UNIWERSYTET ŁÓDZKI
Wydział Biologii i Ochrony Środowiska

Kierunek: ochrona środowiska

Marta Anna Jankowska
Numer albumu: 277963

Wpływ nasłonecznienia na produkcję pierwotną na przykładzie zbiornika małej retencji

Effect of sunlight on the primary production of small water reservoirs

Praca magisterska
wykonana
w Katedrze Ekologii Stosowanej
pod kierunkiem dr. Tomasza Jurczaka

Łódź, 2013

Serdecznie dziękuję

Panu dr. Tomaszowi Jurczakowi
za opiekę, cenne wskazówki merytoryczne,
wyrozumiałość, poświęcony czas i pomoc, oraz pomoc w przeprowadzeniu badan.

Panu prof. dr. hab. Maciejowi Zalewskiemu
za umożliwienie mi zrealizowania pracy magisterskiej.

Panu dr. Zbigniewowi Kaczkowskiemu za
pomoc w przeprowadzeniu badań, oraz
za udostępnienie danych monitoringowych ze zbiorników w Arturówku.

Pani dr Adriannie Wojtal-Frankiewicz
za ogromną pomoc w analizie zooplanktonu.

Panu dr. Bogusławowi Szulcowi ze
pomoc w analizie mikroskopowej fitoplanktonu.

Pani dr Ilonie Gągale
za pomoc w analizie form jonowych azotu i fosforu.

Prace magisterska wykonano w ramach realizacji projektu LIFE+
pt.: „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek” (Łódź)
jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich”
(EH-REK) LIFE08 ENV/PL/000517.
Projekt finansowany z Unii Europejskiej
i Narodowego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej.

Spis treści

I.	**Wstęp**	**6**
I.1.	Charakterystyka zbiorników małej retencji	6
I.2.	Czynniki abiotyczne i biotyczne charakteryzujące zbiorniki eutroficzne	7
I.2.1.	Intensywność nasłonecznienia a trofia wód	9
I.3.	Problem toksyczności zakwitów sinic	14
I.4.	Cele pracy	18
II.	**Teren badań**	**20**
III.	**Materiały i metody**	**23**
III.1.	Pobór i przygotowanie próbek	23
III.2.	Analiza próbek	23
III.2.1.	Warunki meteorologiczne oraz pomiar nasłonecznienia	23
III.2.2.	Analiza parametrów fizycznych wody	24
III.2.3.	Analiza parametrów chemicznych wody	24
III.2.4.	Analiza fitoplanktonu metodą mikroskopową	25
III.2.5.	Analiza mikroskopowa zooplanktonu	25
III.2.6.	Analiza chlorofilu *a* metodą AOA	26
III.2.7.	Analiza mikrocystyn metodą wysokoprocentowej chromatografii cieczowej	26
III.3.	Badania monitoringowe i eksperymentalne	27
III.3.1.	Stały monitoring.	27
III.3.2.	Eksperyment I	27
III.3.3.	Eksperyment II	28
IV.	**Wyniki**	**31**
IV.1.	Warunki meteorologiczne sezonu badawczego oraz rozkład intensywności nasłonecznienia.	31
IV.2.	Parametry fizyczno-chemiczne oraz dynamika występowania fitoplanktonu, zooplanktonu i mikrocystyn w zbiorniku UŁ.	33
IV.3.	Wpływ nasłonecznienia na intensywność rozwoju sinic	39
IV.3.1.	Eksperyment I.	**39**
IV.3.2.	Eksperyment II.	**45**
V.	**Dyskusja**	**51**
VI.	**Wnioski.**	**62**
VII.	**Literatura.**	**65**

Skróty zastosowane w pracy:

AD: Arturówek Dolny,

AŚ: Arturówek Srodkowy,

AG: Arturówek Górny,

UŁ: zbiornik Uniwersytetu Łódzkiego.

MC-LR: mikrocystyna-LR

MC-RR: mikrocystyna-RR

MC-YR: mikrocystyna-YR

TN - azot całkowity

TP - fosfor całkowity

I. Wstęp

I. 1. Charakterystyka zbiorników małej retencji

Pod pojęciem małej retencji należy rozumieć zatrzymanie lub spowolnienie wód w obrębie małych zlewni. Służą temu między innymi, środki techniczne takie jak budowa zbiorników, piętrzenie wody w cieku, zabiegi agromelioracyjne i fitomelioracyjne. Przy jednoczesnym zachowaniu i wspieraniu krajobrazu naturalnego (Mioduszewski 2003).

Nizinne zbiorniki retencyjne, posiadają pewne charakterystyczne cechy. Pierwszą z nich jest krótki czas retencji wody, drugą mała powierzchnia zbiornika oraz duży stosunek powierzchni dna i długości linii brzegowej do ich objętości. Istotnym przedsięwzięciem ograniczającym transport biogenów do zbiorników zaporowych jest tzw. mała retencja w górnych częściach zlewni, gdzie następuje sedymentacja znacznych ilości materii organicznej i mineralnej (Burchardt i in. 1995).

Czasza zbiornika retencyjnego jest zazwyczaj asymetryczna, czyli jej najgłębszy punkt występuje przy tamie, a płytsze miejsca znajdują się przy dopływie. Poziom wody dopływającej oraz odpływającej jest zmienny. Prąd wody nie obejmuje całej masy wody w zbiorniku. W tego typu zbiornikach wodnych obieg materii jest zamknięty. Rośliny planktonowe są podstawowymi producentami materii organicznej. Nagromadzona materia organiczna jest kumulowana w ciałach konsumentów wodnych, bakterie z kolei redukują materię (Starmach 1994).

Istnieją dwa rodzaje zasilania małych zbiorników retencyjnych. Punktowe źródła zasilania, czyli cieki, kanały, rynny oraz zasilanie obszarowe, czyli spływy powierzchniowe i wgłębne (Wiśniewski 1994). Budowa zbiornika wodnego ma znaczący wpływ na środowisko przyrodnicze (Mioduszewski 2006).

W zbiornikach retencyjnych, materia organiczna i mineralna jest wnoszona przez główne dopływy. Odpływ wód ze zbiorników zaporowych, w większości przypadków zachodzi przez dolny upust. Upustem tym wyprowadzane są znad osadów dennych ładunki pierwiastków, odpowiedzialnych za eutrofizację (Tarczyńska i in. 1997).

Każdy zbiornik oddziałuje w indywidualny dla siebie sposób na środowisko, wszystko bowiem zależy od obszaru na którym się on znajduje oraz od warunków wodnych na terenach do niego przyległych. Zasięg jego oddziaływania jest z kolei zależny od warunków geologicznych i wysokości piętrzenia (Bielecka i in. 2002, Kowalewski 2003).

Zbiorniki retencyjne pełnią swoje określone role w przyrodzie. Jedne z nich są źródłem wody pitnej, poboru wody do celów komunalnych, służą do pozyskiwania energii,

hodowli ryb, pełnią ochronę przeciwpowodziową, inne zaś, tak jak zbiorniki w „Arturówku", pełnią rolę rekreacyjno-turystyczną i rybacką na obrzeżach miast. Ale najważniejszą ich rolą jest regulacja stosunków wodnych (Tarczyńska i in. 1997).

I. 2. Czynniki abiotyczne i biotyczne charakteryzujące zbiorniki eutroficzne

Zakwity fitoplanktonu pojawiają się najczęściej późnym latem lub wczesną jesienią na powierzchni wody. Zakwit tworzą sinice, które są organizmami, mogącymi przetrwać w trudnych warunkach w ekosystemie wodnym. Występują one w postaci zielono-niebieskiego kożucha, bądź piany na powierzchni wody, która ma nieprzyjemny zapach i smak. Jest to problem estetyczny i co najważniejsze zdrowotny dla ludzi i zwierząt wodnych oraz lądowych (Kawecka i Eloranta 1994, Frankiewicz 1997, Rogers i in. 2005). Z pojęciem "zakwit" mamy do czynienia kiedy ich biomasa w zbiorniku wodnym przekracza wartość 3 g/m^3, natomiast stężenie chlorofilu *a* 20 mg/ m^3 (Nebaeus 1984). Z kolei widoczność mierzona krążkiem Secchiego wynosi do 1 m głębokości wody (Brock 1985, Reynolds 1991, Kawecka i Eloranta 1994, Buck 2000). Aby doszło do masowego zakwitu glonów, w wodzie muszą występować odpowiednie warunki w tym głównie duża ilość substancji pokarmowych i co najważniejsze niezbędna jest obecność szybko namnażających sie gatunków, zdolnych do tworzenia kolonii. Najczęściej obserwowane są zakwity okrzemek – wiosną oraz sinic – latem (Tarczyńska i in. 1997). Czynnikami abiotycznymi sprzyjającymi zakwitom, są:

1. Bezwietrzna pogoda ograniczająca mieszanie wód (Tarczyńska i in. 1997, Kajak 1998).

2. Długi czas retencji wody, który jest czynnikiem decydującym o rozwoju fitoplanktonu w małych zbiornikach. Proces produkcji fitoplanktonu zachodzi w czasie, dlatego też uwarunkowany jest długością okresu retencji wody w zbiorniku. W małych zbiornikach gdzie czas retencji jest krótszy niż 3-5 dni, może nie wystąpić produkcja własnego zbiorowiska fitoplanktonu (Puchalski 1994). Przeważnie 20-dniowy czas retencji wody, uważany jest za krótki, natomiast 30, 60, 90 dni to długi czas retencji wody w zbiorniku, który może przyczynić się do powstania zakwitu (Simm 1990, Schulte-Wulwer-Leidig 1991, Wiśniewski 1994, Mur i in. 1999). Badania wykazały, że w temperaturze wody 20 ^oC i przy odpowiednim naświetleniu, tempo wzrostu sinic wynosi 0,3-1,4 podwojenia dziennego, okrzemek 0,8-1,9, a zielenic 1,3-2,3. Powolne tempo wzrostu sinic wynika z tego, że potrzebują one wyższych temperatur, a co za tym idzie długiego czasu retencji wody (Mur i in. 1999).

3. Dopływ związków fosforu i azotu do wód powoduje wzrost ich żyzności, czyli eutrofizację (Kajak 1998). Powinien występować niski stosunek azotu całkowitego do fosforu całkowitego (Kawecka i Eloranta 1994, Tarczyńska i in. 1997, Kabziński 2005). Udział w

wodach powierzchniowych azotu i fosforu, jako pierwiastków chemicznych o właściwościach limitujących, jest kluczowe w zachowaniu równowagi ekosystemów wodnych. Niski stosunek N:P jest korzystny dla rozwoju i dominacji sinic. Jeśli występuje zależność N:P = 5 mamy do czynienia z dominacją sinic w wodzie, jeśli natomiast N:P = 20 występują w wodzie głównie zielenice (Czaplicka-Kotas i in. 2012).

4. Powinno występować optymalne stężenie soli metali takich jak Fe i Zn. Wzrost stężenia jonów Fe i Zn powoduje szybki przyrost biomasy i wzrost liczebności populacji sinic. Nie stwierdzono wyraźnego wpływu nietoksycznych stężeń soli takich metali jak: Al, Cd, Cr, Cu, Mn, Ni czy też Sn na rozwój „zakwitu" (Kawecka i Eloranta 1994, Tarczyńska i in. 1997, Tarczyńska i Zalewski 1995, Wagner i Zalewski 1995, 1997, Kajak 1998, Kabziński i in. 2008).

5. Wartość pH wody powinna wynosić od 6 do 9 (sinice tolerują jednak także niższe wartości pH wody) (Kawecka i Eloranta 1994, Tarczyńska i in. 1997, Kabziński 2005).

6. Maksymalne tempo wzrostu osiągane przez sinice zachodzi w temperaturze powyżej 20 ^{o}C (Robarts i Zohary 1987). Ta optymalna temperatura jest wyższa dla sinic niż dla zielenic i okrzemek. Może to tłumaczyć fakt dlaczego większość wód kwitnie sinicami latem w wodach umiarkowanych ciepłych i chłodnych (Mur i in. 1999).

7. Niska zawartość tlenu (sinice są odporne na deficyt tlenu w wodzie), sprzyja „zakwitom" (Kawecka i Eloranta 1994, Tarczyńska i Zalewski 1995, Wagner i Zalewski 1995, 1997, Tarczyńska i in. 1997, Kajak 1998, Kabziński i in. 2008).

8. Wzrost wielu sinic jest hamowany przez wysoką intensywności światła. Przykładem jest *Planktothrix* (dawniej *Oscillatoria*) *agardhii*, którego wzrost jest hamowany przy ekspozycji na wydłużony okresy intensywności światła powyżej 180 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$. Ekspozycja sinic na intensywność światła przy wartości 320 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$ jest dla nich śmiertelna. Intensywność natężenia światła na powierzchni zbiornika wodnego, może osiągnąć wartości od 700 nawet do ponad 1000 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$ (Mur i in. 1999).

9. Przedostawanie się ładunków biogenów, których głównym źródłem są dopływające do wód powierzchniowych zanieczyszczenia ze ścieków przemysłowych i komunalnych, intensyfikacja rolnictwa, wzrost erozji gleb oraz zanieczyszczenie powietrza i woda opadowa, przyczyniają się do eutrofizacji wód (Lampert i Sommer 1996).

Czynnikiem biotycznym charakteryzującym zbiorniki eutroficzne jest zooplankton. Zooplankton filtrujący taki jak np. *Daphnia sp.*, jeśli osiągnie odpowiednie rozmiary jest w stanie w znaczny sposób ograniczyć rozwój fitoplanktonu (Wojtal i in. 2003). Jednak jeśli w wodzie występuje mała liczba dużych filtratorów nie są one w stanie regulować

występowania fitoplanktonu i kształtować procesy troficzne w wodzie. Liczba filtratorów w wodzie jest ograniczana między innymi przez zooplanktonożerne ryby okoniowate (okoń, jazgarz) oraz karpiowate (jaź, kiełb, karaś pospolity, karaś srebrzysty, lin, płoć, słonecznica, wzdręga) (Wojtal i in. 2003). Taka regulacja filtratorów nie stanowi problemu dla ryb, ze względu na niewielką głębokość zbiorników małej retencji oraz niską ilość lub brak roślinności stanowiącej schronienie. Duża biomasa drapieżnych gatunków zooplanktonu jest bezpośrednim skutkiem ograniczona liczebność ich filtrujących form, czego skutkiem jest pogorszenie jakości wody. Z kolei uwolniony fitoplankton spod presji filtracyjnego zooplanktonu ma doskonałe warunki do wzrostu sieciowego i namnażania się, czego skutkiem mogą być zakwity sinicowe (Frankiewicz 1998).

I. 2. 1. Intensywność nasłonecznienia a trofia wód

Światło to rodzaj promieniowania, którego źródłem może być między innymi słońce. Większość energii docierającej do powierzchni Ziemi pochodzi z promieniowania słonecznego. Promieniowanie, które dociera do powierzchni Ziemi nazywane jest promieniowaniem całkowitym, które składa się z promieniowania słonecznego i rozproszonego (Lampert i Sommer 1996).

Promieniowanie fotosyntetyczne PAR (ang. Photosynthetically active radiation) jest definiowane jako promieniowanie o długości fali 400-700 nm. PAR jest głównym terminem, który określa gęstość strumienia fotonów (kwantów). Gęstość strumienia fotonów (kwantów) PAR (Quantum Flux Denisty of PAR) jest to liczba fotonów w zakresie długości fali 400-700 nm padająca na jednostkę powierzchni w jednostce czasu, gdzie 1 $\mu mol/m^{-2}s^{-1}$ = 1 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$ = 6,022 x 10^{17} $kwantów/m^{-2}s^{-1}$ = 6,022 x 10^{17} $fotonów/ m^{-2}s^{-1}$ (Czarnawski 1993).

Promienie słońca, które padają na lustro wody są w pewnej części odbijane od niego. Natomiast część tych promieni przenika i przedostaje się w głąb wody. Im mniejszy kąt padania, tym procent odbitych promieni jest większy. W związku z tym w południe więcej światła przenika w głąb wody aniżeli rano czy wieczorem, jak również latem obserwowana jest większa przenikalność promieni słonecznych niż zimą (Lampert i Sommer 1996). Ilość promieni jaka przedostaje się do zbiornika wodnego zależy także od ilości cząsteczek sestonu i barwnych substancji rozpuszczonych, które utrzymują się w toni wodnej, a które najbardziej pochłaniają promienie słoneczne (Kozieł i Włodarczyk 2011).

W wodzie wyróżnia się następujące strefy, do których dochodzą promienie światła: strefa fotyczna powierzchniową warstwę wody i afotyczna do której słońce nie przenika. W strefie fotoczynej wyróżnia się strefę eufotyczną i dysfotyczną. W pierwszej z nich zachodzą

intensywne procesy fotosyntezy, czyli produkcji materii organicznej. W drugiej zaś procesy te są znacznie ograniczone, ale rozkład materii organicznej jest duży (Kajak 1998).

Światło pełni swoją istotną rolę dla ekosystemów wodnych i organizmów wodnych. Ma ono istotne znaczenie dla roślin samożywnych (autotrofów), dostarcza bowiem energię niezbędną w procesie fotosyntezy. Tylko w obecności promieni słonecznych glony mogą ze związków nieorganicznych syntetyzować związki organiczne. W czasie fotosyntezy światło przyczynia się do asymilacji dwutlenku węgla i wydzielania tlenu do wody (Kirk 1994, Falkowski i Raven 1997, Paluch i in. 2011). Światło pełni istotną rolę wśród zwierząt żyjących w wodzie, które posługują się wzrokiem (Lampert i Sommer 1996, Tokarczyk-Dorociak i Drabiński 2002).

Zwiększenie dostępności światła, a tym samym podwyższenie temperatury sprzyja i intensyfikuje samooczyszczanie wód. Zmniejsza to stężenia rozpuszczonych w wodzie substancji zanieczyszczających. Jest to proces skomplikowany i zależny od wielu innych czynników takich jak: ilość wprowadzanych zanieczyszczeń i ich rodzaju, wielkości zbiornika wodnego, który jest odbiornikiem wprowadzanych zanieczyszczeń, prędkości przepływu wody, temperatury czy opadów. Samooczyszczanie powoduje wzmożone procesy życiowe, które przyspieszają asymilację i mineralizację materii organicznej (Jarosiewicz 2007).

Światło wpływa także na produkcję pierwotną małych zbiorników retencyjnych, podwyższa temperaturę wody, a tym samym stwarza odpowiednie warunki dla gromadzenia energii słonecznej w materii organicznej. Za pomocą odpowiedniego zacienienia, można regulować dostęp światła do zbiornika wodnego wpływając tym samym na produkcję pierwotną. Jeśli jednak w wodzie znajduje się duża ilość substancji biogenicznych, a zbiornik narażony jest na intensywną ekspozycję światła może dojść do jego "zakwitu" (Kubiak i Tórz 2005). Sam fitoplankton jeśli zaczyna rozwijać się w bardzo szybkim tempie, powoduje zjawisko "samozacienienia", czyli fitoplankton tworzy cień i występuje konkurencja o światło docierające do wody. Zdarza się jednak, że w wodzie występuje duża ilość substancji odżywczych jednak zbiornik nie kwitnie. Może to być spowodowane między innymi niską temperaturą wody spowodowaną dużym zacienieniem wokół zbiornika. Przeszkodą i pewnym ograniczeniem w przedostawaniu się promieni słońca do zbiornika są korony drzew, krzewy, zabudowania i inne obiekt, które zacieniają wodę tym samym wpływając na zachodzące w niej procesy (Huisman i Wessing 1994, Jarosiewicz 2007, Nicklisch i in. 2007).

Zbiorniki wodne różnią się między sobą takimi parametrami jak: kształt linii brzegowej, powierzchnia, głębokość, ukształtowanie dna, przezroczystość wody, skład chemicznym wody, kwasowość, natlenienie, itd. Najważniejszym czynnikiem, na podstawie

którego klasyfikowane są zbiorniki wodne, jest troficzność wód. Trofia wód to zasobność zbiorników wodnych w pierwiastki biogeniczne, które decydują o żyzności wody (Kawecka i Eloranta 1994). Wody żyzne mają wysoką produkcję bakterii, glonów i makrofitów (produkcja pierwotna) i zwierząt (produkcja wtórna). Jeśli w toni wodnej i strefie brzegowej występuje wysoka produkcja materii organicznej, jednocześnie występuje także wysoka zawartość materii organicznej w wodzie i osadach dennych. Według kategorii trofii wody w zbiornikach klasyfikowane są na: oligotroficzne, eutroficzne, dystroficzne (Tab. 1) (Sitkowska i Żelazna-Wieczorek 2001).

Ilość zawiesiny, chemizm i barwa wody wpływają na jej przeźroczystość, gdyż przez to promienie docierają na różne jej głębokości. Największą widzialność wód mają jeziora oligotroficzne, potem ta widzialność się zmniejsza w eutroficznych, aż do dystroficznych (Tab. 1) (Sitkowska i Żelazna-Wieczorek 2001).

Wyniki badań wody dwóch jezior w Wielkopolskim Parku Narodowym Lipno i Jarosławickie, pokazały że wysoki stan trofii zbiorników wodnych powodowany być możę przez różne gatunki fitoplanktonu. Według kryteriów Carlsona (1977) oba jeziora charakteryzują sie tym samym stanem trofii, należą bowiem do ekosystemów eutroficznych. Sumaryczna wartość wskaźnika trofii Carlsona dla jeziora Lipno wyniosła 180,9 natomiast dla Jeziora Jarosławieckiego 183,4. W jeziorze Lipno w fitoplanktonie dominowały bruzdnice (53% udziału w liczebności i 95% w biomasie), wyraźniej mniej było zielenic. W Jeziorze Jarosławieckim najliczniejszą grupą fitoplanktonu były sinice (87% udziału w liczebności i 91% w biomasie) (Kowalczyk-Madura i in. 2009).

Tab. 1 Typy jezior pod względem trofii (Sitkowska, Żelazna-Wieczorek 2001).

cecha	**typ troficzny jeziora**		
	jezioro oligotroficzne	**jezioro eutroficzne**	**jezioro dystroficzne**
barwa wody	niebiesko-zielonkawa	zielono-żółta	brunatna
przezroczystość	duża	średnia	mała
odczyn	zmienny	zasadowy lub obojętny	kwaśny
zawartość Ca	zwykle mała	zwykle duża	zawsze mała
zawartość substancji humusowych	mała	mała lub umiarkowana	duża
zawartość planktonu	ubogi	bogaty i obfity (czasem mogą być zakwity, w tym sinic)	ubogi, specyficzny

bilans tlenowy	wysoki, zawartość 0_2 nie spada poniżej 50-60%, również w głębszych warstwach	niski, zawartość nie przekracza 40 %, spada w miarę wzrastającej głębokości	niski, spada w miarę wzrastającej głębokości
kierunek ewolucji	przechodzi w jezioro eutroficzne	przekształca się w bagno, torfowisko niskie, las mieszany	przekształca się w torfowiska wysokie

Dostępność światła dla fitoplanktonu jest związana z sezonowością i warunkami meteorologicznymi. Istnieje różnica w rozwoju fitoplanktonu w wodach obszarów umiarkowanych i tropikalnych. W klimacie umiarkowanym, latem w wodach eutroficznych sinice dominują wśród fitoplanktonu. Z kolei zimą gdy występuje słabsze natężenie światła i zwiększa się turbulencja wody, sinice zostają zastąpione przez okrzemki. Natomiast zielenice najlepiej rozwijają się późną wiosną i wczesnym latem. W klimacie tropikalnym sezonowe różnice czynników środowiskowych nie są na tyle duże, aby spowodować zastąpienie sinic inną grupą fitoplanktonu (Mur i in. 1999). W badaniach nad trzema gatunkami fitoplanktonu, dwoma z jeziora w Północnych Niemcach *Aphanizomeneon gracile*, *Aphanizmoenon fol-aquae* i jednym z jeziora w Hiszpanii *A. ovalisporum*. Udowodniono, że w temperaturze 10 ºC gatunki z wód strefy umiarkowanej wykazywały zdolność wrostu w stosunku do gatunku występującego w wodach jeziora z Hiszpanii. Z kolei w temperaturze 35 ºC nastąpiła sytuacja odwrotna. W temperaturze 20 ºC w zakresie natężenia nasłonecznienia 0-350 $\mu mol/m^{-2}s^{-1}$, stwierdzono, że *Aphanizomeneon gracile* przy wartości 155 $\mu mol/m^{-2}s^{-1}$, *Aphanizmoenon flos-aquae* przy 158 $\mu mol /m^{-2}s^{-1}$, a *A. ovalisporum* przy wartości 350 $\mu mol/m^{-2}s^{-1}$, nie wzrastały powyżej wymienionych dla nich wartości natężenia nasłonecznienia. Wyniki te związane są z naturalnymi warunkami klimatycznymi w jakich żyją dane gatunki fitoplanktonu (Mehnert i in. 2012).

Energia światła ma wpływ także na wiązanie azotu atmosferycznego przez niektóre sinice. Zdolność wiązania azotu posiada 1/3 sinic: *Nodularia spumigena*, *Aphanizomenon flos-aquae* i gatunki z rodzaju *Dolitiosperum*. Sinice są zdolne do wiązanie azotu pod warunkiem, ograniczonego dostępu do światła, gdyż enzym nitrogenaza odpowiedzialny za ten proces jest wrażliwy na tlen. Laboratoryjnie syntezę enzymu można umożliwić stosując odpowiednie warunki: inkubacja komórek w warunkach beztlenowych na świetle, w obecności DCMU (dichlorofenylometylomocznik) (Błaszczyk i in. 2010).

Światło pełni istotną rolę w intensyfikacji zakwitów glonów w zbiornikach wodnych. Każda z grup fitoplanktonu posiada inne wymagania świetlne ma to wpływ na ich wzrost i liczebność w wodzie (Puchalski 1994).

Fitoplankton to zbiorowisko zróżnicowane w przestrzeni i czasie, w porównaniu z innymi komponentami biocenozy wodnej. Glony posiadają zdolność aktywnego ustawiania się w gradiencie czynników środowiska. Dzięki temu mogą optymalizować i wykorzystywać, w odpowiedni dla siebie sposób energię, światła i temperaturę. Glony o dużych rozmiarach i ciężarze są niezdolne do aktywnego ruchu, więc są zależne od turbulencji wody, która utrzymuje je w zawiesinie. Skutkiem czego, muszą one tolerować częste zmiany warunków środowiska (głównie świetlnych) (Puchalski 1994). Fitoplankton posiadający małe komórki, zazwyczaj ma większe zapotrzebowanie na ilość światła do niego docierającego i odwrotnie. Wymagania świetlne, zależą również od temperatury wody. Nadmiar światła prowadzi do fotoinhibicji, która zaczyna się wiosną gdy natężenie światła wzrasta szybciej niż temperatura wody, a jej skutki widoczne są latem w przypowierzchniowych warstwach wody (Puchalski 1994, Żelazo i Popek 2002). Sinice są szczególnie narażone na fotouszkodzenia, spowodowane przez słońce, gdyż często kwitną przy powierzchni wód. Sinice, posiadają tzw. „pakiet homostatyczny" chroniący je przed fotoinhibicją, czyli są w stanie przetrwać w skrajnych warunkach świetlnych (Puchalski 1994, Rogalska-Kupiec i Bochnia 1998, Reynolds 2006). Mają one możliwość egzystencji przy powierzchni wód, dzięki temu że utrzymują wyższą stopę wzrostu przy niedoborze światła. Sinice dobrze konkurują z innymi gatunkami fitoplanktonu (Mur i in. 1999). Również pionowe ich rozmieszczenie zależy od światła. Poszczególne gatunki glonów mają różne wymagania świetlne i dlatego identyfikowane są na różnych głębokościach. Jak już wcześniej wspominano sinice mogą wzrastać przy niskim dostępie światła w wodach mętnych. Wykazano to w badaniach rozwoju fitoplanktonu na różnych głębokościach na jednym z eutroficznych jezior norweskich, gdzie temperatura wody wynosiła średnio 20 ^{o}C, a pH 8. Wyniki wykazały, że przy średnim natężeniu słońca, okrzemki rosły w szybszym tempie niż sinice na głębokości 1 m, natomiast na głębokości 2 m wzrost okrzemek i sinic był taki sam. Z kolei przy słabym oświetleniu i głębokości poniżej 3 m wzrastały tylko sinice, a zielenice rosły przy wysokiej intensywności światła powodując mętność wody i zmniejszając dostęp światła. Pomimo tego obserwowano nadal wzrost sinic (Mur i in. 1999).

Wiele sinic nie może przetrwać i się rozwijać przy wysokim natężeniu światła przez dłuższy czas. Wyjątek stanowią sinice z rodzaju *Microcystis sp.*, które są mniej wrażliwe na długą ekspozycję silnego światła. Pomaga im w tym regulacja pływalności, dzięki której

mogą znaleźć optymalne warunki światła do wzrostu. Oznacza to, że obecność *Microcystis sp* w wodzie nie jest związana z poziomem trofii wód, gdyż można ją spotkać w wodach nie tylko eutroficznych. Jednak to jaką biomasę ona osiągnie zależy już od poziomu trofii zbiornika wodnego (Mur i in. 1999).

Do pomiarów natężenia nasłonecznienia stosuje się czujnik kwantowy, w którym detektorem jest fotodioda krzemowa o wysokiej stabilności (Czarnowski 1993). Taki czujnik kwantowy był wykorzystywany do pomiarów natężenie słońca w badaniach prowadzonych w ramach niniejszej pracy magisterskiej.

I. 3. Problem toksyczności zakwitów sinic

Od wielu lat obecność toksyn sinicowych w silnie zanieczyszczonych wodach jezior i zbiorników zaporowych stanowi dość poważny problem w ich eksploatacji (Kabziński 2005). Toksyny należą do metabolitów wtórnych sinic, nie są substancjami niezbędnymi do życia, ale zapewniają im przewagę ekologiczną (Gałczyński i Ociepa 2008). Najlepiej poznane pod względem chemicznym są trzy mikrocystyny: MC-LR, MC-YR i MC-RR. Są one trudnym do zwalczenia i ograniczenia problemem, natury zdrowotnej (Jurczak i Tarczyńska 2005).

Nie wszystkie sinice zdolne są do produkcji toksyn np. *Spirulina sp.*. Tak więc gatunki powodujące zakwit wody, nie zawsze są toksyczne. Same toksyny są bezbarwne i bezwonne, więc bezpośrednio niemożliwe jest ich zaobserwowanie (Gałczyński i Ociepa 2008).

Toksyny produkowane przez sinice można sklasyfikować według ich właściwości toksykologicznych i wyróżnia się: hepato-, neuro-, cyto- i dermatotoksyny (Codd i in. 2005). Wszystkie te związki są produkowane głównie przez sinice z rodzajów: *Anabaena, Aphanizomenon, Microcystis, Oscillatoria, Spirulina, Nostoc, Cylindrospermopsis, Lyngba.* Hepatotoksyny uszkadzają komórki wątroby, z kolei neurotoksyny oddziałują na układ oddechowy, czy porażają mięśnie układu oddechowego. Cytotoksyny uszkadzają wątrobę, nerki, śledzionę, trzustkę, a także serce, aczkolwiek nie powodują śmierci wśród organizmów. Natomiast dermatotoksyny powodują głównie podrażnienia skóry (Tarczyńska i in. 1997, Rogalska- Kupiec i Bochnia 1998, Codd i in. 2005).

Światowa Organizacja Zdrowia, WHO (ang. World Health Organization) określiła wartości maksymalne dla stężenia mikrocystyn w wodzie do spożycia na 1 µg/l, a w kąpieliskach od 2 do 4 µg/l (Stankiewicz i in. 2011).

Najistotniejszymi czynnikami wpływającymi na biosyntezę toksyn przez sinice jest przede wszystkim temperatura wody 18-25 ºC oraz natężenie nasłonecznienia różne dla różnych gatunku sinic. Innymi istotnymi czynnikami jest pH daleko odbiegające od wartości

optymalnych przyrostu biomasy sinic, które wynosi 6-9. Odpowiedni stosunek stężenia azotu do fosforu. Oddziaływanie składników mineralnych na procesy syntezy toksyn jest złożone. *Microcytis aureginosa* czy *Planktothrix agardhii* nie wytwarzają heterocyst i nie mają kompleksu enzymów, który umożliwia wiązanie azotu atmosferycznego dlatego wykazują ścisłą zależność poziomu syntezy toksyn od stężenie związku azotu w wodzie. Sinice rosną i produkują najwięcej toksyn przy stężeniu azotu 20-80 mg/dm^{-3} (Sivonen 1990, 1998). Codd i Poon (1988) wykazali że brak azotu 10-krotnie obniża poziom syntezy toksyn w porównaniu z kontrolą. Jeśli chodzi o fosfor to przy zakresie stężeń 0,1-0,4 mg/dm^{-3} obserwowano niski wzrost i syntezę toksyn, zaś przy 0,4-5,5 mg/dm^{-3} wysoki poziom wzrostu sinic i stężenia toksyn. Tak wiec wpływ tego pierwiastka na syntezę toksyn występuje w pewnym przedziale (Rapala i in. 1997). Kolejnymi czynnikiem wpływającym na biosyntezę toksyn jest zasolenie wody powyżej 10%, średnia zawartość CO_2, optymalne stężenie jonów takich metali endogennych jak Fe i Zn (Sivonen i Jones 1999).

Różne gatunki fitoplanktonu, wymagają różnych warunków świetlnych do produkcji toksyn. Jak pokazują jedne z wyników badań laboratoryjnych, *Planktothrix* preferuje słabe natężenie światła, z kolei *Anabaena* umiarkowane, a *Aphanizomenon* preferuje wysokie natężenie światła. W wynikach tych badań odnotowano dwu- trzykrotne różnice w zawartości toksyn w wodzie w przeliczeniu na biomasę jednostki w odniesieniu do warunków świetlnych (Tab. 2) (Sivonen i Jones 1999).

Tab. 2 Intensywność światła [µmol/$m^{-2}s^{-1}$], a stężenie toksyn w komórkach sinic (Sivonen i Jones 1999).

Parameter	Organism	Toxin(s)/ analysis method	Changes in toxin concentrations (dw)	Highest/lowest toxin production	Reference(s)
Light (µmol m^{-2} s^{-1})					
2-100 continuous	*Anabaena* spp. (2 strains), batch cultures	Microcystins HPLC	3 fold	Highest at 25	Rapala *et al.*, 1997
7, 19, 42 continuous	*Anabaena* spp. (2 strains), continuous cultures	Microcystins HPLC	2.5-15	Lowest at 10, highest at 25	Rapala and Sivonen, 1998
2-128 continuous	*Anabaena* spp. (2 strains), batch cultures	Anatoxin-a HPLC	3 fold	Highest at 26-44, lowest at 2	Rapala *et al.*, 1993
7, 19, 42 continuous	*Anabaena* spp. (2 strains), continuous cultures	Anatoxin-a HPLC	No effect	Highest at 19, lowest at 7	Rapala and Sivonen, 1998
2-128 continuous	*Aphanizomenon* sp. (1 strain), batch cultures	Anatoxin-a HPLC	4 fold	Highest at 128, lowest at 2	Rapala *et al.*, 1993
5-50 continuous	*Microcystis aeruginosa* (1 strain), batch cultures	Microcystins mouse bioassay	2.4 fold	Highest toxicity at 20	Codd and Poon, 1988
20-75 continuous	*Microcystis aeruginosa* (1 strain), continuous cultures	Microcystins HPLC	2.5 fold	Highest at 40	Utkilen and Gjølme, 1992
21-205 continuous	*Microcystis aeruginosa* (1 strain), batch cultures	Microcystins mouse bioassay	1.2 fold	Highest toxicity at 142, lowest at 21	van der Westhuizen and Eloff, 1985
7.5, 30, 75 continuous	*Microcystis aeruginosa* (1 strain), batch cultures	Microcystins mouse bioassay	3.8 fold	Highest toxicity at 30, lowest at 7.5	Watanabe and Oishi, 1985
25, 50, 80 continuous	*Nodularia spumigena* (2 strains), batch cultures	Nodularin HPLC	No difference		Lehtimäki *et al.*, 1994
2-155 continuous	*Nodularia spumigena* (1 strain), batch cultures	Nodularin HPLC	50 fold*	Higher at high irradiances, minimal at 2	Lehtimäki *et al.*, 1997
12-95 continuous	*Oscillatoria agardhii* (2 strains), batch cultures	Microcystins HPLC	2.5 fold	Highest at 12-44	Sivonen, 1990b

*(dw) - dry weight - sucha masa

W kolejnych badaniach wpływu natężenia nasłonecznienia na syntezę toksyn wykazano, i że wzrost *Palnktothrix agardhii* był niezmienny w szerokim zakresie 12-95 µE/ms[1], ale dużo toksyn produkował on przy niskim natężeniu światła 12-24 µE/m^2s^{-1}, a znacznie mniej przy wyższym 50-95 µE/m^2s^{-1}, co przyczyniało się do uszkodzenia komórek i uwalniania toksyn do wody. Dla *Nodularia spumigena*, która preferuje wysokie natężenie światła jej największy wzrost i syntezę toksyn określono przy wartości 80 µE/m^2s^{-1} (Lehtimäki i in. 1994).

Watanabe i Oishi (1985) oraz Utkilen i Gjølme (1992), którzy zbadali wpływa natężenia światła na *Microcystis*, wykazali 4-krotny wzrost syntezy toksyn gdy natężenie światła zwiększono z 7,5 do 30 $\mu E/m^2s^{-1}$.

W badaniach wpływu temperatury wody na zawartość toksyn w komórkach wybranych sinic wykazano, że w niskiej temperaturze 10 ºC i w wysokiej 30 ºC, ilość toksyn w komórkach zmniejszała się. Temperaturowy gradient spowodował 2-3 krotne różnice w zawartości toksyn w komórkach sinic (Tab. 3).

Tab. 3 Temperatura wody [ºC] a stężenie toksyn w komórkach sinic (Sivonen i Jones 1999).

Parameter	Organism	Toxin(s)/ analysis method	Changes in toxin concentrations (dw)	Highest/lowest toxin production	Reference(s)
Temperature (°C)					
12.5-30	*Anabaena* spp. (2 strains), batch cultures	Microcystins HPLC	3.5-30 fold'	Highest at 25, lowest at 30; different toxins at different temperatures	Rapala *et al.*, 1997
10-28	*Anabaena* spp. (2 strains), continuous cultures	Microcystins HPLC	3-10 fold	Lowest at 10, highest at 25	Rapala and Sivonen, 1998
15-30	*Anabaena* spp. (2 strains), batch cultures	Anatoxin-a HPLC	3 fold	Lowest at 30, highest at 20	Rapala *et al.*, 1993
10-28	*Anabaena* spp. (2 strains), continuous cultures	Anatoxin-a HPLC	4-7 fold	Highest at 19-21, lowest at 10 and 28	Rapala and Sivonen, 1998
15-30	*Aphanizomenon* sp. (1 strain), batch cultures	Anatoxin-a HPLC	3 fold	Lowest at 30, highest at 20	Rapala *et al.*, 1993
10,25,34	*Microcystis aeruginosa* (1 strain), batch cultures	Microcystins mouse bioassay	5 fold	Highest toxicity at 25, lowest at 10	Codd and Poon, 1988
15-35	*Microcystis aeruginosa* (1 strain) batch cultures	Microcystins mouse bioassay HPLC	4 fold	Highest toxicity at 20; different toxins at different temperatures	van der Westhuizen and Eloff, 1985; van der Westhuizen *et al.*, 1986
18,25,35	*Microcystis aeruginosa* (1	Microcystins mouse	1.4 fold	Highest toxicity at 18, lowest at	Watanabe and Oishi,
	strain), batch cultures	bioassay		32	1985
10-30	*Nodularia spumigena* (2 strains), batch cultures	Nodularin HPLC	3-4 fold	Highest at 20, lowest at 10 or 30	Lehtimäki *et al.*, 1994
7-28	*Nodularia spumigena* (1 strain), batch cultures	Nodularin HPLC	3 fold	Highest at 19	Lehtimäki *et al.*, 1997
15-30	*Oscillatoria agardhii* (2 strains), batch cultures	Microcystins HPLC	7 fold	Strain dependent; lowest at 30	Sivonen, 1990b

*(dw) - dry weight - sucha masa

Badania Sivonen (1998) wykazały, że najlepszą do syntezy toksyn dla *Planktothrix agardhii* jest temperatura około 25 ºC, a praktycznie nie możliwa jest ich synteza w 30 ºC,. *Nodularia spumigena* wykazała największą syntezę toksyn w temperaturze 20 ºC, a najmniejszą poniżej 10 ºC. Natomiast w temperaturze powyżej 20 ºC zaobserwowano uszkodzenie komórek i uwalnianie toksyn do wody. Dla *Microcystis aureginosa* najlepszą temperaturą do syntezy toksyn jest 20-24 ºC jednak maksymalne ich stężenie jest skolerowane z przyrostem biomasy. Powyżej 28 ºC następuje spadek produkcji toksyn w komórkach, (Van der Westhuizen i Eloff. 1985).

Watanabe i Oishi (1985) dla innego szczepu *Microcystis aureginosa* wykazali optymalny wzrost w temperaturze 32 ºC, przy maksymalnej syntezie toksyn w temperaturze 18-25 ºC. Badania Van der Westhuizen i Eloff (1985) sugerują, że produkcja toksyn przez *Microcytis*, która zależy od temperatury jest konsekwencją ilościowych różnic w syntezie poszczególnych typów toksyn, a nie konsekwencją odmiennej struktury tych związków. Rapala i in. (1997) w swoich badaniach nad syntezą MC-LR i MC-RR u *Anabaena sp*. wykazali że gdy stosowali temperaturę niższą od optymalnej 25 ºC zwiększył sie poziom produkcji mikrocystyny LR, gdy natomiast zastosowali temperaturę nieco wyższą przeważała produkcja MC-RR.

I. 4. Cele pracy

Niniejsza praca jest realizowana w ramach projektu LIFE+, pt.: „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych "Arturówek" (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich” (EH-REK) LIFE08 ENV/PL/000517.

Przeprowadzone w latach ubiegłych badania w wodach w kompleksie zbiorników "Arturówek" wykazały występowanie zakwitów sinicowych, co jest następstwem eutrofizacji zbiorników. Jednocześnie zauważono, że nie we wszystkich 17 zbiornikach wystąpił symptom eutrofizacji, czyli zakwit wody. Wszystkie zbiorniki położone są tak samo, w tej samej linii, zasilane są tą samą wodą z rzeki Bzury, wpływają do nich te same zanieczyszczenia. Charakter zlewni jest podobny, czyli są to tereny zielone zarówno powyżej jak i poniżej ul. Wycieczkowej. Duże zbiorniki takie jak AD, AŚ, AG są bardziej eksploatowane przez mieszkańców, są wykorzystywane do sportów wodnych, rekreacji, w pobliżu są ośrodki wypoczynkowe. To sprawia, że są bardziej podatne na procesy eutrofizacji związane z antropopresją.

Fakt że zbiorniki "Bzura-7" czyli zbiornik Uniwersytecki, jako jedyny nie kwitnie stał się powodem do sformułowania hipotezy, że ze względu na silnie zadrzewioną i zakrzewioną

linię brzegową to zacienienie jest jednym z czynników, który ma wpływ na tworzenie zakwitu sinicowego w wodzie. Jest to element, który może posłużyć do zarządzania zbiornikiem, czyli określenia wartości granicznej stopnia zacienienie odpowiedzialnej za pojawienie się zakwitu. Wiedza ta pozwoli na doświetlenie zbiornika poprzez docinanie koron drzew, w stopniu dla niego odpowiednim, w którym nie dojdzie do zakwitu wody ale jednocześnie pozwoli na swobodne dotarcie promieni słońca umożliwiających optymalne życie organizmom w wodzie. W tym celu:

1. Wykonano badania monitoringowe zbiornika UŁ, czyli parametrów fizyczno-chemicznych, wstępowania fito- i zooplanktonu, oraz mikrocystyn w zbiorniku UŁ, AD, AŚ, AG.
2. Przeprowadzono eksperyment I na zbiorniku UŁ, którego celem było oszacowanie stopnia zacienieni zbiornika o różnej porze w ciągu doby, oraz zmierzono intensywność nasłonecznienia w poszczególnych transektach wyznaczonych na stawie.
3. Wykonano eksperyment II na rzece w Stacji Terenowej UŁ w Treści, gdyż wystąpił tam potrzebny zakwit sinic. Zmierzono wpływu intensywności nasłonecznienia na wielkość zakwitu sinic.

II. Teren badań

Rzeka Bzura jest największą rzeką w regionie łódzkim. Jej źródłowy odcinek zlokalizowany jest w lesie, w miejscu gdzie nie ma możliwości obserwacji jego powierzchniowego wypływu. Płynie ona dalej głęboko wciętą doliną na wysokości 254 m n.p.m., z zachodniego stoku Wzgórz Łagiewnickich (Trawczyńska i in. 2009). Bzura przepływa przez Nizinę Środkowomazowiecką, a także Kotlinę Warszawską. Jest ona lewobrzeżnym dopływem Wisły. Całkowita powierzchnia zlewni, wynosi 7787,5 km^2, a jej długość to 166,2 km. Zlewnia Bzury w przekroju ul. Okólnej/Długiej wynosi 20,3 km^2, z czego 17,6 km^2 znajduje się w granicach miasta Łódź. Dawna nazwa tego krótkiego strumienia to Czerniec (Bald i in. 1999). Najwyższy punkt zlewni znajduje się w południowo-wschodniej części zlewni i jest wzniesiony na 273,6 m n.p.m. Sieć hydrograficzna w zlewni rzeki Bzury jest uboga. Zagospodarowanie zlewni jest mało urozmaicone, jednak jak na położenie w dużym mieście jest zadawalające. Część środkowa zlewni od ul. Łagiewnickiej, to tereny największego miejskiego lasu w Europie, z niewielkim udziałem zabudowy willowej, ośrodkami wypoczynkowymi i działkami rekreacyjnymi. Na odcinku od ul. Wycieczkowej do ul. Strykowskiej w dolinie rzeki znajduje się 17 zbiorników małej retencji (Kujawa i Kujawa, 2000). Wody deszczowe oraz cieki sanitarne są odprowadzane odrębnymi układami sieciowymi. Ulice: Okólna, Łagiewnicka, Wycieczkowa i Strykowska odwadniane są przy pomocy przydrożnych studzienek, bezpośrednio do koryta rzeki Bzury. Kompleks zbiorników "Arturówek" składa się z 3 dużych i 17 małych sztucznych zbiorników wodnych. Miejski Ośrodek Sportu i Rekreacji w Łodzi oraz Lasy Miejskie zarządzają największymi akwenami.

Charakterystyka kaskady zbiorników w Arturówku

W skład zbiorników w Arturówku wchodzą:

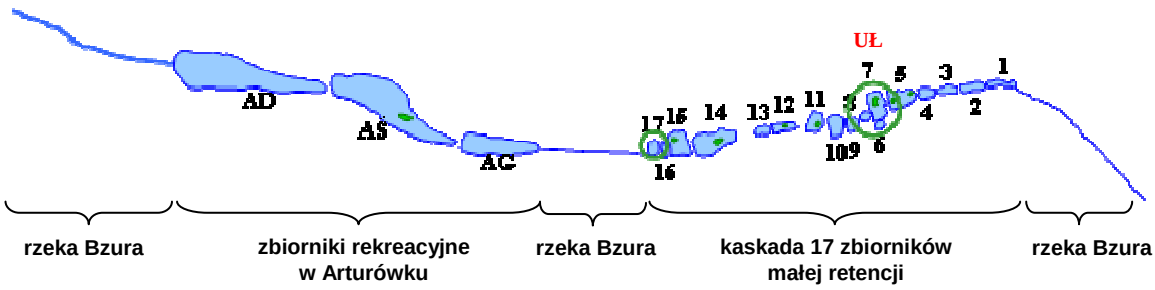
- ✓ zbiornik Arturówek dolny (AD) o powierzchni 3,05 ha oraz pojemności 40 600 m3, co czyni go największym publicznym kąpieliskiem w Łodzi,
- ✓ zbiornik Arturówek środkowy (AŚ) o powierzchni 2,58 ha, ze znajdującą się na nim wyspą o pow. 0,03 ha, pojemności 34 900 m3, jest głównym miejscem uprawiania sportów wodnych,
- ✓ zbiornik Arturówek górny (AG) o powierzchni 1,08 ha, pojemności 10 000 m3 pełni w tej chwili rolę osadnika, a także jest miejscem połowu ryb dla wędkarzy,

jest on każdego roku zarybiany przez Polski Związek Wędkarski (Urząd Wojewódzki w Łodzi 1996).

Pozostałych 17 niewielkich zbiorników zlokalizowanych jest w górze rzeki, powyżej ulicy Wycieczkowej. Trzy z nich znajdują sie na obszarze ośrodka Uniwersytetu Łódzkiego.

Zbiornik Uniwersytetu Łódzkiego (UŁ)

Zbiornik Bzura-7 (Kujawa i Kujawa, 2000) wybrano spośród 17 zbiorników małej retencji zlokalizowanym na rzece Bzura powyżej ulicy Wycieczkowej w Łodzi jako teren badań eksperymentalnych. Zbiornik ten znajduje się na nieruchomości należącej do Uniwersytetu Łódzkiego (Fot. 1), przy ul. Rogowskiej 26, w Łodzi. Zbiornik UŁ ma charakter przepływowy, pełni głównie rolę krajobrazową i retencyjną. W jego północnej części zlokalizowana jest wyspa, która tak jak brzegi zbiornika jest silnie zadrzewiona w przeważającej ilości olchą czarną (*Alnus glutinosa)*. Ten rodzaj drzewostanu charakteryzuje się bardzo rozłożystymi koronami, co powoduje ograniczony dostęp ilości promieni słonecznych do lustra wody. W porze jesiennej drzewa te zrzucają spore ilości liści, które potem zalegają na dnie zbiornika, ulegając dekompozycji. Zbiornik Bzura-7 sąsiaduje z prywatnym zbiornikiem "Bzura-6", usytuowanym powyżej ul. Boruty, w który ze względu na intensywne nasłonecznienie jego powierzchni pojawia się intensywny zakwit glonów.



Fot. 1 Lokalizacja zbiornika UŁ na tle kaskady 17 zbiorników małej retencji (Legenda: AD: zbiornik Arturówek dolny, AŚ: zbiornik Arturówek środkowy, AG: zbiornik Arturówek górny, UŁ: zbiornik Uniwersytetu Łódzkiego).

Zbiornik Sulejowski – stacja terenowa Uniwersytetu Łódzkiego w Treście

Zbiornik Sulejowski znajduje się w centralnej Polsce. Został utworzony w latach 1969-1973, w wyniku spiętrzenia wód rzeki Pilicy. W czasie maksymalnego piętrzenia zbiornik ma charakter rynnowy. Średni jego czas retencji z ostatniego wielolecia szacowany jest na 42 dni. Długość akwenu wynosi 17 km, a jego maksymalna szerokość 2 km.

Głębokość zbiornika waha się od 1,5 m (cofka) do 11 m (tama czołowa). Brzegi akwenu są uregulowane na długości 23 km, czyli w 40% całej długości linii brzegowej, pozostała część 35 km to tereny zalesione. Zlewnia rzeki powyżej zbiornika o powierzchni 4884 km^2 jest zagospodarowana rolniczo w 64,1%, natomiast lasy stanowią 26,9%. Część zlewni Pilicy poniżej zbiornika jest użytkowano rolniczo, a dodatkowo w jej obrębie znajdują się liczne ośrodki przemysłowe i działki rekreacyjne (Ambrożewski 1996).

W stacji terenowej Uniwersytetu Łódzkiego mieszczącej się nieopodal zbiornika Sulejowskiego przeprowadzono eksperyment II. Jako miejsce eksperymentu wybrano jeden z dopływów do zbiornika Sulejowskiego (rzeka Treszczanka), w związku z występowaniem w tym miejscu intensywnego zakwitu sinic (Fot. 2).

Fot. 2 Lokalizacja eksperymentu II – dopływ rzeki Treszczanka do zbiornika Sulejowskiego (stacja terenowa UŁ w Treście) (http://maps.google.pl/).

III. Materiały i metody

III. 1 Pobór i przygotowanie próbek

W ramach prowadzonych badań monitoringowych jak i eksperymentalnych bezpośrednio w terenie mierzone były podstawowe parametry wody (tlen, temperatura, pH i przewodnictwo) z wykorzystaniem aparatury pomiarowej firmy WTW model Multi 340i. Dodatkowo pobierane były próbki wody do analiz chemicznych (fosfor całkowity, azot całkowity, formy jonowe: azotany, azotyny, fosforany i jony amonowe), analiz biologicznych (fitoplankton, zooplankton, chlorofil *a*) oraz toksykologicznych (mikrocystyny). Próbki wody do oznaczania wyżej wymienionych parametrów pobierane były z przypowierzchniowej warstwy wody do plastikowych baniaków o pojemności pięciu litrów.

W laboratorium pobrane próbki wody wstępnie filtrowano przez sączki firmy GF/C Whatmann i w ilości 50 ml zamrażano do czasu wykonania analiz chemicznych form jonowych azotu i fosforu. Z kolei w celu oznaczenia form całkowitych azotu i fosforu próbki wody w ilości ok. 50 ml mrożono bez procesu filtracji.

W celu określenia składu jakościowego i ilościowego fitoplanktonu pobrane ze środowiska próbki wody w objętości jednego litra umieszczano w cylindrach sedymentacyjnych i utrwalano płynem Lugola. Po upływie około 2 tygodni próbki zagęszczano do objętości 50 ml i poddawano analizie mikroskopowej.

W celu poboru próbek wody do analiz zooplanktonu użyto czerpacza Bernatowicza. Próbki wody w objętości 20 l przelewane były przez siatkę planktonową o rozmiarze oczek 0,45 µm i tak zagęszczone do objętości około 100 ml utrwalono płynem Lugola.

Niezwłocznie po pobraniu próbek wody ze zbiornika, w laboratorium dokonywano analizy barwników fotosyntetyzujących *in vivo* w wodzie niefiltrowanej przy użyciu fluorymetru firmy bbe Moldaenke.

W celu oznaczenia mikorcystyn zawartych w komórkach w laboratorium pobraną wodę w określonej objętości (najczęściej 1 l) filtrowano przez sączek GF/C, a następnie sączki były zamrażane do czasu analiz.

III. 2. Analiza próbek

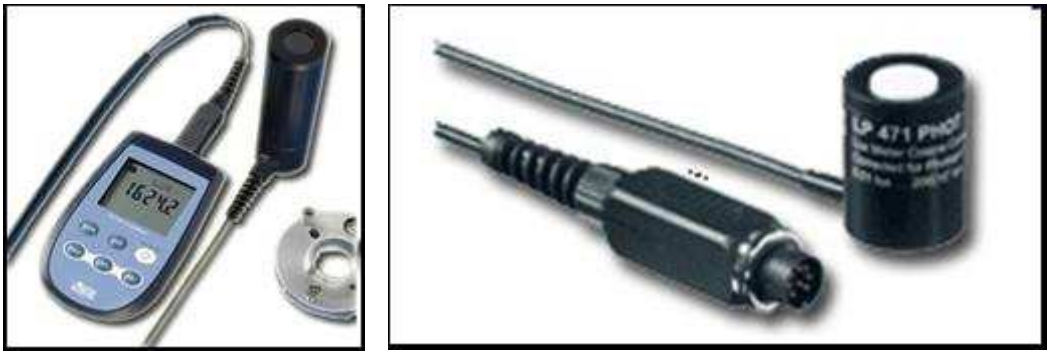
III. 2. 1. Warunki meteorologiczne oraz pomiar nasłonecznienia

Informacje meteorologiczne pozyskiwano z numerycznej prognozy pogody Interdyscyplinarnego Centrum Modelowania Matematycznego i Komputerowego (ICM), która jest dostępna na stronie internetowej pod adresem: http://new.meteo.pl. Każdorazowo

dokonywano odczytów w dniu wykonywania badań monitoringowych i pomiarów nasłonecznienia. Dane te posłużyły do określenia zależności wybranych parametrów środowiska z warunkami pogodowymi.

Pomiary nasłonecznienia wykonywano za pomocą, fitofotometru HD2302.0 firmy Delta OHM (Fot. 3). Wynik pomiaru wyrażane były w (µmol/m2/s). Fitofotometru używano w badaniach monitoringowych i eksperymentalnych. W celu dokonania rocznych pomiarów nasłonecznienia, w okresie od 15 czerwca 2011 roku do 30 lipca 2012 roku, wykonywano pomiar intensywność nasłonecznienia. Pomiaru dokonywano zawsze o tej samej porze dnia (godz. 12:00).

W celu określenia dobowych zmian rozkładu nasłonecznienia wykonano dwukrotnie pomiar intensywności nasłonecznienia w dniu słonecznym (3 sierpnia 2011 r.) i pochmurnym (25 lipca 2011 r.). W obu przypadkach pomiar wykonano w godzinach od 7:00 do 19:00, w cogodzinnych odstępach czasu.



Fot. 3 Fitofotometr model HD2302.0 do pomiaru intensywności nasłonecznienia (fot. http://www.test-therm.pl).

III. 2. 2. Analiza parametrów fizycznych wody

Parametry fizyczne wody *in situ* mierzono za pomocą przenośnego i wieloparametrowego miernika firmy WTW model Multi 340i. Badania były przeprowadzane, bezpośrednio w terenie. Dzięki urządzeniu można było odczytać temperaturę wody, jej odczyn, przewodnictwo oraz stężenie tlenu rozpuszczonego.

III. 2. 3. Analiza parametrów chemicznych wody

Azot całkowity oznaczano metodą spektrofotometryczną z użyciem zestawu odczynników firmy HACH. Proces oznaczania przeprowadzono zgodnie z procedurą rekomendowaną przez producenta i zamieszczoną na stronie internetowej http://www.hach.com. Z kolei stężenie fosforu całkowitego mierzono za pomocą zmodyfikowanej metody z kwasem askorbinowym zgodnie z metodyką PN-88/C-04537.04.

Ilościową i jakościową analizę jonów (azotany, azotyny, fosforany, amon) w próbkach wody przeprowadzono metodą wysokosprawnej chromatografii jonowej (HPIC). W tym celu użyto chromatografu jonowego firmy Dionex model ICS-1000, który składa się z dwóch układów oddzielnie dla anionów i kationów.

Prace związane z poborem próbek były koordynowane przez dr. Tomasza Jurczaka i dr. Zbigniewa Kaczkowskiego. Prace związane z jakościowym i ilościowym oznaczeniem jonów realizowane były we współpracy z dr Iloną Gągałą.

III. 2. 4. Analiza fitoplanktonu metodą mikroskopową

Jakościowe i ilościowe badanie okrzemek przeprowadzono w oparciu o metodę opisaną przez Siemińską (1964) dla pozostałych grup fitoplanktonu skorzystano z metody Starmacha (1989). Identyfikacji taksonów okrzemkowych dokonano za pomocą kluczy Krammer i Lange-Bertalot (1986, 1988, 1991a, 1991b). Dla sinic, zielenic oraz pozostałych gatunków wykorzystano klucze Hindák (1977, 1984, 1988, 1990), Komárek i Fott (1983) oraz Komárek i Jankovská (2001).

Analizę mikroskopową próbek wykonał dr Bogusław Szulc.

III. 2. 5. Analiza mikroskopowa zooplanktonu

Zooplankton oznaczony został za pomocą mikroskopu Nikon 102 z użyciem szkła podstawowego z komorą o pojemności 1 ml, posiadającego kratkę 1/1 mm służąca do mierzenia osobników oraz z wykorzystaniem okulara zawierającgo podziałkę 0-1 mm. Do analizy taksonomicznej wykorzystano klucze Rybaka (1993, 1994, 1994a). Zagęszczenie zooplanktonu w jednym litrze wody zbiornika wyliczano na podstawie wzoru:

$$\mathbf{N_1 = N_2 \times V_z / V_k \times V_p}$$

gdzie:

N_1 – liczebność zooplanktonu w 1 l wody,

N_2 – liczba policzonych osobników w komorze,

V_z – objętość zagęszczu, z którego zaczerpnięto podpróbkę do określenia liczebności (ml),

V_k – objętość komory,

V_p – objętość próbki wody poddanej zagęszczeniu.

Biomasę [mg mokrej masy/l] obliczano na podstawie wzoru (Bottrell i in. 1976, Horn 1991):

B = N M

gdzie:

N – zagęszczenie,

M – średnia mokra masa jednego osobnika danego gatunku [mg/os] o określonej długości [mm].

Analiza mikroskopowa prowadzona była pod kierunkiem dr Adrianny Wojtal-Frankiewicz.

III. 2. 6. Analiza chlorofilu *a* metodą AOA

Pomiaru stężenia chlorofilu *a* dokonywano przy użyciu fluorymetru Alga Online Analyser (AOA) firmy bbe Moldaenke. Urządzenie było podłączone do komputera, który obsługiwał aparaturę i odczyt wyników. Fluorescencja chlorofilu *a* mierzona była w zakresie fal od 470 do 610 mm dla zielenic, sinice, okrzemek, kryptofitów. Dla każdej próbki dokonywano trzykrotnego pomiaru, a następnie wyniki uśredniano. Program, który obsługiwał urządzenie automatycznie przeliczał zmierzoną fluorescencje dla poszczególnych grup fitoplanktonu na wartości stężenia chlorofilu *a* w oparciu o wewnętrzne krzywe kalibracyjne.

III. 2. 7. Analiza mikrocystyn metodą wysokosprawnej chromatografii cieczowej

W celu analizy mikrocystyn do sączków, przez które została przefiltrowana w określonej objętości woda dodano ok. 6 ml 75% metanolu i poddano procesowi sonikacji przy użyciu sonikatora XL 2020 firmy Misonic Inc. USA. W czasie sonikacji nastąpiło niszczenie komórek i uwolnienie toksyn do roztworu. Następnie próbki zostały odwirowywane i odparowywane do sucha. W dalszej kolejności próbki ponownie zostały rozpuszczone w 1 ml 75% metanolu i filtrowane za pomocą filtrów strzykawkowych GHP Acrodisk 0,45 μm firmy Pall.

Po wstępnym przygotowaniu próbek została wykonana analiza ilościowa i jakościowa za pomocą chromatografu cieczowego Agilent Technologies (daw. Hewlett Packard) model 1100. W celu rozdzielenia mikrocystyn zastosowano kolumnę LiChroCartTM (55 mm x 4 mm, 5 μm) z wypełnieniem PurospherTM STAR RP – 18e (3 μm), która pracowała w trakcie analiz w temperaturze 40°C. Toksyny zostały oznaczone przy użyciu fazy ruchomej składającej sie z roztworu 0,05% kwasu trifluorooctowego TFA (rozpuszczalnik A) i acetylonitrylu (rozpuszczalnik B) w liniowym gradiencie czasowym: 0-5 min. 20-70%B, 5-6

min. 70%B, 6-6.10 min. 25-70%B, 6.10-9 min. 25%B. Objętość analizowanej próbki wynosiła 20 µl, a przepływ fazy ruchomej 1 ml/min. W celu weryfikacji danych wykorzystano oprogramowanie ChemStation. Mikrocystyny identyfikowano jakościowo i ilościowo porównując ich charakterystyczne widma, czas retencji i pole powierzchni piku odpowiadającego krzywej kalibracyjnej oraz pikom zastosowanych standardów MC-RR i MC-LR.

Analizy mikrocystyn koordynowane była przez dr. Tomasza Jurczaka.

III. 3. Badania monitoringowe i eksperymentalne

III. 3. 1. Stały monitoring

Realizacja badań monitoringowych na zbiorniku UŁ prowadzona była w okresie od 5 lutego do 10 listopada 2011 roku. Zadaniem stałego monitoringu była ocena stanu wód zbiornika poprzez określenie dynamiki procesów biologicznych i chemicznych w nim zachodzących. Dodatkowo badania monitoringowe skierowane były na ocenę dynamiki występowania toksyn produkowanych przez sinice w zbiorniku mocno zacienionym na tle innych zbiorników wodnych: Arturówek dolny, środkowy i górny, charakteryzujących się wysokim stopniem nasłonecznienia. Badania realizowane były w okresie od maja 2011 roku do sierpnia 2012 roku z częstotliwością raz w miesiącu.

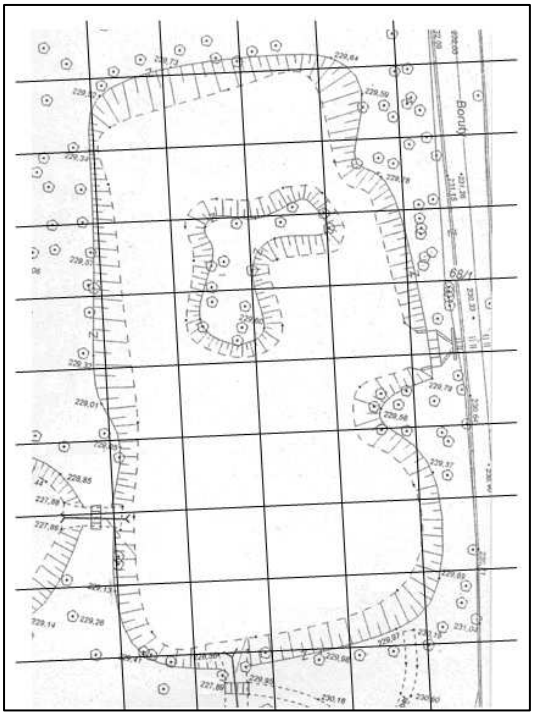
III. 3. 2. Eksperyment I

Eksperyment I mający na celu ocenę stopnia zacienienia zbiornika i możliwości zwiększenia jego nasłonecznienia dla intensyfikacji procesów biologicznych wykonano dnia 21 sierpnia 2011 roku. Powierzchnię zbiornika UŁ podzielono na transkety (Ryc. 1), w obrębie których dokonano pomiaru nasłonecznienia w 45 punktach pomiarowych wyznaczonych w zbiorniku.

Pomiarów dokonano w trzech porach dnia analizując natężenie nasłonecznienia w wybranych punktach zbiornika zawsze w tej samej kolejności:

- poranna (w godzinach: 8:30 - 9:55),
- południowa (w godzinach: 11:56 - 13:39),
- popołudniowa (w godzinach: 15:20-16:55).

Fot. 4 Pomiar nasłonecznienia wykonywany na wyznaczonych transektach zbiornika UŁ (fot. T. Jurczak).

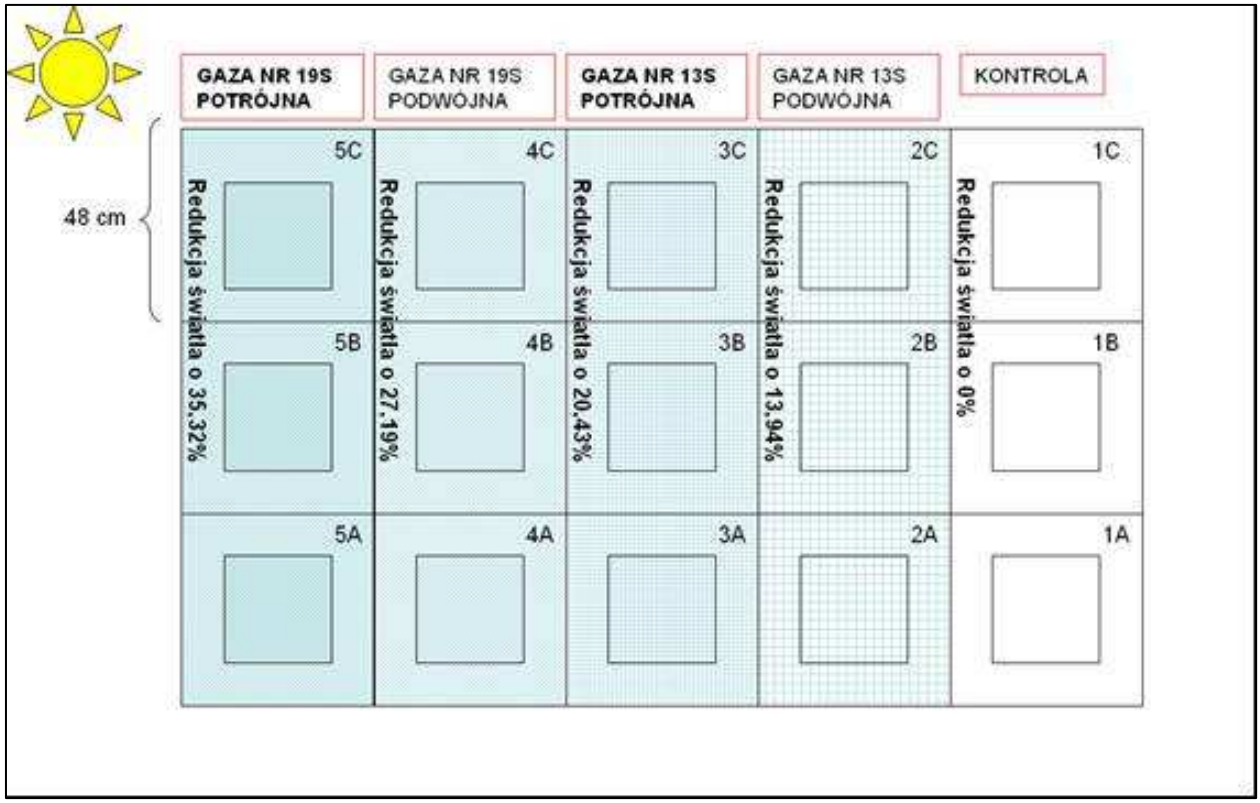


Ryc. 1 Sieć transektów wyznaczonych na zbiorniku UŁ do realizacji eksperymentu I.

III. 3. 3. Eksperyment II

Eksperyment II mający na celu ocenę wpływu intensywności nasłonecznienia na produkcję pierwotną wykonano w terminie od 1 sierpnia do 13 sierpnia 2012 roku w stacji terenowej UŁ. Na wyznaczonym odcinku rzeki Treszczanki ustawiono 15 basenów, które następnie przymocowano do siebie, w taki sposób by tworzyły konstrukcję w ilości 3 na 5 (Ryc. 2). Trzy pierwsze baseny oznaczone w eksperymencie jako 1A, 1B i 1C, nie będąc niczym przykryte, stanowiły kontrolę dla oceny wpływu nasłonecznienia na produkcję pierwotną. Kolejne baseny przykryto różnymi gazami poliamidowymi, charakteryzującymi się różną wielkością oczek: 1) gaza nr 13S, o wielkości oczek 609 mikronów o wolnej powierzchni 63%, ilości oczek na $1cm^2$ 169, 2) gaza nr 19S, o wielkości oczek 366 mikronów o wolnej powierzchni 48%, ilości oczek na $1cm^2$ 361 – w obu przypadkach podwójnie oraz

potrójnie złożonych dla każdego z następnych basenów. W ten sposób uzyskano różne wielkości zacienienia dla poszczególnych basenów.



Ryc. 2 Schemat basenów eksperymentalnych.

Od spodu każdy z basenów zabezpieczono siatką planktonową o wielkości oczek 0,45 μm, tak by ograniczyć wpływ czynników biotycznych (np. wyjadanie przez zooplankton) na znajdujący się w basenach zakwit glonów.

Do każdego z basenów wprowadzono materiał zakwitu sinicowego w objętości 5 l. Materiał ten przygotowano w 120 l beczce mieszając w niej wodę z rzeki z zagęszczem sinic zebranym siatką planktonową. W basenach dokonywano systematycznego pomiaru *in situ* podstawowych fizycznych parametrów wody oraz pobierano próbki wody do analiz chlorofilu *a* zgodnie z harmonogramem przedstawionym w Tab. 4. Analizę parametrów biologicznych i toksykologicznych wody dokonano na początku i na końcu eksperymentu. Następnie przeanalizowaną wodę z powrotem wlewano do basenów, z których została pobrana, tak aby nie zmieniać objętości wody w basenie (objętość basenu wynosiła ok. 40 l), ani składu ilościowego parametrów biologicznych wody.

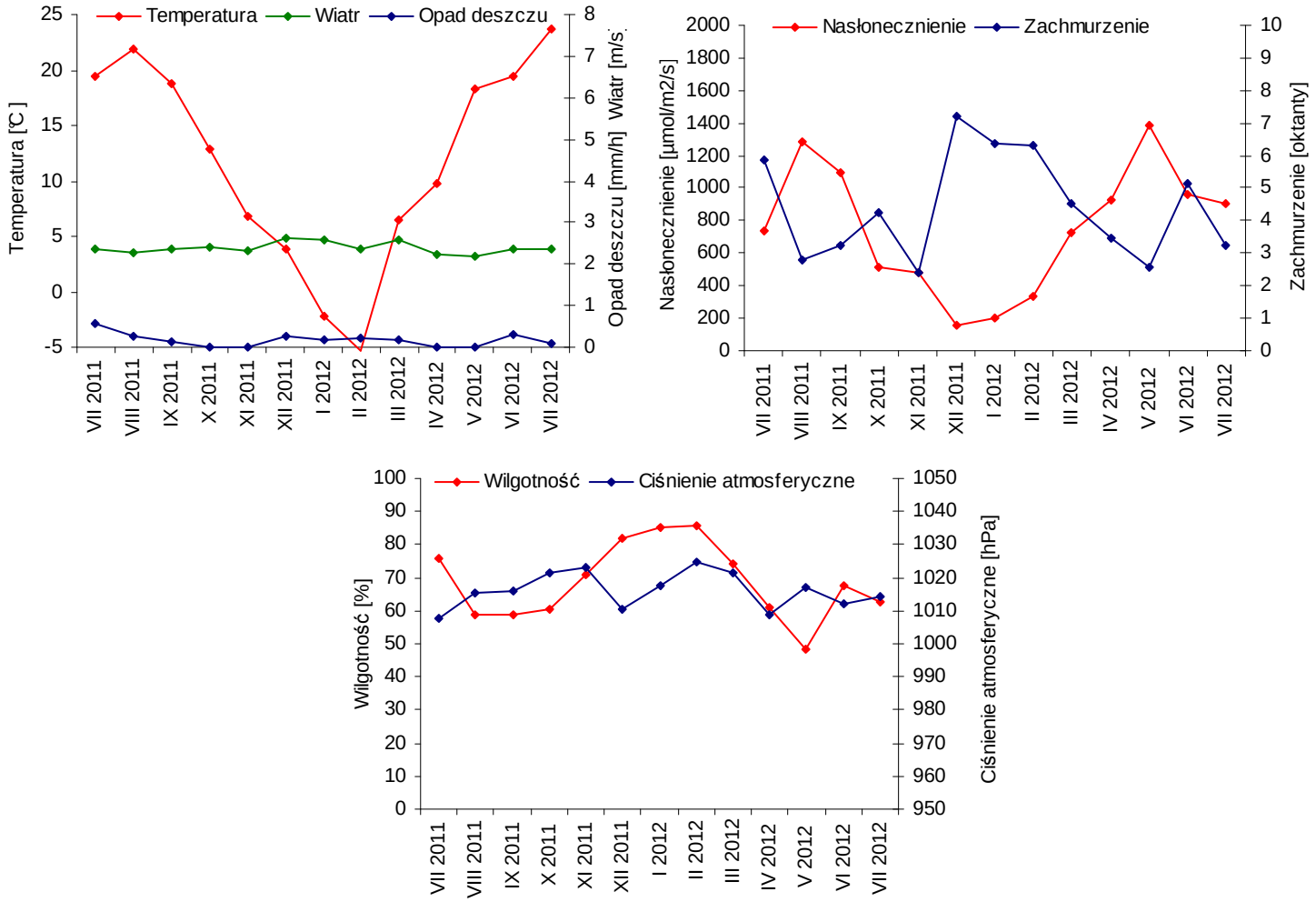
Tab. 4 Harmonogram poboru próbek - eksperyment II.

stanowisko	fizyczne				chemiczne						biologiczne			
	temp. wody	przewodnictwo elektrolityczne w wodzie	pH	tlen	TN	TP	NO_3^-	NO_2^-	PO_4^{3-}	NH_4^+	chlorofil a	zooplankton	fitoplantkon	mirocystyny
woda z rzeki + sinice 120 l												+	+	+
1.08.2012 1A	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+			+
2.08.2012 od 1A do 5C	+	+	+	+							+			
3.08.2012 od 1A do 5C	+	+	+	+							+			
5.08.2012 od 1A do 5C	+	+	+	+							+			
8.08.2012 od 1A do 5C	+	+	+	+							+			
13.08.2012 od 1A do 5C	+	+	+	+							+			+
13.08.2012 od 1A do 5C mix											+			
13.08.2012 od 1A-5A					+	+	+	+	+	+				
13.08.2012 woda z rzeki					+	+	+	+	+	+	+			+

IV. Wyniki

IV. 1. Warunki meteorologiczne sezonu badawczego oraz rozkład intensywności nasłonecznienia

Dane z odczytów ICM podstawowych parametrów meteorologicznych wykazały, że w okresie prowadzonych badań monitoringowych na zbiorniku UŁ siła wiatru oscylowała pomiędzy 3,18 m/s a 4,90 m/s. Najbardziej intensywny opad deszczu odnotowano w tym okresie w lipcu 2011 roku, kiedy zanotowano 0,57 mm/h opadu. Najwyższą średnią, miesięczną temperaturę powietrza w 2011 roku odnotowano w sierpniu i wynosiła ona 21,86 ºC, z kolei w roku 2012 w lipcu i wynosiła ona 23,77 ºC (Ryc. 3). Wilgotność powietrza w ciągu sezonu badawczego wahała się od 48,55 % do 85,50 % w zależności od temperatury, z maksimum w lutym 2012 roku, minimum zaś w maju 2012 roku. Najwyższą średnią wartość ciśnienia atmosferycznego zanotowano w lutym 2012 roku – 1024,50 hPa, a najmniejszą w lipcu 2011 roku – 1007,73 hPa (Ryc. 3). Maksymalne średnie, miesięczne nasłonecznienie w 2011 roku wystąpiło w lipcu i wynosiło 1288,77 µmol/m2/s, wtedy też zachmurzenie było na poziomie 2,77 oktantów. W tym też roku minimalne średnie nasłonecznienie odnotowano w grudniu – 151,44 µmol/m2/s, przy maksymalnym zachmurzeniu wynoszącym 7,20 oktantów. Analogicznie dla roku 2012 najwyższe średnie nasłonecznienie odnotowano w maju – 1384,16 µmol/m2/s, wtedy też zachmurzenie było na poziomie 2,55 oktantów. Najmniejsze średnie nasłonecznienie wystąpiło w styczniu – 201,01 µmol/m2/s, w tym też miesiącu zachmurzenie wyniosło 6,36 oktantów.



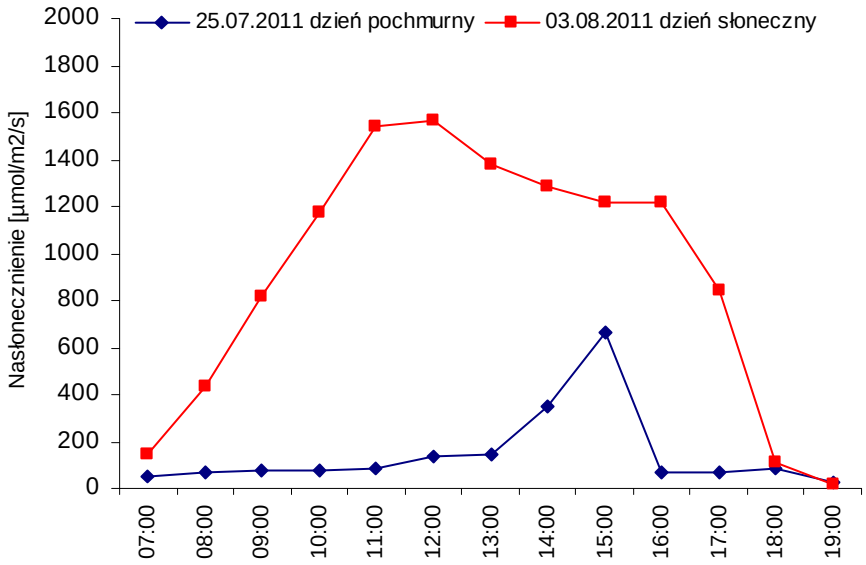
Ryc. 3 Średnie miesięczne wartości podstawowych parametrów meteorologicznych dla miasta Łodzi w okresie od lipca 2011 roku do lipca 2012 roku.

Dodatkowo w trakcie sezonu badawczego w oparciu o dane ICM wytypowano w porze letniej dzień słoneczny (3.08.011) i dzień pochmurny (25.07.2011), w których dokonano dobowego pomiaru wartości intensywności nasłonecznienia (pomiarów dokonywano co godzinę) (Ryc. 4). Celem pomiarów było określenie dobowej dynamiki rozkładu intensywności światła.

Średnia wartość intensywności nasłonecznienia z 12h dla dnia pochmurnego wynosiła 146,94 µmol/m^2/s, a dla słonecznego 904,83 µmol/m^2/s i była ponad 6 razy wyższa. W dniu słonecznym najwyższy poziom nasłonecznienie odnotowano w godzinach 11:00-12:00, wtedy też nasłonecznienie wynosiło powyżej 1500 µmol/m^2/s. Wysoki poziom intensywności nasłonecznienia powyżej 1000 µmol/m^2/s w dniu słonecznym obserwowano między godziną 10:00 a 16:00. W pozostałych godzinach wartość pomiaru wynosiła poniżej 1000 µmol/m^2/s. W dniu pochmurnym wartość nasłonecznienia nie przekraczała 200 µmol/m^2/s, z wyjątkiem

godziny 14:00 i 15:00, kiedy to wyraźnie widać wzrost nasłonecznienia. Prawdopodobnie spowodowane to było mniejszym zachmurzeniem w tym okresie. Szczegółowe wyniki przedstawione zostały na Ryc. 4.

Parametry meteorologiczne w dniach prowadzenia eksperymentu przedstawiały się następująco: dla dnia słonecznego zachmurzenie było na poziomie 0 oktantów, temperatura powietrza wynosiła 22 °C, siła wiatru 3,2 m/s wilgotność powietrza wynosiła 49 %, a ciśnienie atmosferyczne 1022 hPa; zaś w dniu pochmurnym zachmurzenie było maksymalne w skali oktantów i wynosiło 8, temperatura powietrza wynosiła 17 °C, siła wiatru 4 m/s, wilgotność 89 %, a ciśnienie atmosferyczne 1007 hPa.

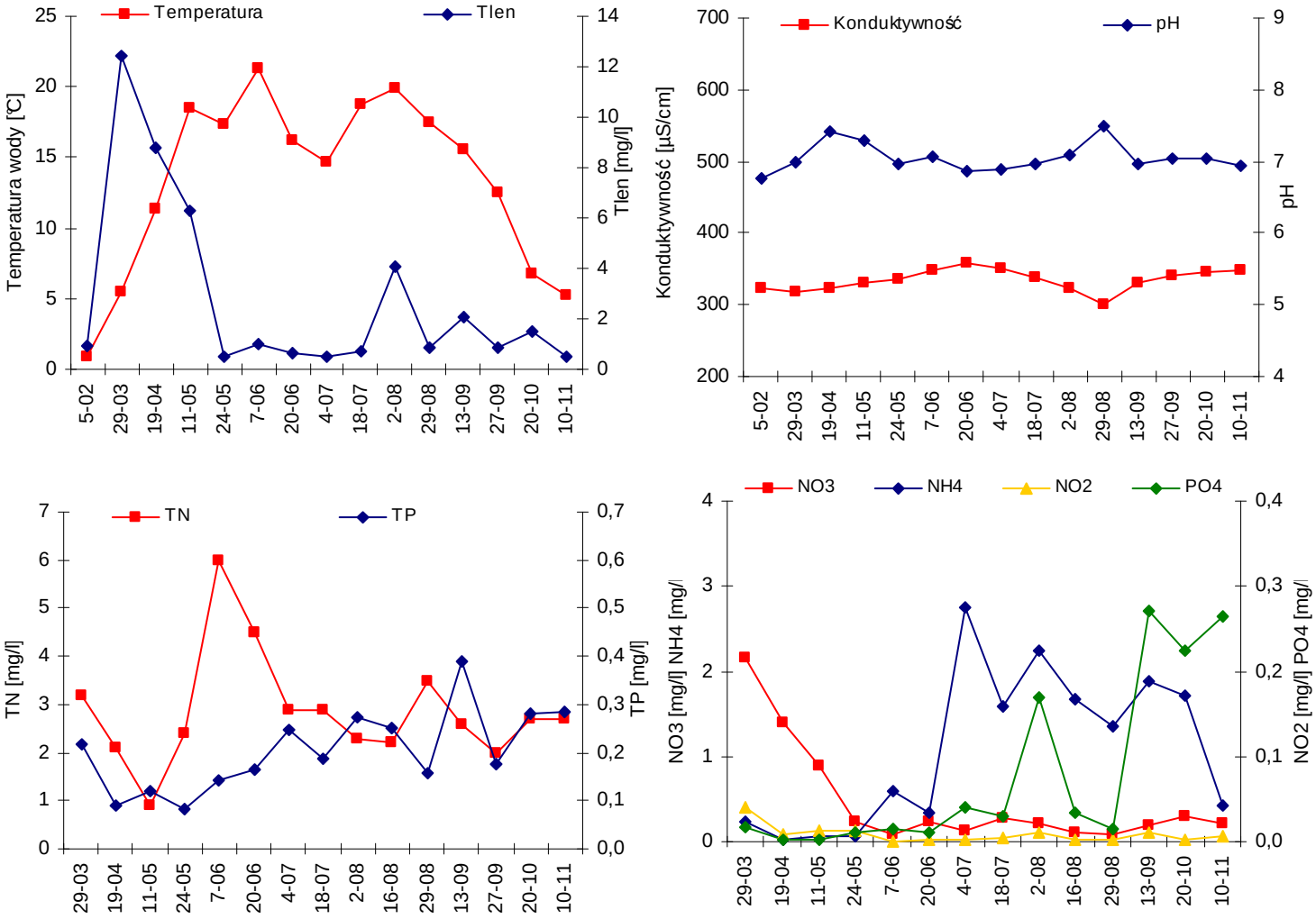


Ryc. 4 Charakterystyka dobowego rozkładu intensywności nasłonecznienia dla dni słonecznych i pochmurnych na przykładzie badań eksperymentalnych.

IV. 2. Parametry fizyczno-chemiczne oraz dynamika występowania fitoplanktonu, zooplanktonu i mikrocystyn w zbiorniku UŁ

Analizy parametrów fizycznych *in situ* wykonywane w wodzie zbiornika UŁ wykazały, że temperatura wody była najwyższa 7 czerwca i wynosiła 21,3 °C, jednak w ciągu całego sezonu badawczego nie przekraczała ona 20 °C. Średnia wartość przewodnictwa elektrolitycznego w wodzie wynosiła 334,10 µS/cm, a pH 7,05, co świadczy o dobrej jakości wody zaliczanej do I klasy jakości wód (Ryc. 5). Zawartość tlenu w całym sezonie była na niskim poziomie, poniżej 2 mg/l za wyjątkiem trzech pomiarów na początku roku (marzec, kwiecień i maj), w których stężenie wyniosło powyżej 6 mg/l i jednym pomiarem na początku sierpnia powyżej 4 mg/l (Ryc. 5). Niska zawartość tlenu w wodzie świadczy o złym jej stanie i klasyfikuje wodę do klasy V.

Średnia ilość azotu całkowitego w czasie badań monitoringowych w 2011 roku, wynosiła 2,9 mg/l z czego minimum odnotowano 11 maja – 0,9 mg/l, a maksimum 6 czerwca – 6 mg/l. Natomiast średnia ilość fosforu całkowitego wynosiła 0,2 mg/l z czego najmniejszą wartość zanotowano 24 maja – 0,08 mg/l, a największe stężenie fosforu całkowitego odnotowano 13 września – 0,39 mg/l (Ryc. 5).

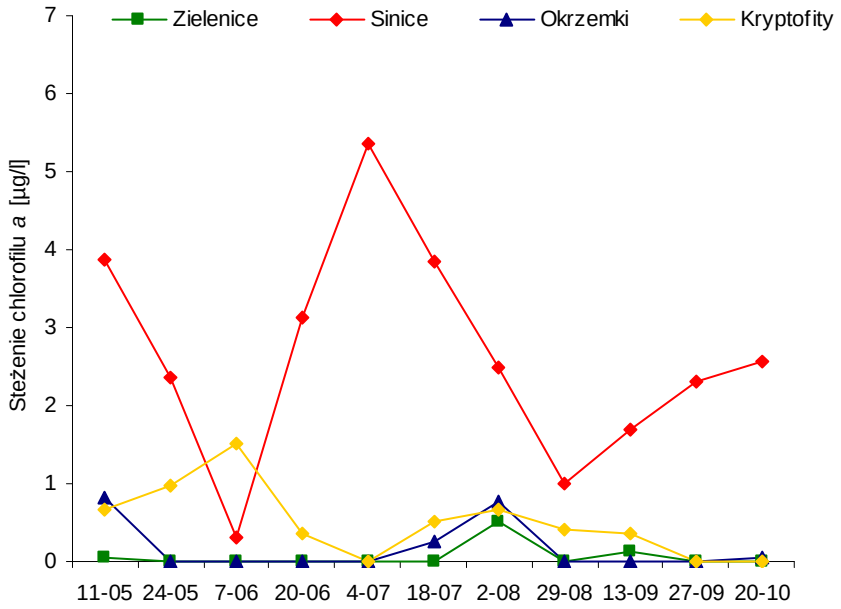


Ryc. 5 Dynamika występowania podstawowych parametrów fizyczno-chemicznych wody na stanowisku zbiornika UŁ w 2011 roku.

Najwyższe stężenie jonów azotanowych odnotowano na początku sezonu monitoringowego 29 marca – 2,15 mg/l oraz 19 kwietnia – 1,39 mg/l, po czym ich stężenie stopniowo spadało poniżej 1 mg/l i pozostało stabilne do końca badanego okresu. Udział azotu amonowego od marca do czerwca był na stałym poziomie poniżej 1 mg/l, po czym nastąpił wzrost jego stężenia 4 lipca i wynosił 2,74 mg/l. Następnie pozostał na wyższym poziomie przez kolejne miesiące by 10 listopada spaść ponownie poniżej 1 mg/l. Stężenie azotynów było niewielkie i stabilne w ciągu sezonu badawczego, a ich średnia wartość

wynosiła 0,01 mg/l. Stężenie jonów fosforanowych od marca do lipca było stabilne i nie przekraczało 0,04 mg/l. Dnia 2 sierpnia nastąpił wzrost stężenia jonów fosforanowych do wartości 0,17 mg/l, ale już po upływie dwóch tygodni nastąpił spadek ich stężenia. Kolejny wzrost jonów fosforanowych nastąpił 13 września, wartość ich wynosiła powyżej 0,2 mg/l. Wzrost ten utrzymywał się do końca sezonu badawczego (Ryc. 5).

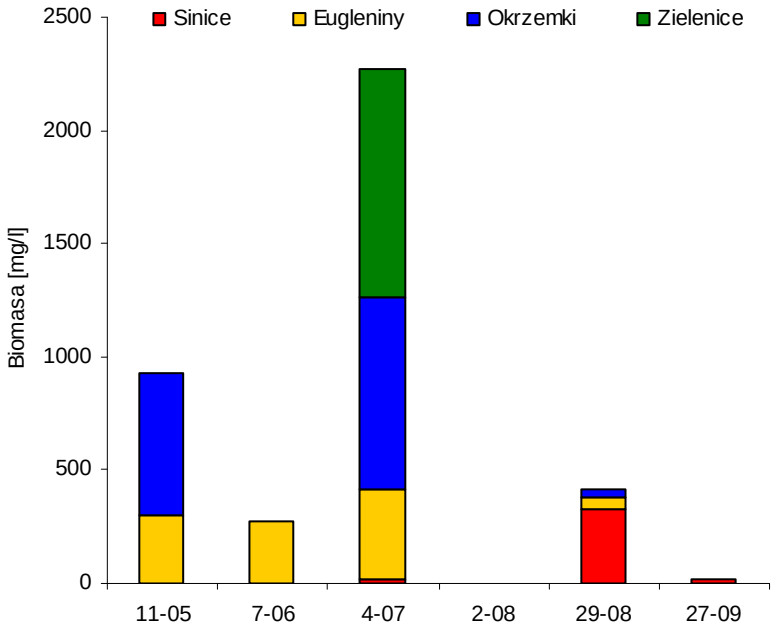
Pomiar chlorofilu *a* metodą fluorescencji wykazał, że stężenie zarówno zielenic, okrzemek jak i kryptofitów w całym sezonie badawczym nie przekraczało 1 µg/l. Zanotowano jedynie lekki wzrost kryptofitów 7 czerwca, kiedy to ich stężenie wynosiło 1,51 µg/l. W czasie prowadzonych badań można było zauważyć dominację w biomasie fitoplanktonu sinic, których najwyższe stężenie chlorofilu *a* odnotowano 4 lipca – 5,36 µg/l. Jednak 29 sierpnia nastąpił spadek stężenia chlorofilu pochodzącego od sinic do wartości 1 µg/l, po czym zanotowano lekki ich wzrost, który utrzymywał się na stałym poziomie do końca badań monitoringowych (Ryc. 6).



Ryc. 6 Dynamika występowania fitoplanktonu – pomiar chlorofilu *a* [µg/l] w zbiorniku UŁ w 2011 roku.

Identyfikacja mikroskopowa fitoplanktonu przeprowadzona dla próbek wody zbiornika UŁ wykazała, że maksymalną i minimalną biomasę wśród fitoplanktonu odnotowano dla zielenic i wyniosła ona odpowiednio 1008 mg/l (4 lipca) (Ryc. 7), gdzie głównym przedstawicielem był *Cosmarium botrytis* oraz 1,5 mg/l (7 czerwca), gdzie dominował *Tetraedron minimum*. Najmniejszą biomasę wszystkich gatunków fitoplanktonu wykryto w wodzie dnia 2 sierpnia i wyniosła ona zaledwie 3,5 mg/l, którą stanowiły jedynie

zielenice *Tetraedron minimum.* Największą biomasę fitoplanktonu odnotowano natomiast 4 lipca i wynosiła ona 2272,5 mg/l, wśród niej najmniej wykryto sinic 16,5 mg/l (dominował gatunek *Gloeocapsa turgida*), a najwięcej zielenic 1008 mg/l (dominował gatunek *Cosmarium botrytis*) i okrzemek 848 mg/l (dominował gatunek *Navicula trivialis*). Maksymalną biomasę sinic wykryto w wodzie zbiornika UŁ dnia 29 sierpnia – 330 mg/l (Ryc. 7), w przeważającej ilości były to sinice z rodzaju *Microcystis sp. (Microcystis aeruginosa)*, których biomasa wyniosła 1286,5 mg/l.



Ryc. 7 Dynamika występowania fitoplanktonu w zbiorniku UŁ w 2011 roku.

Rozkład biomasy zooplanktonu w zbiorniku UŁ

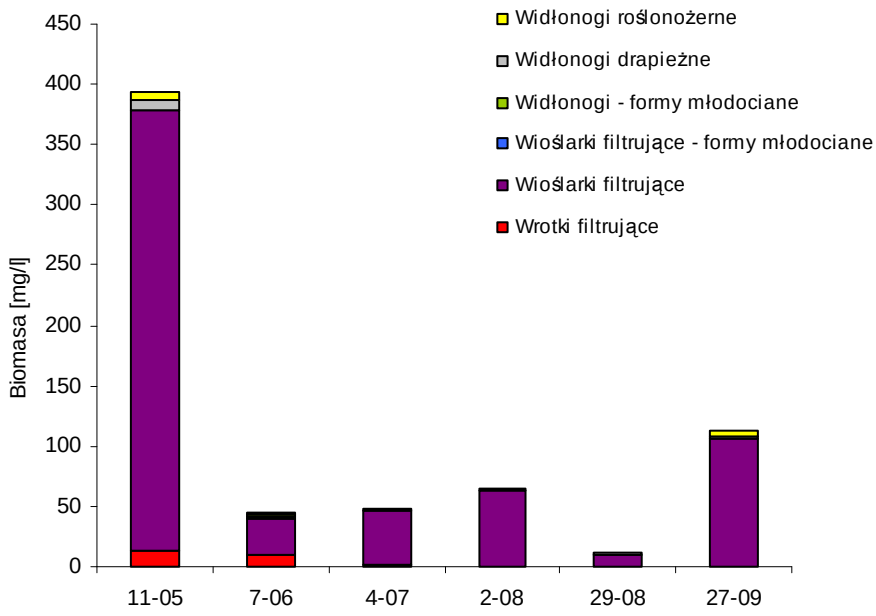
W trakcie analizy mikroskopowej wody, pobranej ze zbiornika UŁ zidentyfikowano 13 grup organizmów zooplanktonowych. Wśród nich, wrotki filtrujące (*Keratella sp., Lecane sp., Brachionus sp., Asplanchna sp.*), wioślarki filtrujące (*Daphnia longispina, Daphnia sp., Ceriodaphnia sp., Scapholeberis mucronata, Bosmina sp., Chydorus sp., Alona sp.*) oraz osobniki *Daphnia sp.* młodociane, widłonogi drapieżne (*Cyclopoida sp.*), widłonogi roślinożerne (*Calanoida sp.*) oraz widłonogi formy - młodociane (*Copepoda - nauplius*).

Obfity rozwój zwierząt planktonowych wystąpił 11 maja – 393,2 mg/l, z czego 365,25 mg/l (93%) biomasy stanowiły wioślarki filtrujące. Duży rozwój zooplanktonu odnotowano także 27 września – 112,5 mg/l, w tym 107,10 mg/l (95,2%) stanowiły także wioślarki filtrujące. Najmniejszy rozwój zwierząt planktonowych zanotowano 29 sierpnia – 11,3 mg/l, z czego 9,30 mg/l (82,3%) biomasy stanowiły również wioślarki filtrujące. Jak widać z

powyższych wyników, wioślarki filtrujące dominowały wśród biomasy zooplanktonu. Najmniejszą sumaryczną biomasę (1,4 mg/l) wykryto dla formy młodociane wioślarek filtrujących (Ryc. 8).

Wśród wrotek filtrujących dominowała *Karatella sp.* z maksimum biomasy w dniu 11 maja – 10,8 mg/l. Największą biomasę wśród wszystkich grup odnotowano dla wioślarek filtrujących dnia 11 maja i wyniosła ona 365,3 mg/l, a wśród nich dominowała *Daphnia sp.*, której biomasa wyniosła 292,8 mg/l.

Wśród widłonogów najwyższą biomasę dla *Copepoda nauplius* zanotowano 7 czerwca i wyniosła ona 1,10 mg/l. Kumulację widłonogów drapieżnych *Cyclopoida* (8,4 mg/l) i widłonogów roślinożernych *Calanoida* (6 mg/l) zanotowano 11 maja. Nie wykryto przedstawicieli wrotków drapieżnych, *Asplanchna sp.*, które by ograniczały liczebność innych organizmów głównie na początku i na końcu sezonu badawczego (Ryc. 8).

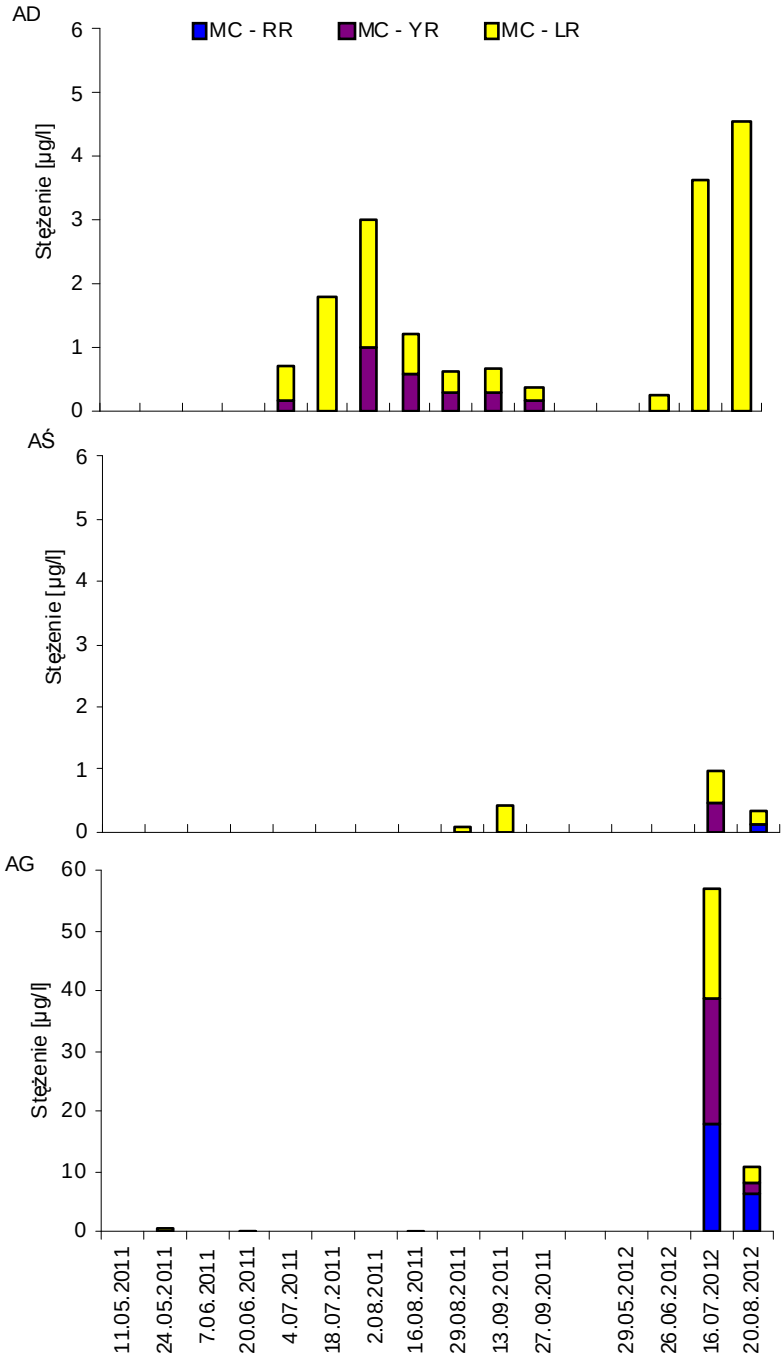


Ryc. 8 Dynamika występowania zooplanktonu - biomasa [mg/l] w zbiorniku UŁ w 2011 roku.

Dynamika występowania mikrocystyn [µg/l] w zbiornikach AD, AŚ, AG i UŁ.

W trakcie prowadzonych badań monitoringowych, których celem była identyfikacja mikrocystyn (MC) (toksyn produkowanych przez sinice) stwierdzono występowanie trzech odmian tych toksyn: MC-RR, MC-YR i MC-LR.

Pomimo pojawienia się w sierpniu 2011 roku w zbiorniku UŁ sinic z gatunku *Microcystis aeruginosa*, zdolnych do produkcji toksyn nie wykryto w ich komórkach mikrocystyn.



Ryc. 9 Dynamika występowania mikrocystyn w zbiornikach AD, AG, AŚ w latach 2011-2012.

W roku 2011 najwyższe stężenia mikrocysty zanotowano w zbiorniku Arturówek dolny (AD), w którym identyfikowano mikrocytsyny w okresie od 4 lipca do 27 września. Najwyższe ich stężenie oznaczono dnia 2 sierpnia i wynosiło ono 3 µg/l, w tym okresie dominowała MC-LR. W zbiorniku Arturówek środkowy (AŚ) w roku 2011 zidentyfikowano mikrocystyny jedynie w 2 spośród 11 pobranych próbek w trakcie całego sezonu. Maksymalne stężenie mikrocystyn zanotowano 13 września i wynosiło ono 0,42 µg/l. W

zbiorniku tym dominowała MC-LR. W zbiorniku Arturówek górny (AG), podobnie jak w zbiorniku AŚ, zidentyfikowano jedynie MC-LR w dwóch próbkach. Maksymalne jej stężenie wykryto 24 maja i wynosiło ono 0,39 µg/l. (Ryc. 9).

W roku 2012 w zbiorniku AD zidentyfikowano jedynie MC-LR. Najwyższe jej stężenie wykryto 20 sierpnia i wynosiło ono 4,56 µg/l. Z kolei w zbiorniku AŚ zidentyfikowano wszystkie 3 mikrocystyny. Maksymalne ich stężenie wykryto dnia 16 lipca i wyniosło ono 1 µg/l. W zbiorniku AG, podobnie jak w zbiorniku AŚ, wykryto wszystkie 3 mikrocystyny, dodatkowo w bardzo dużych stężeniach. Maksymalną ich wartość zanotowano dnia 16 lipca i wynosiła ona ponad 50 µg (Ryc. 9).

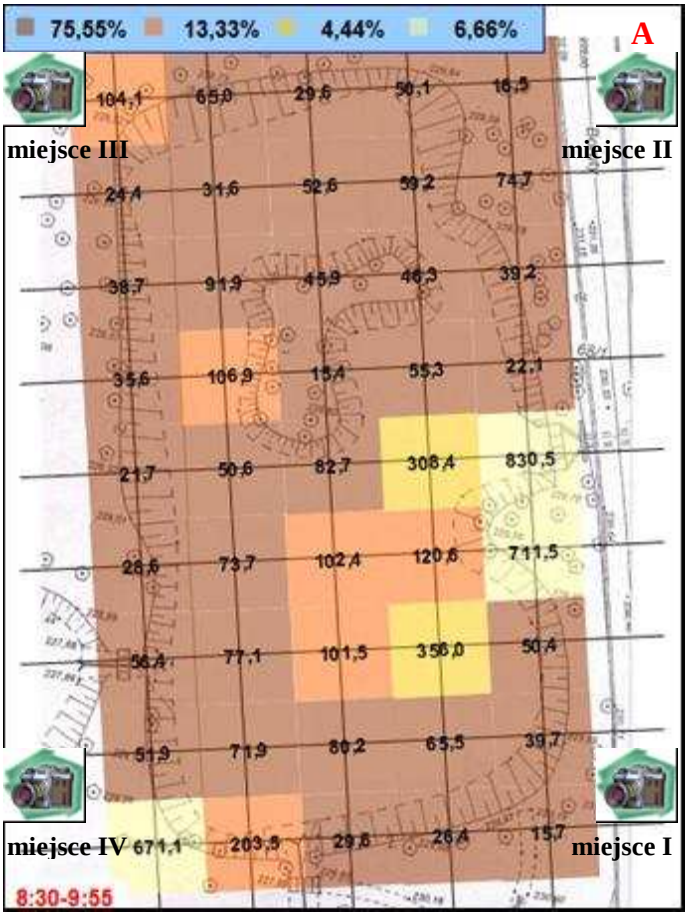
IV. 3. Wpływ nasłonecznienia na intensywność rozwoju sinic

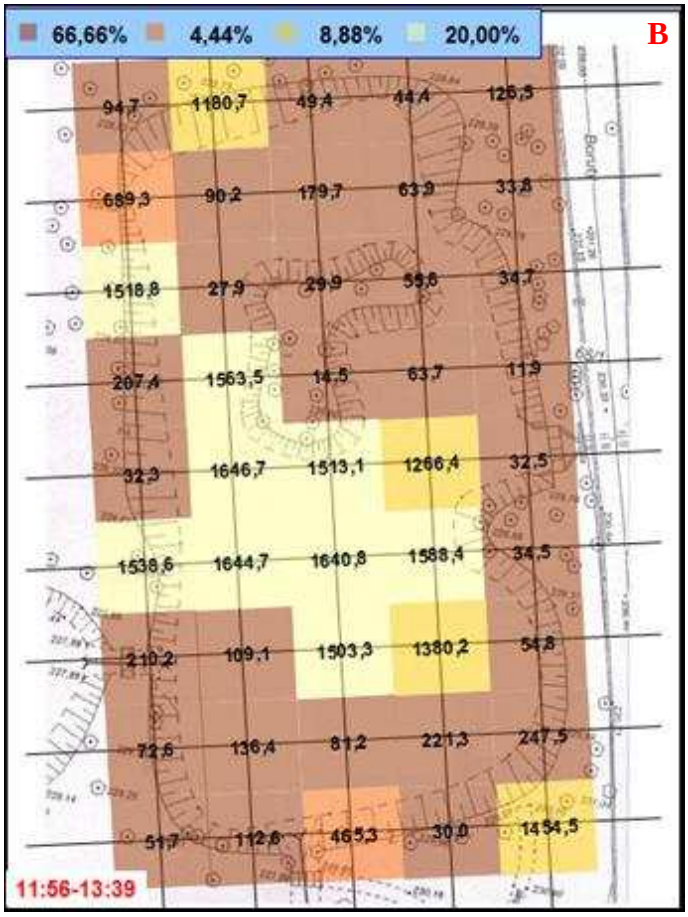
IV. 3. 1. Eksperyment I

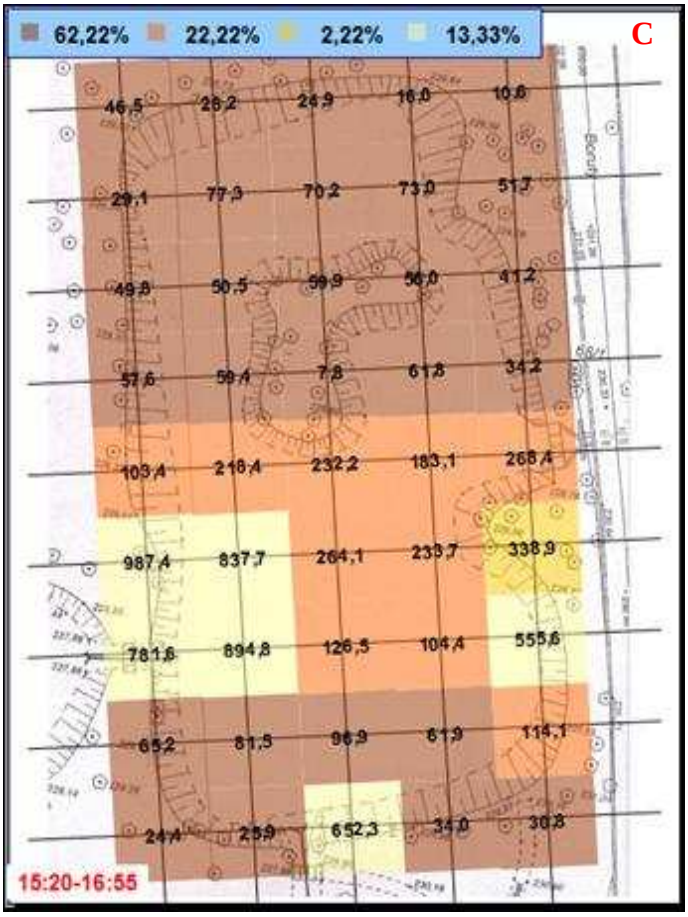
Eksperyment wykonano w celu oceny stopnia zacienienia zbiornika i możliwości zwiększenia jego nasłonecznienia dla intensyfikacji procesów biologicznych. Analiza rozkładu nasłonecznienia na zbiorniku Bzura-7 wykazała niewielkie zróżnicowanie pomiędzy poszczególnymi porami dnia wykazując maksymalne nasłonecznie zaledwie w 20% powierzchni zbiornika.

W porze porannej najwyższy stopień nasłonecznienie powyżej 500 µmol/m^2/s, odnotowano jedynie we wschodniej części zbiornika. Obszar ten stanowił zaledwie 6,66% powierzchni całego akwenu. Obszary o średnim nasłonecznieniu (powyżej 300 µmol/m^2/s) stanowiły o tej porze dnia 4,44% powierzchni zbiornika. Z kolei w trzech czwartych obszaru zbiornika wykazano intensywność nasłonecznienia poniżej 100 µmol/m^2/s, co wskazuje na znaczne zacienienie powierzchni wody. W porze południowej 20% obszaru zbiornika, stanowiły miejsca o wysokim nasłonecznieniu powyżej 1500 µmol/m^2/s. Średnie wartości nasłonecznienia stanowiły 9% obszaru zbiornika. Zauważalny był niewielki spadek miejsc zacienionych o najmniejszym nasłonecznieniu. Obszary te stanowiły dwie trzecie powierzchni zbiornika UŁ.

W porze popołudniowej wysokie nasłonecznie powyżej 500 µmol/m^2/s, zanotowano w 13% obszaru zbiornika, głównie południowej jego części. Obszarów o średnim nasłonecznieniu było jedynie 2,22%, zaś obszary o najwyższym stopniu zacienienia stanowiły niewiele ponad 62% powierzchni zbiornika. Rozkład nasłonecznienia dla zbiornika UŁ dla trzech pór dnia, przedstawiono na Ryc. 10.







LEGDNDA: Intensywność nasłonecznienia [µmol/m^{2}s]

RANO I POPOŁUDNIE	POŁUDNIE
0-100 zacienie	0-100 zacienienie
100-300 niskie nasłonecznienie	300-900 niskie nasłonecznienie
300-500 średnie nasłonecznienie	900-1500 średnie nasłonecznienie
500> wysokie nasłonecznienie	1500-> wysokie nasłonecznienie

Ryc. 10 Rozkład intensywności nasłonecznienia w zbiorniku UŁ w porze porannej (A), południowej (B) i popołudniowej (C).

W celu udokumentowania zasięgu nasłonecznienia w zbiorniku wykonano serię zdjęć, bezpośrednio przed i po pomiarze dla każdej z trzech pór dnia. Zdjęcia wykonywano zawsze w tych samych miejscach, co umożliwiło porównanie stopnia nasłonecznienia poszczególnych miejsc o różnych porach dnia (Fot. 5-8).

8:47 **10:19**

11:24 **12:22**

13:55 **14:58**

Fot. 5 Dobowy rozkład nasłonecznienia w zbiorniku UŁ w dniu 21.08.2012. - (miejsce I).

8:52 **10:20**

11:25 **12:24**

14:01 **15:01**

Fot. 6 Dobowy rozkład nasłonecznienia w zbiorniku UŁ w dniu 21.08.2012. - (miejsce II).

8:53 **10:21**

11:26 **12:24**

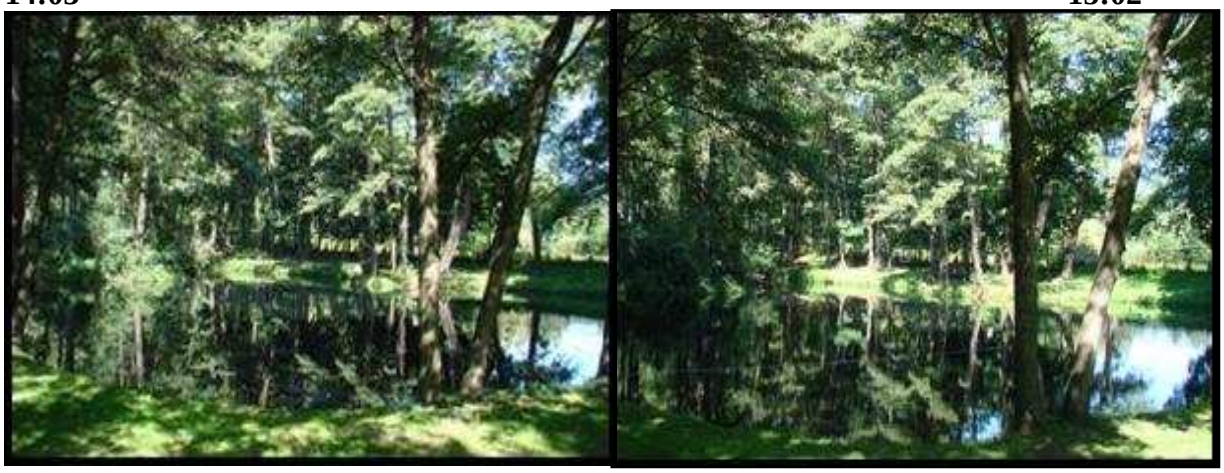
14:01 **15:01**

Fot. 7 Dobowy rozkład nasłonecznienia w zbiorniku UŁ w dniu 21.08.2012. - (miejsce III)

8:54 **10:23**

11:28 **12:26**

14:03 **15:02**



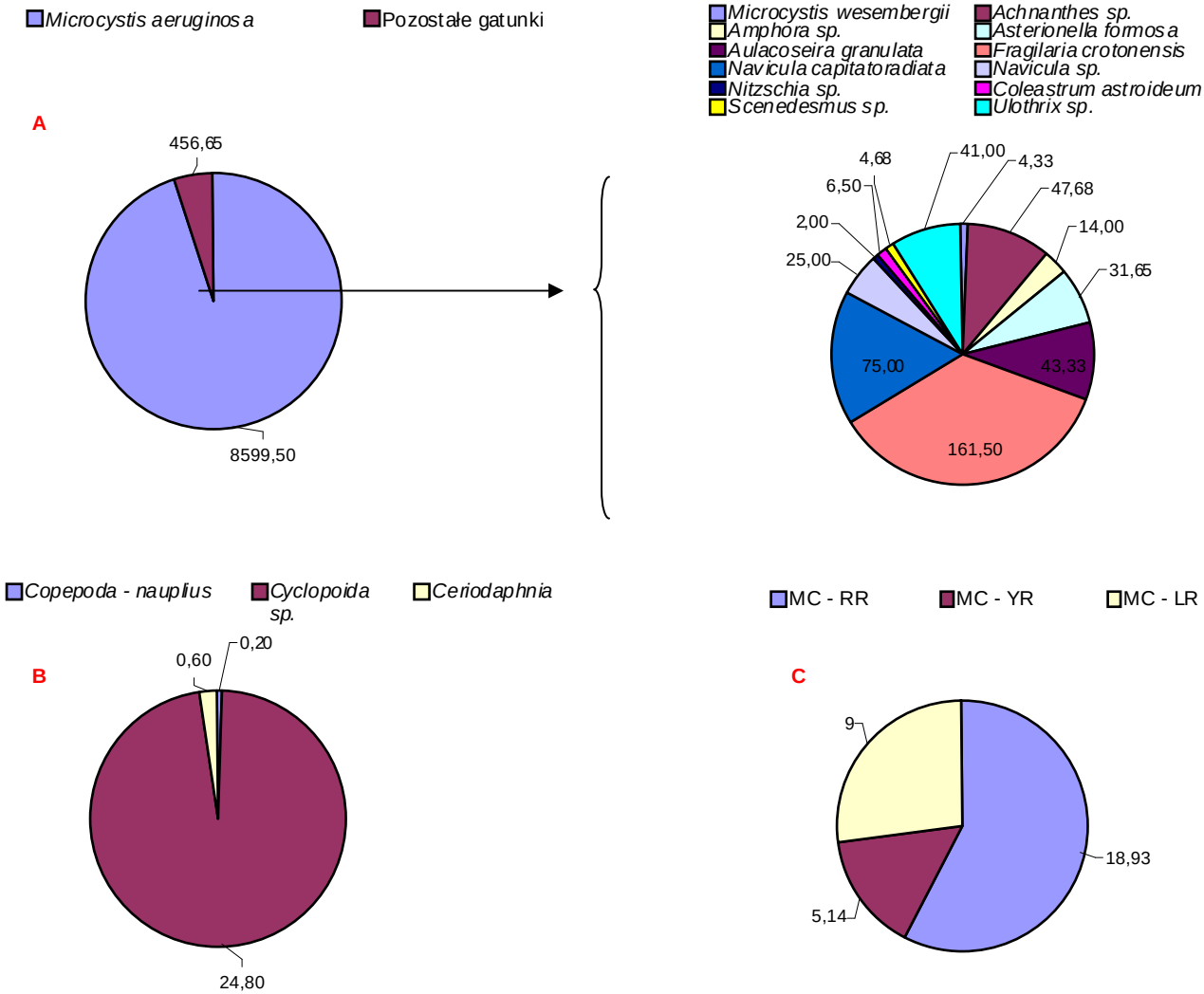
Fot. 8 Dobowy rozkład nasłonecznienia w zbiorniku UŁ w dniu 21.08.2012. - (miejsce IV).

IV. 3. 2. Eksperyment II

Eksperyment przeprowadzono w celu oceny wpływu intensywności nasłonecznienia na produkcję pierwotną i syntezę toksyn dla oszacowania możliwości doświetlenia zbiornika Bzura-17 w celu zwiększenia zdolności samooczyszczania jego wód, nie intensyfikując symptomów eutrofizacji.

Przygotowany zagęszcz glonów w 120 l beczce, charakteryzował się dominacją sinic z rodzaju z rodzaju *Microcystis sp.*. Stanowiły one 94,95% całej biomasy fitoplanktonu (Ryc. 12). W materiale zakwitu sinicowego zidentyfikowano 3 mikrocystyny w ilości: MC-RR – 18,93 µg/l, MC-YR – 5,14 µg/l, i MC-LR – 9 µg/l. (Ryc. 11).

W materiale eksperymentalnym zidentyfikowano 2 grupy organizmów zooplanktonowych. Wykryto widłonogi drapieżne (*Cyclopoida sp).* i widłonogi formy – młodociane (*Copepoda nauplius)* oraz wioślarki filtrujące (*Ceriodaphnia sp.)*. Sumaryczna biomasa zooplanktonu wynosiła 25,60 mg/l (Ryc. 11).



Ryc. 11 Dynamika występowania fitoplanktonu [mg/l] (A) zooplanktonu [mg/l] (B) oraz mikrocystyn [µg/l] (C) w zagęszczu glonów przygotowanym do eksperymentu w 120 l beczce.

Z tak przygotowanego materiału zakwitu sinicowego, wprowadzono 5 l wody do każdego z basenów eksperymentalnych. Następnie dokonano odczytów parametrów fizyczno-chemicznych i biologicznych wody. Uzyskane wyniki przedstawiono w Tab. 5.

Tab. 5 Średnie wartości parametrów fizyczno-chemicznych, biologicznych i toksykologicznych wody w basenach w pierwszym i ostatnim dniu eksperymentu oraz wody w rzece obok miejsca eksperymentu.

stanowisko	fizyczne			chemiczne							biologiczne			
	temperatura wody [°C]	Przewodnictwo elektrolityczne w wodzie [µS/cm]	pH	tlen [mg/l]	TN [mg/l]	TP [mg/l]	NO_2^- [mg/l]	NO_3^- [mg/l]	PO_4^{3-} [mg/l]	NH_4^+ [mg/l]	chlorofil *a* [µg/l]	zooplankton [mg/l]	ftoplankton [mg/l]	mirocystyny [µg/l]
1.08.2012 baseny	25	279	8,87	10,5	1,1	0,31	0,02	0,41	0,60	0,03	55,6	-	-	4,3
13.08.2012 baseny	19,7	247	8,58	11,5	1,26	0,18	0,02	0,14	0,79	0,03	18,8	-	-	1,48
13.08.2012 rzeka	-	-	-	-	1,2	0,29	0,02	0,29	0,63	0,02	38,5	-	-	1,29

Wyniki pomiarów parametrów fizycznych wody w basenach eksperymentalnych przedstawiały się następująco. W ciągu trwania eksperymentu w każdy z basenów temperatura wody była porównywalna. Najwyższą (25,0-25,5°C) zanotowano drugiego dnie eksperymentu, zaś najniższą (19,6-19,8°C) ostatniego dnia eksperymentu. Rozkład temperatury w przypowierzchniowej warstwie wody zależny był od warunków pogodowych, głównie od nasłonecznienia i temperatury powietrza. Stężenie tlenu rozpuszczonego w wodzie uległo podwojeniu już w drugim dniu eksperymentu wzrastając z wartości średnio około 6,56 mg/l do 13,09 mg/l. Wysokie stężenie tlenu >10 mg/l utrzymywało się już do ostatniego dnia eksperymentu. Zaobserwowano również wzrost przewodnictwa elektrolitycznego w wodzie w drugim dniu eksperymentu do średniej wartości dla wszystkich basenów wynoszącej 294,4 µS/cm, a następnie spadek w kolejnych dniach osiągając wartości najniższe (średnio 247 µS/cm) dnia 8 i 13 sierpnia. Z kolei wartość pH wody we wszystkich basenach utrzymywała się na tym samym poziomie, przyjmując w pierwszym dniu eksperymentu wartości w zakresie 8,13-8,5, zaś już od drugiego dnia eksperymentu wahały się one w zakresie 8,5-9,0.

Pierwszego dnia w basenie kontrolnym (basen nr „1”), stężenie chlorofilu *a* sinicowego wynosiło 38,09 µg/l, by w dalszej części eksperymentu sukcesywnie spadać do 6,45 µg/l w ostatnim dniu eksperymentu. W basenach "2" gdzie gaza poliamidowa

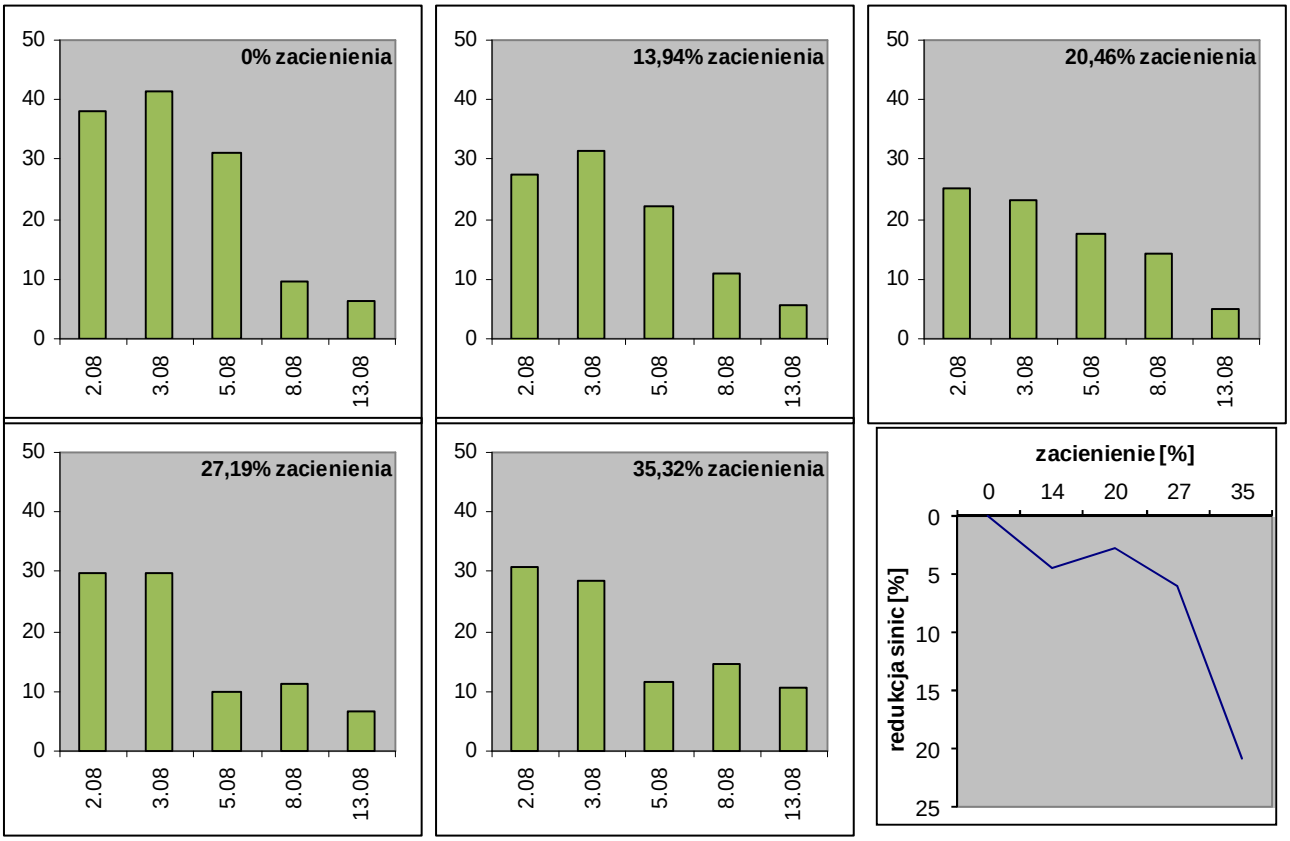
powodowała redukcję światła o 13,94%, zaobserwowano spadek zawartości chlorofilu *a* pochodzącego od sinic o 4,52% w stosunku do tempa spadku obserwowanego w kontroli. W basenie nr "3" przy redukcji światła wynoszącej 20,46% uzyskano spadek stężenia chlorofilu *a* sinic o 2,79% w stosunku do spadku tego parametru odnotowanego w kontroli. W basenach "4" redukcja światła wyniosła 27,19%, co było przyczyną spadku stężenia chlorofilu *a* sinicowego o 6,05%. W basenie "5" stężenie chlorofilu *a* sinicowego na początku trwania eksperymentu wynosiło 30,92 µg/l, a ostatniego dnia spadło do wartości 10,59 µg/l, uzyskano tym samym aż 20,85% redukcję sinic względem kontroli. Baseny "5" były przykryte gazą poliamidową, która redukowała światło o 35,32%. Ten największy stopień zacienienia jaki uzyskano spośród wszystkich basenów, przyczynił się jednocześnie do największego spadku chlorofilu *a* pochodzącego od sinic. Średnia różnica pomiędzy redukcją światła w każdym basenie wynosiła 7%. Zależność stężenia chlorofilu *a* pochodzącego od sinic od redukcji dostępu światła przedstawiono na Ryc. 12.

W tym samym czasie zaobserwowano wzrost stężenie chlorofilu *a* zielenicowego od średniej wartości z 5 basenów 1,85 µg/l w pierwszym dniu eksperymentu do wartości 9,72 µg/l dnia 5 sierpnia. W następnych dniach eksperymentu stężenie chlorofilu *a* zieleniowego systematycznie spadało osiągając w ostatnim dniu badań wartość 6,21 µg/l. Okrzemki pojawiły się w basenach dopiero czwartego dnia eksperymentu osiągając wartość stężenia chlorofilu *a* wynoszącą 1,04 µg/l. Trzy dni później stężenie to wzrosło do wartości 9,87 µg/l, by w ostatnim dniu spaść do wartość 3,29 µg/l. Maksymalne średnie stężenie chlorofilu *a* pochodzącego od kryptofitów zanotowano drugiego dnia eksperymentu wyniosło ono 15,55 µg/l, natomiast minimalne stężenie wystąpiło ostatniego dnia gdzie zanotowano średnie stężenie na poziomie 2,43 µg/l. Dynamika zmian chlorofilu *a* w basenach numer 2-5 (charakteryzujących się różnym stopniem zacienienia) względem kontroli (basen numer 1) dla poszczególnych grup była różna. Wyniki tych zmian przedstawiono w Tab. 6.

Tab. 6 Dynamika zmian [%] parametrów fizycznych oraz stężenia chlorofilu *a* [µg/l] wody w basenach w trakcie trwania eksperymentu.

Parametr	numer basenu*	2.08.12	3.08.12	5.08.12	8.08.12	13.08.12	dynamika zmian**
temperatura wody [°C]	1	22,7	25,5	23,6	22,5	19,7	0
	2	22,8	25,5	23,8	22,7	19.8	0,44
	3	22,8	25,3	23,8	22,6	19,7	-2,88
	4	22,8	25,2	23,8	22,6	19,8	0,44
	5	22,8	25	23,6	22,5	19,6	-6,20
tlen [mg/l]	1	6,79	13,95	12,3	13,03	11,49	0
	2	6,59	13,22	12	13,3	11,28	-2,82
	3	6,77	12,98	11,67	13,33	11,26	4,19
	4	6,49	12,76	11,73	13,45	11,64	-14,64
	5	6,18	12,54	11,82	13,81	11,72	-29,51
Przewodnictwo elektrolityczne w wodzie [µS/cm]	1	283	295	268	253	255	0
	2	282	294	266	245	245	-32,61
	3	281	292	263	239	240	-47,47
	4	283	295	266	243	255	0
	5	284	296	269	242	241	-53,03
pH	1	8,33	8,81	8,87	8,78	8,56	0
	2	8,38	8,79	8,92	8,93	8,54	-32,61
	3	8,5	8,72	8,87	8,84	8,56	-47,47
	4	8,21	8,75	8,92	8,85	8,6	0
	5	8,13	8,68	8,87	8,86	8,65	-53,03
chlorofil *a* sinicowy [µg/l]	1	38,09	41,45	31,16	9,63	6,45	0
	2	27,61	31,59	22,11	10,90	5,71	4,52
	3	25,27	31,59	17,48	14,25	4,87	2,79
	4	29,89	29,89	9,78	11,16	6,56	6,05
	5	30,92	28,43	11,55	14,64	10,59	20,85
chlorofil *a* zielenicowy [µg/l]	1	0,48	4,82	5,76	7,21	4,94	0
	2	3,50	4,75	10,01	8,32	6,61	90,44
	3	3,39	5,60	11,39	9,35	6,27	90,86
	4	1,69	4,33	12,17	8,51	6,15	71,60
	5	0,19	6,63	9,27	8,46	7,07	-289,71
chlorofil *a* okrzemkowy [µg/l]	1	0	0	0,66	4,24	3,12	-
	2	0	0	1,71	5,51	3,07	-
	3	0	0	1,42	7,02	2,94	-
	4	0	0	1,24	4,69	3,01	-
	5	0	0	0,18	9,67	4,31	-
chlorofil *a* kryptofitowy [µg/l]	1	9,50	16,96	9,50	6,19	1,87	0
	2	8,54	14,70	8,89	6,34	3,79	30,75
	3	10,03	15,71	10,24	7,97	2,45	5,90
	4	8,85	17,23	8,41	5,80	1,62	-1,72
	5	7,65	13,16	8,62	7,39	2,41	14,72

***** 1 – kontrola, 2 – basen pokryty podwójną gazą nr 13S, 3 – basen pokryty potrójną gazą nr 13S, 4 – basen pokryty podwójną gazą nr 19S, 5 – basen pokryty potrójną gazą nr 19S; ****** redukcja względem kontroli;



Ryc. 12 Zmiana stężenia chlorofilu *a* sinicowego w wodzie poszczególnych basenów oraz wpływ zacienienia na redukcję (wykres w prawym dolnym rogu).

Dynamika występowania mikrocystyn [µg/0,3L] w basenach eksperymentalnych

Wodę pobraną z basenów eksperymentalnych poddano analizie na zawartość dwóch mikrocystyn: MC-RR i MC- LR. Suma stężeń MC-RR i MC-LR pierwszego dnia eksperymentu w basenie wynosiła 10,89 µg/l. Suma tych samych mikrocystyn ostatniego dnia eksperymentu dla basenów "1" wynosiła – 1,07 µg/l, dla basenów "2" – 0,88 µg/l, dla basenów "3" – 0,92 µg/l, dla basenów "4" – 1,17 µg/l a dla basenów "5" – 2,25 µg/l. Redukcja MC-RR i MC-LR dla poszczególnych basenów względem kontroli wyniosła: 90,2% dla basenów "1", 91,9% dla basenów "2", 91,6% dla basenów "3", 89,2% dla basenów "4" i 79,3% dla basenów "5". Ostatniego dnia eksperymentu stężenia mikrocystyn w basenach były znacznie niższe od stężenia mikrocystyn w zakwicie sinic w rzece, które wyniosło 3,32 µg/l (Tab. 7).

Tab. 7 Dynamika zmian [%] stężenia mikrocystyn poszczególnych basenów w stosunku do pierwszego dnia eksperymentu.

Parametr	numer basenu*	1.08.12	13.08.12	dynamika zmian**
stężenie mikrocystyn [µg/L]**	beczka	27,93		
	rzeka		3,32	
	1	10,89	1,07	90,2%
	2		0,88	91,9%
	3		0,92	91,6%
	4		1,17	89,2%
	5		2,25	79,3%

***** 1 – kontrola, 2 – basen pokryty podwójną gazą nr 13S, 3 – basen pokryty potrójną gazą nr 13S, 4 – basen pokryty podwójną gazą nr 19S, 5 – basen pokryty potrójną gazą nr 19S; ****** redukcja względem kontroli;
** – suma mikrocystyn -RR i -LR;

V. Dyskusja

Problem związany z eutrofizacją wód kompleksu zbiorników w "Arturówku" pojawia się każdego roku (Jurczak i in. 2007). Zakwity sinic, są powodem pojawiania się w wodach szkodliwych toksyn, niebezpiecznych dla ludzi i zwierząt. Pogarszają one przy tym stan ekologiczny wód oraz estetykę zbiorników. Zaproponowane w ramach projektu EH-REK pt.: „Ekohydrologiczna rekultywacja zbiorników rekreacyjnych „Arturówek (Łódź) jako modelowe podejście do rekultywacji zbiorników miejskich" rozwiązania mają przyczynić się do poprawy jakości wód poprzez redukcję zanieczyszczeń wpływających na stan trofii zbiorników w Arturówku. Realizowane w ramach niniejszej pracy badania pozwolą na określenie wpływu intensywności nasłonecznienia na eutrofizację wód oraz pozwolą przeciwdziałać temu zjawisku w przyszłości.

Czynniki sprzyjające zakwitom

Istnieje wiele czynników, które przyczyniają się do powstania zakwitów wody. W wodzie zbiornika UŁ, w roku badawczym 2011 podobnie jak we wcześniejszych okresach nie stwierdzono występowania intensywnych zakwitów sinicowych, mimo że w wodzie odnotowano dużo substancji odżywczych. Powodem takiego stanu rzeczy jest przede wszystkim niewielkie nasłonecznie zbiornika, które sprawia że nawet przy optymalnych warunkach dostępności substancji odżywczych, średnia niska temperatura wody poniżej 20 °C w miesiącach letnich nie przyczynia się do intensywnego wzrostu sinic. Wyniki przedstawione w niniejszej pracy magisterskiej wskazują na to, że w wodzie zbiornika UŁ panowały warunki preferowane przez sinice, jednak ograniczone nasłonecznienie było powodem braku pojawienia się zakwitu.

Jednym z czynników powodujących eutrofizację wód jest bezwietrzna pogoda, która powoduje brak mieszania wód (Tarczyńska i in. 1997, Kajak 1998). W wodzie zbiornika UŁ, średnia siła wiatru wynosiła powyżej 3 m/s. W roku 2009 siła wiatru na tym zbiorniku oscylowała w zakresie 2,5-6 m/s (Wnuk 2010). Z kolei w 2010 roku średnia siła wiatru wynosiła ponad 3 m/s (Ulężałka 2011), wartości te więc były podobne każdego roku. Jednak nawet wystąpienie silnego wiatru nad obszarem zbiornika UŁ nie spowodowałoby intensywnego mieszania się wód, ponieważ jest to zbiorniki niewielki oraz osłonięty od wiatru przez liczne drzewa wokół linii brzegowej. Położenie jak i wielkość zbiornika są sprzyjające rozwojowi sinic.

Kolejnym czynnikiem jest czas retencji wody. Już w latach 70-tych XX wieku prowadzono wiele badań na zbiornikach wodnych, których wyniki podkreśliły znaczenie czasu retencji wody jako jednego z najważniejszych czynników wpływających na eutrofizację (Vollenweider 1968). Czas retencji wody w zbiorniku UŁ jest bardzo długi, zbiornik ma charakter bardziej jeziorny niż rzeczny. Oznacza to, że woda w zbiorniku UŁ ulega wymianie bardzo powoli, stąd jest to zbiornik, który ma predyspozycje do zakwitu. Długi czas retencji wody powinien przekładać się na wyższą temperaturę wody, a w konsekwencji w zbiorniku UŁ powinno być obserwowane wyższe stężenie chlorofilu *a*. Jednak zacienienie zbiornika, pośrednio przyczyniło się do odnotowania najniższego spośród pozostałych zbiorników stężenia chlorofilu *a* oraz najniższej temperatury wody. Średnia temperatura wody w miesiącach letnich, kiedy oczekiwany byłby zakwit wynosiła 17,8 °C. Nie przekroczyła więc 20 ^{o}C, co jest z głównych warunków do powstania zakwitu (Robarts i Zohary 1987). Temperatura wody w zbiorniku UŁ była niższa średnio o ok. 2,5 °C w porównaniu z pozostałymi zbiornikami w Arturówku w tym samym okresie. Stężenie chlorofilu *a* fitoplanktonu latem wynosiło średnio 3,95 µg/l, a maksymalna biomasa sinic wyniosła 330 mg/l w sierpniu i w przeważającej ilości były to sinice z rodzaju *Microcystis sp. (Microcystis aeruginosa).* Sinice zidentyfikowane w wodzie zbiornika UŁ były materią allochtoniczną, czyli ich pojawienie prawdopodobnie spowodowane było spłynięciem ze zbiornika znajdującego się powyżej ul. Boruty. Zbiornik ten jest mocniej nasłoneczniony, a tym samym ma wyższą temperaturę wody i obserwowany jest w nim zakwit sinic każdego roku. Niestety, jest to teren prywatny i nie ma możliwości poboru próbek wody do analizy. Pozostałe trzy zbiorniki w Arturówku nie są już tak mocno zacienione, dlatego też notuje się w nich wyższą temperaturę wody oraz wyższe stężenie chlorofilu *a*. Metoda fluorescencji chlorofilu *a* wskazała, że średnie stężenie fitoplanktonu w okresie letnim w 2011 roku dla zbiornika AD wyniosło 7,48 µg/l, dla zbiornika AŚ – 10,68 µg/l, a dla zbiornika AG aż 35 µg/l. Natomiast średnia temperatura wody w tym czasie w zbiorniku AD wynosiła 20,5 °C w zbiorniku AŚ – 20,1 °C i AG 20,3 °C. W zbiornikach tych panowały więc warunki odpowiednie dla pojawienia się zakwitu. Najniższe stężenie chlorofilu *a* i temperaturę wody w zbiorniku UŁ, spośród pozostałych akwenów, odnotowano także w badaniach z 2009 i 2010 roku (Wnuk 2010, Ulężałka 2011). Z powodu niesprzyjających w roku 2009 warunków pogodowych (częste wahania temperatur, chłodne i deszczowe lato) nie zaobserwowano masowego zakwitu w zbiornikach „Arturówek" (Wnuk 2010). Z koli suche i gorące lato 2010 roku sprzyjało masowemu zakwitowi w zbiornikach np. w zbiorniku dolnym (Ulężałka 2011). W badaniach Krupa i Czernaś (2003) prowadzonych na zbiorniku Nadrybie również wykazano

zależność pomiędzy temperaturą wody, a stężeniem chlorofilu *a*. W zbiorniku tym wykazano, że kiedy wiosną panowały najwyższe temperatury wody 18-19 °C średnie stężenie chlorofilu *a* wynosiło 628,2 mg/m^{-3}. Jesienią kiedy temperatura wody oscylowała w przedziale 11,8-16,6 °C i odnotowano najmniejsze średnie stężenie chlorofilu *a* – 144 mg/m^{-3} (Krupa i Czernaś 2003). Tendencje spadkowe chlorofilu *a* w stosunku do temperatury wody, wykazano także w badaniach McCarthy i in. (2009) nad dwoma eutroficznymi jeziorami Okeechobee (USA) i Taihu (Chiny). W miesiącach kiedy temperatura wody w jeziorze Okeechobee była niższa stężenie chlorofilu *a* wynosiło poniżej 20 µg/l, natomiast kiedy temperatura wody wzrastała stężenie chlorofilu *a* osiągało wartość ponad 30 µg/l. W jeziorze w Chinach różnice stężenia chlorofilu *a* w zależności od temperatury były znacznie większe. W miesiącach kiedy temperatura wody była niższa stężenie chlorofilu *a* wynosiło poniżej 10 µg/l, a kiedy temperatura była wyższa stężenie chlorofilu *a* odnotowywano powyżej 20 µg/l. W wielu innych pracach, naukowcy również stwierdzili korelację pomiędzy temperaturą wody a rozwojem fitoplanktonu wodzie: Boylen i Brock (1973) i Torremorell i in. (2007). Wynika z tego, iż mniejsze zacienienie zbiorników przekłada się na wyższą temperaturę wody, co powoduje (pośrednio) różnice w wartościach chlorofilu *a* w zbiornikach, gdyż we wzroście glonów autotroficznych wzajemne oddziaływanie światła i temperatury pełni istotna rolę. Większe napromieniowanie zbiornika powoduje wzrost temperatury, a tym samym umacnia rozwój glonów (wzrost ich biomasy).

Istotnym czynnikiem powodującym wzrost trofii wód jest dopływ związków azotu i fosforu (Kajak 1998). Jednocześnie w wodzie powinien występować niski stosunek N:P, do zakwitu sinic (Czaplicka-Kotas i in. 2012). W wodzie zbiornika UŁ stosunek N:P wynosił 14,5:1, i mieścił się jeszcze w granicach przyjętych dla korzystnych warunków do rozwoju sinic. Średnie stężenie azotu w sezonie badawczym wynosiło 2,9 mg/l a fosforu 0,2 mg/l. Jak wcześniej wspominano w wodzie zbiornika UŁ wśród sinic dominowała sinica z rodzaju *Microcystis aeruginosa*. W badniu Ståhl-Delbanco i in. (2003) wykazali, że w jeziorze Krankesjön (Szwecja) *Microcystis aeruginosa* rozwija się najlepiej przy stężeniu azotu 0,498 mg/l i fosforu 0,134 mg/l, czyli niskim stosunku N:P (4:1).

W badanym okresie (2011 rok) stosunek N:P w pozostałych trzech głównych zbiornikach w Arturówku był zdecydowanie wyższy. W zbiorniku AD był on najwyższy i wynosił 19:1. Średnie stężenie azotu wynosiło 1,53 mg/l, a fosforu 0,08 mg/l. W wodzie zbiornika AŚ stosunek azotu do fosforu wyniósł 12,5:1. Średnie stężenie azotu odnotowano na poziomie 1,32 mg/l, a fosforu 0,11 mg/l. W zbiorniku AG stosunek N:P był najniższy porównując go z dwoma pozostałymi zbiornikami i wynosił 10:1, średnie stężenie azotu

wynosiło 1,36 mg/l, a fosforu 0,14 mg/l (Podawca 2012). Azot może być w wodzie głównym czynnikiem ograniczającym wzrost glonów, szczególnie gdy stosunek N:P jest mały (Kawecka i Eloranta 1994). Wyniki z pozostałych trzech zbiorników, wskazują jednoznacznie, że wyższy stosunek N:P oraz odpowiednie warunki abiotyczne i biotyczne zwiększały prawdopodobieństwo pojawiania się zakwitu w trzech głównych zbiornikach w Arturówku. Wysokie średnie stężenie azotu całkowitego w zbiorniku AD wskazuje jednoznacznie na możliwość dopływu zanieczyszczeń spowodowanych działalnością człowieka na tym obszarze. Zwyczajowo przyjmuje się, że stosunek N:P dla optymalnego rozwoju sinic to 10-16:1, natomiast dla zielenic 16-23:1 (Mur i in. 1999). Według Czaplicka-Kotas i in.(2012), jeśli występuje zależność N:P = 5 mamy do czynienia z dominacją sinic w wodzie, jeśli natomiast N:P = 20 występują w wodzie głównie zielenice. Z kolei Kawecka i Eloranta (1994) podają, że gdy stosunek N:P $\leq$ 5 wzrost glonów jest ograniczony. Wyznaczony w badaniach Redfielda i in. (1963) stosunek stechiometryczny N:P na poziomie 16:1, stanowi wartość graniczną dla symptomów eutrofizacji zbiorników. Badania Pełechata i in. (2009) Jeziora Góreckiego w sezonie wegetacyjnym potwierdzają że sinice preferują niski stosunek N:P (8:1). Świadczy to o limitującej roli azotu w zbiorniku, co jest korzystne dla rozwoju i dominacji sinic. W badaniach Sivakumar i Karuppasamy (2008), w wodzie jeziora Tamilnadu (Indie) również wykazano, że niski stosunek N:P, który wynosił 3:1 przełożył się na duże stężenie sinic w wodzie. McCarthy i in. (2009) zauważają jednak różnice w preferowanym stosunku N:P dla sinic i okrzemek w dwóch dużych, płytkich jeziorach eutroficznych strefy subtropikalnej: Okeechobee (USA) i Taihu (China). Wykazano, że w wodzie jeziora Okeechobee stężenie sinic wzrastało, a okrzemek spadało przy zwiększającym się stosunku N:P. W wodzie jeziora Taihu, stężenie sinic spadało przy zwiększonym stosunku N:P, natomiast w przypadku okrzemek nie zanotowano znaczących różnić w ich stężeniu. Stosunek azotu do fosforu dla jeziora Taihu w Chinach wynosił N:P = 26 natomiast dla jeziora w USA N:P = 17. Mimo, że w wodzie zbiornika UŁ występował korzystny według danych literaturowych stosunek N:P dla wzrostu sinic, woda nie kwitła. Wynika to z mocno zadrzewionej linia brzegowej zbiornika, która skutecznie ograniczała dotarcie do wody światła, co jest jednym z istotnych czynników potrzebnym do powstania zakwitu.

W sezonie badawczym w 2011 roku odnotowano średni udział fosforanów w zbiorniku UŁ równy 0,08 mg/l, przy czym ich stężenie w naturalnych wodach bogatych w związki humusowe nie powinno przekraczać 0,25 mg/l (Hermanowicz i in. 1999), a więc ich udział w wodzie zbiornika UŁ mieścił się w tej wartości. Okresowe wysokie stężenie jonów amonowych (2,74 mg/l, 4 lipca), jonów fosforanowych (0,27 mg/l, 13 września) i azotu

całkowitego (6 mg/l, 6 czerwca) wskazuje na możliwość dopływu zanieczyszczeń spowodowanych działalnością człowieka. Gdyż według badań Hermanowicz i in. (1999) zwiększony udział azotu amonowego, którego naturalnym źródłem są produkty rozkładu białka roślinnego i zwierzęcego oraz mocznik, świadczy o dopływie do wód powierzchniowych ścieków przemysłowych lub miejskich. W wodach niezanieczyszczonych związki azotu występują w niewielkiej ilości, głównie w postaci azotynów. Jak wskazują badania Grabowska i in. (2008), zwiększona pula fosforu powoduje większy przyrost biomasy sinic. Z kolei gdyby w wodzie wystąpił niedostatek azotu pozwoliłoby to na konkurowanie sinic z innymi glonami planktonowymi. Podobną tendencję w wynikach uzyskano w badaniach w 2009 i 2010 roku (Wnuk 2009, Ulężałka 2011). Okresowe wysokie stężenie wyżej wymienionych parametrów chemicznych w wodzie zbiornika UŁ odnotowywanych jest każdego roku. Można zaobserwować korelację pomiędzy stężeniem jonów amonowych i fosforu, a okresowym wzrostem sinic. Wysokie stężenie jonów amonowych i fosforu odpowiada podwyższeniu stężenia sinic w wodzie jak potwierdzają wyniki Rapala (1998), Górniak (2009) oraz Kasza (2009).

Średni odczyn wody zbiornika UŁ w całym sezonie badawczym 2011 był lekko kwaśny, co jest charakterystyczne dla jezior dystroficznych. Z kolei jak wynika z badań monitoringowych przeprowadzonych na pozostałych trzech zbiornikach w Arturówku odczyn ich wody był charakterystyczny dla wód eutroficznych, czyli obojętny lub zasadowy. Przewodnictwo elektrolityczne w wodach naturalnych oscyluje w przedziale 50-1000 μS/cm (Kajak 1998, Hermanowicz i in. 1999). Wyniki jakie uzyskano w pomiarach wody zbiornika UŁ mieszczą się w tym zakresie i średnio wynosiły 344 μS/cm. Taką samą średnią wartość przewodnictwa elektrolitycznego wody uzyskano w badaniach monitoringowych w tym samym okresie dla zbiorników: AD, AŚ i AG (Podawca 2012). Wartości pH i przewodnictwo elektrolityczne w wodzie pozwala zakwalifikować wodę zbiornika UŁ do I klasy jakości wód.

Dostęp światła i ilość materii organicznej wpływają na warunki tlenowe w wodzie (Moniewski i Stolarska 2007). Jak wynika z badań monitoringowych w roku 2011 na trzech zbiornikach w Arturówku i zbiornika UŁ, w tym ostatnim zawartość tlenu była najniższa w ciągu roku badawczego i wynosiła średnio poniżej 2 mg/l. W zbiorniku AD średnia zawartość tlenu wynosiła 12,2 mg/l, a zbiorniku AŚ średnia zwartość tlenu wynosiła 11,9 mg/l. W zbiorniku AG średnie stężenie tlenu wynosiło 8,71 mg/l, (Podawca 2012). Badania (Moniewski i Stolarska (2007) wskazują na ograniczenie tlenu w wodzie prze materię organiczną. Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie zlewni Dzierżąznej była mniejsza na odcinkach, na których rzeka przepływała przez mokradła lub tereny zalesione. Obszary te

dostarczały znacznych ilości materii organicznej, której rozkład powodował zubożenie wód rzecznych w tlen. Wtedy też zanotowano zmniejszenie stężeni tlenu do wartości granicznej dla III klasy jakości wód (< 5 mg/dm^{-3}). Jednak w warunkach anaerobowych z osadów dennych mogą uwalniać się łatwo przyswajalne związki fosforu dla fitoplanktonu, potęgując tym samym proces eutrofizacji (Lampert i Sommer 1996). W badaniach Brysiewicz i in. (2012) nad dwoma oczkami wodnymi Stare Czarnowo i Żelisławice, wykazano jak położenie i dostęp zbiornika wodnego do światła wpływa na zawartość w wodzie tlenu. W oczku wodnym Żelisławiec stwierdzono prawie dwukrotnie więcej tlenu niż w oczku Stare Czarnowo, gdyż jest zbiornikiem odsłoniętym i narażonym na wiatry, co powoduje cyrkulacje (mieszanie) wód. Średnie roczne wartości temperatury były tu wyższe, co wynika z mniejszego osłonięcia go przez drzewa oraz mniejszej głębokości zbiornika. Niska średnia roczna zwartość tlenu, w zbiorniku UŁ wynika ze słabego naświetlenia zbiornika (rozłożyste korony drzew ograniczają znacznie dostęp promieniowania słonecznego, a przez to ograniczają znacznie proces fotosyntezy). Ponadto zalegająca na jego dnie bardzo duża ilości materii organicznej (opadłe liście z drzew), w procesie rozkładu pochłania tlen, co powoduje wydzielanie sie siarkowodoru. Potwierdzają ten proces badania prowadzone przez Tippayawong i Thanompongchart (2010). Opadłe liście pełnią czasami rolę retencyjną w stosunku do rozpuszczonego azotu i fosforu w wodzie, co wynika z niedoboru tych pierwiastków w organicznej masie liści (C:N=38, N:P=14-20). Efektem wynikającym z tego stosunku jest niska wartość pokarmowa opadłych liści. W konsekwencji wydłuża to czas rozkładu i przyczynia się do dłuższego czasu retencji pochłoniętych z wody biogenów (Puchalski i in. 1995). Poza tym okresy o niskim poziomie wód uniemożliwiają przepływ i nie rekompensują niedoborów tlenu w wodzie zbiornika UŁ. Znaczący spadek udziału tlenu w zbiorniku UŁ, wskazuje także na możliwość dopływu zanieczyszczeń (ścieki bytowe). Niewielka głębokość, która sprzyja intensywnemu mieszaniu i napowietrzaniu sie wód, dobre nasłonecznienie zbiornika, a tym samym intensywny proces fotosyntezy (uwalniający tlen) sprawiają, iż najwyższe średnie roczne stężenia tlenu jest w zbiorniku dolnym i środkowym w Arturówku. Poniżej kąpieliska, udział tlenu w rzece Bzurze ponownie maleje na skutek zwiększenia udziału respiracji nad procesami produkcji (fotosynteza), co potwierdzają badania (Lampert i Sommer 1996, Hermanowicz i in. 1999).

Ważnym czynnikiem biotycznym, który wpływa na eutrofizację zbiornika wodnego jest zooplankton, szczególnie filtrujący. W wodzie zbiornika UŁ dominowała wioślarka filtrująca *Daphnia sp.*, której maksymalna biomasa wyniosła 292,8 mg/l. W znaczny sposób ograniczała ona rozwój fitoplanktonu, kształtując tym samym procesy troficzne w wodzie, nie

dając szansy fitoplanktonowi na wzrost i namnażanie się powodując tym samym brak zakwitu (Wojtal i in. 2003). W badaniach nad zooplanktonem z 2009 i 2010 roku w wodzie zbiornika UŁ, wykazano że charakteryzował się on najmniejszą bioróżnorodnością spośród pozostałych zbiorników w Arturówku. W 2009 roku w próbkach wody zidentyfikowano dużą ilość martwej materii organicznej (Wnuk 2010). Organizmy, które zaobserwowano w wodzie związane były z dnem zbiornika np. *Lecane sp.* (Rybak 1993). W próbkach z 2010, poddanych analizie mikroskopowej wykryto bardzo dużą liczbę szczątków organicznych, głównie wioślarek. Taka sytuacja była prawdopodobnie spowodowana tym, że w tamtym okresie miały miejsce silne opady deszczu. Możliwe, że z powodu intensywnego mieszania się wód materia organiczna, która wcześniej tworzyła osad o dużej miąższości, została przeniesiona do toni wodnej. Dominującą wioślarką w wodzie była wioślarka filtrująca *Daphnia galeata,* jej nagły spadek biomasy w tamtym okresie mógł być skutkiem dużej toksyczności wody, która wynikała z obecności wielu gatunków sinic (Ulężałka 2010).

Według Rapala (1998) oraz Izydorczyk i in. (2008) przyczynami zmiennej produkcji mikrocystyn mogą być różnice temperatury, natężenia światła oraz dostępności składników pokarmowych. Dlatego też mimo pojawienia się w wodzie zbiornika UŁ sinic z rodzaju *Microcystis sp,* nie wykryto w ich komórkach mikrocystyn. Pojawienie się ich spowodowane było spłynięciem w wyniku przemieszczających się mas wód ze zbiornika Bzura-6. Z kolei jak wynika z badań z 2010 roku, w zbiorniku Uniwersytetu Łódzkiego pojawiały się gatunki sinic o niewielkiej biomasie, ale charakteryzujące się bardzo wysoką toksycznością: *Microcystis aeruginosa, Synechococcus, Merismopedia glauka.* Ich pojawienie się było również wynikiem ich spłynięcia ze zbiornika powyżej ulicy Boruty (Ulężałka 2011).

Wpływ światła na rozwój glonów

Warunki meteorologiczne mają znaczący wpływ na intensywność nasłonecznienia, szczególnie w klimacie umiarkowanym, gdzie warunki pogodowe są często zmienne, a to przekłada się na rozwój glonów w wodzie (Mur i in. 1999). Wytypowanie dwóch dni w miesiącu letnim, słonecznego i pochmurnego pozwoliło wykazać jak zachmurzenie, czyli ograniczenie przenikalności promieni słonecznych wpływa na pomiar intensywności nasłonecznienia, co z kolei przekłada się na produkcję pierwotną w zbiornikach. Poziom zachmurzenia 0 oktantów w dniu słonecznym sprawił, że intensywność nasłonecznienia była 6 razy wyższa niż w dzień pochmurny, gdzie zachmurzenie było na poziomie 8 oktantów. Dlatego też zbiorniki wodne częściej kwitną latem, kiedy jest małe zachmurzenie, a tym samym dostępność promieni słonecznych nie jest ograniczana, a temperatura jest wysoka i

stabilna (Mur i in. 1999). Powoduje to, że przy dostępności substancji biogenicznych w wodzie, jeśli nad zbiornikiem wodnym, który nie jest w znaczny sposób zacieniony wystąpi kilka dni słonecznych prawdopodobieństwo pojawienia się zakwitu jest znaczne. Zbiornik UŁ, jest na tyle zacieniony i na tyle płytki, że proces samooczyszczania jest w znaczny sposób ograniczony. Wyniki badań Jarosiewicz (2007) wykazały, że zwiększenie dostępności promieni słonecznych do zbiornika wodnego przyczynia się do procesu samooczyszczania wód. Z kolei badania z lat 90-tych XX wieku, pokazały że płytkie zbiorniki wodne są bardziej narażone na eutrofizację, niż głębokie akweny. Przyczyną tego jest brak stratyfikacji co powoduje ograniczenie samooczyszczania wód (Sas 1989). Możliwość odpowiedniego zwiększenia doświetlenia zbiornika spowodowałoby zintensyfikowanie procesu samooczyszczania. Przeprowadzone badania na zbiorniku UŁ, wykazały że ok. 75% i 66% jego powierzchni odpowiednio w porze porannej i popołudniowej jest mocno zacieniona, a w porze południowej wartość ta spada jedynie do około 62%. Miejsca te charakteryzowały się bardzo słabym nasłonecznieniem przyjmując wartości poniżej 100 $\mu mol/m^2/s$. Z kolei obszar o intensywnym nasłonecznieniu pokrywa zaledwie 20% powierzchni zbiornika i maksymalny jest jedynie w porze południowej. Taki rozkład intensywności nasłonecznienia na obszarze zbiornika UŁ jest głównie spowodowany zacienieniem przez drzewa. Przeprowadzone w pracy doświadczenie wykazało, że zacienienie już 35% powierzchni eksperymentalnej spowodowało spadek o około 20% zawartości sinic w wodzie. Dodatkowo eksperymentalnie zaobserwowano, iż zacienienie 35% spowodowało nieco niższą temperaturę wody w porównaniu do powierzchni doświadczalnych o niższym stopniu zacienienia, co potwierdzałoby tezy pracy. Tak więc wydaje się możliwe zwiększenie doświetlenie zbiornika UŁ z obecnych 20% nawet do 40-50% w celu zwiększenia procesów samooczyszczania, nie intensyfikując jeszcze zakwitów fitoplanktonu w wodzie.

Analogiczną tendencje zaobserwowano w badaniach LLames i in. (2009), gdzie produkcja pierwotna fitoplanktonu (w tym biomasa sinic) spadała wraz z zwiększającym się zacienieniem. Rozkład temperatury wody w zależności od procentowego współczynnika dostępności światła przedstawiał się następująco: Temp.100% > Temp.75% > Temp.50% > Temp.25%. W zbiorniku w 100% odkrytym temperatura wody była wyższa od wody w zbiorniku o dostępności światła 25% o 2,9%. Tendencje spadkowe temperatury wody były podobne do tych odnotowanych w eksperymencie zrealizowanym w niniejszej pracy. Największą produkcję pierwotną w badaniach LLames i in. (2009) odnotowano w zbiorniku odkrytym, czyli najbardziej wyeksponowanym na światło, a najmniejszą w zbiorniku z dostępnością światła równą 25%. Dynamika zmian powyższych parametrów fizycznych i

biologicznych wody, wykazała że mniejszy stopnień zacienienia stwarza odpowiednie warunki sprzyjające eutrofizacji zbiornika wodnego. W pracy Duarte (1995) również wykazano (w warunkach laboratoryjnych) jak różna temperatura wody i natężenie światła wpływa na produkcję pierwotną fitoplanktonu (w tym sinic) w wodzie. Przy maksymalnym natężeniu światła (255 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$) w zakresie temperatur 11-26 °C odnotowano wzrost produkcji pierwotnej o 0,9 $mgCg^{-1}h^{-1}$. Przy niższej intensywności nasłonecznienia (100 $\mu E/m^{-2}s^{-1}$) i w tych samych temperaturach wody, produkcja pierwotna spadła średnio o 0,4 $mgCg^{-1}h^{-1}$. W badaniu wpływu światła na wzrost fitoplankton (w tym sinic) w pracy Torremorell i in. (2009) w wodzie jeziora Chascomu´s, które ma ograniczony dostęp do światła, przez dużą ilość sestonu wykazano, że przy średniej temperaturze wody 15,4 °C, średnim dziennym nasłonecznieniu 77 Wm^{-2} średnie stężenie chlorofilu *a* w wodzie wyniosło 257 μg/l, z kolei produkcja pierwotna 8,5 gCm^{-2}dzień$^{-1}$. Natomiast przy minimalnym średnim dziennym nasłonecznieniu 22 Wm^{-2}, średnie stężenie chlorofilu *a* wynosiło 122 μg/l, a produkcja pierwotna 2,7 gCm^{-2}dzień$^{-1}$. Z kolei maksymalne średnie nasłonecznienie 162 Wm^{-2} odpowiadało maksymalnemu średniemu stężeniowi chlorofilu *a* 516 μg/l i produkcji pierwotnej 16,6 gCm^{-2}dzień$^{-1}$. Powyższe wyniki badań pozwalają przypuszczać, że spadek stężenia chlorofilu *a* (oraz produkcji pierwotnej) jest skorelowany ze spadkiem natężenia promieniowania słonecznego.

Zmiana stopnia nasłonecznienia zbiornika spowodować może również zmiany zachodzące w parametrach fizyczno-chemicznych wody, co potwierdzają badania eksperymentalne przeprowadzone w ramach pracy. W obszarze eksperymentalnym o największym zacienieniu zaobserwowano m.in. największy wzrost zawartości tlenu w wodzie, ponad 40% spadek stężenia fosforu oraz dwukrotny wzrost zawartości toksyn (mikrocystyn) w komórkach sinic w stosunku do kontroli i obszarów o mniejszym stopniu zacienienia. Ten ostatni parametr wydaje się najbardziej niepokojący ze względu na zwiększenie poziomu zagrożenia toksynami produkowanymi przez sinice.

Jak powszechnie wiadomo, istotny wpływ na natlenienie wody ma jej temperatura - im jest ona wyższa, tym mniej tlenu notuje się w wodzie (Kubiak i in. 2006). W badaniu Szwed (2009) nad obszarem zlewni cząstkowej górnej Bobrzy wśród badanych parametrów fizyczno-chemicznych największy wpływ na jakość wód powierzchniowych miała zawartość tlenu rozpuszczonego. Najlepiej natlenione były zacienione, leśne odcinki, najuboższe zaś w tlen były wody strefy brzegowej zbiorników w okresie letnim, co odpowiadało piątej klasie czystości ze względu na niską wartość tego czynnika. Także według badań Gruca-Rokosz i in. (2011), istnieje zależność pomiędzy temperaturą wody a nasyceniem w niej tlenu. Najniższą

średnią temperaturę wody z pośród trzech nizinnych zbiorników zaporowych: Chańcza, Wilcza Wola, Nielisz odnotowano w tym ostatnim, co przełożyło się na największą zwartość tlenu rozpuszczonego w wodzie. Taką samą tendencje w wynikach uzyskali Kentzer i Giziński (1995), gdzie zanotowali w okresie letnim najwyraźniejsze spadki tlenu w zbiorniku Włocławskim na odcinku od Płocka do Włocławka. Wzrost zawartości tlenu w wodzie obszaru eksperymentalnego, był oznaką mniejszej ilości substancji organicznej wyprodukowanej przez fitoplankton, gdyż ilość glonów uległa redukcji, co także w swoich badaniach stwierdził Kasza (1995). W badaniach innych autorów również wykazano korelację pomiędzy temperaturą wody a zawartością w niej tlenu (Conte i Cubbage 2001, Sivakumar i Karuppasamy 2008). Największe zacienienie w obszarze eksperymentalnym wpłynęło na spadek temperatury wody, a tym samym na wzrost zwartości tlenu rozpuszczonego w wodzie w stosunku do kontroli.

Spadek stężenia fosforu odnotowany w wodzie, która była w największym stopniu zacieniona w porównaniu z kontrolą, świadczy o wykorzystaniu fosforu przez organizmy żywe oraz wiązaniu w osadach (Kubiak i Tórz 2005). Początkowe wysokie stężenie fosforu w kontroli, umożliwiło szybki wzrost komórek sinic (Rapala i in. 1997). Adsorbcja fosforu w osadach dennych zależy między innymi od gradientu jego stężeń w strefie osad-woda naddenna oraz koncentracji tlenu (Wiśniewski 1995). Badania Rapala (1998) oraz Kasza (2009) wykazały, że fosfor limituje produkcję pierwotną w ekosystemach wodnych w znacznie większym stopniu aniżeli inne pierwiastki chemiczne. Skutkiem zniżki zawartości fosforu w wodzie był spadek obfitości glonów, co potwierdzają badania Kasza (1995). Dlatego też jak to się stało w wodzie obszaru eksperymentalnego, zmniejszona pula fosforu spowodowała mniejszy przyrost biomasy sinic. Zazwyczaj stężenie fosforu jest wyższe wiosną i latem, gdyż gatunki fitoplanktonu w wodach eutroficznych mają duże zapotrzebowanie na fosfor, czego potwierdzeniem są badania Torremorell i in. (2007). Wzajemne zależności między fosforem a chlorofilem *a* potwierdzają fakt limitującego znaczenia fosforu w zbiornikach wodnych (Kawecka i Elorana 1994, Kasza 1995).

W obszarze eksperymentalnym o największym zacienieniu zaobserwowano wzrost zawartości toksyn (mikrocystyn) w komórkach sinic w porównaniu z kontrolą i obszarami o mniejszym stopniu zacienienia. Wśród sinic dominował *Microcystis aeruginosa*, który jest jedną z najczęściej pojawiających się sinic w wodach zbiorników retencyjnych (Mej i Lechowski 2000). Spodziewany był jednak spadek toksyn, gdyż zanotowano ogólny spadek stężenia sinic w wodzie, który był skutkiem między innymi większego zacienienia i spadku temperatury wody. W doświadczeniu tym zaobserwowano jednak znaczny wzrost ilości

toksyn w komórkach sinic przy spadku ich biomasy i obniżeniu temperatury wody pod wpływem zacienienia zbiornika eksperymentalnego. Poza tym odnotowano spadek stężenia fosforu oraz wzrost tlenu rozpuszczonego w wodzie. Jak wynika z badań Sivonen i Jones (1999) oraz Mej i Lechowski (2000) spadek natężenie światła, temperatury wody, stężenia fosforu mają znaczący wpływ na syntezę toksyn w wodzie. Badania Van der Westhuizen i Eloff (1985), Watanabe i Oishi (1985) dla *Microcystis aureginosa* wykazały, że najlepszą temperaturą do syntezy toksyn jest 18-25 ºC. Watanabe i Oishi (1985) oraz Utkilen i Gjølme (1992), którzy zbadali wpływa natężenia światła na *Microcystis sp.*, wykazali spadek syntezy toksyn gdy natężenie światła zmniejszało się. Kontrowersyjne wyniki badań uzyskali Van der Westhuizen i Eloff (1985) badając *Microcytis sp.* stwierdzili, że natężenie ma wpływ na szybkość wzrostu, ale nie na syntezę toksyn. Nie odnotowali tak jak to było w przypadku temperatury szybszego wzrostu wraz ze wzrostem natężenie światła. W tym przypadku również podwojenie liczby komórek nie było skorelowane z produkcją toksyn. Badania Lehtimäki i in. (1994), Codd i Poon (1988) wskazują na fakt, że przypuszczalnie natężenie nasłonecznienia nie ma aż tak znaczącego wpływu na syntezę toksyn przez sinice. Nie zanotowano istotnych różnic w ilości produkowanych toksyn na skutek zmian natężenia napromieniowania. Należy więc przypuszczać, że wzrost stężenia toksyn w wodzie obszaru eksperymentalnego mógł być spowodowany pojawieniem się czynnika stresowego (prawdopodobnie światła) który zintensyfikował mechanizm syntezy toksyn, np. jako mechanizm obronny. Wiele prac wskazuje na stymulującą rolę czynników stresowych na produkcję toksyn (Van der Westhuizen i Eloff 1985, Carmichael 1986, Park i in. 1993). Wyniki badań Carmichael (1992) i Chen i in. (2011), wskazują że koniec zakwitu sinicowego obserwowany był kiedy to dwa główne czynnik sprzyjające zakwitom spadały, czyli temperatura wody i natężenie nasłonecznienia. Nie znaczy to jednak, że w wodzie nie ma toksyn i nie może dojść do zatrucia nimi. Toksyny sinic, przedostają się do wody dopiero wtedy gdy następuje ich obumieranie.

VI. Wnioski

1. Średnie dzienne nasłonecznienie w okresie letnim jest sześciokrotnie wyższe w dzień słoneczny, niż w dniu pochmurnym.
2. Zacienienie powierzchni zbiorników wodnych powyżej 80% przez drzewa liściaste pozytywnie ogranicza rozwój fitoplanktonu w zbiorniku, m.in. ze względu na niską temperaturę wody w okresie lata; jednakże ze względu na dekompozycję zalegających na dnie liści przyczynia się do znacznego spadku zawartości tlenu w wodzie, wydzielenia trującego siarkowodoru oraz wzrostu stężenia jonów amonowych.
3. Wysoka temperatura wody w płytkich zbiornikach małej retencji (brak zacienienia zbiorników) intensyfikuje rozwój glonów; ograniczenie nasłonecznienia jedynie o 35% spowoduje około 20% spadek intensywności rozwoju sinic w zbiorniku.

Streszczenie pracy magisterskiej

Wpływ nasłonecznienia na produkcję pierwotną na przykładzie zbiornika małej retencji
Effect of sunlight on the primary production of small water reservoirs

Mała retencja to zatrzymanie lub spowolnienie wód w obrębie małych zlewni. Małe, płytkie zbiorniki retencyjne są w większym stopniu narażone na eutrofizację niż głębokie akweny. Eutrofizację w głównej mierze powodują sinice. Jest to problem estetyczny i co najważniejsze zdrowotny dla ludzi i zwierząt.. Zbiorniki retencyjne pełnią różne role w przyrodzie. Mogą być źródłem wody pitnej, poboru do celów komunalnych, pozyskiwania energii, hodowli ryb, pełnią rolę ochroną przeciwpowodziową lub tak jak zbiorniki w Arturówku pełnią rolę rekreacyjno-turystyczną.

Istnieje wiele czynników abiotycznych i biotycznych sprzyjających zakwitom zbiornika wodnego. Najistotniejsze to bezwietrzna pogoda, długi czas retencji wody, dopływ związków azotu i fosforu, optymalne stężenie soli metali, odpowiednie pH, wysoka temperatura wody, niska zawartość tlenu oraz odpowiednia intensywność nasłonecznienia preferowana przez dany gatunek fitoplanktonu. Czynnikiem biotycznym kształtującym trofię wód jest zooplankton filtrujący a także zooplanktonożerne ryby. Według trofii wód klasyfikujemy zbiorniki na: oligotroficzne, eutroficzne, dystroficzne. Wysoki stan trofii zbiorników wodnych powodują różne gatunki fitoplanktonu.

Światło, które dociera do zbiornika wodnego, pełni w nim swoje określone role. Większa dostępność światła a tym samym podwyższenie temperatury wody w zbiorniku sprzyja i intensyfikuje proces samooczyszczania wód. Ponad to wpływa na produkcję pierwotną, stwarzając odpowiednie warunki do gromadzenia energii słonecznej w materii organicznej. Poszczególne grupy glonów posiadają różne wymagania intensywności światła, w zależności od klimatu w jakim występują oraz ich fizycznego przystosowania.

Problem toksyn produkowanych przez sinice w wodzie występuje w wodach silnie zanieczyszczonych o wysokim stopniu eutrofizacji. Najlepiej poznane pod względem chemicznym są trzy mikrocystyny: MC-LR, MC-YR i MC-RR. Są one trudnym do zwalczenia i ograniczenia problemem, natury zdrowotnej. Najistotniejszymi czynnikami wpływającymi na syntezę toksyn jest temperatura wody oraz różne natężenie nasłonecznienia w zależności od gatunku fitoplanktonu.

Celem pracy była ocena stopnia zacienienia zbiornika Uniwersytetu Łódzkiego i możliwości zwiększenia jego nasłonecznienia dla intensyfikacji procesów biologicznych a także ocena wpływu intensywności nasłonecznienia na produkcję pierwotną w wodzie.

Informacje meteorologiczne z terenu Łodzi, do niniejszej pracy magisterskiej pozyskiwano z numerycznej prognozy pogody Interdyscyplinarnego Centrum Modelowania Matematycznego i Komputerowego (ICM) w terminie od lipca 2011 roku do lipca 2012 roku. Wykonywano także roczne pomiary intensywności nasłonecznienia za pomocą, fitofotometru HD2302.0 firmy Delta OHM. Pomiaru dokonywano zawsze o tej samej porze dnia (godz. 12:00) w okresie od 15 czerwca 2011 roku do 30 lipca 2012 roku. W celu określenia dobowych zmian rozkładu nasłonecznienia wykonano dwukrotnie pomiar intensywności nasłonecznienia w dniu słonecznym (3 sierpnia 2011 r.) i pochmurnym (25 lipca 2011 r.). W obu przypadkach pomiar wykonano w godzinach od 7:00 do 19:00, w cogodzinnych odstępach czasu. Realizacja badań monitoringowych na zbiorniku UŁ prowadzona była w okresie od 5 lutego do 10 listopada 2011 roku. Wykonane prace w trakcie badań polegały na pomiarze parametrów fizyczno-chemicznych oraz biologicznych wody. Dodatkowo przeprowadzono badania stężenia toksyn w zbiorniku: UŁ, AD, AŚ, AG. W terminie od od maja 2011 roku do sierpnia 2012 roku z częstotliwością raz w miesiącu. Wykonano także Eksperyment I na zbiorniku UŁ mający na celu ocenę stopnia zacienienia zbiornika w dniu 21 sierpnia 2011 roku. Eksperyment II mający na celu ocenę wpływu intensywności nasłonecznienia na produkcję pierwotną wykonano w terminie od 1 sierpnia do 13 sierpnia 2012 roku w stacji terenowej UŁ.

Uzyskane wyniki z dobowych pomiarów nasłonecznienia wykazały, że średnie dzienne nasłonecznienie w okresie letnim jest sześciokrotnie wyższe w dzień słoneczny, niż w dniu pochmurnym. Przeprowadzone badania na zbiorniku UŁ, wykazały, że ok. 75% (w porze porannej) i 66% (porze popołudniowej) powierzchni zbiornika UŁ stanowią miejsca o najsłabszej intensywności nasłonecznienia. Obszar o intensywnym nasłonecznieniu w porze południowej pokrywa zaledwie 20% obszaru zbiornika. Powodem tego jest mocno zadrzewiona linia brzegowa zbiornika. Skutkiem czego

jest nie wystarczający dostęp promieni słonecznych do zbiornika a to powoduje niską temperaturę wody i niewielkie stężenie chlorofilu *a*. Mimo występujących w wodzie warunków sprzyjających zakwitom sinic np. niskiego stosunku N:P, ograniczone nasłonecznienie powoduje, że zjawisko wzmożonej eutrofizacji nie zachodzi a tym samym nie odnotowano toksyn w wodzie. Maksymalną i minimalną biomasę wśród fitoplanktonu odnotowano dla zielenic, wśród sinic dominowała *Microcystis sp.*. Zbiornik charakteryzował się małą bioróżnorodnością, wśród zooplanktonu dominowała wioślarka filtrująca *Daphnia sp.*. Jak wynika z badań eksperymentalnych przeprowadzonych w ramach niniejszej pracy. Ograniczenie nasłonecznienia jedynie o 35% spowodowało około 20% spadek intensywności rozwoju sinic w zbiorniku. Możliwe więc zwiększenie doświetlenie zbiornika UŁ z obecnych 20% nawet do 40-50% w celu zwiększenia procesów samooczyszczania, nie zintensyfikuje jeszcze zakwitów fitoplanktonu w wodzie. Mimo korzystnego spadku jak i wzrostu czynników odpowiedzialnych za syntezę toksyn w wodzie, w obszarze eksperymentalnym odnotowano dwukrotny wzrost zawartości toksyn (mikrocystyn) w komórkach sinic w stosunku do kontroli i obszarów o mniejszym stopniu zacienienia. Przypuszczalnie wzrost stężenia toksyn w wodzie obszaru eksperymentalnego mógł być spowodowany pojawieniem się czynnika stresowego (prawdopodobnie światła).

VII. Literatura

1. **Ambrożewski Z. 1996.** *Problemy ekologiczne I powodziowe zbiornika wodnego Sulejów*. Aura, 7: 19-21.
2. **Bald K., Krakowska E., Karski K., Burchard J., Nowicki M., Przybył J., Żabicki M. 1999.** *Zgierz - Program Rewitalizacji Doliny Rzeki Bzury.* Zarząd Miasta Zgierza, Łódź.
3. **Bielecka J., Hardej M., Stepaniuk W., Kozłowska E. 2002**. *Natural and hydrologic values of small water reservoirs in Białowieża Forest.* Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie, 6, 1(16): 21-28.
4. **Błaszczyk A., Toruńska A., Kobos J., Browarczyk-Matusiak G., Mazur-Marzec H. 2010**. *Ekologia toksyn sinic.* Kosmos, 59(1-2): 173-198.
5. **Bottrell H.H., Duncan A., Gliwicz Z.M., Grygierek E., Herzig A., Hilbricht-Ilkowska A., Kurasawa H., Larsson A., Weglenska A. 1976.** *A review of some problems in zooplankton production studies.* Norwegian Journal of Zoology, 24: 419-456.
6. **Boylen C.W., Brock T.D. 1973.** *Effects of theraml additions from Yellowstone geyser basins on the benthic algae of the Firehole river.* Ecology, 54: 1282-1291.
7. **Brock T.D. 1985.** *An eutrophic lake- Lake Mendota Wisconsin.* Springer Verlag NY.
8. **Brysiewicz A., Wesołowski P., Potkański Ł. 2012.** *Połowy ryb w śródpolnych oczkach wodnych w gminie Stare Czarnowo na tle warunków tlenowych*. Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie, 12(1): 37-48.
9. **Buck T.D. 2000**. *Dinofity* [w:] *Encyklopedia biologiczna, tom 2*. OPRES, Karków.
10. **Burchardt L., Paszkowiak-Kopeć N., Puchalski W. 1995.** *Dynamika fitoplanktonu w małych zbiornikach zaporowych* [w:] *Procesy biologiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych,* Zalewski M. (red.). Biblioteka Monitoringu Środowiska, Łódź, ss. 101-110.
11. **Carlson R.E. 1977**. *A trophic state index for lakes*. Limnol. Oceanography, 22: 361-369.
12. **Carmichael W.W. 1986.** *Algal toxins* [w:] *Advences in Botanical Research,* Calow J.A. (red.) Academic Press, London, ss. 47-101.
13. **Carmichael W.W. 1992.** *Cyanobacteria secondary metabolities-thecyanotoxins*. Journal of Applied Bacteriology, 72: 445-459.
14. **Chen H., Burke J.M., Prepas E.E. 2011.** *Cyanobacterial Toxins in Fresh Waters*. Encyclopedia of Environmental Health, Elsevier, Burlington: 860-871.
15. **Codd G.A., Poon G.K. 1988**. *Cyanobacterial toxins* [w:] *Proc. Phytochem. Soc. Europe,* Gallon J.G., Rogers L.J. (red.). Oxford University Press, Oxford, 28: 283-296.

16. **Codd G., Morrison L., Metcalf J. 2005.** *Cyanobacterial toxins: risk management for health protection.* Toxicology and Applied Pharmacology, 203: 264-272.
17. **Conte F.S., Cubbage J.S. 2001.** *Phytoplankton and recreational ponds.* Western Regional Aquaculture Center, University of California, Davis.
18. **Czaplicka-Kotas A., Ślusarczyk Z., Pięta M., Szostek A. 2012**. *Analiza zależności między wskaźnikami jakości wody w Jeziorze Goczałkowickim w aspekcie zakwitów fitoplanktonu.* Ochrona Środowiska, 34(1): 1-7.
19. **Czarnowski M. 1993.** *Zastosowanie spektroradiometrii w fizjologii roślin.* Wiadomości Botaniczne, 37(1/2): 59-72.
20. **Duarte P. 1995.** *A mechanistic model of the effects of light and temperature on algal primary productivity.* Ecological Modelling, 88: 151-160.
21. **Falkowski, P.G., Raven, J.A. 1997.** *Aquatic Photosynthesis*. Blackwell Science, Inc., Boston, ss. 375-380.
22. **Frankiewicz P. 1997**. *Regulacja i kontrola procesów biologicznych w celu poprawy jakości wody w zbiorniku zaporowym* [w:] *Zastosowanie biotechnologii ekosystemalnych do poprawy jakości wód*, Zalewski M., Wiśniowiecki J.R. (red.). Zeszyty Naukowe Komitetu Człowiek i Środowisko, 18: 115- 135.
23. **Frankiewicz P. 1998.** *Zespoły narybkowe w strefie przybrzeżnej Zbiornika SuMejowskiego i ich wpływ na jakość wody.* [w:] *Mechanizmy regulacyjne w obrębie zespołu ryb i ich wpływ, poprzez efekt kaskadowy, na jakość wody w nizinnym zbiorniku zaporowym*, Piechocki A., Jurasz W. (red.). Wydawnictwo UŁ, Łódź.
24. **Gałczyński Ł., Ociepa A. 2008.** *Chrakterystyka toksyn produkowanych przez sinice.* Proceedings of ECOpole, 2(1): 177-179.
25. **Górniak A. 2009.** *Aktualny stan troficzny jeziora Wigry.* Wigry, 28(4): 6-7.
26. **Grabowska M., Kabziński A., Karkoszka I. 2008.** *Dobowa zmienność zawartości Mikrocystyny w wodzie zbiorników zaporowych* [w:] *Ekotoksykologia w ochronie środowiska,* B. Kołwzan i K. Grabas (red.). Materiały z II konferencji naukowej Ekotoksykologia w ochronie środowiska, Szklarska Poręba 25-27 września 2008 r., PZITS, Szklarska Poręba, ss. 99-104.
27. **Gruca-Rokosz R., Koszelnik P., Tomaszek A.J. 2011.** *Ocena stanu troficznego trzech nizinnych zbiorników zaporowych Polski południowo-wschodniej*. Inżynieria Ekologiczna, 26: 196-205.
28. **Hermanowicz W., Dojlido J., Dożanska W., Koziorowski B., Zerbe J. 1999.** *Fizycznochemiczne badanie wody i ścieków*. Arkady, Warszawa.

29. **Hindák F. 1977.** *Studies on the algae (Chlorophyceae), 1. – Biol*. Práce, 23: 1-190.
30. **Hindák F. 1984.** *Studies on the algae (Chlorophyceae), 3. – Biol.* Práce. 30(1): 1-308.
31. **Hindák F. 1988.** *Studies on the algae (Chlorophyceae), 4. – Biol*. Práce, 34(1-2): 1-263.
32. **Hindák F. 1990.** *Studies on the algae (Chlorophyceae), 5. - Biol.* Práce, 36: 1-225.
33. **Horn W. 1991**. *The influence of biomass and structure of crustacean plankton on the water transparencyin in the Saidenbach storage reservoir*. Hydrobiologia, 1/2: 115-120.
34. **Huisman J., Weissing F.J., 1994.** *Light-Limited Growth and Competition for Light in Well-Mixed Aquatic Environments: An Elementary Model.* Ecology 75: 507–552.
35. **Izydorczyk K., Jurczak T., Wojtal-Frankiewicz A., Skowron A., Mankiewicz-Boczek J., Tarczyńska M. 2008.** *Influence of abiotic and biotic factors on microcystin content in Microcystis aeruginosa cells in a eutrophic temperate reservoir.* Journal of plankton research, 4(30): 393-400.
36. **Jarosiewicz A. 2007.** *Proces samooczyszczania w ekosystemach rzecznych.* Słupskie Prace Biologiczne, 4: 27-41.
37. **Jurczak T., Tarczyńska M. 2005.** *Zastosowanie metod chromatograficznych w oznaczaniu mikrocystyn.* Ecohydrology & Hydrobiology, 5: 43-52.
38. **Jurczak T., Szczepańska A., Izydorczyk K., Zalewski M. 2007.** *Możliwość zastosowania ekohydrologii w celu redukcji zakwitów sinicowych w zbiornikach wodnych na terenie miasta Łodzi.* [w:] *Bory Tucholskie i inne obszary lesne. Ochrona, monitoring, edukacja.* Gwoździnski K. (red.). UŁ, Łódź.
39. **Kabziński A. 2005.** *Toksyczne zakwity sinicowe: (II) Podstawy ekologii sinic*. BIOSKOP, 1: 6-13.
40. **Kabziński A., Grabowska M., Juszczak R., Karkoszka I. 2008.** *Badanie wpływu czynników środowiskowych na wielkość zakwitów oraz biosyntezę hepatotoksyn sinicowych w zbiorniku Siemianówka w sezonie wegetacyjnym 2007* [w:] *Ekotoksykologia w ochronie środowiska,* B. Kołwzan i K. Grabas (red.). Materiały z II konferencji naukowej Ekotoksykologia w ochronie środowiska, Szklarska Poręba 25-27 września 2008 r., PZITS, Szklarska Poręba, ss. 153-158.
41. **Kajak Z. 1998.** *Eutrofizacja jezior.* PWN, Warszawa.
42. **Kasza H. 1995.** *Symptomy eutrofizacji a sukcesja ekologiczna w Goczałkowickim Zbiorniku Zaporowym* [w:] *Procesy bilogiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych,* Zalewski M. (red.). Biblioteka Monitoringu Środowiska, Łódź, ss. 143-153.

43. **Kasza H. 2009**. *Zbiorniki zaporowe, znaczenie - eutrofizacja - ochrona*. ATH, Bielsko Biała.
44. **Kawecka B., Eloranta P.V. 1994.** *Zarys ekologii glonów wód słodkich i środowisk lądowych.* PWN, Warszawa.
45. **Kentzer A., Giziński A. 1995.** *Bilans i dynamika nutrientów w Zbiorniku Włocławskim* [w:] *Procesy bilogiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych,* Zalewski M. (red.). Biblioteka Monitoringu Środowiska, Łódź, ss. 85-99.
46. **Kirk J.T.O. 1994.** *Light and Photosynthesis in Aquatic Ecosystems*, 2nd edn. Cambridge University Press, New York, ss. 509-512.
47. **Komárek I., Fott B. 1983.** *Das Phytoplankton des Süsswassers. Systematik und Biologie. Chlorophyceae (Grünalgen). Ordnung: Chlorococcales. Die Binnengewässer. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung,* Stuttgarat.
48. **Komárek I., Jankovská V. 2001.** *Review of the Green Algal Genus Pediastrum; Implication for Pollen analytical Research.* Biblitheca Phycologica: 108-127.
49. **Kowalczyk-Madura K., Dondajewska R., Kozak A., Głodyn R. 2009**. *Fitoplankton oraz właściwości fizyczno-chemiczne wody i osadów dennych jezior Lipno i Jarosławickiego,* B. Walna, L. Kaczmarek, M. Lorenc, R. Dondajewska (red.), Wielkopolski Park Narodowy w badaniach przyrodniczych, ss: 83-94.
50. **Kowalewski Z. 2003.** *The effect of surface water retention on water balance in small river catchments.* Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie. Rozpr. Nauk. i Mon, 6: 87-96.
51. **Kozieł W. Włodarczyk T. 2011.** *Glony - produkcja biomasy*. Acta Agrophysica, 17(1): 105-116.
52. **Krammer K., Lange-Bertalot H. 1986**. *Bacillariophyceae 1*.: **1988**. *Bacillariophyceae 2.*; **1991a**. *Bacillariophyceae 3*.; **1991b**. *Bacillariophyceae 4*. [w:] *Süsswasserflora von Mitteleuropa*. Ettl H., Gerloff J., Heyning H., Mollenhauer D. (red.). G. Fischer Verlag, Jena
53. **Krupa D., Czernaś K. 2003.** *Struktura i produktywność fitoplanktonu w zapadliskowym zbiorniku Nadrybie przy kopalni Bogdanka na pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim.* Act Agrophysica, 1(1): 123-129.
54. **Kubiak J., Tórz A. 2005**. *Eutrofizacja. Podstawowe problemy ochrony wód jeziornych na Pomorzu Zachodnim.* Słupskie Praca Biologiczne, 2: 17-36.
55. **Kubiak J., Tórz A., Nędzarek A., 2006.** *Hydrochemical conditions, susceptibility to degradation, trophic state and rate of eutrophication in Lake Będgoszcz.* Acta Scientiarum Polonorum – Piscaria, 5(1): 73-89.

56. **Kujawa I., Kujawa M. 2000.** *Projekt Generalny Rzeki Bzury* [w:] *Projekt generalny rzek dla miasta Łodzi- zlewnie rzeki Ner, rzeki Miazgi i rzeki Bzury.* Aqua Projekt, Łódź, ss. 1-57.
57. **Lampert W., Sommer U. 1996**. *Ekologia wód śródladowych*. PWN, Warszawa.
58. **Lehtimäki J., Sivonen, K., Luukkainen, R. and Niemelä, S.I. 1994** *The effects of incubation time, temperature, light, salinity, and phosphorus on growth and hepatotoxin production by Nodularia strains*. Arch Hydrobiol., 130: 269-282.
59. **LLames, M. E., Lagomarsino, L., Diovisalvi, N., Fermani, P., Torremorell, A. M., Perez, G., Unrein, F., Bustingorry, J., Escaray, R., Ferraro, M., Zagarese, H. E. 2009**. *The effects of light availability in shallow, turbid waters: a mesocosm study.* Journal of plankton research, 31 (12)*:* 1517-1529.
60. **McCarthy M.J., James R.T., Chen Y., East T.L., Gardner W.S. 2009.** *Nutrient ratios and phytoplankton community structure in the large, shallow, eutrophic, subtropical Lakes Okeechobee (Florida,USA) and Taihu (China).* Limnology, 10: 215-227.
61. **Mehnert G., Leunert F., Cires S., Johnk K.D., Rucker J., Nixdorf B., Wiedner C. 2012.** *Competitiveness of invasive and native cyanobacteria from temperate freshwaters under various light and temperature conditions*. Journal of Plankton Research, 32(7): 1009-1081.
62. **Mej E., Lechowski Z. 2000.** *Wpływ czynników zewnętrznych na wzrost sinic i syntezę toksyn.* Wiadomości Botaniczne, 44(1/2): 35-49.
63. **Mioduszewski W. 2003**. *Mała retencja: ochrona zasobów wodnych i środowiska naturalnego: poradnik.* IMUZ, Warszawa.
64. **Mioduszewski W. 2006.** *Influence of small water reservoirs ground water level.* Teka Kom. Ochr. Kszt. Środ. Przyr., 3: 136-140.
65. **Moniewski P., Stolarska M. 2007.** *Wpływ naturalnych i antropogenicznych czynników na podstawowe charakterystyki fizykochemiczne wody w małej retencji zlewni strefy podmiejskiej Łodzi*. Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie, 7(1): 105-122.
66. **Mur L.R., Skulberg O.M., Utkilen H. 1999.** *Cyanobacteria in the Environment* [w:] *Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring and management,* Chorus I., Bartram J. (red.). WHO., London, ss. 25-54.
67. **Nebaeus M. 1984**. *Algal-water blooms under ice-cover. Limnology*, 22: 719-724.
68. **Nicklisch A., Shatwell T., Köhler J. 2007.** *Analysis and modelling of the interactive effects of temperature and light on phytoplankton growth and relevance for the spring bloom.* Journal of plankton research, 1(30): 75-91.

69. **Paluch J., Pulikowski K., Trybała M. 2001**. *Ochrona wód i gleb*. AR, Wrocław.
70. **Park H.D., Watanabe M.F., Harda K., Hayashi H., Okino T. 1993.** *Sesonal variation of Microcystis species and toxic hepatpeptide microcystins in Lake Suwa.* Environ. Toxical. Water. Qual. 8: 425-435.
71. **Pełechata A., Walna B., Pełechata M., Kaczmarek L., Ossowski P., Lorenc M. 2009.** S*ezonowa dynamika zbiorowiska glonów i sinic planktonowych Jeziora Góreckiego na tle cech fizyczno-chemicznych wód powierzchniowych i stopnia rozwoju makrofitów.* Wielkopolski Park Narodowy w Badaniach Przyrodniczych, ss. 27-42.
72. **Podawca M. 2012.** *Zastosowanie ekohydrologii dla redukcji zagrożenia zanieczyszczeniami wód burzowych w aglomeracjach miejskich na przykładzie zbiorników Arturówek.* Praca magisterska wykonana w Katedrze Ekologii Stosowanej Uniwersytetu Łódzkiego, Łódź.
73. **Puchalski W. 1994**. *Czynniki regulujące zagęszczenie i dynamikę fitoplanktonu w zbiornikach zaporowych* [w:] *Zintegrowana strategia ochrony i zagospodarowania ekosystemów wodnych*, Zalewski M. (red.). WIOŚ., Łódź, ss. 23-35.
74. **Puchalski W., Bis B., Zalewski M. 1995**. *Procesy retencji nutrientów w ekotonach rzek zasilających zbiorniki zaporowe*[w:] *Procesy bilogiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych*, Zalewski M. (red.). Biblioteka Monitoringu Środowiska, Łódź, ss. 101-110.
75. **Rapala J. 1998.** *Toxins production by freshwater cyanobacteria: effects of environmental factors.* University of Helsinki.
76. **Rapala J., Sivonen, K., Lyra, C., Niemelä, S.I. 1997**. *Variation of microcystins, cyanobacterial hepatotoxins, in Anabaena spp. as a function of growth stimuli*. App. Environ. Microbiol., 64: 2206-2212.
77. **Redfield A.C., Ketchum B.H., Richards F.A. 1963.** *The influence of organisms on the composition of sea water* [w:] *The Sea*, Hill M.N. (red.). Interscience 2: 26-77.
78. **Reynolds C.S. 1991.** *Water-blooms.* Biol. Rev, 50: 437-481.
79. **Reynolds C.S. 2006.** *The ecology of phytoplankton.* Cambridge University.
80. **Robarts R.D., Zohary T. 1987.** *Temperature effects on photosynthetic capacity, respiration and growth rates of bloom-forming cyanobacteria*. New Zeland Journal of Marine and Freshwater Research, 21: 391-399.
81. **Rogalska-Kupiec M., Bochnia T. 1998.** *Toksyny syntetyzowane przez sinice.* Wiadomości Botaniczne, 42(1): 11-19.

82. **Rogers E.H., Hunter III E.S., Moser V.C., Phillips P.M., Herkovitz J., Muñoz L., Hall L.L., Chernoff N. 2005.** *Potential developmental toxicity of anatoxin-a, a cyanobacterial toxin.* Journal of Applied Toxicology, 25: 527–534.
83. **Rybak J.I. 1993.** *Przegląd słodkowodnych zwierząt bezkręgowych*. Arthropoda, Crustacea, Cladocera. PIOS, Warszawa.
84. **Rybak J.I. 1994.** *Przeglad słodkowodnych zwierzat bezkregowych.* Arthropoda, Crustacea, Copepda. PIOS, Warszawa.
85. **Rybak J.I. 1994a.** *Przeglad słodkowodnych zwierzat bezkregowych.* Aschelminthes, Rotatoria. PIOS, Warszawa.
86. **Sas H. 1989.** *Lake restoration by reduction of nutrient loading.* St. Augustin: Academia Verlag Richarz GmbH.
87. **Schulte-Wulwer-Leidig A. 1991.** *Water quality aspects of two small shallow man-made impoudments with different water residence times.* Verh. Internat. Verein. Limnol, 24: 1319- 1323.
88. **Siemińska J. 1964.** *Bacilliariophyceae. Okrzemki*. [w:] *Flora słodkowodna Polski. T. 6*. Starmach K. (red.). Panstwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa.
89. **Simm A.T. 1990.** *The influence of impoundments on phytoseston biomass of two small lowland rivers - Skierniewka and Rawka in 1983*. Arch. Hydrobiol. Beih. / Ergebn. Limnol, 33: 851- 860.
90. **Sitkowska M., Żelazna-Wieczorek J. 2001.** *Ćwiczenia z algologii*. Wydawnictwo UŁ, Łódź.
91. **Sivakumar K., Karuppasamy R. 2008.** *Factors Affecting of Phytoplankton in a Reservoir of Tamilnadu, India.* American-Eurasian Journal of Botany, 1(3): 99-103.
92. **Sivonen, K. 1990.** *Effects of light, temperature, nitrate, orthophosphate, and bacteria on growth of and hepatotoxin production by Oscillatoria agardhii strains.* App. Environ. Microbiol., 56: 2658-2666.
93. **Sivonen K. 1998.** *Toxin produced by cyanobacteriaq* [w:] *Myxotoxin and Phyclotoxin-Developments in chemistry,* Miraglia M., Egmond van H., Brera C., Gilbert J. (red.). Toxicology and Food Safety, USA ss. 547-568.
94. **Sivonen K., Jones G. 1999.** *Cyanobacterial toxins* [w:] *Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring and management*, Chorus I., Bartram J. (red.). WHO., London, ss. 55-124.
95. **Ståhl-Delbanco A., Hansson L.A., Gyliström M .2003.** *Recruitment of resting stages may induce blooms of Microcystis at low N: P ratios*. J. Plankton Res. 25: 1099-1106.

96. **Stankiewicz A., Jamsheer-Bratkowska M., Maziarka D., Skotak K. 2011.** *Zasady oceny zagrożeń zdrowotnych związanych z zakwitami sinic w kąpieliskach*. Medycyna Środowiskowa, 14(1): 85-92.
97. **Starmach J. 1994.** *Struktura zespołów ryb w zbiornikach zaporowych o różnym stopniu eutrofizacji* [w:] *Zintegrowana strategia ochrony i zagospodarowania ekosystemów wodnych*. Zalewski M. (red.). WIOŚ., Łódź, ss. 20-26.
98. **Starmach K. 1989.** *Plankton roślinny wód słodkich [Freshwater phytoplankton]*. Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa.
99. **Szwed M. 2009.** *Ekologiczne uwarunkowania małej retencji górnej Bobrzy*. Rocznik Świętokrzyski. Ser.B.-Nauki Przyr., 30: 99-110.
100. **Tarczyńska M., Osiecka R., Kątek R., Błaszczyk A., Zalewski M. 1997**. *Przyczyny i konsekwencje powstawania toksycznych zakwitów sinicowych w zbiornikach.* [w:] *Zastosowanie biotechnologii ekosystemalnych do poprawy jakości wód*, Zalewski M., Wiśniowiecki J.R. (red.). Zeszyty Naukowe Komitetu Człowiek i Środowisko, 18: 51-72.
101. **Tarczyńska M., Zalewski M. 1995.** *Toksyczność zakwitów sinicowych jako wynik eutrofizacji zbiorników wodnych*. Gospodarka Wodna, 4: 83-87.
102. **Tippayawong N., Thanompongchart P. 2010.** *Biogas quality upgrade by simultaneous removal of CO2 and H2S in a packed column reactor, Energy*, Volume 35, Issue 12, The 3rd International Conference on Sustainable Energy and Environmental Protection, SEEP 2009: 4531-4535.
103. **Tokarczyk-Dorociak K., Drabiński A. 2002.** *Kształtowanie się warunków świetlnych w stawie karpiowym.* Zeszyty Naukowa Akademii Rolniczej w Krakowie nr 393, Inżynieria Środowiska, 23: 181-185.
104. **Torremorell, A., Bustigorry, J., Escaray, R. 2007.** *Seasonal dynamics of a large, shallow lake, Laguna Chascomu´ s: the role of light limitation and other physical variables.* Limnologica, 37: 00–108.
105. **Torremorell, A., Llames, M. E., Pèrez, A.P. 2009.** *Annual patterns of phytoplankton density and primary production in a large, shallow lake: the central role of light.* Freshwater Biol., 54, 437–449.
106. **Trawczyńska A., Tołoczko W., Niewiadomski A. 2009.** *Zawartość pierwiastków śladowych w wodach górnej Bzury.* Ochrona Środowiska i Zasobów Leśnych, 40: 491-496.

107. **Ulężałka S. 2011.** *Analiza zagrożeń jakości wód rzeki Bzury i zbiorników Arturówek dla ekohydrologicznej ich rekultywacji*. Praca magisterska wykonana w Katedrze Ekologii Stosowanej Uniwersytetu Łódzkiego, Łódź.
108. **Urząd Wojewódzki w Łodzi. 1996.** Decyzja w sprawie udzielenia pozwolenia wodnoprawnego na piętrzenie i pobór wód z rzeki Bzury dla potrzeb istniejących zbiorników zlokalizowanych na terenie Ośrodka Przywodnego „Arturówek" w Łodzi przy ul. Skrzydlatej dla celu rekreacji, sportów wodnych i wypoczynku, OS. IVa. 6210/2/B-98/41/96.
109. **Utkilen H., Gjølme, N. 1992**. *Toxin production by Microcystis aeruginosa as a function of light in continuous cultures and its ecological significance.* App. Environ. Microbiol., 58: 1321-1325.
110. **Van der Westhuizen A.J, Eloff J.N. 1985.** *Effects of temperature and light on toxicity and growth of the blue-green alga Microcystis aeruginosa[UV-006]*. Planta., 163: 55-59.
111. **Vollenweider R.E. 1968.** *Scientific fundamentals of the eutrophication of lakes and flowing waters, with particular reference to nitrogen and phosphorus as factors in eutrophication.* Paris: OECD; p. 250. Tech Report DA 5/SCI/68.27.
112. **Wagner I., Zalewski M. 1995**. *Potencjalny wpływ globalnego ocieplenia klimatu na procesy biologiczne zachodzące w zbiornikach zaporowych* [w:] *Procesy bilogiczne w ochronie i rekultywacji nizinnych zbiorników zaporowych,* Zalewski M. (red.). Biblioteka Monitoringu Środowiska, Łódź, ss. 177-188.
113. **Wagner I., Zalewski M. 1997.** *Potencjalny wpływ globalnych zmian klimatu na procesy ekohydrologiczne* [w:] *Zastosowanie biotechnologii ekosystemowych do poprawy jakości wód,* Zalewski M. (red.). Zeszyty Naukowe Komitetu Człowiek i Środowisko 18, Instytut Ekologii PAN Oficyna Wydawnicza, ss. 37-49.
114. **Watanabe M. F., Oishi S. 1985.** *Effects of environmental factors on toxicity of a cyanobacterium (Microcystis aeruginosa) under culture conditions.* Appl. Environ. Microbiol., 49:1342–1344.
115. **Wiśniewski R.J. 1994**. *Fosfor w zbiornikach zaporowych- zasilanie, kumulacja, wymiana między osadami dennymi i wodą* [w:] *Zintegrowana strategia ochrony i zagospodarowania ekosystemów wodnych*. Zalewski M. (red.). WIOŚ., Łódź, ss. 31-36.
116. **Wnuk A. 2010.** *Ocena stanu jakości wód zbiorników „Arturówek" oraz źródłowego odcinka rzeki Bzury w aspekcie ekohydrologicznej ich rekultywacji*. Praca magisterska wykonana w Katedrze Ekologii Stosowanej Uniwersytetu Łódzkiego, Łódź.

117. **Wojtal A., Frankiewicz P., Izydorczyk K., Zalewski M. 2003.** *Horizontal migration of zooplankton in a littoral zone of the lowland SuMejow Reservoir (Central Poland).* Hydrobiologia, 506-509: 339-346.
118. **Żelazo J., Popek Z. 2002**. *Podstawy renaturyzacji rzek.* SGGW, Warszawa.