zbiorniku wędkarskim na wszystkich trzech stanowiskach.

Obecność sinic (*Cyanobacteria*) w wodach zbiornika potwierdziła analiza mikroskopowa, na podstawie której stwierdzono dominację w obu zbiornikach *Aphanizomenon flos-aquae* i w niewielkich ilościach *Anabaena sp.* i *Microcystis aeruginosa*, gatunek odpowiedzialny za produkcję toksyn. Maksymalną biomasę pierwszego z gatunków oznaczono na poziomie 4600 mg/l przy liczebności komórek wynoszącej 178.000 w 1 ml wody, zaś *Microcystis* w stężeniu 75 mg/l przy liczebności komórek 50.000 w 1 ml wody. Wartości te zgodnie z rekomendacją WHO uznawane

powinny być jako średni poziom zagrożenia występowaniem sinic w zbiorniku. Ponadto wykryto w wodzie zbiorników w Konstancynie Łódzkim wysoką biomasę bruzdnic (*Dinophyta*) i zielenic (*Chlorophyta*).



Rys. 5. Zróżnicowanie fitoplanktonu wyrażone stężeniem chlorofilu a oznaczonego przy użyciu fluorymetru firmy bbe Moldeanke w zbiorniku kąpieliskowym (K) i wędkarskim (W) na trzech stanowiskach badawczych A, B, C w Konstancynie Łódzkim.



Rys. 6. Porównanie zróżnicowania biomasy fitoplanktonu pomiędzy zbiornikiem kąpieliskowym (K), a wędkarskim (W) w Konstancynie Łódzkim we wrześniu 2015 roku.

Tabela 5. Stężenia mikrocytyn (toksyn sinicowych) w zbiorniku kąpieliskowym (K) i wędkarskim (W) w Konstancynie Łódzkim w próbkach wody pobranych do analiz w dniu 3 lipca 2015 r. (powierzchniowa próbka wody z widocznym zakwitom sinicowym) i w dniu 28 września 2015 r. (próbka zintegrowana)

Data	Stanowisko	MC-RR [µg/l]	MC-YR [µg/l]	MC-LR [µg/l]	Inne MC [µg/l]	Suma [µg/l]
03.07.2015	K	58,27	5,28	15,88	4,29	83,72
28.09.2015	KA	0,49	0,15	0,29	n.w.	0,93
	KB	0,68	0,19	0,31	n.w.	1,18
	KC	0,56	0,20	0,27	n.w.	1,03
28.09.2015	WA	n.w.	n.w.	n.w.	n.w.	0
	WB	n.w.	n.w.	n.w.	n.w.	0
	WC	n.w.	n.w.	n.w.	n.w.	0

n.w. – nie wykryto

Analiza próbek wody pod kątem obecności mikrocytyn (trzech wariantów: MC-RR, MC-YR i MC-LR) wykazała występowanie analiz tych związków jedynie w zbiorniku kąpieliskowym. Stężenia cyjanotoksyn w wodzie na wszystkich 3 stanowiskach badawczych wynosiły około 1 µg/l wody. W lipcu tego roku w próbce wody pobranej przy brzegu zbiornika z powierzchniowej jej warstwy zidentyfikowano aż 83,72 µg/l mikrocytyn występujących w 4 wariantach. Ze względu na brak dostępności standardu jednej z oznaczonych mikrocytyn nie była możliwa jej ostateczna identyfikacja. Zarówno w lipcu jak i wrześniu tego roku mikrocytyna-RR występowała w najwyższym stężeniu spośród wszystkich zidentyfikowanych mikrocytyn (Tabela 5). W wodzie zbiornika wędkarskiego mikrocytyn nie wykryto.

6.3. Analiza składu gatunkowego zooplanktonu

Eutrofizacja, czyli wzrost żyzności jest naturalnym procesem związanym z sukcesją ekosystemów wodnych (Kajak, 2001). W zależności od charakteru zlewni, stosunku powierzchni zlewni do powierzchni i masy wód oraz ilości i jakości wody dopływającej z różną intensywnością wzrasta w ekosystemach wodnych ilość substancji biogenicznych (głównie związków azotu i fosforu). Część dostającej się materii jest odkładana w osadach dennych, zaś część krąży w ekosystemie i podlega różnym przemianom, w trakcie których substancje biogeniczne są przyswajalne przez

rośliny powodując wzrost ich biomasy. Po obumarciu roślin, znaczna część martwej materii organicznej opada na dno, zwiększając, w formie detrytusu miąższość osadów, co w konsekwencji prowadzi powoli, ale nieuchronnie, do wypłykania i zaniku jezior (Opuszyński, 1997).

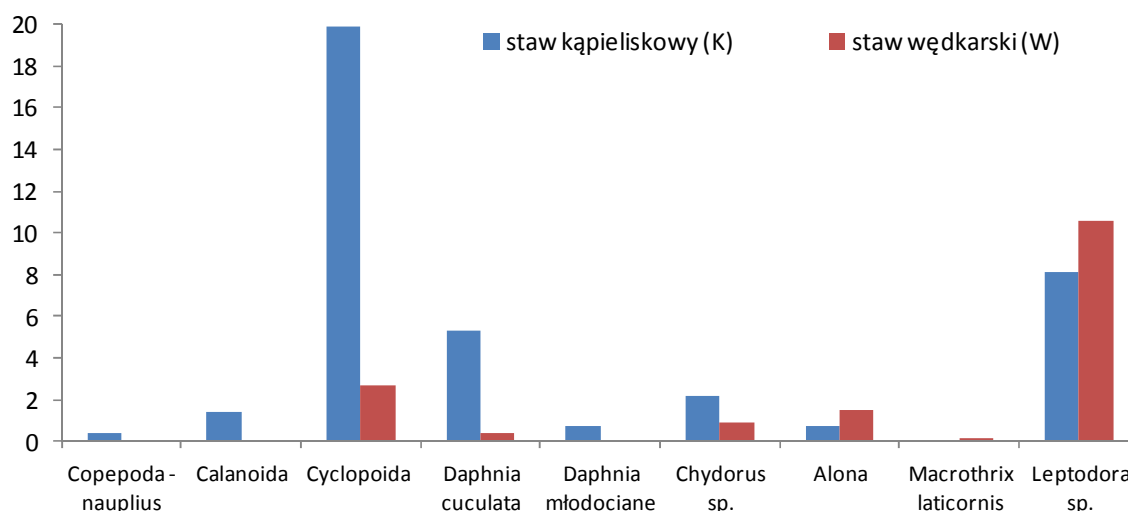
W środowisku nie zdegradowanym przez ludzi proces ten jest stopniowy i powolny. Jednak w ostatnich dziesięcioleciach w wyniku zanieczyszczenia środowiska spowodowanego aktywnością człowieka, wzrost trofii wód stał się zjawiskiem przebiegającym gwałtownie. W konsekwencji prowadzi to do zaburzeń homeostazy ekosystemów objawiających się np.: zmianą proporcji biomasy organizmów na kolejnych poziomach troficznych, spadkiem bioróżnorodności, zmianami w składzie gatunkowym roślin i zwierząt, zaburzeniami rozrodu organizmów i pogorszeniem jakości wody. Analizując skład gatunkowy zespołów organizmów zamieszkujących dany ekosystem można więc określić nasilenie oraz kierunek zachodzących zmian. Skład gatunkowy i dynamika drobnych zwierząt planktonowych (zooplanktonu) mogą w pełni odzwierciedlać jakość wody w danym ekosystemie z uwagi na zróżnicowany zakres tolerancji poszczególnych gatunków na zmiany w środowisku.

Celem niniejszych badań była analiza składu gatunkowego zooplanktonu zbiornika kąpieliskowego oraz stawu wędkarskiego.

Skład gatunkowy próbek zooplanktonu ze zbiornika kąpieliskowego reprezentowany jest przez gatunki z grupy widłonogów (56% ogólnej biomasy w próbkach) i wioślarek (44%). Wykazano także obecność wrotków, ale w bardzo małej ilości. Biomasa zooplanktonu zdominowana jest przez widłonogi z rzędu *Cyclopoida*, którego przedstawiciele są głównie drapieżnikami żerującymi na młodocianych formach wioślarek i wrotków. Zbyt duże ich zagęszczenie może prowadzić do zaburzeń w interakcjach organizmów na różnych poziomach troficznych. Biomasa *Cyclopoida* w próbkach ze zbiornika kąpieliskowego była na poziomie 19,91 mg/l.

Wioślarki reprezentowane są głównie przez duże drapieżniki z rodzaju *Leptodora* (8,09 mg/l), których duże zagęszczenie może powodować spadek liczebności gatunków roślinożernych nawet o 50% (Wojtal i in. 2008). Wioślarki roślinożerne reprezentowane są przez osobniki z gatunku *Daphnia cucullata* (5,33 mg/l), są to małe, osiągająca od 0,5 do 1,8 mm długości skorupiaki, charakterystyczne dla wód eutroficznych z okresowo pojawiającymi się zakwitami glonów i sinic. Dzięki niewielkim rozmiarom ciała mają one zdolność regulowania szczeliny pancerza (karapaksu) uniemożliwiając uszkodzenie znajdującego się pod nim aparatu filtrującego przez fitoplankton sieciowy (Gliwicz i Siedlar, 1980). Żywiąc się drobnymi cząstkami pokarmu *D. cucullata* może koegzystować z kolonijnymi glonami i sinicami w czasie ich masowych pojawów.

Próbki zooplanktonu ze stawu wędkarskiego, są zdominowane (83%) przez wioślarki, głównie *Leptodora sp.*, których biomasa w próbkach wynosiła 10,58 mg/l.



Rys. 7. Różnorodność form zooplanktonowych (mg/l) w próbkach wody pobranych do analiz ze zbiornika kąpieliskowego (K) i wędkarskiego (W) w Konstancynie Łódzkim w roku 2015.

6.4. Struktura i dynamika zespołów ryb strefy litoralnej oraz jej wpływ na jakość wód

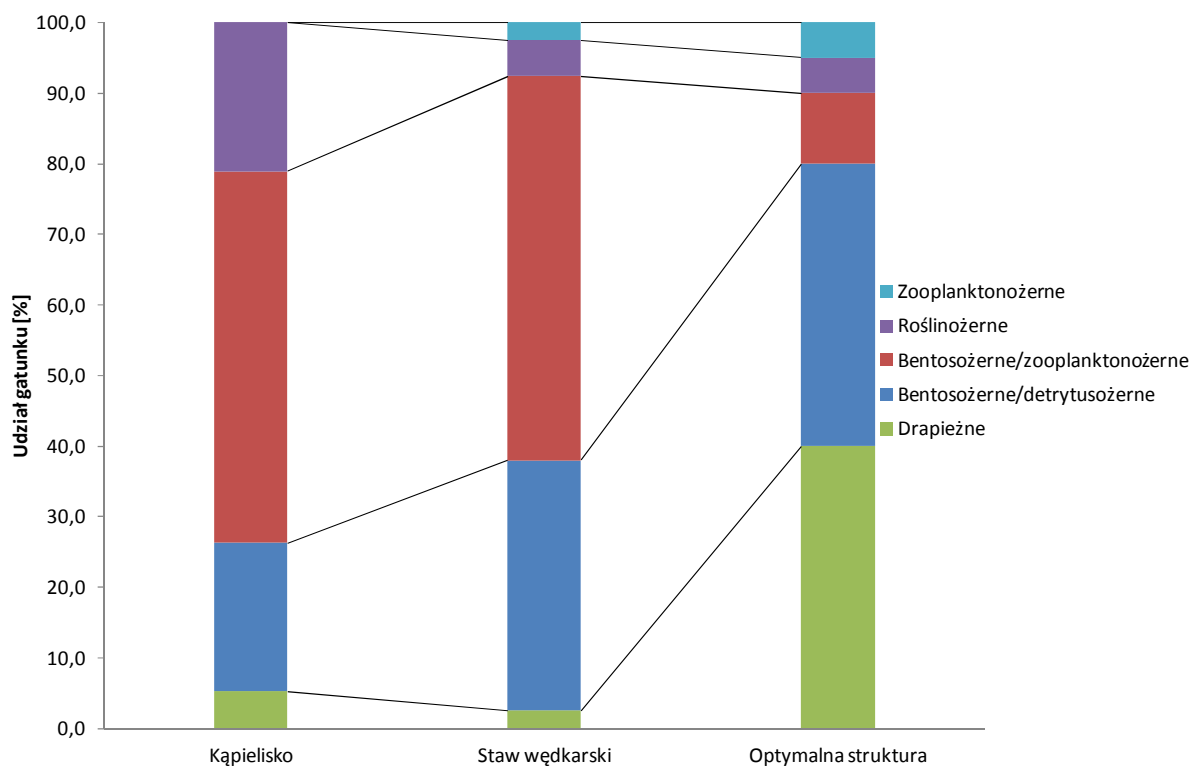
Ryby stanowią jedno z kluczowych ogniw sieci troficznych charakterystycznych dla europejskich śródlądowych wód powierzchniowych. Odżywiając się innymi organizmami oraz martwą materią organiczną mogą w znaczącym stopniu modyfikować kierunek i tempo przebiegu procesów związanych z eutrofizacją wód (Frankiewicz, Zalewski 1995). W zbiornikach wód stojących szczególne znaczenie mają zespoły narybkowe oraz kontrolujące je pogłowie ryb drapieżnych. Stadia młodociane ryb, ze względu na odżywanie się zooplanktonem, stanowią jeden z podstawowych czynników biologicznych regulujących proces rozwoju glonów planktonowych (tzw. oddziaływania top-down). Dlatego też w przypadku wód zagrożonych niekorzystnymi dla człowieka symptomami eutrofizacji (np. zakwitami sinicowymi), właściwa struktura gatunkowa ichtiofauny może być istotnym elementem wspierającym ochronę i rekultywację wód (Zalewski, Frankiewicz 1994).

Analizę ichtiofauny oparto o wyniki odłowów sieciowych w trakcie których schwytano 98 osobników ryb, należących do 9 gatunków (Tab. 7). Gatunkami dominującymi ilościowo w zbiorniku kąpieliskowym był leszcz, który stanowił 37% odłowionych osobników oraz wzdregra i jazgarz, które stanowiły 21%. W stawie wędkarskim dominowały dwa gatunki: płoć i karaś srebrzysty, które stanowiły odpowiednio 52 i 30% odłowionych osobników. W stawie użytkowanym wędkarsko stwierdzono blisko trzykrotnie wyższe zagęszczenie biomasy ryb (mierzone w postaci tzw. współczynnika CPUE, kąpielisko – $2,29 \text{ gm}^{-2}\text{h}^{-1}$, staw wędkarski – $6,52 \text{ gm}^{-2}\text{h}^{-1}$) oraz ponad czterokrotnie pod względem liczebności (kąpielisko – $0,03 \text{ os.m}^{-2}\text{h}^{-1}$, staw wędkarski – $0,11 \text{ os.m}^{-2}\text{h}^{-1}$). W obydwu stawach stwierdzono dominację stadiów młodocianych gatunków użytkowych (Tabela 7).

Analiza udziału poszczególnych grup troficznych wykazała, że ponad połowę pozyskanej próby stanowiły ryby, które ze względu na rozmiary oraz preferencje pokarmowe zaklasyfikowano jako bentosożerne/zooplanktonożerne. Do grupy tej zaliczono drobnego leszcza oraz płoć (Rys. 8). Kolejną pod względem udziału grupą były ryby bentosożerne/detrytosożerne, do których zaliczono gatunki introdukowane, tj. karasia srebrzystego oraz karpia w przypadku stawu użytkowanego wędkarsko oraz jazgarza w przypadku stawu pełniącego funkcję kąpieliska. W obydwu stawach udział gatunków drapieżnych nie przekraczał 6,0%. Pozostałe grupy, w tym zooplanktonożerne (słonecznica) i roślinożerne (wzdręga) stanowiły poniżej 10% w stawie wędkarskim oraz nieco ponad 20% w przypadku kąpieliska (tylko wzdręga). Stwierdzona struktura gatunkowa oraz wielkościowa ryb jest niekorzystna zarówno dla ochrony jakości wody jak i dla gospodarki rybacko-wędkarskiej.

Tabela 7. Charakterystyka składu gatunkowego i struktury wielkościowej zespołu ichtiofauny zasiedlającej stawu w Konstantynowie Łódzkim.

gatunek	kąpielisko				wędkarski			
	Długość [cm]	Waga [g]	Liczebność [n osobników]	Biomasa [g]	Długość [cm]	Waga [g]	Liczebność [n osobników]	Biomasa [g]
jazgarz	9,2±1,7	10,3±4,6	4	41				
karaś srebrzysty					14,6±2,1	52,0±25,5	24	1248
karp					29,3±3,9	530,5±270,4	4	2122
leszcz	20,3±5,9	103,1±130,9	7	722	9,6±0,2	7,5±0,7	2	15
płoć	11,8±2,2	14,3±6,4	3	43	9,7±2,4	10,4±14,7	41	427
sandacz	45	790	1	790				
słonecznica					6,4±0,9	2,5±0,7	2	5
szczupak					38,1±4,4	375,0±148,5	2	750
wzdręga	11,0±0,1	14,0±0,0	4	56	14,0±1,1	31,8±7,9	4	127
Razem:			19	1652			79	4694



Rys. 8. Porównanie udziału poszczególnych grup troficznych w zespołach ryb zasiedlających stawy w Konstantynowie Łódzkim ze strukturą optymalną z perspektywy ochrony jakości wody oraz gospodarki rybacko-wędkarskiej.

7. Wnioski

Zbiorniki rekreacyjne mieszczące się przy ulicy Łaskiej 60/64 w Konstancynie Łódzkiej ze względu na swą specyfikę (niewielkie, dość płytkie i nie przepływowe akweny) są ekosystemami poddanymi nadmiernej antropopresji i znajdują się one obecnie w stadium, w którym konieczne jest podjęcie działań głównie ograniczających dopływ do nich substancji biogenicznych. Redukcja ilości substancji biogenicznych w wodzie obu zbiorników oraz zachowanie właściwej struktury troficznej ichtiofauny ograniczy intensywność rozwoju fitoplanktonu pojawiającego się w okresie letnim. W chwili obecnej inne zabiegi rekultywacyjne nie są wskazane. Poniżej zaprezentowano najważniejsze wnioski z przeprowadzonych badań:

1. W próbkach wody pobranych we wrześniu 2015 roku ze zbiornika kąpieliskowego jak i wędkarskiego do analiz chemicznych stwierdzono występowanie sinic, a dodatkowo w zbiorniku kąpieliskowym wykazano występowanie mikrocyzyn (toksyn produkowanych przez sinice) w stężeniach około 1 µg/l wody. W lipcu 2015 roku w powierzchniowej warstwie wody (zagęszcz sinicowy) oznaczono stężenie chlorofilu *a* pochodzącego od sinic >100 µg/l, a mikrocyzyn >80 µg/l, co wskazuje na średni poziom zagrożenia sinicami w wodzie i wysoki poziom zagrożenia zdrowotnego zidentyfikowanymi toksynami.
2. Podwyższone stężenia jonów fosforanowych >0,2 mg/l w zbiorniku kąpieliskowym oraz azotynowych >0,7 mg/l w zbiorniku wędkarskim wymagają co najmniej 4-krotnej redukcji ich stężenia w celu uzyskania efektu poprawy jakości wody w obu akwenach. Obniżenie zawartości fosforu w wodzie do około 0,05 mg/l, przy zachowaniu realnie niskiej temperatury wody w zbiorniku w zakresie 22-24°C, zagwarantować może redukcję problemu pojawiania się w okresie letnim sinic w zbiorniku kąpieliskowym.
3. Wysoka jakość wód w zbiorniku kąpieliskowym utrzymana może być dzięki właściwie zachowanej strukturze troficznej ryb preferującej występowanie drapieżnika ograniczającego ilość ryb planktonożernych.
4. Uzyskane wyniki badań wskazują na konieczność podjęcia działań zmierzających do ograniczenia dokarmiania ptactwa wodnego i nęcenia ryb. Badania naukowe wykazują, iż 10 statystycznych wędkarzy łowiących przez 10 dni zużywa nawet 268 kg zanęty wprowadzając do zbiornika około 0,4 kg azotu i 1,2 kg fosforu wraz z każdym stu kilogramami zanęty. Analogicznie stado 50 kaczek bytujących na zbiorniku wnosi do wody około 1,4 kg azotu i 0,6 kg fosforu rocznie, a wabione i dokarmiane ptactwo wydalą nawet dwukrotnie więcej związków biogenicznych. Taka ilość tych substancji w wodzie stanowi znakomitą pożywkę dla fitoplanktonu, która może spowodować wzrost od 500 kg do nawet 1 tony sinic w zbiorniku.
5. Pozytywnym elementem w funkcjonowaniu zbiornika kąpieliskowego jest zainicjowana roślinność szuwarowa występująca w strefie brzegowej. Właściwa rozbudowa i odpowiednia pielęgnacja roślinności brzegowej pozwoli na zablokowanie w okresie letnim części substancji

biogenicznych w tkankach roślin. Jednakże, aby skutecznie usunąć związki biogeniczne z wody konieczne jest jej wykaszenie każdego roku, najpóźniej do końca października, w okresie kiedy rośliny są jeszcze zielone. Obumieranie roślinności szuwarowej powoduje uwalnianie do wody substancji biogenicznych zebranych przez rośliny w okresie całego sezonu, co w dłuższym okresie czasu potęgować będzie proces wzrostu żyzności wód.

6. W oparciu o przeprowadzone badania należy wskazać konieczność weryfikacji innych potencjalnych źródeł związków biogenicznych. Dotyczy to w szczególności:
- istotności zasilana poprzez wody gruntowe (np. z nieszczelnych szamb, przydomowych oczyszczalni ścieków czy zanieczyszczeń związanych z wymywaniem nawozów stosowanych w ogrodach, itp.);
 - określenia wielkości zanieczyszczeń wprowadzanych do zbiornika poprzez wykorzystywanie rekreacyjne zbiornika kąpieliskowego (liczba kąpiących się, dostępność toalet, sposób odprowadzania wód pochodzących z natrysków czy pobliskich budynków), które mogą stanowić bardzo istotny element w redukcji substancji biogenicznych wprowadzanych do wód zbiornika;
 - określenia wpływu sposobu uzupełniania wód w stawach na inicjowanie obszarów korzystnych dla rozwoju zakwitów glonów.

7.1. Zalecenia i proponowane działania

Przeprowadzone w roku 2015 przez Europejskie Regionalne Centrum Ekohydrologii PAN z siedzibą w Łodzi badania skierowane były na identyfikację przyczyn powstawania zakwitów sinicowych w zbiorniku kąpieliskowym i określeniu czynników wpływających na pogorszenie jakości wód. Uzyskane wyniki badań porównawczych przeprowadzonych na zbiorniku kąpieliskowym i wędkarskim pozwalają na zaproponowanie działań ochronnych, których przeprowadzenie skutkować może poprawą jakości wód obu akwenów. Zakres tych działań przedstawiono poniżej:

1. Ograniczenie dokarmiania ptactwa wodnego w obu zbiornikach poprzez wydzielenie poza zbiornikiem miejsc do tego celu wskazanych i zamontowanie tablic informacyjnych o braku konieczności dokarmiania ptactwa wodnego (przykład takiej tablicy i ulotki informacyjnej zaprezentowano w Załączniku 1 i 2).
2. Wprowadzenie bezwzględnego zakazu nęcenia ryb w zbiorniku kąpieliskowym oraz przynajmniej ograniczenie, a optymalnie zakazanie, nęcenia ryb na zbiorniku wędkarskim. W przypadku niemożności wyegzekwowania stosowania się do zakazu nęcenia, całkowicie zakazać połowu ryb w stawie kąpieliskowym.

3. Rozbudowa strefy roślinności przybrzeżnej w zbiorniku kąpieliskowym i jej eksploatacja poprzez jej wykaszanie i usuwanie w końcu października, w momencie gdy roślinność jest jeszcze zielona.
4. Wskazana jest zmiana sposobu uzupełniania wody w stawie kąpieliskowym. Zaleca się wydłużyć czas pompowania wód poprzez zmniejszenie objętości pompowanej wody w jednostce czasu. Rozważyć należy przekonstruowania kolektorów doprowadzających wodę w sposób, który nie będzie powodował podnoszenia osadów oraz intensywnego mieszania wód przydennych z wodami powierzchniowymi.
5. Ograniczenie dopływu powierzchniowego wód opadowych z terenu ośrodka Centrum Sportu i Rekreacji oraz okresowe (co najmniej raz w roku np. przed zimą) oczyszczanie osadnika doprowadzającego wody opadowe z parkingu do zbiornika kąpieliskowego.
6. Na wylocie wód opadowych dopływających do zbiornika z terenu parkingu rozważyć należy konstrukcję bariery biogeochemicznej (przykład takiej bariery zaprezentowano w Załączniku 3) ograniczającej dopływ zanieczyszczeń do wód zbiornika.
7. Bezwzględny nakaz przestrzegania higieny wśród osób korzystających z kąpieliska (dostępność toalet i natrysków bez możliwości odprowadzania wód do zbiornika, co ograniczy dopływ zanieczyszczeń pochodzących ze środków myjących stosowanych przez osoby kąpiące się).
8. W celu redukcji jonów fosforanowych z wody zalecane jest w okresie zimy powierzchniowe rozsypanie na lodzie sproszkowanego dolomitu, który w okresie wiosennym przedostanie się do wód i dna zbiornika, co przyczyni się do zablokowania frakcje fosforu dostępnego w zbiornikach dla sinic.
9. W celu poprawy atrakcyjności wędkarskiej należy odpowiednio kształtować strukturę zarybienia i rozważyć wprowadzenie w stosunku do gatunków drapieżnych zasadę wędkowania według modelu „złów i wypuść”. W przypadku zbiornika kąpieliskowego wskazany jest zakaz połowu metodami umożliwiającymi połów gatunków drapieżnych (żywiec, spinning) do czasu uzyskania udziału tych gatunków w zespole ryb na poziomie 30-40% liczebności, a po uzyskaniu tego progu limitowanie możliwości odłowu gatunków drapieżnych, np. do okresu dwóch tygodni na początku października, przy podwyższonym o 10 cm wymiarze ochronnym i limicie ilości pozyskiwanych ryb drapieżnych do jednego osobnika na wędkarza/dzień.
10. Przebudowa struktury ichtiofauny zbiorników rekreacyjnych poprzez:
 - a. zwiększenie udziału gatunków drapieżnych (sandacza i/lub szczupaka) do poziomu nie mniejszego niż 30% liczebności zespołu ryb; w tym celu wskazane jest coroczne przeprowadzenie w każdym ze stawów zarybienia narybkiem letnim sandacza w ilości 3000-5000 osobników i/lub narybkiem letnim szczupaka w ilości 1000-1500 osobników;
 - b. ograniczenie zarybienia gatunkami ryb, tzw. spokojnego żeru, do lina i karasia pospolitego; zaleca się dawki zarybieniowe nie większe niż 15 kg oraz 20 kg krocza powyższych gatunków odpowiednio dla stawu kąpieliskowego i stawu użytkowanego wędkarsko;

- c. zarybienia karpem stawu użytkowanego wędkarsko nie powinny przekraczać dawki 5 kg krocza karpia na 1 ha powierzchni stawu (analogicznie do dawki zarybieniowej wskazanej w Rozporządzeniu Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 16 listopada 2012 r. dla obwodów rybackich ustanowionych na małych jeziorach i zbiornikach zaporowych, Dz. U. z 2012, poz. 1355);
- d. bezwzględnie unikanie wprowadzania gatunków obcych, w tym karasia srebrzystego czy gatunków należących do tzw. karpia chińskiego, czyli amura, tołpygi pstrej i białej, które są powszechnie uznawane za gatunki nasilające symptomy przeżyźnienia zbiorników. Dopuszcza się zarybienie innymi gatunkami drapieżnymi, np. jesiotr, boleń.

8. Literatura

- Antychowicz J. 1996. Choroby i zatrucia ryb. Wydawnictwo SGGW. Warszawa: 55.
- AWWA Research Foundation. 1995. Cyanobacterial (Blue-Green Algal) Toxins: Resource Guide. ISBN 0-89867-824-2.
- Barrett P., Littlejohn J., Curnow J. 1999. Long-term algal control in a reservoir using barley straw. *Hydrobiologia* 415:309-313.
- Becker A., Herschel A., Wilhelm C. 2006. Biological effects of incomplete desertification of hypertrophic freshwater reservoir. *Hydrobiologia* 559:85-100.
- Bernhardt H. 1967. Aeration of Wahnbach Reservoir without changing the temperature profile. *Journal American Water Works Association* 59: 943-964.
- Borowińska B. 2000. Operat wodno prawny na pobór wód podziemnych i eksploatację urządzeń wodnych ujęcia Centrum Sportu i Rekreacji zlokalizowanego na terenie kąpieliska w Konstancynie Łódzkim przy ul. Łaskiej 64/66. Łódź, str. 6-9.
- Bottrell, H., 1976. A review of some problems in zooplankton production studies. *Norw J Zool* 24:419-456.
- Burch M., Velzeboer R., Chow C., Stevensen H., Bee H., House J. 1998. Evaluation of copper algicides for the control of algae and cyanobacteria. Research Report No. 130. Urban Water Research Association of Australia, Melbourne, Australia.
- Carmichael W. 1992. A status report on planktonic cyanobacteria (blue-green algae) and their toxins. EPA, Cincinnati, Ohio, USA, str. 141
- Chorus I., Bartram J. 1999. Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring, and Management, E & FN Spon, London
- Codd G.A., Morrison L.F., Matcalf S. 2005. Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 203:264-272.
- Ejsmont-Karabin, J., S. Radwan & I. Bielańska-Grajner, 2004. Monogononta-atlas gatunków. 32. B(W:) S Radwan (red) Wrotki (Rotifera) Fauna słodkowodna Polski 32:147-448.
- Everall N., Crymble S. 1999. Bio-remediation of an industrialized river to aid treatment for potable use. Proceedings AWWA Annual Conference, Chicago, June 1999.
- Everall N., Crymble S. 1999. Bio-remediation of an industrialized river to aid treatment for potable use. Proceedings AWWA Annual Conference, Chicago, June 1999.
- Everall N., Lees D. 1996. The use of barley-straw to control general and blue-green algal growth in a Derbyshire reservoir. *Water Research* 30:269-276.
- Falconer I., Jackson A., Langley J., Runnegar M. 1981. Liver pathology in mice in poisoning by the blue-green alga *Microcystis aeruginosa*. *Australian Journal of Biological Sciences* 34:174-187
- Ferrier D., Butler B., Terlizzi D., Lacouture R. 2005. The effects of barley straw (*Hordeum vulgare*) on the growth of freshwater algae. *Bioresource Technology* 96:1788-1795.
- Figueiredo D., Azeiteiro U., Esteves S., Goncalves F., Pereira M. 2004. Microcystin-producing blooms – a serious global public health issue. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 59:151-163.
- Fitzgerald G. 1969. Some factors in the competition or antagonism among bacteria, algae and aquatic weeds. *Journal of Phycology* 3:351-359.
- Frankiewicz P. 1997. Regulacja i kontrola procesów biologicznych w celu poprawy jakości wody w zbiorniku zaporowym. W: Zalewski M., Wiśniewski R. [Red.]. Zastosowanie biotechnologii

ekosystemalnych do poprawy jakości wód. Zeszyty Naukowe Komitetu „Człowiek i Środowisko” 18, str. 115-135.

- Frankiewicz P., Zalewski M. 1995. Możliwość wykorzystania biokontroli do poprawy jakości wody w zbiornikach zaporowych. [w:] Zalewski M. (Red.) Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych. Bibl. Monitor. Środ., PIOŚ, Łódź, str. 19-32.
- Frankiewicz P., Zalewski M. 1995. Możliwość wykorzystania biokontroli do poprawy jakości wody w zbiornikach zaporowych. W: Zalewski M. [Red.] Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych. Biblioteka Monitoringu Środowiska. PIOŚ. Łódź, str. 19-32.
- Gliwicz, Z.M., Siedlar E. 1980. Food size limitation and algae interfering with food collection in *Daphnia*. Arch. Hydrobiol. 88:155-177.
- Hardy J. 2008. Washington State Recreational Guidance for Microcystins (Provisional) and Anatoxina (Interim/Provisional). *Final Report*. July 2008.
- Hindak F. 1978. Sladkovodne riasy. Slov., Pedagog. Naklad., Bratislava.
- Hitzfeld B., Höger S., Dietrich D. 2000. Cyanobacterial Toxins: Removal during Drinking Water Treatment, and Human Risk Assessment. Environmental Health Perspectives 108:113-122
- Hrbáček J., Desortová B., Popovský J. 1978. Influence of fish stock on the phosphorus-chlorophyll-ratio. Verhandlungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie 20:1624-1628.
- Hrbáček J., Dvorakova M., Korinek V., Prochazkova L. 1961. Demonstration of the effect of the fish stock on the species composition of zooplankton and the intensity of metabolism of the whole plankton association. Verhandlungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie 14:192-195.
- Jelbart J. 1993. Effect of rotting barley straw on cyanobacteria: a laboratory investigation. Water 5:31-32.
- Jurczak T., Tarczyńska M., Karlsson K., Meriluoto J. 2004. Characterization and Diversity of Cyanobacterial Hepatotoxins (Microcystins) in Blooms from Polish Freshwaters Identified by Liquid Chromatography-Electrospray Ionisation Mass Spectrometry. Chromatographia 59:571-578.
- Kajak Z. 1979. Eutrofizacja jezior. Wydawnictwo Naukowe PWN. Warszawa.
- Kajak Z. 1995. Hydrobiologia. Ekosystemy wód śródlądowych. Wydawnictwo filii UW w Białymstoku.
- Kajak Z. 2001. Hydrobiologia-Limnologia. Ekosystemy wód śródlądowych. Wydawnictwo PWN, 359 stron.
- Kawecka B., Eloranta P. 1994. Zarys ekologii glonów wód słodkich i środowisk lądowych. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
- Kenefick S., Hrudey S., Peterson H., Prepas E. 1993. Toxin release from *Microcystis aeruginosa* after chemical treatment. Water Science and Technology 27:433-440.
- Komarek J. 1991. A review of water-bloom forming *Microcystis* species, with regard to populations from Japan. Algal Studies 65:115-127.
- Krammer K., Lange-Bertalot H. 1986. Bacillariophyceae 1. Naviculaceae [w:] Ettl H., Gerloff J., Heyning H., Mollenhauer D. (Red.) Süßwasserflora von Mitteleuropa. 2/1. G. Fisher Verlag, Jena.
- Krammer K., Lange-Bertalot H. 1988. Bacillariophyceae 2. Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. [w:] Ettl H., Gerloff J., Heyning H., Mollenhauer D. (Red.) Süßwasserflora von Mitteleuropa 2/2. G. Fisher Verlag, Jena.

- Krammer K., Lange-Bertalot H. 1991. Bacillariophyceae 3. Centrales, fragilariaceae, Eunotiaceae. [w]: Ettl H., Gerloff J., Heyning H., Mollenhauer D. (Red.) Süßwasserflora von Mitteleuropa. 2/3. G. Fisher Verlag, Jena.
- Krammer K., Lange-Bertalot H. 1991a. Bacillariophyceae 4. Achnantheaceae. Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema. [w]: Ettl H., Gerloff J., Heyning H., Mollenhauer D. (Red.) Süßwasserflora von Mitteleuropa 2/4. G. Fisher Verlag, Jena.
- Lam A., Prepas E., Spink D., Hruddy S. 1995. Chemical control of hepatotoxic phytoplankton blooms: implications for human health. *Water Research* 29:1845-1854.
- Lange-Bertalot H. 1993. 85 neue Taxa und über 100 weitere neu definite. Taxa ergänzend zur Süßwasserflora von Mitteleuropa. 2/1-4. *Bibliotheca Diatomologica*.
- Lothar P., Schrüter K., Labahn J. 1997. Phosphorus elimination by longitudinal subdivision of reservoirs and lakes. *Water Science and Technology* 37: 235–243.
- McKnight D., Chisholm S., Harleman D. 1983. CuSO₄ treatment of nuisance algal blooms in drinking water reservoir. *Environmental Management* 7:311-320.
- Naiman R., Decamps H, Fournier F. 1989. The role of land/land water ecotones in landscape management and restoration a proposal for collaborative research. *MAB Digest* 4, UNESCO, Paris.
- Nakai S., Inoue Y., Hosomi M. 2001. Algal growth inhibition effects and inducement modes by plant-producing phenols. *Water Research* 35:1855-1859.
- Nebaeus M. 1984. Algal water-blooms under ice-cover. *Verhandlungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie* 22:719-724.
- Osiecka R. 1995. Mutageniczne i cytotoksyczne działanie toksyn sinicowych [w]: Zalewski M. (Red.) *Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych*. PIOŚ, ZES UŁ, Łódź: 111-124.
- Opuszyński K. 1997. Wpływ gospodarki rybackiej, szczególnie ryb roślinożernych, na jakość wody w jeziorach. *Biblioteka Monitoringu Środowiska*, 155 stron.
- Pearson M. 1990. Toxic blue-green algae. A report by the National Rivers Authority. *Water Quality Series* No. 2.
- Polska Norma PN-ER 14757: 2005. Jakość wody - Pobieranie próbek ryb wielooczkowymi sieciami.
- Pütz K., Benndorf J. 1998. The importance of pre-reservoirs for the control of eutrophication of reservoirs. *Water Science and Technology* 37:317-324.
- Reynolds C. 1984. *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge Univ. Press, London.
- Romanowska-Duda Z., Knypl J., Zalewski M., Tarczyńska M. 1996. Inhibition of growth of axenic *Anabaena* by growth retardants. *Acta Physiologiae Plantarum* 19:237.
- Rybak, J. I. & L. A. Błędzki, 2010. *Słodkowodne skorupiaki planktonowe: klucz do oznaczania gatunków*. Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego.
- Shapiro J., Forsberg P., Lamarra V., Lindmark G., Lynch V., Smetzer E., Zoto G. 1982. Experiments and experiences in biomanipulation-studies of biological ways to reduce algal abundance and eliminate blue-greens. Environmental Protection Agency, EPA-600/3-82-096, str. 251.
- Shapiro J., Lamarra V., Lynch M. 1975. Biomanipulation: an ecosystem approach to lake restoration. W: Brezonik P., Fox J. [Red.] *Proceedings of a Symposium on Water Quality Management Through Biological Control*. University of Florida, str. 85-96.
- Simmons J. 1998. Algal control and destratification at Hanningfield Reservoir. *Water Science and Technology* 37:309-316.
- Sivonen K. 1996. Cyanobacterial toxins and toxin production. *Phycologia* 35:12-24

- Starmach K. 1966. Flora słodkowodna Polski, t.II, Cyanophyta – Sinice, Glaucophyta-Glaukofity, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
- Starmach K. 1966a. Flora słodkowodna Polski, t.VI, Chrysophyta II, Bacillariophyceae, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
- Starmach, K., 1989. Freshwater phytoplankton. Methods and keys for taxonomical identification of species occurring in waters of Mideurope, PWN, Warszawa-Kraków:496.
- Tarczyńska M., Osiecka R., Kątek R., Błaszczuk A., Zalewski M. 1997. Przyczyny i konsekwencje powstawania toksycznych zakwitów sinicowych w zbiornikach. W: Zalewski, M., Wiśniewski, R. [Red.]. Zastosowanie biotechnologii ekosystemalnych do poprawy jakości wód. Zeszyty Naukowe Komitetu „Człowiek i Środowisko” 18:51-72.
- Wagner I., Zalewski M. 2000. Effect of hydrological patterns of tributaries on biotic process in a lowland reservoir – consequences for restoration. *Ecological Engineering* 16:79-90.
- Wagner I., Zalewski M. 2000. Effect of hydrological patterns of tributaries on biotic process in a lowland reservoir – consequences for restoration. *Ecological Engineering* 16:79-90.
- Wagner-Łotkowska I, Bocian J., Pypaert P., Santiago-Fandino V., Zalewski M. 2004. Environment and economy – dual benefits of ecohydrology and phytotechnology in water resources management: Pilica River Demonstration Project under the auspices of UNESCO and UNEP. *Ecohydrology and Hydrobiology* 4:345-352.
- Wagner-Łotkowska I., Izydorczyk K., Jurczak T., Tarczyńska M., Frankiewicz P., Jorgensen S. 2004a. Ecohydrological Methods of Algal Bloom Control. W: Zalewski M., Wagner-Łotkowska I. [Red.] *Integrated Watershed Management. Ecohydrology & Phytotechnology. Manual.* UNESCO, str. 188-193.
- Welch E., Barrett P., Gibson M., Ridge I. 1990. Barley straw as an inhibitor of algal growth. *Studies in the Chesterfield Canal. Journal of Applied Phycology* 2:231-239.
- WHO (World Health Organization) 2006. Guidelines for Drinking Water Quality, incorporating first addendum. Vol. 1, Recommendations. – 3rd ed., World Health Organization, Geneva, Switzerland, str. 407-408.
- Wojtal A., Bogusz D., Menshutkin V., Izydorczyk K., Frankiewicz P., Wagner-Lotkowska I., Zalewski M., 2008. A study of Daphnia-Leptodora-juvenile Percids interactions using a mathematical model in the biomanipulated Sulejow Reservoir, *Ann. Limnol. - Int. J. Limnol.*, 44 (1), 7-23
- Wójcik K., 2007. Odbudowa zbiornika wodnego wraz z odpływem oraz infrastrukturą wodną. Projekt budowlany i wykonawczy, Łódź, Egz. 3: str. 5. Opuszyński K. 1997. Wpływ gospodarki rybackiej, szczególnie ryb roślinożernych, na jakość wody w jeziorach. *Biblioteka Monitoringu Środowiska*, 155 stron.
- Zalewski M. [Red.] 1994. Zintegrowana strategia ochrony i zagospodarowania systemów wodnych. Państwowa Inspekcja Ochrony Środowiska. *Biblioteka Monitoringu Środowiska*.
- Zalewski M. [Red.] 1995. Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych. Państwowa Inspekcja Ochrony Środowiska. *Biblioteka Monitoringu Środowiska*.
- Zalewski M. [Red.] 1995. Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych. Państwowa Inspekcja Ochrony Środowiska. *Biblioteka Monitoringu Środowiska*.
- Zalewski M. 2000. Ecohydrology the scientific background to use ecosystem properties as management tool toward sustainability of freshwater resources. *Guest editorial Ecological Engineering* 16:1-8.
- Zalewski M., Bis B., Łapińska M., Frankiewicz P., Puchalski W. 1998. The importance of the riparian ecotone and river hydraulics for sustainable basin-scale restoration scenarios. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 8:287-307.

- Zalewski M., Brewińska-Zaraś B., Frankiewicz P., Kalinowski S. 1990. The potential for biomanipulation using fry communities in a lowland reservoir: concordance between water quality and optimal recruitment. *Hydrobiologia* 200/201:549-556.
- Zalewski M., Brewińska-Zaraś B., Frankiewicz P., Kalinowski S. 1990. The potential for biomanipulation using fry communities in a lowland reservoir: concordance between water quality and optimal recruitment. *Hydrobiologia* 200/201:549-556.
- Zalewski M., Frankiewicz P. 1994. Biomanipulacja jako metoda poprawy jakości wody w zbiornikach zaporowych. [w:] Zalewski M. (Red.) Zintegrowana strategia ochrony i zagospodarowania ekosystemów wodnych. *Bibl. Monitor. Środ., PIOŚ, Łódź*, str. 103-114.
- Zalewski M., Izydorczyk K., 2007. Ekohydrologia – systemowe podejście do ochrony i rekultywacji jezior. *Ochrona i rekultywacja jezior*. [w:] Wiśniewski R., Piotrowiak J. (Red.) *Materiały konferencyjne*, Wyd. Polskie Zrzeszenie Inżynierów i Techników Sanitarnych, Toruń, str. 211-219.
- Zalewski M., Janauer G., Jolankai G. 1997. *Ecohydrology. A new paradigm for the sustainable use of aquatic resource, conceptual background, working hypothesis, rationale and scientific guidelines for the implementation of the IHP-V project 2.3/2.4*, UNESCO, Paris.
- Zalewski M., Naiman R.J. 1985. The regulation of riverine fish communities by a continuum of abiotic-biotic factors [w:] Alabaster J.S. (Red.) *FAO Habitat Modification and Freshwater Fisheries*. Butterworths Scientific London, 3-9.

9. Załączniki

Załącznik 1. Przykład tablicy informacyjnej na temat skutków dokarmiania ptactwa wodnego. Tablicę zainstalowano w Łodzi na zbiornikach w Arturówku w ramach projektu EH-REK „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich” LIFE08 ENV/PL/000517.

FINANSOWANIE

BENEFICJENT KOORDYNUJĄCY

WSPÓLBENEFICJENCI

EHREK EH-REK: Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek”(Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich (LIFE08 ENV/PL/000517)

Dokarmianie ptactwa wodnego oraz ryb zanieczyszcza wodę i dno zbiornika co może powodować pojawienie się w wodzie glonów i toksycznych sinic.

50 kaczek → **1kg fosforu** → **1-2t glonów i sinic**

ZAKAZ KĄPIELI

Obecność sinic w wodzie zagraża zdrowiu ludzi i zwierząt i uniemożliwia rekreacyjne użytkowanie zbiornika!!!

Dokarmianie ptactwa wodnego dopuszczalne jest poza obszarem zbiornika, jedynie w okresie zimy.

Załącznik 2. Przykład ulotki (awers) na temat negatywnych skutków dokarmiania ptactwa wodnego. Ulotkę przygotowano w ramach projektu EH-REK „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich” LIFE08 ENV/PL/000517.

Nie rzucajmy kaczkom chleba



LIFE08 ENV/PL/000517

Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich (EH-REK)



Badania realizowane w ramach projektu EH-REK wykazały, że związki azotu (N) i fosforu (P) wprowadzane do wód wraz z odchodami ptactwa wodnego stanowią bardzo poważne źródło eutrofizacji, prowadzące do powstawania zakwitów toksycznych sinic w zbiornikach rekreacyjnych w Arturówku. Stado 50 kaczek bytujących na zbiorniku wnosi do wody rocznie ok. 1,36 kg N i 0,59 kg P. Taka ilość substancji biogenicznych stanowi znakomitą pożywkę, która może spowodować wzrost od 500 kg do 1 tony sinic w wodzie.

Nadmiernie dokarmiane ptactwo wydała nawet dwukrotnie więcej azotu i fosforu, a niewykorzystany pokarm ulega rozkładowi, wtórnie zanieczyszczając wodę. Stąd, zalecane jest nie dokarmianie kaczek w rekreacyjnych zbiornikach wodnych, zwłaszcza tych przeznaczonych do kąpieli.

zbiorniki rekreacyjne „ARTURÓWEK”

zakaz dokarmiania kaczek

rzeka Bzura

**TU
JESTEŚ**



TOKSYCZNE SINICE UNIEMOŻLIWIĄJĄ KĄPIEL W ZBIORNIKACH



Załącznik 2a. Przykład ulotki (rewers) na temat negatywnych skutków dokarmiania ptactwa wodnego. Ulotkę przygotowano w ramach projektu EH-REK „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich” LIFE08 ENV/PL/000517.

Problem ten zauważono również w innych zbiornikach wodnych w Polsce i za granicą o czym donoszą poniższe informacje serwisu PAP.



pap Nauka w Polsce
serwis PAP poświęcony polskiej nauce

Nie rzucajmy kaczkom chleba

17.03.2015 ŚWIAT



Fot. PAP/ Wyjciech Pacowicz 24.01.2014

zabrują inne gatunki, a także przyciągać szkodniki, w tym szczury. Mocz szczurów może zawierać krętki, wywołujące u ludzi uszkodzającą wątrobę i nerki chorobę Wila (leptospirozę). Krętki wnikają przez uszkodzoną skórę podczas kontaktu z wodą skażoną szczurzym moczem.

Rzucanie kaczkom kawałków chleba może zaszkodzić nie tylko ich żołądkom, ale i całemu ekosystemowi – informuje BBC News Magazine.

Karmienie wodnego ptactwa czerstwym chlebem to rodzinny rytuał co najmniej od XIX wieku. Kaczki walczą o rozmiękłe okruchy z gęśmi, łabędziami, a czasem także mewami.

Od dawna było wiadomo, że dieta obfita w pieczywo – zwłaszcza biały chleb – może szkodzić ptactwu, a nawet wywołać deformacje skrzydeł. Teraz brytyjscy eksperci z zajmującej się drogami wodnymi organizacji Canal and River Trust ostrzegają, że niestrawiony chleb rozkładający się na dnie rzek i zbiorników wodnych może sprzyjać rozwojowi bakterii i glonów, które

Pod wpływem rozkładającego się chleba zwiększa się liczba żyjących na powierzchni wody glonów i sinic, które mogą wydelać toksyny szkodliwe dla populacji ryb oraz wydelać zapach nieprzyjemny dla ludzi, uwalniając więcej azotanów i fosforanów. Warstwa glonów odcina także podwodne rośliny od światła słonecznego.

Trafiające do wody nieczystości sprzyjają również rozwojowi nitkowatych glonów, które rosnąc od dna ku górze mogą spowolnić bieg rzeki, jeszcze bardziej pogarszając stan środowiska. Chleb może być również siedliskiem pleśni, która wydela toksyny trujące dla kaczek.

Problem występuje zwłaszcza w miastach, gdzie miejscowa ludność karmi ptaki przebywające w małych zbiornikach wodnych. Rozumiejąc, że nie każdy zechce zrezygnować z aktywności tak lubianej przez dzieci, eksperci zalecają, by nie rzucać całej przygotowanej karmy w jednym miejscu nad zbiornikiem wodnym, ale po rozsypaniu części przejść w inne miejsce, oddalone o około 50 metrów. Dzięki temu więcej niż jedna ptaszka rodzina skorzysta z pokarmu, a także zmaleje stężenie glonów, bakterii i ptasich odchodów.

Na stronie Canal and River Trust można również znaleźć listę zalecanych „przekąsek” dla kaczek – jest wśród nich sałata, mrożony groszek i kukurydza cukrowa (których nie trzeba gotować, ale należy rozmrozić), płatki owsiane, ziarna zbóż, a nawet winogrona (podzielone na ćwiartki). (PAP)

pmw/ agt/

Tagi: [kaczki](#), [chleb](#)

<http://naukawpolsce.pap.pl/aktualnosci/news,404242,nie-rzucajmy-kaczkom-chleba.html>

Załącznik 3. Przykład bariery biogeochemicznej stosowanej do redukcji zawiesiny (90%) oraz substancji biogenicznych (75%) dopływającej do zbiorników punktowo. Rozwiązanie zastosowano w Łodzi na zbiornikach w Arturówku w ramach projektu EH-REK „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich” LIFE08 ENV/PL/000517.

