

WPLYW WARUNKÓW ŚRODOWISKA WODNEGO NA EFEKTYWNOŚĆ ZAKWITÓW SINICOWYCH I WYDAJNOŚĆ BIOSYNTETY MIKROCYSTYN Z GRUPY HEPATOTOKSYN CZEŚĆ I. WPLYW CZYNNIKÓW FIZYKOCHEMICZNYCH

Andrzej K.M. Kabziński¹, Helena Grabowska², Jerzy Cyran²,
Alicja Zawadzka³, Barbara Macioszek¹, Dominik Szczukocki¹,
Renata Juszczak¹

¹ Uniwersytet Łódzki, ² Zakład Wodociągów i Kanalizacji w Łodzi Sp. z o.o.,

³ Politechnika Łódzka

Streszczenie. Zakwity sinic są źródłem rozmaitych silnie toksycznych związków (hepatotoksyn, neurotoksyn, endotoksyn i in.) o udowodnionej mutagenności i kancerogenności, dlatego niezbędna jest znajomość czynników decydujących o wielkości zakwitów i efektywności biosyntezy toksyn sinicowych oraz wiedza o mechanizmach uwalniania tych toksyn. Kontynuując wcześniejsze badania na obszarze Zalewu Sulejowskiego, w sezonie 2002 podjęto dalsze prace dotyczące wpływu różnych czynników środowiska na efektywność zakwitu sinic oraz produkcji hepatotoksyn sinicowych – mikrocytyn. Pierwsza część artykułu koncentruje się na czynnikach fizykochemicznych, takich jak temperatura, pH i twardość wody, a także zawartość w wodzie tlenu rozpuszczonego oraz węgla organicznego rozpuszczonego i całkowitego. Potwierdzono, że temperatura wody w okresie letnim jest jednym z ważniejszych czynników wpływających na wielkość zakwitu sinicowego i na produkcję mikrocytyn. Zawartość tlenu w wodzie okazała się ujemnie skorelowana z wielkością zakwitu oraz z ilością wytwarzanych toksyn. Zawartość całkowita węgla organicznego i zawartość rozpuszczalnego węgla organicznego były dodatnio skorelowane z wielkością zakwitu oraz zawartością mikrocytyn-LR w komórkach kolonii sinic.

Słowa kluczowe: sinice, zakwity sinicowe, hepatotoksyny, mikrocytyna

Adres do korespondencji – Corresponding author: dr inż. Andrzej Kabziński, Pracownia Analizy Chemicznej i Badań Środowiskowych, Katedra Chemii Ogólnej i Nieorganicznej, Uniwersytet Łódzki, 90–136 Łódź, ul. Narutowicza 68, e-mail: andrzej.kabzinski@gmail.com

WSTĘP

Sinice (cyjanobakterie, niebieskozielone algi) należą do królestwa *Prokaryota*. Są grupą gram-ujemnych organizmów fotosyntetyzujących zajmujących różnorodne ekosystemy, najczęściej wodne. W środowisku wodnym, gdzie wchodzi w skład fitoplanktonu, zazwyczaj tworzą maty dzięki śluzowi zlepiającemu poszczególne komórki, podczas gdy w glebie są formami wolno żyjącymi. Charakteryzuje je brak jądra komórkowego, którego rolę pełni cytoplazma wewnętrzna (centroplazma) zawierająca kwasy nukleinowe. W zewnętrznej części (chromoplazmie) są rozpuszczone różnego typu barwniki (chlorofil, karotenoidy, fikocyjanina i fikoerytryna) nadające organizmom zabarwienie niebieskie, niebieskozielone, fioletowe, karminowoczerwone lub brązowe.

Jako pierwsze organizmy, które ok. 2,8–3,5 mld lat temu wyewoluowały z pierwotnej materii organicznej, sinice odegrały ogromną rolę w rozwoju ekosystemu ziemskiego i tworzeniu atmosfery tlenowej. W ekosystemach wodnych w dogodnych warunkach tworzą zakwity wywierające niekorzystny wpływ na środowisko wodne. Wprowadzają do wody dużą ilość materii organicznej, zmniejszają przejrzystość wody oraz ilość rozpuszczonego w niej tlenu, zmieniają jej zapach i barwę. W ostatnich dekadach wykryto wiele rodzajów substancji biologicznie aktywnych (cykliczne oligopeptydy, oligosacharydy, kwasy tłuszczowe, alkaloidy itp.) produkowanych przez te mikroorganizmy [Carr i Whitton 1982, Carmichael 1992a, Borowitzka 1995, Falch i in. 1995, Kabziński i in. 2004b, Kabziński 2006a, b, c].

W okresie braku zakwitów liczba komórek sinicowych w 1 cm³ wody wynosi od kilkuset do kilku tysięcy, natomiast podczas intensywnego zakwitu może sięgać nawet kilkuset tysięcy na 1 cm³ wody. Sinice nadają wtedy wodzie intensywne zabarwienie, zależne od tego, jaki gatunek dominuje. W okresach największego nasilenia zakwity mogą przybierać postać piany lub nawet kożucha gromadzącego się na powierzchni wody. Kożuchy, tworzone przez komórki obumarłe i żywe, bywają spychane przez wiatr i prąd wody do zatok i osłoniętych miejsc, gdzie nie są rozbijane przez fale i wiatr na mniejsze fragmenty, a więc mogą tam pozostawać przez dłuższy czas. Gdy w wodzie występują duże ilości kwitnących glonów i sinic, nabiera ona nieprzyjemnego zapachu, którego rodzaj i nasilenie zależą od gatunku tych organizmów oraz od ich ilości w wodzie podczas zakwitu. Za powstawanie charakterystycznej woni często odpowiedzialna jest geosmina oraz 2-metyloizoborneol. Charakterystyczny zapach nadają też rozkładające się karotenoidy. Zakwity mogą również powodować wzrost mętności wody wskutek wprowadzania do niej dużej ilości substancji koloidalnych pochodzących z rozkładających się komórek sinic, glonów i bakterii [Kabziński 2002, Kabziński i Grabowska 2003, 2008, Kabziński i in. 2004a, b, 2006, 2007].

Zakwity występują prawie w całej Europie, a także w innych miejscach kuli ziemskiej, w tym na terenie USA, Kanady, Australii i Chin, pojawiając się w okresie lata i jesieni (tab. 1) [Carmichael 1992b, 1994, Codd 1995].

W skład fitoplanktonu tworzącego toksyczne zakwity wodne wchodzi głównie sinice (*Cyanobacteria*), przede wszystkim *Microcystis*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Oscillatoria*, *Cylindrospermopsis*, *Fischerella*, *Gleotrichia*, *Lyngbya*, *Nodularia*, *Gomphospheria*, *Hapalosiphon*, *Oscillatoria*, *Nostoc*, *Pseudoanabaena*, *Schizotrix*, *Scytonema*, *Umezaki*

Tabela 1. Obszary występowania zakwitów sinicowych na świecie [Carmichael 1992b, 1994, Codd 1995]

Table 1. Areas of cyanobacterial blooms in the world [Carmichael 1992b, 1994, Codd 1995]

Europa Europe	Anglia, Belgia, Czechy, Dania, Finlandia, Francja, Grecja, Holandia, Irlandia, Niemcy, Norwegia, Polska, Portugalia, Rosja, Słowacja, Szwecja, Szwajcaria, Ukraina, Węgry, Włochy England, Belgium, Czech Republic, Denmark, Finland, France, Greece, Holland, Ireland, Germany, Norway, Poland, Portugal, Russia, Slovakia, Sweden, Switzerland, Ukraine, Hungary, Italy
Ameryka America	Argentyna, Bermudy, Brazylia, Chile, Kanada, USA, Wenezuela Argentina, Bermuda Islands, Brazil, Chile, Canada, USA, Venezuela
Środkowy Wschód i Azja Middle East and Asia	Bangladesz, Indie, Izrael, Japonia, Korea, Malezja, Chiny, Arabia Saudyjska, Tajlandia Bangladesh, India, Israel, Japan, Korea, Malaysia, China, Saudi Arabia, Thailand
Afryka Africa	Egipt, Etiopia, Maroko, Południowa Afryka, Zimbabwe Egypt, Ethiopia, Morocco, South Africa, Zimbabwe
Australoazja Australasia	Australia, Nowa Kaledonia, Nowa Zelandia Australia, New Caledonia, New Zealand
Morza i oceany Oceans and seas	Ocean Atlantycki, Ocean Indyjski, Morze Bałtyckie, Morze Karaibskie Atlantic Ocean, Indian Ocean, Baltic Sea, Caribbean Sea

i *Synechocystis* [Codd 1995, Kabziński 1998]. Są one zdolne do produkcji kilkudziesięciu hepatotoksyn (cyklicznych oligopeptydów) i neurotoksyn (alkaloidów i innych związków) (tab. 2) [Kabziński 2006a] o toksyczności ostrej (LD_{50}), wyższej o ok. 3 rzędów wielkości od tak silnie toksycznych substancji jak cyjanek sodu czy cyjanek potasu (tab. 3) [Kabziński 1998, 2000a, b].

Najważniejszą toksyną sinicową, odkrytą w latach 60. XX w., jest mikrocystyna charakteryzująca się znaczną zmiennością budowy chemicznej (rys. 1, tab. 4) [Kabziński i in. 2004b, Kabziński 2006a]. Obecnie znanych jest ponad 80 izoform tej toksyny. Wykazuje ona działanie hepatotoksyczne, a będąc inhibitorem fosfataz proteinowych 1 i 2A, jest promotorem nowotworów wątrobowych. Pierwsze doniesienia na temat zatruc ludzi i zwierząt spożywających wodę skażoną zakwitami sinicowymi pojawiły się ponad 100 lat temu i pochodziły głównie z terenów Australii oraz Anglii [Kabziński 1998, 2000a, b]. Do dzisiaj opisano ponad sto przypadków ostrych i podostrych zatruc toksynami sinicowymi zarówno ludzi, jak i zwierząt [Kabziński i Kabziński 2005, 2006].

W przedstawionej pracy analizowano efektywność zakwitu sinic, fitoplanktonu i planktonu (mierzoną przyrostem ich biomasy) oraz efektywność biosyntezy mikrocystyn i wydajność ich uwalniania do wody w zależności od warunków fizykochemicznych i hydrobiologicznych w Zalewie Sulejowskim w sezonie 2002.

Tabela 2. Właściwości toksyn sinicowych [Kabziński 2006a]
 Table 2. Characterisation of cyanobacterial toxins [Kabziński 2006a]

Toksyna Toxin	Rodzaje sinic Cyanobacterial genera	Budowa cząsteczkowa Molecular structure	Liczba wariantów Number of isoforms	Sposób oddziaływania Type of action
Hepatotoksyny – Hepatotoxins				
Nodularina Nodularin	<i>Nodularia</i>	cykliczny pentapeptyd cyclic pentapeptide	> 6	hepatotoksyczność, promotor nowotworowy, inhibitor proteazy białkowej hepatotoxicity, cancer promoter, inhibitor of protease enzyme
Mikrocystyna Microcystin	<i>Microcystis</i> <i>Anabaena</i> <i>Nostoc</i> <i>Oscillatoria</i>	cykliczny heptapeptyd cyclic heptapeptide	> 80	hepatotoksyczność, promotor nowotworowy, inhibitor proteazy białkowej hepatotoxicity, cancer promoter, inhibitor of protease enzyme
Cylindrospermopsyna Cylindrospermopsine	<i>Cylindrospermopsis</i> <i>Umezaki</i>	cykliczny alkaloid guanidynowy cyclic guanidine alkaloid	1	hepatotoksyczność, promotor nowotworowy hepatotoxicity, cancer promoter
Neurotoksyny – Neurotoxins				
Anatoksyna-a Anatoxin-a	<i>Anabaena</i> <i>Microcystis</i> <i>Oscillatoria</i> <i>Phormidium</i> <i>Aphanizomenon</i>	drugorzędowa amina alkaloidu 2° amine alkaloid	1	neurotoksyczność, depolaryzacja blokerów neuromięśniowych neurotoxicity, depolarisation of neuromuscular blockers

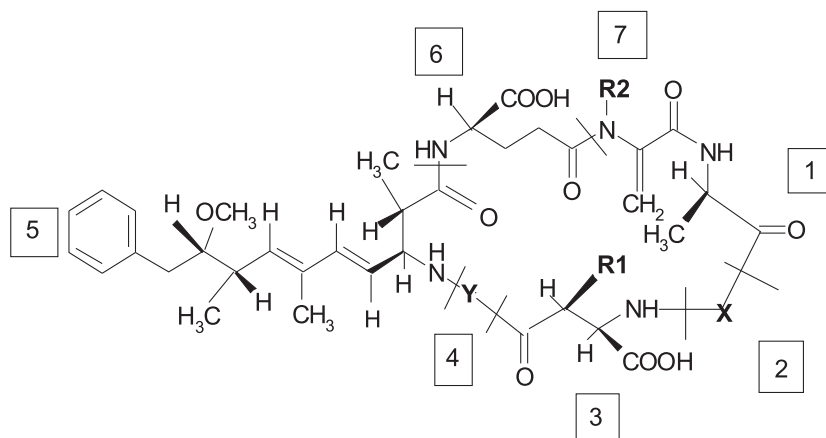
Anatoksyna-a(s) Anatoxin-a(s)	<i>Anabaena</i>	metylofosforanowy ester guanidyny methylster of guanidine phosphate	1	neurotoksyczność, inhibitor cholinesterazy neurotoxicity, cholinesterase inhibitor
Homoanatoksyna-a (saksytoksyna, neosaksytoksyna) Homoanatoxin-a (saxitoxin, neosaxitoxin)	<i>Phormidium</i> <i>Aphanizomenon</i> <i>Anabaena</i>	alkaloidy alkaloids	8	neurotoksyczność, bloker kanału sodowego neurotoxicity, blocker of sodium channel
Endotoksyny – Endotoxins				
LPS	<i>Microcystis</i> <i>Oscillatoria</i>	lipopolisacharydy lipopolysaccharides	> 3	toksyczny szok, zaburzenia jelitowe i oddechania toxic shock, intestinal and respiratory disturbance

Tabela 3. Porównanie toksyczności ostrej różnych związków toksycznych i toksyn [Kabziński 1998, 2000a, b]

Table 3. Comparison of acute toxicity of various toxic substances and toxins [Kabziński 1998, 2000a, b]

Substancja toksyczna Toxic substance	LD ₅₀ , µg · kg ⁻¹
Cyjanek sodu – Sodium cyanate	15000
Cyjanek potasu – Potassium cyanate	10000
Strychnina – Strychnine	500
Mikrocystyna-RR – Microcystin-RR	600
Mikrocystyna-LD – Microcystin-LD	68
Mikrocystyna-YR – Microcystin-YR	68
Mikrocystyna-LR – Microcystin-LR	50
Nodularina – Nodularin	30–50
Anatoksyna-a – Anatoxin-a	200
Anatoksyna-a(s) – Anatoxin-a(s)	20
Afanatoksyna I (Neosaksytoksyna) Aphanatoxine I (Neosaxitoxin)	10
Afanatoksyna II (Saksytoksyna) Aphanatoxine II (Saxitoxin)	10
Dyfteryt (toksyna) – Diptherite (toxin)	0,3
Tężec (toksyna) – Tetanus (toxin)	0,0001
Botulina (toksyna-a) – Botuline (toxin-a)	0,00003

LD₅₀ – dawka śmiertelna dla 50% narażonej populacji – lethal dose for 50% of exposed population



Rys. 1. Budowa chemiczna mikrocystyny; X, Y – pozycje zmiennych aminokwasów, R₁, R₂ – pozycje, w których następuje metylacja aminokwasów w cykloheptaoligopeptydzie [Kabziński i in. 2004b]

Fig. 1. Chemical structure of microcystin; X, Y – positions of changing amino acids, R₁, R₂ – positions of methylation in cycloheptaoligopeptide [Kabziński et al. 2004b]

Tabela 4. Charakterystyka podstawowych wariantów mikrocystyny (MCYST) [Kabziński 2006a]
 Table 4. Characterisation of main isoforms of microcystin (MCYST) [Kabziński 2006a]

Lp. No.	MCYST	MW, Da	X	R ₁	Y	R ₂	LD ₅₀ , μg·kg ⁻¹	Organizm Species
1	LA	909	Leu	CH ₃	Ala	CH ₃	50	Mae, Mvi
2	AR	952	Ala	CH ₃	Arg	CH ₃	250	Msp
3	YA	959	Tyr	CH ₃	Ala	CH ₃	100	Mae
4	[D-Asp ³ ,Dha ⁷]LR	966	Leu	H	Arg	H	300	Mae, Ana
5	[D-Asp ³]LR	980	Leu	H	Arg	CH ₃	75	Afa, Mae, Oag
6	[Dha ⁷]LR	980	Leu	CH ₃	Arg	H	250	Mae, Ana, Oag
7	LR	994	Leu	CH ₃	Arg	CH ₃	50	Mae, Afa, Mvi
8	LF	985	Leu	CH ₃	Phe	CH ₃	150	Mae
9	LY	1001	Leu	CH ₃	Tyr	CH ₃	90	Mae
10	[D-Asp ³ ,Dha ⁷]RR	1009	Arg	H	Arg	H	400	Oag, Ana, Mae
11	[Dha ⁷]RR	1023	Arg	CH ₃	Arg	H	150	Oag, Ana, Mae
12	[D-Asp ³]RR	1023	Arg	H	Arg	CH ₃	250	Oag, Ana, Mae
13	RR	1037	Arg	CH ₃	Arg	CH ₃	600	Mae, Mvi
14	LW	1024	Leu	CH ₃	Trp	CH ₃	250	Mae
15	FR	1028	Phe	CH ₃	Arg	CH ₃	250	Msp
16	YM	1035	Tyr	CH ₃	Met	CH ₃	60	Mae
17	YR	1044	Tyr	CH ₃	Arg	CH ₃	70	Mae, Mvi
18	WR	1067	Trp	CH ₃	Arg	CH ₃	150	Msp

A – alanina – alanine, F – fenyloalanina – phenylalanine, L – leucyna – leucine, M – metionina – methionine, R – arginina – arginine, W – tryptofan – tryptophan, Y – tyrozyna – tyrosine, Dha – dehydroalanina (des-metyloalanina) – dehydroalanine, D-Asp – dehydroasparagina (des-metyloasparagina) – dehydroasparagine

Mae – *Microcystis aeruginosa*, Mvi – *Microcystis viridis*, Msp – *Microcystis spumigena*, Ana – *Anabaena spumigena*, Afa – *Anabaena flos-aquae*, Oag – *Oscillatoria agardhii*

MATERIAŁ I METODY

Zalew Sulejowski jest ważnym zbiornikiem retencyjnym położonym w środkowej Polsce na rzece Pilicy. Jego znaczenie wynika stąd, że przez długi czas służył jako rezerwuwar wody pitnej dla Łodzi, a do dziś stanowi zaplecze rekreacyjne dla mieszkańców miasta i jego okolic. Budowę zbiornika rozpoczęto w 1969 r., a w grudniu 1973 r. oddano go do eksploatacji. Do głównych funkcji pełnionych przez zbiornik należy: (a) zasilanie ujęcia w Bronisławowie w ilości 3,25 m³ · s⁻¹ (wodociąg Sulejów–Łódź), (b) zasilanie ujęcia na rzece Brzóstówce w ilości 1,7 m³ · s⁻¹ (wodociąg Tomaszów–Łódź), (c) gromadzenie wód powodziowych, (d) produkcja energii elektrycznej, oraz (e) funkcja rekreacyjna. Zalew miał także służyć jako źródło wody dla pobliskich obszarów rolniczych, czego jednak ze względów finansowych nie zrealizowano. Najkorzystniejsze warunki eksploatacji występują przy piętrze do rzędnej w zakresie 164,44–166,35 m n.p.m. Całkowita pojemność zbiornika wynosi wtedy ok. 70,0–84,0 mln m³, a powierzchnia – ok. 24,5 km² (tab. 5) [Kabziński 2006a, b, c].

Tabela 5. Charakterystyka Zalewu Sulejowskiego [Kabziński 2006b]

Table 5. Characterisation of Sulejów Reservoir [Kabziński 2006b]

Lp. No.	Parametr – Parameter	Wartość – Value
1	Rzędna piętrzenia (max), m Gauge height (max), m	167,0
2	Rzędna piętrzenia (min), m Gauge height (min), m	162,0
3	Średnia rzędna piętrzenia (max), m Mean gauge height (max), m	166,35
4	Średnia rzędna piętrzenia (min), m Mean gauge height (min), m	164,44
5	Pojemność całkowita zbiornika, mln m ³ Total storage capacity, mln m ³	88,1
6	Pojemność użyteczna zbiornika, mln m ³ Live storage capacity, mln m ³	71,9
7	Pojemność martwa zbiornika, mln m ³ Dead storage capacity, mln m ³	10,0
8	Pojemność powodziowa zbiornika, mln m ³ Flooding storage capacity, mln m ³	10,0
9	Powierzchnia zalewowa (max), ha Flooding area (max), ha	2380
10	Powierzchnia zalewowa (min), ha Flooding area (min), ha	630
11	Średnia szerokość zbiornika, km Mean width of reservoir, km	1,5
12	Maksymalna szerokość zbiornika, km Maximum width of reservoir, km	2,0
13	Długość zbiornika, km Length of reservoir, km	17,0
14	Średnia głębokość zbiornika, m Mean depth of reservoir, m	3,3
15	Maksymalna głębokość zbiornika, m Maximum depth of reservoir, m	11,0

Badania dotyczące zawartości toksyn sinicowych w wodach zbiornika prowadzono od 1993 r. Głównym komponentem była mikrocystyna-LR (MCYST-LR). Jej zawartość w wodzie zbiornika wynosiła od 0,0 do 6,8 $\mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ (średnio 0,7–2,4 $\mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$), a w materiale zakwitów – od 3 do 469 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ suchej masy (średnio 74–141 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ s.m.) (tab. 6) [Kabziński i in. 2000].

Próbki wody z Zalewu Sulejowskiego pobierano na głębokości 0,3–0,6 m (średnio 0,5 m) poniżej lustra wody w okresie od maja do listopada 2002 r. Wodę pobierano do czystych ciemnych butelek o objętości 2,0 dm³, zabezpieczając ją przez dodanie azydru sodowego NaN₃ o stężeniu 0,05% (w/v), i przetrzymywano w temperaturze 4°C.

W badaniach stosowano następujące standardy mikrocystyny: MCYST-LR, -RR, -YR, -LA, -LF, -LW i -YA (Calbiochem, USA; Sigma, USA) oraz MCYST-AR, -LY,

Tabela 6. Zawartość microcystyny-LR w materiale zakwitów sinicowych i wodzie pobranej z Zalewu Sulejowskiego w okresie wiosenno-letnio-jesiennym (od maja do listopada) w latach 1993–2002 [Kabziński i in. 2000, 2001]

Table 6. Concentration of microcystin-LR in cyanobacterial bloom samples and water sampled from Sulejów Reservoir in spring-summer-autum periods (May to November) of 1993–2002 [Kabziński et al. 2000, 2001]

Lp. No.	Rok Year	Zawartość średnia – Mean content			
		w materiale zakwitów in bloom sample		w wodzie in water	
		zakres range	średnio mean	zakres range	średnio mean
1	1993	16+149	74 ± 56	x	x
2	1994	5+191	81 ± 71	x	x
3	1995	8+427	120 ± 111	0,0+6,8	2,3 ± 1,8
4	1996	6+227	99 ± 67	0,0+5,3	1,9 ± 1,2
5	1997	7+286	103 ± 86	0,0+4,6	1,5 ± 1,4
6	1998	4+168	76 ± 53	0,0+2,7	0,8 ± 0,7
7	1999	5+469	136 ± 124	0,0+5,1	2,4 ± 2,1
8	2000	6+395	124 ± 120	0,0+6,3	2,3 ± 1,9
9	2001	3+196	84 ± 79	0,0+2,5	0,7 ± 0,6
10	2002	10+456	141 ± 122	0,0+5,4	2,1 ± 1,5

x – brak danych doświadczalnych – no data available

-FR, -YM i -WR (laboratorium Dr K. Sivonen, Helsinki, Finlandia; laboratorium K.I. Harady, Nagoya, Japonia). W badaniach wykorzystywano mikrokolumnienki do ekstrakcji do fazy stałej (*Solid-Phase Extraction*; SPE) typu Backerbond C18, SAX, DEA, NH2 i CN o zawartości wypełnienia 1000 mg (J.T. Baker, USA) oraz stosowano rozpuszczalniki o czystości odpowiedniej dla wysokosprawnej chromatografii cieczowej (*High-Performance Liquid Chromatography*; HPLC) (J.T. Baker, USA; Merck, Niemcy).

Próby wody (1000 cm³) filtrowano w celu usunięcia zanieczyszczeń mechanicznych (filtr 0,47 µm; Schleider & Schnell, Niemcy), po czym wstępnie zateżano metodą ekstrakcji do fazy stałej, stosując kolumnienki typu SPE-12G (J.T. Baker, USA). Kolumnienki eluowano kolejno wodą dejonizowaną (10,0 cm³), metanolem (10,0 cm³), etanolem (10,0 cm³) oraz izopropanolem (10,0 cm³). Frakcje cięższych alkoholi zbierano i odparowywano w strumieniu argonu w temperaturze pokojowej. Frakcje ponownie rozpuszczano w wodzie dejonizowanej (Millipore, USA) i rozdzielano metodą SPE kolejno na kolumnkach NH2 i CN oraz SAX i DEA. Po odparowaniu rozpuszczano suchą pozostałość w buforze do chromatografii HPLC.

Po wstępnym zateżeniu próbek wody i oddzieleniu od matrycy organicznej wykonywano oznaczenia metodą wysokosprawnej chromatografii cieczowej w odwróconych fazach (RP-HPLC) (chromatograf cieczowy HP 1050 z detektorem typu UV/VIS; Hewlett-Packard, USA), porównując czasy retencji dla czterech rodzajów kolumn typu C18: Spherisorb 5S ODS2 (100 × 4 mm ID), Spherisorb 5S ODS2 (250 × 4 mm ID, Hewlett-Packard, USA), Resolve C18 (300 × 3,9 mm ID; Waters, USA) oraz Econosil

C18 (250 × 4,6 mm ID; Alltech, USA), z pomiarem absorbancji przy długości fali 240 nm. Stosowano pętlę nastrzykową o objętości 20,0 mm³. Próbkę rozdzielano metodą izokratyczną oraz gradientową przy szybkości elucji 1,0 cm³ · min⁻¹. Do elucji stosowano acetonitryl, metanol, bufor octanowy i bufor amonowy. Analizę ilościową prowadzono z użyciem kolumny Spherisorb 5S ODS2 (250 × 4 mm ID).

Zawartość tlenu rozpuszczonego w wodzie oraz wartość pH wody oznaczano według norm polskich i europejskich.

Zawartość całkowitej biomasy sinic, pozostałego fitoplanktonu oraz planktonu (fitoplankton + zooplankton + sinice) oznaczano za pomocą mikroskopu odwróconego MOD-2 (Karl Zeiss, Niemcy). Pobierane próby utrwalano płynem Lugola według modyfikacji Utermöhl. Pomiary prowadzono, biorąc objętość próbek wody 5, 10, 20 cm³ przy liczebności komórek sinicowych poniżej 10 000 na 1 cm³ lub objętość 2 cm³ przy liczebności powyżej 10 000 na 1 cm³. Liczebność osobników poszczególnych gatunków określano, klasyfikując osobniki według wielkości komórki (długość, szerokość, średnica itd.). Następnie obliczano objętość biomasy, porównując komórki do podstawowych brył geometrycznych (kula, walec, elipsoida obrotowa, stożek i in.). Całkowitą biomasę fitoplanktonu wyliczano ze wzoru:

$$B = V \cdot N \times 10^{-6}$$

gdzie:

B – biomasa fitoplanktonu (mg · dm⁻³),

V – objętość mikroorganizmów (μm³),

N – liczebność mikroorganizmów (szt. · cm⁻³).

Umownie przyjmowano, zgodnie z normami, że gęstość biomasy mikroorganizmów wynosi 1,0 g · cm⁻³. Procentowy udział masy poszczególnych grup (gatunków) mikroorganizmów w biomacie całkowitej był podstawą do określenia dominacji gatunkowej w próbce.

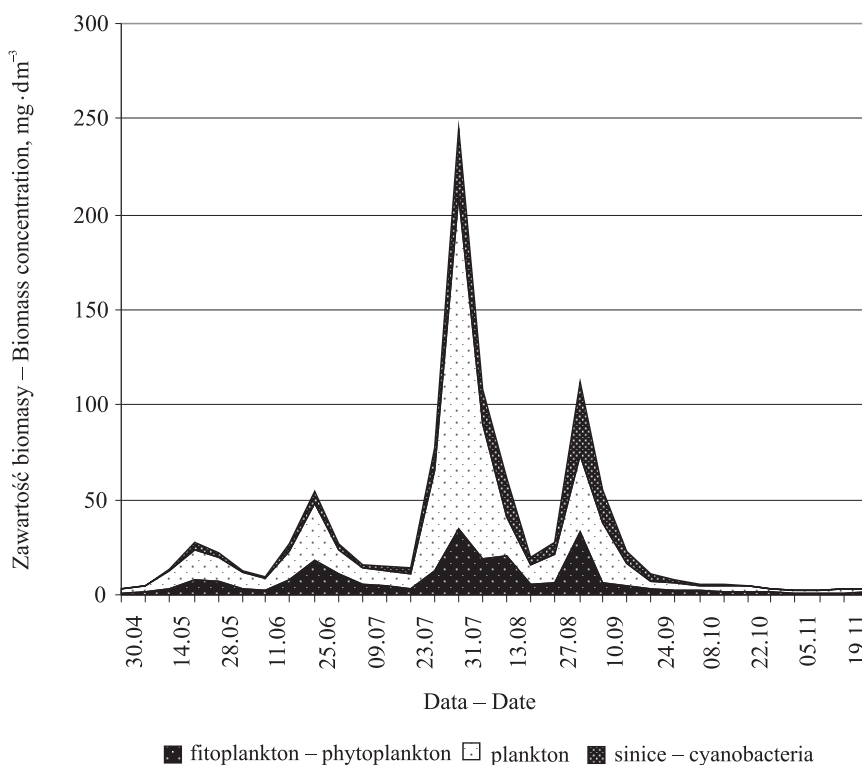
Analizę statystyczną wyników przeprowadzono, stosując program Excel zawarty w pakiecie Office 2000 (MicroSoft, Polska).

WYNIKI I DYSKUSJA

Zmiany zawartości biomasy planktonu, fitoplanktonu i sinic w wodzie Zalewu Sulejowskiego w sezonie 2002 przedstawiono na rysunku 2, a zmiany wartości parametrów fizykochemicznych oraz zawartości węgla organicznego zaprezentowano na rysunku 3 oraz w tabeli 7. Wartości współczynników korelacji (r) i równania regresji między zawartością biomasy sinic i wielkością biosyntezy mikrocytyny-LR (MCYST-LR) a wartościami parametrów fizykochemicznych wody podano w tabeli 8.

Wpływ temperatury wody na wielkość zakwitu sinic i wydajność biosyntezy MCYST

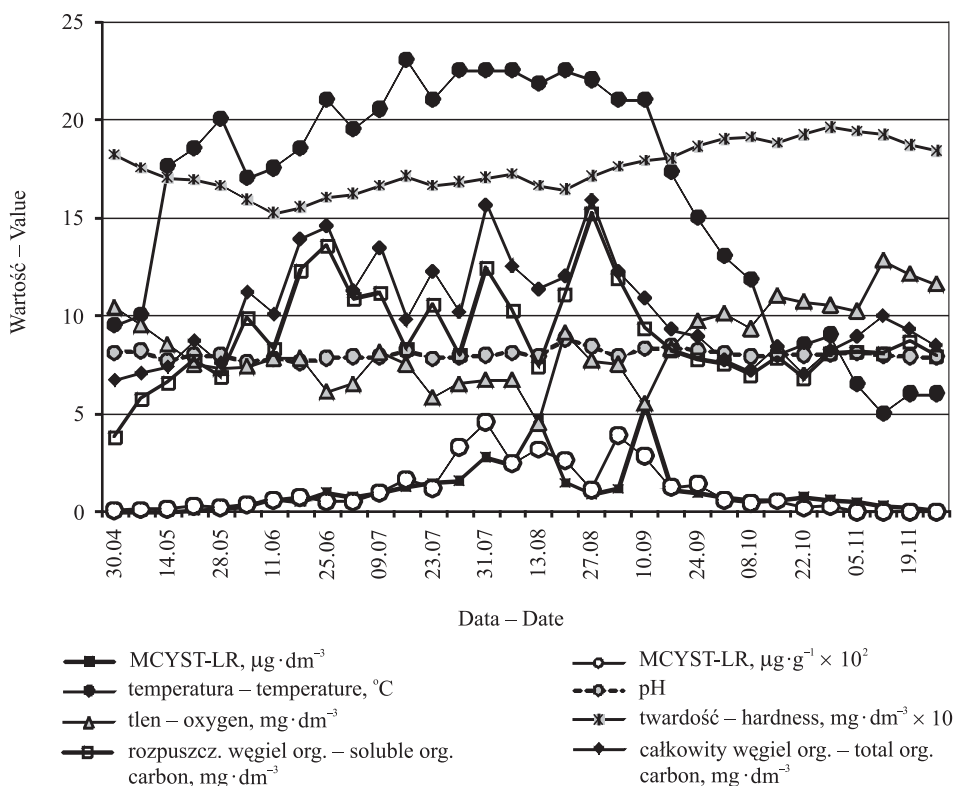
Relacje między warunkami fizykochemicznymi panującymi w zbiornikach wodnych a przyrostem biomasy żyjących w nich organizmów, w tym sinic, i biosyntezą mikrocytyn (MCYST) niezbyt często opisywano w literaturze. Badano tylko ogólne zależności między temperaturą wody oraz wielkością biosyntezy MCYST [Wicks i Thiel 1990].



Rys. 2. Zawartość planktonu, fitoplanktonu i sinic w wodzie powierzchniowej Zalewu Sulejowskiego w sezonie 2002

Fig. 2. Concentrations of plankton, phytoplankton and cyanobacteria in surface water of Sulejów Reservoir in 2002 season

Poszczególne gatunki i szczepy sinic różnią się pod względem optimum temperaturowego. W przypadku *Oscillatoria*, *Microcystis* czy *Anabaena* optimum wynosi 25°C [Gorham 1964, Codd i Poon 1988, Sivonen 1990, Rapala i in. 1993]. Dla innych gatunków maksimum efektywności biosyntezy znacznie częściej wypada w przedziale od 18 do 20°C niż innych temperaturach [Kruger i Eloff 1978, Van der Westhuizen i Eloff 1985, Van der Westhuizen i in. 1986, Lehtimäki i in. 1994], ale na przykład dla gatunku *Oscillatoria aghardii* przedział ten jest dużo szerszy (15–25°C). W zakresie temperatur od 25 do 35°C obserwuje się najbardziej efektywny przyrost masy sinic [Gorham 1964, Sivonen 1990, Rapala i in. 1993, Rapala i Sivonen 1998]. Rapala i inni [1993] stwierdzili, że optymalne warunki temperaturowe do produkcji hepatotoksyn to temperatura od 15,1 do 23,0°C (średnio 20,5°C) w przypadku *Anabaena*, od 16,1 do 24,0°C (średnio 18,2°C) w przypadku *Microcystis* oraz od 13,0 do 22,0°C (średnio 17,9°C) dla obydwu gatunków występujących łącznie. Podobne wyniki uzyskano także w przypadku jednego z gatunków *Anabaena* produkującego neurotoksyny (temperatura optymalna od 16,0 do 25°C, średnio 19,8°C) [Rapala i Sivonen 1998]. Wei i inni [2001] badali zmiany gęstości kolonii sinic w zależności od temperatury wody (przyjmowali 10-procentowy wzrost



Rys. 3. Zmiany wartości parametrów fizykochemicznych wody powierzchniowej Zalewu Sulejowskiego w sezonie 2002

Fig. 3. Changes in physicochemical parameters of surface water of Sulejów Reservoir in 2002 season

gęstości kolonii jako podstawowy wskaźnik wielkości zakwitu), uzyskując różne wyniki dla poszczególnych gatunków ($4,2 \pm 1,2\%$ dla *Microcystis*, $5,6 \pm 2,6\%$ dla *Oscillatoria*, $7,6 \pm 1,4\%$ dla *Phormidium* oraz $3,1 \pm 1,6\%$ dla *Synedera*).

Według naszych wyników doświadczalnych, temperatura wody w okresie badań zmieniała się w przedziale od 5,0 do 23,0°C (średnio $16,11 \pm 6,07^\circ\text{C}$). Maksymalny przyrost biomasy, jak też najwyższa efektywność biosyntezy toksyn występowały w przedziale od 20 do 23°C, przy maksymalnej temperaturze wynoszącej 23°C (tab. 7). Wartość współczynnika korelacji (r) między temperaturą w sezonie 2002 a przyrostem biomasy sinic wynosiła +0,5327, między temperaturą a zawartością MCYST-LR w komórkach była równa +0,6632, zaś między temperaturą a zawartością MCYST-LR w wodzie wynosiła +0,5026 (tab. 8). Uzyskane wyniki potwierdzają wpływ temperatury na wielkość zakwitu (zarówno w przypadku fitoplanktonu, jak i sinic – tab. 8), a także wpływ temperatury na efektywność biosyntezy MCYST. Niższa wartość współczynnika korelacji w przypadku przyrostu biomasy sinic pokazuje, że w zbiorniku wodnym nie została jeszcze osiągnięta optymalna dla nich temperatura (jej osiągnięcie jest niemożliwe ze względu na warunki

Tabela 7. Fyzykochemiczne i hydrobiologiczne parametry wody powierzchniowej w Zalewie Sulejowskim w okresie wiosenno-letnio-jesiennym (od maja do listopada) 2002 r.

Table 7. Physicochemical and hydrobiological parameters of surface water in Sulejów Reservoir in spring-summer-autumn period (May to November) of 2002

Lp. No.	Parametr – Parameter	Wartość – Value				
		min	max	rozstęp interval	średnio mean	SD
Parametry fyzykochemiczne – Physicochemical parameters						
1	Temperatura – Temperature, °C	5,0	23,0	18,0	16,11	6,07
2	pH	7,6	8,8	1,2	8,02	0,24
3	O ₂ rozpuszcz. – Dissolved O ₂ , mg · dm ⁻³	4,5	12,8	8,3	8,46	2,04
4	Twardość – Hardness, mg · dm ⁻³	152	196	44	175,0	12,3
5	C _{org} rozpuszcz. – Soluble C _{org} , mg · dm ⁻³	3,78	15,22	11,44	8,977	2,413
6	C _{org} całkowity – Total C _{org} , mg · dm ⁻³	6,73	15,86	9,13	10,256	2,564
Parametry hydrobiologiczne – Hydrobiological parameters						
7	Biomasa sinic – Cyanobacteria biomass, mg · dm ⁻³	0,000	35,367	35,367	6,02589	9,6519
8	Biomasa fitoplanktonu – Phytoplankton biomass, mg · dm ⁻³	1,201	34,876	33,675	7,4239	8,6116
9	Biomasa planktonu – Plankton biomass, mg · dm ⁻³	1,207	174,575	173,368	18,5219	32,6951
10	MCYST-LR, µg · g ⁻¹	0,00	456	456	131,1	126,1
11	MCYST-LR, µg · dm ⁻³	0,00	5,42	5,42	1,072	1,244

MCYST – mikrocystyny – microcystins

klimatyczne Polski). Przyrost zawartości MCYST w wodzie wraz ze wzrostem temperatury wynika z szybszego wzrostu, a więc i szybszego obumierania kolonii, będącego przyczyną uwalniania ładunku toksyn do wody.

Wpływ pH na efektywność biosyntezy toksyn i przyrostu biomasy sinic

Innym ważnym, choć stosunkowo słabo poznanym, czynnikiem fyzykochemicznym wpływającym na efektywność zakwitów sinic i biosyntezę toksyn jest odczyn wody. Zazwyczaj zakwitki są skorelowane z wysoką wartością pH i/lub niską zawartością CO₂ w wodzie [Van der Westhuizen i Eloff 1983, Lehtimaki i in. 1994]. Dawniejsze badania wskazywały, że wzrost *Microcystis* przebiega najlepiej przy pH = 9,0 [Van der Westhuizen i Eloff 1983], a nawet pH = 10,0 [Eloff 1981]. Wartość współczynnika wzrostu populacji określono na 0,60 d⁻¹ (odpowiada to czasowi podwojenia biomasy kolonii 1,16 d) [Van der Westhuizen i Eloff 1983], co zgadza się z wynikami uzyskanymi przez Krugera i Eloff [1978] (0,14–0,62 d⁻¹) oraz przez Gorhama [1964] (0,46 d⁻¹ i 0,55 d⁻¹). Także Wei i inni [2001] obserwowali najlepszy wzrost (przyrost biomasy) omawianych organizmów w podobnym zakresie wartości pH (59,1 ± 5,3% dla *Microcystis*, 67,4 ± 4,9% dla *Oscillatoria*, 100,3 ± 22,0% dla *Phormidium* i 158,9 ± 30,7% dla *Synedra*). Największą toksyczność notowano przy pH = 8,0, gdy przyrost biomasy kolonii był już mniejszy [Van der Westhuizen i Eloff 1983].

Tabela 8. Wartości współczynników korelacji między parametrami fizykochemicznymi a biomasa sinic, fitoplanktonu i planktonu oraz stężeniem mikrocytyny-LR w komórkach sinic i w wodzie Zalewu Sulejowskiego w sezonie 2002

Table 8. Correlations between physicochemical parameters and biomass of plankton, phytoplankton and cyanobacteria and concentrations of microcystin-LR in cyanobacterial cells and in water of Sulejów Reservoir in season 2002

Lp. No.	Korelacja – Correlation	r	Regresja – Regression
1	Biomasa planktonu / Temperatura Plankton biomass / Temperature	+0,4631	$y = +2,4947x - 21,6671$
2	Biomasa fitoplanktonu / Temperatura Phytoplankton biomass / Temperature	+0,5792	$y = +0,8217x - 5,8137$
3	Biomasa sinic / Temperatura Cyanobacteria biomass / Temperature	+0,5327	$y = +0,8471x - 7,6212$
4	MCYST-LR w komórkach / Temperatura MCYST-LR in cells / Temperature	+0,6632	$y = +0,1378x + 1,0885$
5	MCYST-LR w wodzie / Temperatura MCYST-LR in water / Temperature	+0,5026	$y = +0,1030x + 0,5872$
6	Biomasa planktonu / pH Plankton biomass / pH	-0,0173	$y = -2,2389x + 36,4700$
7	Biomasa fitoplanktonu / pH Phytoplankton biomass / pH	-0,1122	$y = -4,0176x + 39,6340$
8	Biomasa sinic / pH Cyanobacteria biomass / pH	+0,0283	$y = +1,1681x - 3,3393$
9	MCYST-LR w komórkach / pH MCYST-LR in cells / pH	+0,2254	$y = +1,1803x - 8,3318$
10	MCYST-LR w wodzie / pH MCYST-LR in water / pH	+0,2138	$y = +1,1043x - 7,7821$
11	Biomasa planktonu / O ₂ rozpuszcz. Plankton biomass / Dissolved O ₂	-0,4277	$y = -6,8657x + 76,6010$
12	Biomasa fitoplanktonu / O ₂ rozpuszcz. Phytoplankton biomass / Dissolved O ₂	-0,5713	$y = -2,4155x + 27,8580$
13	Biomasa sinic / O ₂ rozpuszcz. Cyanobacteria biomass / Dissolved O ₂	-0,5240	$y = -2,4831x + 27,0310$
14	MCYST-LR w komórkach / O ₂ rozpuszcz. MCYST-LR in cells / Dissolved O ₂	-0,5240	$y = -0,3587x + 4,1656$
15	MCYST-LR w wodzie / O ₂ rozpuszcz. MCYST-LR in water / Dissolved O ₂	-0,6150	$y = -0,3755x + 4,2477$
16	Biomasa planktonu / Twardość Plankton biomass / Hardness	-0,2280	$y = -0,6079x + 124,8800$
17	Biomasa fitoplanktonu / Twardość Phytoplankton biomass / Hardness	-0,3398	$y = -0,2385x + 49,1620$

Tabela 8 cd. – Table 8 cont.

Lp. No.	Korelacja – Correlation	r	Regresja – Regression
18	Biomasa sinic / Twardość Cyanobacteria biomass / Hardness	-0,1871	$y = -0,1473x + 31,793$
19	MCYST-LR w komórkach / Twardość MCYST-LR in cells / Hardness	-0,2579	$y = -0,265x + 5,7699$
20	MCYST-LR w wodzie / Twardość MCYST-LR in water / Hardness	-0,1407	$y = -0,0143x + 3,5684$
21	Biomasa planktonu / Całkowity C _{org} Plankton biomass / Total C _{org}	+0,5393	$y = +6,8784x - 52,0240$
22	Biomasa fitoplanktonu / Całkowity C _{org} Phytoplankton biomass / Total C _{org}	+0,6158	$y = +2,0349x - 13,4460$
23	Biomasa sinic / Całkowity C _{org} Cyanobacteria biomass / Total C _{org}	+0,5234	$y = +1,9707x - 14,1850$
24	MCYST-LR w komórkach / Całkowity C _{org} MCYST-LR in cells / Total C _{org}	+0,5346	$y = +0,2630x - 1,5658$
25	MCYST-LR w wodzie / Całkowity C _{org} MCYST-LR in water / Total C _{org}	+0,3929	$y = +0,1906x - 0,8829$
46	Biomasa planktonu / C _{org} rozpuszcz. Plankton biomass / Soluble C _{org}	+0,3964	$y = +5,3696x - 29,6830$
47	Biomasa fitoplanktonu / C _{org} rozpuszcz. Phytoplankton biomass / Soluble C _{org}	+0,4986	$y = +1,7790x - 8,5469$
48	Biomasa sinic / C _{org} rozpuszcz. Cyanobacteria biomass / Soluble C _{org}	+0,4068	$y = +1,6271x - 8,5807$
49	MCYST-LR w komórkach / C _{org} rozpuszcz. MCYST-LR in cells / Soluble C _{org}	+0,3861	$y = +0,2018x - 0,6800$
50	MCYST-LR w wodzie / C _{org} rozpuszcz. MCYST-LR in water / Soluble C _{org}	+0,2193	$y = -0,1130x + 0,0572$

Wytłuszczono współczynniki korelacji $r > |0,35|$.
Correlation coefficients $r > |0,35|$ are printed in bold.

Wartość pH wody w Zalewie Sulejowskim w badanym okresie wynosiła od 7,6 do 8,8 (średnio 8,02; tab. 7), a najwyższe stężenia MCYST-LR notowano przy pH zbliżonym do 8. Wartości współczynników korelacji między wartością pH a produkcją biomasy planktonu i sinic oraz zawartością MCYST-LR w komórkach i w wodzie były niskie ($r = -0,1122 \pm 0,2254$; tab. 8). Wynika to prawdopodobnie ze zbyt małej rozpiętości wartości pH wody w zbiorniku. Na tej podstawie można wnosić, że wartość pH nie jest tak istotnym czynnikiem wpływającym na efektywność zakwitów i biosyntezę toksyn, jak to obserwowano podczas eksperymentów *in vitro* w warunkach laboratoryjnych.

Wpływ zawartości tlenu rozpuszczonego w wodzie na produkcję biomasy sinic

Niewiele danych literaturowych dotyczy wpływu zawartości tlenu w wodzie na przyrost biomasy i biosyntezę toksyn sinicowych. Jedynie Abeliovich i Shilo [1972] donieśli, że kolonie *Anacystis nidulans* i *Synechococcus cedrorum* bardzo szybko obumierają w wodzie o temperaturze 4–15°C przy wysokim stężeniu O₂ oraz powyżej 30°C przy braku CO₂. Podczas naszych badań stężenie tlenu w wodzie wynosiło od 4,5 do 12,8 mg · dm⁻³ (średnio 8,46 mg · dm⁻³; tab. 7). Wartości współczynników korelacji (r) między zawartością tlenu a wielkością zakwitów planktonu i sinic oraz wydajnością biosyntezy toksyn sinicowych kształtowały się w przedziale od –0,4277 do –0,6150 (tab. 8). Generalnie można stwierdzić, że obecność tlenu wywiera ujemny wpływ na efektywność zakwitów sinicowych. Zużycie tlenu może być także wskaźnikiem intensywności zakwitów dla danego typu wód.

Wpływ ogólnej twardości wody na biosyntezę toksyn i przyrost biomasy sinic

Podobnie jak w przypadku tlenu, w literaturze trudno znaleźć doniesienia dotyczące wpływu twardości wody na proces rozwoju zakwitów. W okresie wiosenno-letnio-jesiennym 2002 r. twardość wody w Zalewie Sulejowskim wynosiła od 152 do 196 mg · dm⁻³ (średnio 175,0 mg · dm⁻³; tab. 7). Nie odnotowano znaczących korelacji liniowych między twardością wody a wielkością zakwitów i produkcją toksyn sinicowych ($r < |0,35|$; tab. 8).

Wpływ zawartości węgla organicznego na wielkość zakwitów sinic oraz produkcję toksyn sinicowych

W badanym okresie stwierdzono wysokie wartości korelacji między zawartością rozpuszczonego węgla organicznego (3,78–15,22 mg · dm⁻³, średnio 11,44 ± 8,98 mg · dm⁻³; tab. 7) i całkowitego węgla organicznego (6,73–15,86 mg · dm⁻³, średnio 10,26 ± 2,56 mg · dm⁻³; tab. 7) a efektywnością przyrostu biomasy i wydajnością biosyntezy toksyn (tab. 8). Wprawdzie węgiel rozpuszczony może być pozostałością po pierwszej fazie zakwitów fitoplanktonu, ale korelacje ujawniają też pewien jego wpływ na przyrost biomasy sinic i produkcję toksyn. Korelacje te nie są jednak związane z fazą obumierania kolonii, lecz z uwalnianiem toksyn do wody zbiornika w czasie trwania zakwitów (oddziaływania allopatyczne). Wysokie wartości r dobitnie świadczą o pozytywnym wpływie dostępności węgla na produkcję biomasy i toksyn. Wyniki otrzymane dla sezonu 2002 stanowią w tym przypadku potwierdzenie informacji uzyskanych w sezonie 2001 [Kabziński i in. 2005, Kabziński i Grabowska 2008]. Ze względu na niedostatek w literaturze światowej doniesień o wpływie węgla na zakwitów sinic należy kontynuować badania w następnych sezonach.

WNIOSKI

1. Wyniki badań potwierdzają, że jednym z ważniejszych czynników wpływających na wielkość zakwitów sinicowego, jak również na produkcję hepatotoksyn – mikrocystyn jest temperatura wody w badanym sezonie.
2. Zawartość tlenu w wodzie jest ujemnie skorelowana z wielkością zakwitów oraz z ilością biosyntetyzowanych toksyn sinicowych.

3. Zawartość całkowita węgla organicznego i zawartość rozpuszczalnego węgla organicznego są dodatnio skorelowane z wielkością zakwitu oraz zawartością mikrocystyny-LR w komórkach kolonii sinicowych, co wskazuje, że węgiel prawdopodobnie stanowi materiał budulcowy w syntezie biochemicznej.
4. Badania powinny być powtórzone przez kolejne dwa lub trzy sezony, aby zweryfikować prawidłowość przeprowadzonych obserwacji.

REFERENCES

- Abeliovich A., Shilo M., 1972. Photooxidative death in bluegreen algae. *J. Bacteriol.* 11, 682–689.
- Borowitzka M.A., 1995. Microalgae as sources of pharmaceutical and other biological active compounds. *J. Appl. Phycol.* 7, 3–15.
- Carmichael W.W., 1992a. Cyanobacteria secondary metabolites – the cyanotoxins. *J. Appl. Bact.* 72, 445–459.
- Carmichael W.W., 1992b. A status report on planctonic cyanobacteria (Blue-Green Algae) and their toxins. US EPA Report, Washington.
- Carmichael W.W., 1994. The toxins of cyanobacteria. *Sci. Amer.* 270, 78–86.
- Carr N.G., Whitton B.A., 1982. The biology of cyanobacteria. Botanic Monography, vol. 19, Blackwell Scientific Publications Oxford.
- Codd G.A., 1995. Cyanobacterial toxins: Occurrence, properties and biological significance. *Water Sci. Technol.* 32, 149–156.
- Codd G.A., Poon G.K., 1988. Cyanobacterial toxins. [W:] *Biochemistry of the Algae and Cyanobacteria*. Red. L.J. Rogers, J.R. Gallon. Clarendon Press Oxford, 283–296.
- Eloff J.N., 1981. Aucoecological studies of *Microcystis*. [W:] *The water environment – algal toxins and health*. Red. W.W. Carmichael. Plenum Press New York, 71–96.
- Falch B.S., König G.M., Wright A.D., Sticher O., Angerhofer C.K., Pezzutto I.M., Bachmann H., 1995. Biological activities of cyanobacteria: Evaluation of extracts and pure compounds. *Planta Med.* 61, 321–328.
- Gorham P.R., 1964. Toxic algae. [W:] *Algae and man*. Red. D.E. Jackson. Plenum Press New York, 307–336.
- Kabziński A.K.M., 1998. Oznaczanie toksyn sinicowych w wodzie i liofilizowanym materiale fitoplanktonu metodami SPE/HPLC oraz możliwości stosowania nowoczesnych sprzężonych technik chromatograficznych do badania ich struktury. *Soc. Sci. Lodz.* 51, 235–253.
- Kabziński A.K.M., 2000a. Problemy oznaczania toksyn sinicowych w wodzie oraz możliwości zastosowania nowoczesnych technik analitycznych. *Cz. I. Gosp. Wod.* 5, 185–187.
- Kabziński A.K.M., 2000b. Problemy oznaczania toksyn sinicowych w wodzie oraz możliwości zastosowania nowoczesnych technik analitycznych. *Cz. II. Gosp. Wod.* 6, 225–230.
- Kabziński A.K.M., 2002. Problemy wtórnego zanieczyszczenia wód wodociągowych w procesie ich uzdatniania i przesyłu. *Gosp. Wod.* 6, 244–249.
- Kabziński A.K.M., 2006a. Zakwity sinicowe. *Aura* 7, 6–8.
- Kabziński A.K.M., 2006b. Zbiornik Sulejowski. *Aura* 8, 12–14.
- Kabziński A.K.M., 2006c. Wpływ metali na efektywność zakwitów w zbiornikach zaporowych. *Aura* 9, 16–19.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., 2003. Badanie efektywności usuwania toksyn sinicowych w procesie uzdatniania wody na przykładzie systemu produkcyjno-przesyłowego Sulejów–Łódź. *Gosp. Wod.* 3, 109–118.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., 2008. Rozwój zakwitów sinicowych w Polsce na przykładzie zbiornika sulejowskiego. *Gosp. Wod.* 68(5), 194–207.

- Kabziński A.K.M., Kabziński T.K.A., 2005. Toksyny sinicowe. V. Efekty środowiskowe zakwitów sinicowych. *Bioskop* 4, 10–16.
- Kabziński A.K.M., Kabziński T.K.A., 2006. Toksyny sinicowe. VI. Efekty zdrowotne zakwitów sinicowych. *Bioskop* 1, 13–20.
- Kabziński A.K.M., Juszcak R., Miękoś E., Scholl H., Tarczyńska M., Sivonen K., Rapala J., 2000. The first report about the presence of cyanobacterial toxins in Polish lakes. *Pol. J. Environ. Stud.* 9, 171–178.
- Kabziński A.K.M., Juszcak R., Dziegieć J., 2001. Problemy oznaczania toksyn sinicowych w wodzie jeziornej i pitnej oraz w materiale biologicznym. *Prz. Geolog.* 49, 995–996.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., Cyran J., Juszcak R., Dziegieć J., Zawadzka A., Szczukocki D.E., Szczytowski K., 2004a. Badania dotyczące użycia dwutlenku chloru i ozonu do usuwania toksyn sinicowych w systemie wodociagowym Sulejów–Łódź. *Arch. Environ. Protect.* 30, 17–38.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., Cyran J., Juszcak R., Dziegieć J., Zawadzka A., Macioszek B.T., 2004b. Wpływ jakości wody i parametrów jej uzdatniania na usuwanie toksyn sinicowych na przykładzie wodociągu Sulejów–Łódź. *Ochr. Środ.* 32(2), 13–20.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., Cyran J., Juszcak R., Szczukocki D., Szczytowski K., 2005. Badanie wpływu czynników środowiskowych na efektywność zakwitów i biosyntezę toksyn sinicowych. *Ecohydrol. Hydrobiol.* 5, Suppl., 61–69.
- Kabziński A.K.M., Grabowska H., Cyran J., Juszcak R., Zawadzka A., Szczukocki D.E., Szczytowski K., 2006. Ozonation-based removal of microcystin from drinking water from the artificial lake of Sulejów, Poland. *Environ. Protect. Eng.* 32, 17–35.
- Kabziński A.K.M., Macioszek B.T., Szczukocki D.E., 2007. Badanie jakości wody powierzchniowej zbiorników zaporowych jako efektu wpływu czynników środowiskowych na wydajność biosyntezy toksyn sinicowych. [W:] Stan i antropogeniczne zmiany jakości wód w Polsce. T. 5. Red. M. Ziulkiewicz. Wyd. UŁ i Kom. Hydrol. Pol. Tow. Geogr., Łódź, 167–187.
- Kruger G.H.J., Eloff J.N., 1978. The effect of temperature specific growth rate and activity charge of *Microcystis* and *Synechococcus* relevant to the onset of natural blooms. *J. Limnol. Soc. Sci. Afr.* 4, 9–20.
- Lehtimäki J., Sivonen K., Luukkainen R., Niemela S.I., 1994. The effect of incubation time, temperature, light, salinity and phosphorus on growth and hepatotoxin production by *Nodularia spumigen*. *Arch. Hydrobiol.* 130, 269–282.
- Rapala J., Sivonen K., 1998. Assessment of environmental conditions that favor hepatotoxic and neurotoxic *Anabaena* spp. strains cultured under light limitation at different temperatures. *Microbiol. Ecol.* 36, 181–192.
- Rapala J., Sivonen K., Luukkainen R., Niemela S.I., 1993. Anatoxin-a concentration in *Anabaena* and *Aphanizomenon* under different environmental conditions and comparison of growth by toxic and non-toxic *Anabaena*-strains – a laboratory study. *J. Appl. Phycol.* 5, 581–591.
- Sivonen K., 1990. Effect of light, temperature, nitrate, orthophosphate and bacteria on growth of and hepatotoxins production by *Oscillatoria aghardii* strains. *Appl. Environ. Microbiol.* 56, 2658–2666.
- Van der Westhuizen A.J., Eloff J.N., 1983. Effect of culture age and pH of culture medium on the growth and toxicity of the blue-green alga *Microcystis aeruginosa*. *Z. Pflanzenphysiol.* 110, 157–163.
- Van der Westhuizen A.J., Eloff J.N., 1985. Effect of temperature and light on the toxicity and growth of the blue-green algae *Microcystis aeruginosa* (UV-006). *Planta* 163, 55–59.
- Van der Westhuizen A.J., Eloff J.N., Kruger G.H.J., 1986. Effect of temperature and light (fluane rate) on the composition of the toxin of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa* (UV-006). *Arch. Hydrobiol.* 108, 145–154.
- Wei B., Sugiura N., Maekawa T., 2001. Use of art neuronal network in the prediction of algal blooms. *Water Res.* 35, 2022–2028.

Wicks R.J., Thiel P.G., 1990. Environmental factors affecting the production of peptide toxins of floating scums of cyanobacterium *Microcystis aeruginosa* in a hyper-trophic African reservoir. Environ. Sci. Technol. 24, 1413–1418.

**INFLUENCE OF WATER ENVIRONMENT CONDITIONS ON YIELD OF CYANOBACTERIAL BLOOMS AND EFFICIENCY OF BIOSYNTHESIS OF MICROCYSTINS FROM HEPATOTOXINS GROUP
PART I. EFFECT OF PHYSICOCHEMICAL FACTORS**

Abstract. Cyanobacterial blooms produce various highly toxic substances (hepatotoxins, neurotoxins, endotoxins, etc.) whose mutagenicity and cancerogenicity is well known, therefore it is necessary to determine the factors that affect the yield of cyanobacterial blooming and the effectivity of the biosynthesis of toxins as well as to understand the mechanisms whereby they are released. Continuing earlier studies in the area of the Sulejów Reservoir, further research was carried out in the season 2002 into the effects of various environmental factors on the bloom yields of cyanobacteria and the synthesis of cyanobacterial hepatotoxins – microcystins. The first part of the paper focuses on physicochemical factors such as water temperature, pH and hardness, and the concentrations of dissolved oxygen and soluble and total organic carbon. It was confirmed that water temperature in the season belongs to the more important factors influencing bloom yields and microcystin production. Oxygen concentration in water is negatively correlated with bloom yields and the amount of synthesised toxins. Total and soluble organic carbon contents are positively correlated with bloom yields and the amount of microcystin-LR in the cells of cyanobacterial colonies.

Key words: cyanobacteria, cyanobacterial blooms, hepatotoxins, microcystin

Zaakceptowano do druku – Accepted for print: 18.07.2008