



Uniwersytet w Białymstoku

Wydział Biologii

Adam Więcko

**Wpływ zlewni i właściwości fizyko-chemicznych wody na
biomasę mykoplanktonu rzek północno-wschodniej Polski**

Rozprawa doktorska

Promotor: prof. dr hab. Andrzej Stefan Górniak

Promotor pomocniczy: dr Anna Pieryczuk

Białystok, 2023

*Składam serdeczne podziękowania
Panu Prof. dr. hab. Andrzejowi Stefanowi Górniakowi
za inspiracje, profesjonalne kierowanie oraz cenne wskazówki,
podczas mojego rozwoju naukowego.*

*Bardzo dziękuję
wszystkim Pracownikom Katedry Ekologii Wód, a w szczególności:
Pani dr Annie Pietryczuk,
Panu dr. hab. Adamowi Cudowskiemu
i Pani Helenie Samsonowicz.*

*Dziękuję również mojej Żonie Katarzynie, Rodzicom i całej Rodzinie
oraz bliskim mi Osobom, na których wsparcie zawsze mogłem liczyć.*

STRESZCZENIE

Przełom XX i XXI wieku to okres szybkiego wzrostu zainteresowania biologią i ekologią grzybów wodnych, dzięki zastosowaniu technik biologii molekularnej oraz możliwościom wykorzystania grzybów w procesach biotechnologicznych. W obliczu globalnych zmian obiegu węgla szczególnie ważna jest rola grzybów w transformacji materii organicznej w ekosystemach wodnych. Dużym zainteresowaniem cieszą się też badania interakcji międzyorganizmalnych i siedliskowych. Zasadniczą kwestią w zrozumieniu skali oddziaływania mykobioty na pozostałe elementy środowiska jest ewaluacja ilościowa jej biomasy oraz ocena roli czynników zlewniowych współkształtujących stan ekologiczny wód. Głównym celem prezentowanej rozprawy doktorskiej było określenie biomasy sestonowych grzybów wodnych w wodach małych rzek północno-wschodniej Polski oraz wskazanie zależności pomiędzy właściwościami fizyko-chemicznymi wód oraz sposobem użytkowania zlewni cieków a biomasą mykoplanktonu. Badania terenowe prowadzone były w latach 2010-2012, dwukrotnie w czterech sezonach fenologicznych. W całym okresie badań do analiz zebrano łącznie 144 próby wody z 18 małych rzek północno-wschodniej Polski, o zróżnicowanych parametrach morfometrycznych i jakości wód oraz odmiennych charakterystykach zlewni. Najważniejszym badanym parametrem wykonanym w laboratorium, było chromatograficzne oznaczenie stężenia ergosterolu w sestonie pelagicznych wód rzecznych, niezbędnego do określenia biomasy grzybów wodnych. Pozostałe analizy hydrochemiczne obejmowały oznaczania stężeń wybranych form substancji biogennych oraz materii organicznej w badanych rzekach. Do oceny wpływu parametrów zlewni na biomasę grzybów wodnych zastosowano dane z analizy użytkowania gruntów, pochodzące z projektu Corine Land Cover.

Z przeprowadzonych prac badawczych wynika, że w latach 2010-2012, w małych rzekach północno-wschodniej Polski średnia biomasa grzybów wodnych wynosiła $0,43 \pm 0,22 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$, oscylując w granicach $0,05 - 1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$. Wiosną i latem w małych rzekach północno-wschodniej Polski, stwierdzono większą biomasę mykoplanktonu, niż jesienią i zimą. Ogólna dynamika rozwoju mykoplanktonu w dużym stopniu korelowała z biomasą glonów obecnych w przebadanych wodach rzecznych, choć przeciętna ilość fitoplanktonu była średnio trzy rzędy wielkości większa od biomasy sestonowych grzybów wodnych. Przeprowadzone analizy potwierdziły stymulującą rolę substancji biogennych w rozwoju mykoplanktonu. Istotny przyrost biomasy grzybów wodnych

następuje przy zwiększonej zasobności wody zarówno w azot, jak i fosfor, a najwyraźniej ten korzystny wpływ ujawnia się w synergicznym wzroście stężenia tych obu pierwiastków biogennych. Biomasa grzybów wodnych zachowuje dodatni związek korelacyjny z zawartością sestonowego węgla organicznego, w przeciwieństwie do formy ogólnej węgla oraz jego całkowitych form nieorganicznej, jak i organicznej. Stymulujące oddziaływanie sestonowych związków węgla nabiera jednak większego znaczenia, gdy woda rzek jest zasobna w substancje biogenne. Wiosenny wzrost przepływu rzek i zwiększona biomasa mykoplanktonu najbardziej zaznacza się w zlewniach z dominującym udziałem łąk, pastwisk i obszarów podmokłych. Latem źródłem bogatej w substancje odżywcze, drobnocząsteczkowej materii organicznej, będącej doskonałym podłożem i siedliskiem do rozwoju grzybów wodnych mogą być pyłki roślin. W okresie jesiennym ujawnił się pozytywny wpływ lasów liściastych na rozwój mykoplanktonu. Współczesna tendencja pojawiania się cieplejszych i bezśnieżnych zim może zaburzyć istniejący roczny rytm odpływu wody ze zlewni, ładunku nutrientów oraz sezonowości mykobioty rzek. Analizowane powiązania systemu hydrologicznego, geochemicznego z mykoplanktonem rzek wskazują na znaczące interakcje z innymi hydrobiontami i strukturą strefy riparialnej, często modyfikowaną przez człowieka, destabilizując równowagę ekosystemów wód płynących. Efekt niniejszej pracy może stanowić wsparcie w procesie opracowywania skuteczniejszej strategii ich ochrony i odtwarzania.

SUMMARY

The turn of the 20th and 21st centuries was a period of rapid growth in interest in the biology and ecology of aquatic fungi, thanks to the use of molecular biology techniques and the possibilities of using fungi in biotechnological processes. The role of fungi in the transformation of organic matter in aquatic ecosystems in the face of global changes in the carbon cycle, as well as interorganismal and habitat interactions, are particularly important. Therefore, a fundamental issue in understanding the scale of the impact of mycobiota on other elements of the environment is the quantitative evaluation of its biomass and the role of catchment factors that co-shape the ecological condition of water. The main aim of the presented doctoral dissertation was to determine the biomass of seston aquatic fungi in the waters of small rivers in north-eastern Poland and to indicate the relationship between the physico-chemical properties of water, the structure of water catchment use, and the biomass of mycoplankton present. Field research was conducted in 2010-2012, twice in four phenological seasons. Throughout the entire research period, a total of 144 samples were collected for analysis from 18 small rivers in north-eastern Poland, with various morphometric and water quality parameters and different catchment characteristics. The most important parameter tested in a laboratory was a chromatographic determination of the concentration of ergosterol in river water, which is necessary to determine the biomass of aquatic fungi. The remaining hydrochemical analyzes concerned the determination of the concentrations of selected forms of nutrients and organic matter in the studied rivers. To assess the impact of catchment parameters on the biomass of aquatic fungi, data from the land use analysis in the Corine Land Cover program were used. The research carried out shows that in the years 2010-2012, in small rivers of north-eastern Poland, the average biomass of aquatic fungi was $0,43 \pm 0,22 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$, ranging from 0,05 to $1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$. In spring and summer, higher mycoplankton biomass was found in small rivers in north-eastern Poland than in autumn and winter. The overall dynamics of mycoplankton development largely correlated with the biomass of algae present in the tested river waters, nevertheless the average amount of phytoplankton was on average three orders of magnitude higher than the biomass of seston aquatic fungi. The conducted analyzes confirmed the stimulating role of biogenic substances in the development of mycoplankton. A significant increase in its biomass occurs with increased water content in both nitrogen and phosphorus, and this beneficial effect is most clearly revealed in the synergistic increase in the concentration of both these biogenic elements.

The biomass of aquatic fungi has a positive correlation with the content of seston organic carbon, in contrast to the total form of carbon and its total inorganic and organic forms. However, the stimulating effect of seston carbon compounds becomes more important when river water is rich in biogenic substances. The spring increase in river flow and increased mycoplankton biomass is most pronounced in catchments with a dominant share of meadows, pastures and wetlands. In summer, plant pollen may be a source of nutrient-rich, fine-molecular organic matter, which is an excellent substrate and habitat for the development of aquatic fungi. In autumn, the positive impact of deciduous forests on the development of mycoplankton was revealed. The modern trend of warmer and snowless winters may disrupt the existing annual rhythm of water outflow from the catchment, nutrient load and seasonality of river mycobiota. The analyzed connections of the hydrological and geochemical system with river mycoplankton indicate significant interactions with other hydrobionts and the structure of the riparial zone, often modified by humans, destabilizing the balance of running water ecosystems.

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP	1
2. CELE BADAŃ	2
3. TEREN BADAŃ	3
3.1. Położenie	3
3.2. Klimat, geomorfologia oraz pokrywa glebowa.....	7
3.3. Klasyfikacja wód powierzchniowych oraz form użytkowania terenu	9
4. METODY BADAŃ	12
4.1. Badania terenowe	12
4.2. Oznaczania ergosterolu	13
4.3. Pozostałe analizy hydrochemiczne wód.....	16
4.4. Analizy przestrzenne	18
4.5. Opracowanie statystyczne uzyskanych wyników	19
5. WYNIKI I DYSKUSJA	23
4.1. Charakterystyka biomasy grzybów wodnych w małych rzekach północno- wschodniej Polski w ujęciu przestrzennym i sezonowym	23
4.2. Biomasa mykoplanktonu rzeczno- a zawartość pierwiastków biogennych	30
4.3. Rzeczny mykoplankton a zasoby materii organicznej w wodach.....	42
4.4. Wpływ użytkowania zlewni na sezonową zmienność biomasy grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski	58
6. PODSUMOWANIE	66
7. WNIOSKI.....	70
BIBLIOGRAFIA.....	71
SPIS RYSUNKÓW I TABEL	83
ZAŁĄCZNIKI	87

1. WSTĘP

Mykoplankton, czyli grzyby wodne stale lub okresowo występujące w sestonie wód płynących, stanowi integralną część ekosystemu wodnego. Obok bakterii, grzyby są biotycznym regulatorem materii organicznej i substancji biogennej każdego ekosystemu, zamykającym pełny cykl obiegu materii i przepływu materii. Różnorodna struktura i forma materii organicznej na Ziemi oraz siedliska jej powstawania sprawiają, iż organizmy heterotroficzne wykazują wyjątkową dywersyfikację taksonomiczną, siedliskową i przestrzenną, która także dotyczy grzybów.

W skali globalnej obecnie do grzybów słodkowodnych (ang. *freshwater fungi*) zalicza się blisko 3900 taksonów (Calabon i in. 2022), z których dominująca część należy systematycznie i genetycznie do grzybów właściwych, głównie Ascomycota. Do tego siedliskowego zespołu organizmów zalicza się również część grzybów wchodzących w skład wodnych porostów. W tej grupie znajdują się też grzyby Ingolda oraz Chitridiomycota, które ponad 1,5 mld lat temu ewolucyjnie dały początek całemu Królestwu Grzyby (Heckman et al. 2001).

Na przełomie XX i XXI wieku, dzięki zastosowaniu technik biologii molekularnej i możliwościom wykorzystania mykobioty w procesach biotechnologicznych, wzrosło zainteresowanie biologią i ekologią grzybów wodnych. Jednocześnie, coraz lepiej poznawana jest rola grzybów w przekształcaniu materii organicznej w ekosystemach wodnych w obliczu globalnych zmian obiegu węgla oraz ich interakcje międzyorganizmalne i siedliskowe (Fabian i in. 2016). Zasadniczą kwestią w zrozumieniu skali oddziaływania mykobioty na pozostałe elementy środowiska, jest ewaluacja ilościowa biomasy grzybów oraz czynników determinujących jej wielkość. W tym wszystkim nie do przecenienia jest rola zlewni, jako determinanty czystości i stanu ekologicznego wód. Wykorzystanie informacji o grzybach wodnych w analizach bioindykacyjnych (Butarewicz i in. 2019) to także potencjalny wskaźnik kondycji ekosystemów lotycznych. Monitorowanie zmian w tych ekosystemach posłuży identyfikacji tendencji i kierunków transformacji w strukturze hydrobiontów i funkcjonowania systemów rzecznych. Badania przeprowadzone na potrzeby niniejszej rozprawy są kolejnym krokiem do odkrycia pełnego spektrum czynników i relacji środowiskowych, mających znaczenie dla zachowania lub przywrócenia dobrego stanu rzek. Efekt niniejszej pracy może stanowić wsparcie w procesie opracowywania skuteczniejszej strategii ochrony i odtwarzania tych ekosystemów.

2. CELE BADAŃ

Głównym celem prezentowanej rozprawy doktorskiej było określenie biomasy sestonowych grzybów wodnych w wodach małych rzek północno-wschodniej Polski oraz zbadanie zależności pomiędzy wybranymi właściwościami fizyko-chemicznymi wód rzecznych i sposobem użytkowania zlewni cieków, w ilościowej analizie mykoplanktonu.

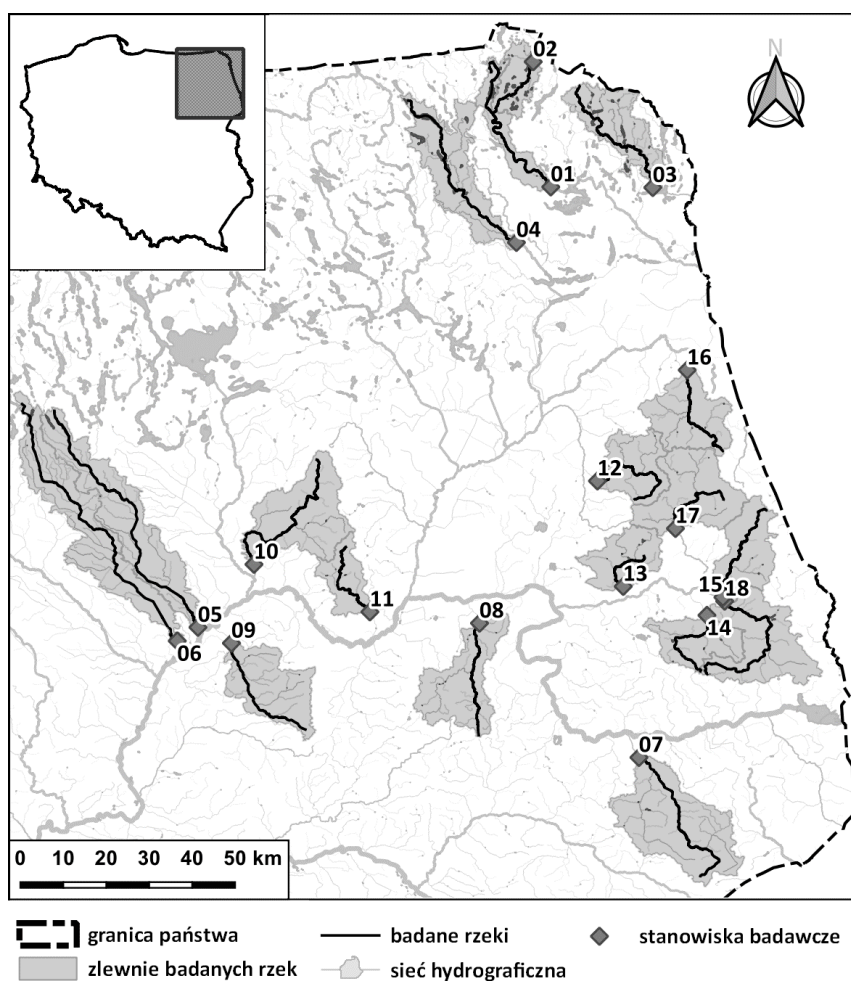
W ramach niniejszej pracy wyróżniono następujące szczegółowe cele badawcze:

1. Charakterystyka biomasy grzybów wodnych w małych rzekach północno-wschodniej Polski w ujęciu przestrzennym i sezonowym.
2. Analiza biomasy mykoplanktonu w relacji do stężenia różnych form pierwiastków biogennych występujących w wodach rzecznych.
3. Zbadanie współzależności pomiędzy ilością i jakością materii organicznej oraz biomasą mykoplanktonu w wodach rzecznych.
4. Określenie wpływu użytkowania zlewni na sezonową zmienność biomasy grzybów wodnych w rzekach.

3. TEREN BADAŃ

3.1. Położenie

Polska północno-wschodnia to region o naturalnie zróżnicowanym i mało przekształconym antropogenicznie krajobrazie, odzwierciedlającym w pełni środowiskowe cechy pasa nizin. Obiektem badań było 18 rzek północno-wschodniej Polski (Rysunek 1) o zróżnicowanym układzie krajobrazowym, na który składają się formy geomorfologiczne, podłoże geologiczne i glebowe, sposób użytkowania terenu oraz przekształcenia antropogeniczne. Cechą wspólną badanych obiektów jest porównywalny średni przepływ, zbliżona długość cieków oraz podobna powierzchnia zlewni topograficznych (Tabela 1), które niemalże w całości, znajdują na terenie Rzeczypospolitej Polskiej. Jedynie dwa małe fragmenty dorzecza Marychy [nr 3], o łącznej powierzchni 3,6 km², znajdują się na terenie Litwy (Rysunek 2).



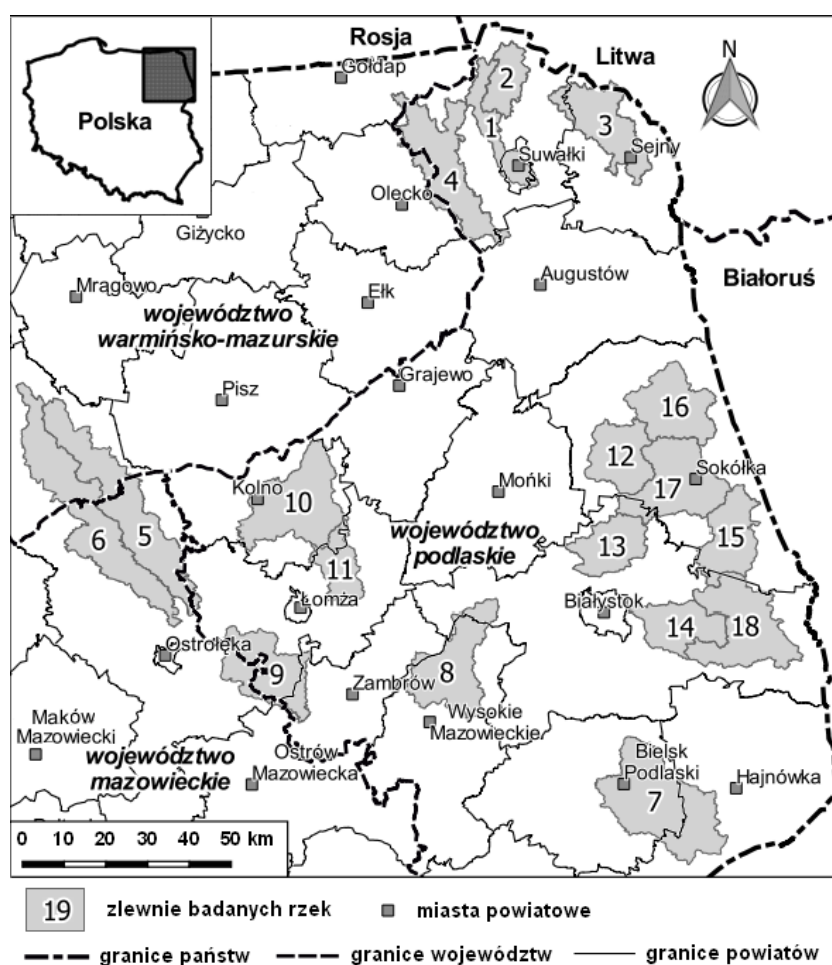
Rysunek 1. Rzeki i ich zlewnie badane w latach 2010-2012 oraz stanowiska badawcze na tle sieci hydrograficznej północno-wschodniej Polski (dane.gov.pl).

Tabela 1. Dorzecze, długość, powierzchnia zlewni i średni przepływ rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 oraz ich typologia abiotyczna wg klasyfikacji z 2019 r. (Dz.U. 2019 poz. 2149).

Nr	Rzeka	Dorzecze	Długość badanego odcinka rzeki (km)	Powierzchnia badanej zlewni (km ²)	Przepływ średni (m ³ ·s ⁻¹)	Typ abiotyczny
1	Czarna	Niemen	53,22	146,4	1,9	PN
2	Szeszupa	Niemen	19,84	125,1	0,9	RzN
3	Marycha	Niemen	46,02	261,9	1,8	PI_poj
4	Rospuda	Wisła	54,68	357,9	3,6	RzN
5	Szkwa	Wisła	72,98	457,4	2,8	RzN
6	Rozoga	Wisła	78,36	481,7	2,8	RzN
7	Orlanka	Wisła	42,88	485,1	2,4	RzN
8	Ślina	Wisła	32,20	307,7	1,2	RzN
9	Ruż	Wisła	31,54	287,8	0,9	RzN
10	Skroda	Wisła	49,97	373,9	1,8	RzN
11	Łojewek	Wisła	25,80	136,3	0,7	RzN
12	Kumiałka	Wisła	32,77	207,0	1,0	RzN
13	Czarna	Wisła	22,53	189,4	0,9	PNp
14	Płoska	Wisła	24,38	191,7	0,9	PNp
15	Słoja	Wisła	31,76	220,1	1,6	Rz_org
16	Sidra	Wisła	28,25	263,3	1,4	Rz_org
17	Sokołda	Wisła	22,71	325,6	2,4	Rz_org
18	Supraśl	Wisła	45,61	348,4	1,7	Rz_org

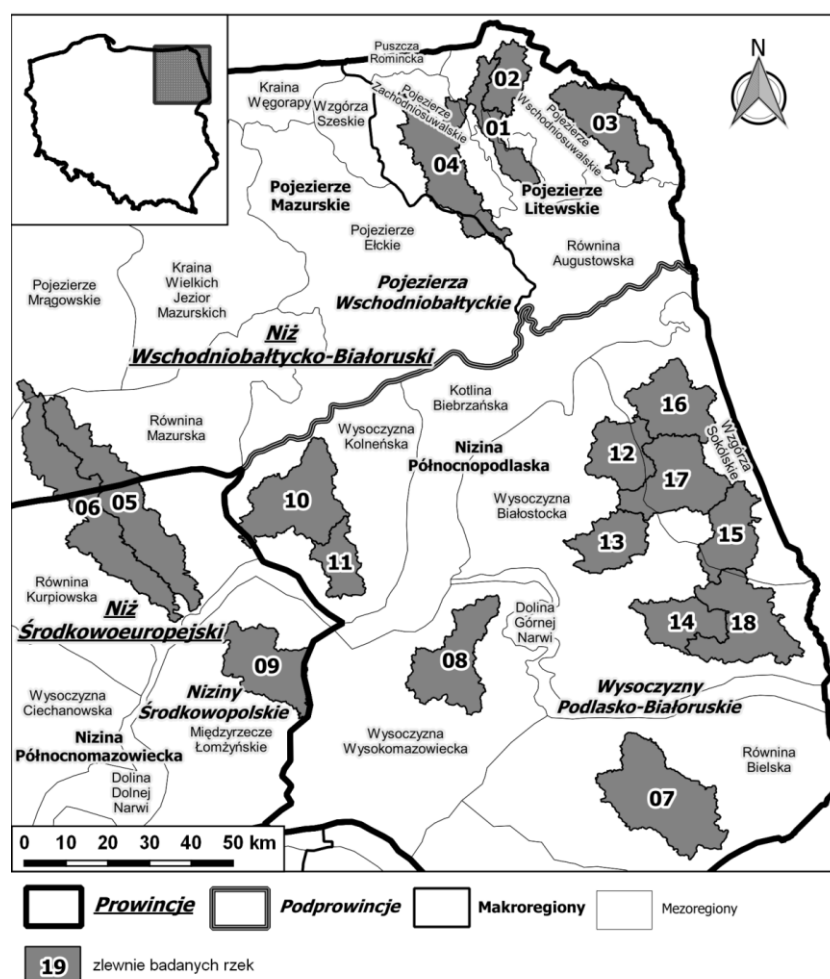
PI_poj - rzeka w systemie rzeczno-jeziorowym pojezierzy, łososiowa; PN- potok lub strumień nizinny; PNp - potok lub strumień nizinny, piaszczysty; Rz_org – rzeka w dolinie o dużym udziale torfowisk; RzN – rzeka nizinna.

W podziale administracyjnym naszego kraju zlewnie badanych rzek położone są w granicach trzech województw, 20 powiatów i 81 gmin. W 67 gminach województwa podlaskiego znajduje się 79,8% łącznej powierzchni analizowanego obszaru. W województwie mazowieckim znajdują się południowe części dorzecza Szkwy [nr 5] i Rozogi [nr 6] oraz zachodni fragment zlewni rzeki Ruż [nr 9], które w sumie zajmują 11,5% charakteryzowanego obszaru, należąc do ośmiu gmin zlokalizowanych w dwóch powiatach. W województwie warmińsko-mazurskim na pozostałe 8,7% powierzchni składają się północne części zlewni Szkwy [nr 5] i Rozogi [nr 6] oraz niewielkie wycinki dorzecza Rospudy [nr 4], mieszczące się w granicach 10 gmin z czterech powiatów (Rysunek 2).



Rysunek 2. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle podziału administracyjnego kraju oraz państw sąsiadujących (www.geoportal.gov.pl) (numery zlewni jak w tabeli 1).

Analizowane dorzecza położone są na Nizinie Wschodnioeuropejskiej, w prowincji Nizin Wschodniobałtycko-Białoruskiej. Jedynie południowa część zlewni Szkwy [nr 5] i Rozogi [nr 6], niewielki fragment dorzecza Skrody [nr 10] prawie cała zlewnia rzeki Ruż [nr 9] należy do makroregionu Niziny Północnomazowieckiej, na Nizinie Środkowoeuropejskiej, w Pozaalpejskiej Europie Środkowej. Obszar dorzeczy położonych na północy Nizin Wschodniobałtycko-Białoruskiej [nr 1, 2, 3, 4, 5, 6] obejmujący podprowincję Pojezierzy Wschodniobałtyckich należy do makroregionów Pojezierzy Mazurskich oraz Pojezierzy Litewskich. Pozostałe zlewnie [nr 7, 8, 10 – 18], mieszczą się w granicach podprowincji Wysoczyzn Podlasko-Białoruskich i makroregionu Niziny Północnopolaskiej (geoserwis.gdos.gov.pl) (Rysunek 3).

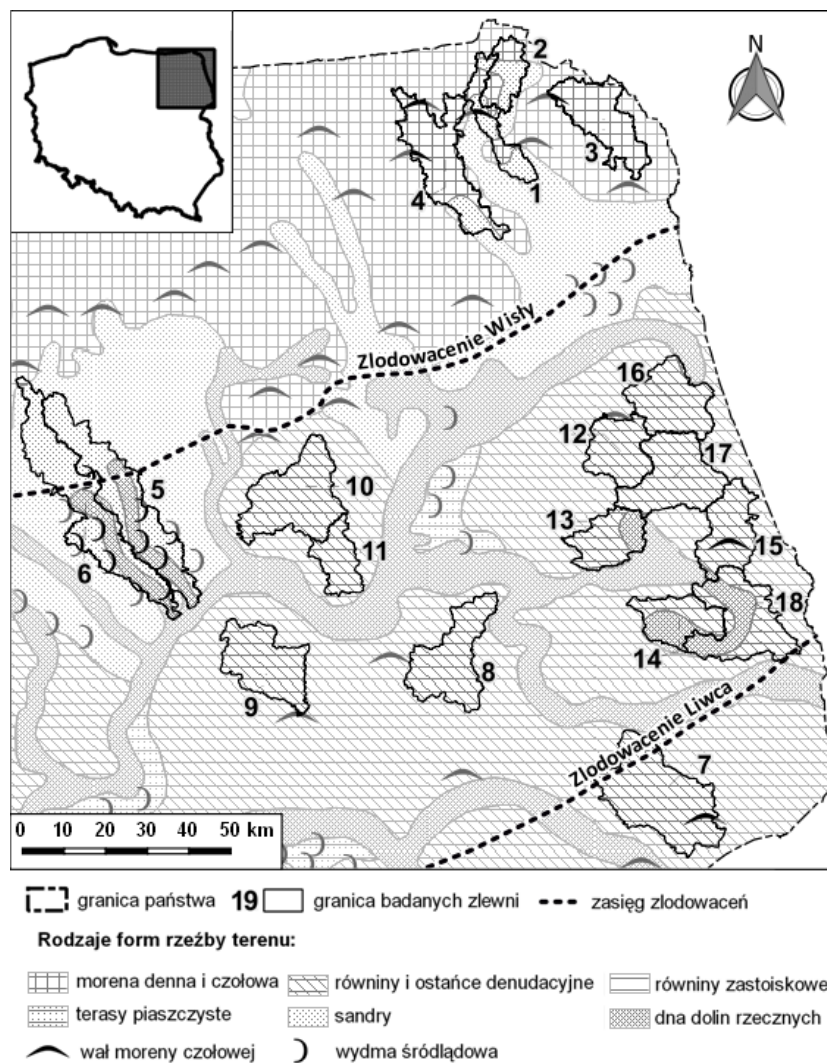


Rysunek 3. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle regionalizacji fizyczno-geograficznej Polski (geoserwis.gdos.gov.pl).

3.2. Klimat, geomorfologia oraz pokrywa glebowa

Północno-wschodnia Polska charakteryzuje się umiarkowanym klimatem przejściowym, w którym wpływy kontynentalne, w co raz większym stopniu ustępują oddziaływaniom oceanicznym. Region ten ma wyraźne zaznaczone cztery charakterystyczne pory roku, o zróżnicowanych temperaturach i opadach w poszczególnych sezonach. Zima w północno-wschodniej Polsce jest zazwyczaj długa, chłodna i mroźna. Opady śniegu są częste, ale pokrywa śnieżna ma charakter nietrwały, powodowany śródzimowymi odwilżami. Okresy mrozów mogą trwać kilka tygodni, a jeziora i rzeki często pokrywają się lodem. Wiosna jest łagodna, ale zmienna. Temperatury wzrastają stopniowo, choć mogą występować nagłe zmiany pogodowe. W tej porze roku występują również obfite opady deszczu i roztopy, co często prowadzi do podtopień na terenach podmokłych. Lato w tym regionie jest ciepłe, a niekiedy występują okresy upałów. W sezonie letnim coraz częściej można na tym terenie doświadczyć gwałtownych burz i intensywnych opadów deszczu. Jesień przynosi stopniowe ochłodzenie i coraz częstsze opady deszczu, jednak mniej obfite niż wiosną. (Górniak 2021).

Teren, przez który przepływają badane rzeki ukształtowany został w wyniku naprzemiennej działalności lądolodu skandynawskiego i zacierania śladów jego obecności w okresach interglacjalnych (Lindner 2005). W całości zlewni Orlanki [nr 7], Śliny [nr 8], rzeki Ruż [nr 9], Skrody [nr 10], Łojewka [nr 11], Kumiałki [nr 12], Słoi [nr 15], Sidry [nr 16] i Sokołdy [nr 17] przeważają plejstocenyjskie formy pochodzenia denudacyjnego w postaci równin i ostańców. Dominują również w zlewniach Czarnej [nr 13], Płoski [nr 14] i Supraśli [nr 18], w których znaczący udział mają doliny rzeczne wypełnione holocenyjskimi osadami. Północna część zlewni Szkwy [nr 5] i Rozogi [nr 6] oraz w całości zlewnie Czarnej Hańczy [nr 1], Szeszupy [nr 2], Marychy [nr 3] i Rospudy [nr 4] reprezentują krajobraz młodoglacjalny, a ich południowe fragmenty to piaszczyste sandry (Rysunek 4).



Rysunek 4. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle rozmieszczenia form rzeźby terenu (meridian.com.pl).

Zróznicowane wiekowo i litologicznie osady powierzchniowe na analizowanym obszarze są przyczyną zróżnicowania typologicznego gleb. Zlewnie położone na Pojezierzu Litewskim [nr 1 – 4] pokrywają gleby płowe i rdzawe. Najdalej wysunięte na zachód zlewnie Szkwy [nr 5], Rozogi [nr 6] i rzeki Ruż [nr 9] mają najbardziej urozmaiconą mozaikę gleb i największy udział gleb bielcowych, mułowych oraz gruntowo-glejowych. Zlewnia rzeki Łojewek [nr 11] wyróżnia się niemal całkowitym pokryciem glebami płowymi. Znaczne powierzchnie zlewni Szkwy [nr 5], Rozogi [nr 6] oraz Supraśli [nr 18] stanowią gleby torfowe i murszowe. Wysoczyzny staroglacjalane [nr 7, 8, 10, 12 – 17] posiadają mozaikę gleb rdzawych, płowych i opadowo-glejowych (PTG 2019; geoportal.wrotapodlasia.pl).

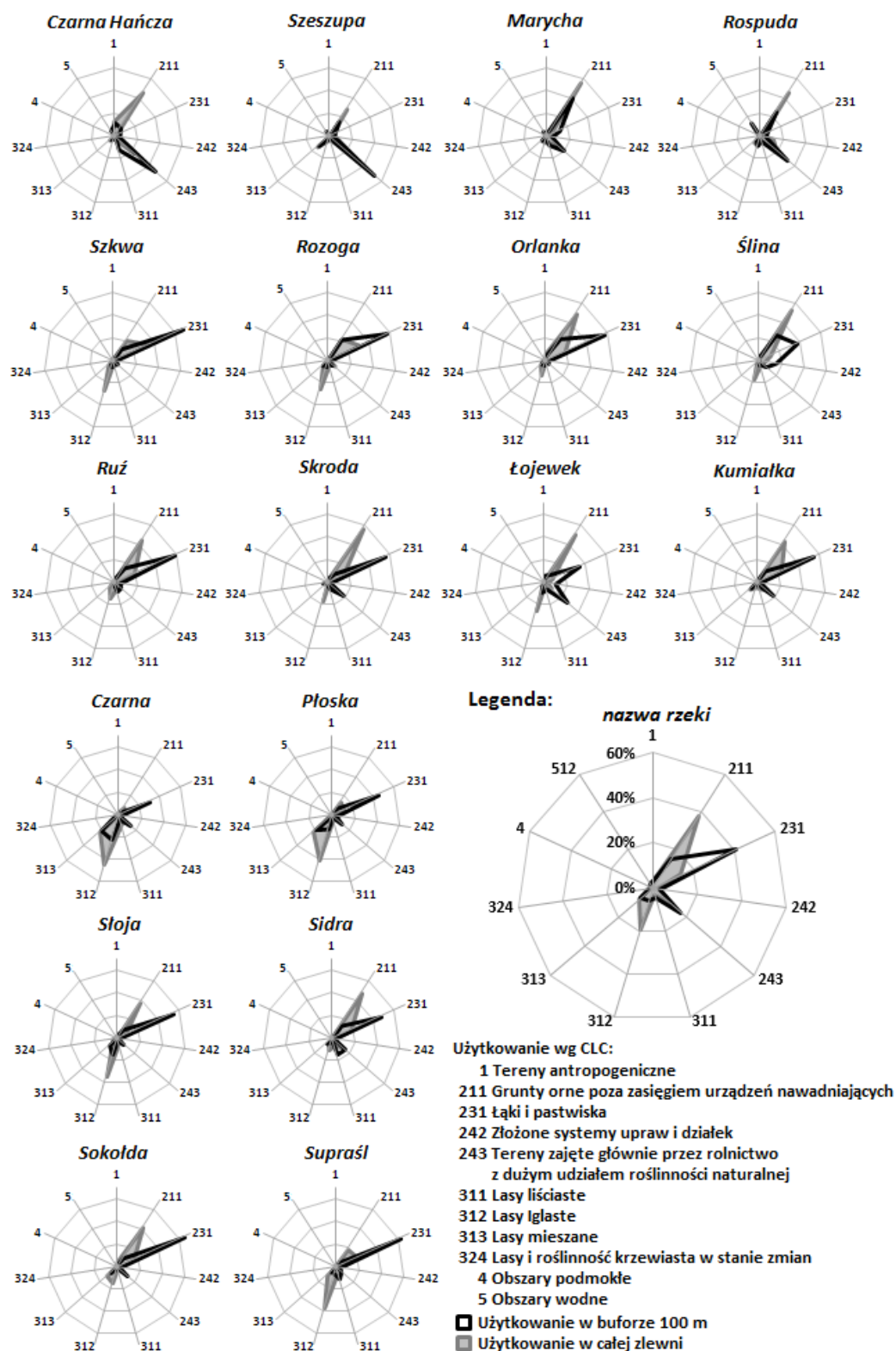
3.3. Klasyfikacja wód powierzchniowych oraz form użytkowania terenu

Prawie wszystkie analizowane rzeki należą do dorzecza Wisły, a jedynie Czarna Hańcza [nr 1], Szeszupa [nr 2] oraz Marycha [nr 3] znajdują się w dorzeczu Niemna (Dz.U. 2023 poz. 114, Dz.U. 2023 poz. 300). Zalicza się je do rzek małych (Bajkiewicz-Grabowska i Mikulski 2013), których długość od źródeł do miejsca poboru wody wahała się od 19,8 do 78,4 km, a powierzchnia zlewni tych odcinków od 125 do 485 km² (Tabela 1). Według klasyfikacji Strahlera przeważają wszystkie przebadane cieki należały do rzek trzeciego rzędu i tylko Czarna Hańcza [nr 1] oraz Czarna [nr 13], to rzeki drugorzędowe. Cieki wysoczyznowe [nr 7 – 18] charakteryzuje ustrój z dominacją wezbrań wiosennych roztopowych oraz niżówek późnoletnich i jesiennych, z okresowymi wezbraniami po letnich opadach burzowych. Ze względu na duży zakres wykonanych prac melioracyjnych posiadają znaczny udział koryt uregulowanych, nieraz wręcz prostoliniowych. Stopień przekształceń morfologicznych rzek pojeziernych północnych [nr 1 – 4] jest znacznie mniejszy. Cechuje je stabilny przepływ w ciągu roku, praktycznie bez wody pozakorytowej, spowodowany naturalną regulacją odpływu ze zlewni poprzez jeziora. Znaczna ilość zastawek i progów piętrzących na zachodnich rzekach pojeziernych [nr 5, 6], wykorzystywana jest do rozdziału wód przeznaczanych na nawadnianie okolicznych terenów. Na tle innych cieków Szkwa [nr 5] i Rozoga [nr 6] wyróżniały się wyjątkowo wydłużonymi zlewniami, wyraźnym wezbraniem wiosennym i letnim, długimi okresami niżówek oraz małym zasilaniem podziemnym. Według klasyfikacji reżimów rzek Polski należą do trzech spośród siedmiu wydzielonych typów, głównie o małym i bardzo zmiennym przepływie (Piniewski 2017).

W klasyfikacji jednolitych części wód powierzchniowych, zgodnie z Dyrektywą Wodną UE i Rozporządzeniem Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 11 października 2019 r. w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych (Dz.U. 2019 poz. 2149), Czarna Hańcza [nr 1] to potok lub strumień nizinny [PN], Marycha [nr 3] to rzeka w systemie rzeczno-jeziorowym pojezierzy, łososiowa [Rl_poj], a Czarna [nr 13] i Płoska [nr 14] to potoki lub strumienie nizinne piaszczyste [PNp]. Słoja [nr 15], Sidra [nr 16], Sokołda [nr 17] oraz Supraśl [nr 18] należą do rzek w dolinie o dużym udziale torfowisk [Rz_org]. Resztę badanych cieków stanowiły rzeki nizinne [Rz_N] (Tabela 1) (apgw.gov.pl).

Wszystkie zlewnie rzek badanych w latach 2010-2012 charakteryzowały się unikalnym rozkładem poszczególnych form użytkowania terenu (clc.gios.gov.pl). Niemniej jednak, wśród tej różnorodności można dostrzec pewne istotne prawidłowości ogólne, jak i podobieństwa wewnątrz mniejszych grup. Zasadniczo większość dorzeczy była w 2012 roku, w przeważającej części, użytkowana rolniczo i tylko w zlewniach Czarnej [nr 13], Płoski [nr 14] oraz Supraśli [nr 18], dominowały lasy. W agrarnym przeznaczeniu zdecydowanie najczęściej przeważały grunty orne i jedynie w dorzeczu Szkwy [nr 5], Rozogi [nr 6] oraz Supraśli [nr 18] największy udział miały użytki zielone, a w przypadku Szeszupy [nr 2], tereny zajęte głównie przez rolnictwo, z dużym udziałem roślinności naturalnej. Obszary zalesione w poszczególnych zlewniach to głównie lasy iglaste i tylko w dorzeczu Czarnej Hańczy [nr 1], Szeszupy [nr 2] oraz Kumiałki [nr 12] dominowały lasy mieszane. Tereny antropogeniczne, na które składają się zabudowa miejska, obszary przemysłowe, handlowe i komunikacyjne oraz wyrobiska i budowy, w większości dorzeczy stanowiły znikomy wkład, w zajmowaną przez nie powierzchnię. Wyjątek stanowiła zlewnia Czarnej Hańczy [nr 1], na obszarze której znajduje się miasto Suwałki. Ponadprzeciętnym zurbanizowaniem, przekraczającym 3% powierzchni cechowały się również zlewnie rzek Orlanka [nr 7], Skroda [nr 10], Czarna [nr 13] oraz Sokołda [nr 17]. W większości analizowanych dorzeczy nie występowały obszary podmokłe, a jeżeli już, to ich udział był liczony w promilach. Niektóre dorzecza wykazywały podobieństwa w sposobie pokrycia terenu. W 2012 roku zlewnie Czarnej Hańczy [nr 1], Szeszupy [nr 2], Marychy [nr 3] i Rospudy [nr 4] w najsilniejszym stopniu były zagospodarowane rolniczo, głównie przez grunty orne oraz te z dużym udziałem roślinności naturalnej. Cechą charakterystyczną zlewni tych rzek był najbardziej złożony system upraw i działek, największa jeziorność, sięgająca kilka procent, bardzo znikomy udział łąk i pastwisk oraz najmniejsza powierzchnia lasów. Zlewnie rzek Orlanka [nr 7], Ruż [nr 9], Kumiałka [nr 12], Sidra [nr 16] oraz Sokołda [nr 17], podobnie jak wyżej wymienione rzeki, w swoich zlewniach miały najwięcej gruntów ornych i stosunkowo niewielką lesistość, ale udział łąk i pastwisk był większy niż poprzednio opisanych. Dorzecza Śliny [nr 8], Skrody [nr 10], Łojewka [nr 11] i Słoi [nr 15], podobnie jak poprzednia grupa zlewni, w największym stopniu pokrywały grunty orne, ale inne formy rolniczego wykorzystania były uszczuplone kosztem lasów, w szczególności iglastych. Zlewnie Szkwy [nr 5], Rozogi [nr 6], Czarnej [nr 13], Płoski [nr 14] oraz Supraśli [nr 18] cechowały się zdecydowanie największą lesistością spośród analizowanych rzek, a łąki

i pastwiska dominowały nad gruntami ornymi wśród użytków rolnych (Rysunek 5, Załącznik 1 i 2).



Rysunek 5. Struktura użytkowania w zlewniach badanych rzek oraz w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej je drenujących wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

4. METODY BADAŃ

4.1. Badania terenowe

Badania terenowe były prowadzone w latach 2010-2012, dwukrotnie w czterech sezonach fenologicznych: wiosną (kwiecień-maj), latem (lipiec-sierpień), jesienią (październik) i zimą (luty). W całym okresie badań do analiz zebrano łącznie 144 próby wody z 18 małych rzek północno-wschodniej Polski (Rysunek 1, Tabela 2), o zróżnicowanych parametrach morfometrycznych i jakości wód oraz odmiennych charakterystykach zlewni (Zieliński 2003) (Tabela 1, Załącznik 3; 4; 5; 6).

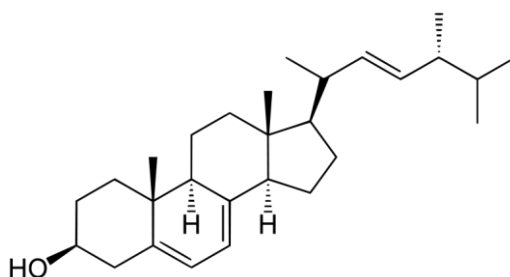
Tabela 2. Współrzędne geograficzne stanowisk badawczych rzek północno-wschodniej Polski analizowanych w latach 2010-2012.

Nr	Rzeka	Stanowisko	Współrzędne WGS84
1	Czarna Hańcza	Sobolewo	N: 54.060074 E: 23.006702
2	Szeszupa	Rutka Tartak	N: 54.323580 E: 22.969288
3	Marycha	Aleksiejówka	N: 54.046108 E: 23.368624
4	Rospuda	Święte Miejsce Most	N: 53.948003 E: 22.873824
5	Szkwa	Szkwa	N: 53.174288 E: 21.692996
6	Rozoga	Walery	N: 53.147734 E: 21.617893
7	Orlanka	Chraboły	N: 52.857936 E: 23.200268
8	Ślina	Zawady	N: 53.156336 E: 22.672821
9	Ruż	Zaruzie	N: 53.147805 E: 21.800538
10	Skroda	Ruda Skroda	N: 53.301083 E: 21.897350
11	Łojewek	Stare Bożejewo	N: 53.191688 E: 22.293691
12	Kumiałka	Rudka k./Korycina	N: 53.437885 E: 23.126021
13	Czarna	Sochonie	N: 53.217122 E: 23.180434
14	Płoska	Królowy Most	N: 53.140216 E: 23.467584
15	Słoja	Kondycja	N: 53.181736 E: 23.524835
16	Sidra	Harasimowicze	N: 53.660628 E: 23.450076
17	Sokołda	Straż	N: 53.331394 E: 23.374681
18	Supraśl	Nowosiółki	N: 53.173341 E: 23.530124

Próby wody ze wszystkich stanowisk (Rysunek 1, Tabela 2) pobierano za pomocą plastikowego wiadra do polietylenowych pojemników o pojemności 4 litrów i transportowano do laboratorium Zakładu Hydrobiologii Uniwersytetu w Białymstoku, gdzie tego samego dnia prowadzono analizy hydrochemiczne.

4.2. Oznaczania ergosterolu

Najważniejszym parametrem badanym w warunkach laboratoryjnych, było stężenie ergosterolu, niezbędne do określenia biomasy grzybów wodnych. Pod pojęciem ergosterolu (Rysunek 6) rozumiemy organiczny związek z grupy witamin D, będący składnikiem błon komórkowych grzybów. Jest odpowiednikiem cholesterolu w zwierzęcych błonach komórkowych i pełni funkcję stabilizującą (Mille-Lindblom i in. 2004). Ergosterol jest podstawowym steroidem w błonach komórkowych grzybów i nie występuje, bądź jest składnikiem drugorzędym, u roślin wyższych (Gessner i Chauvet 1993).



Rysunek 6. Wzór strukturalny ergosterolu.

Po raz pierwszy poziom ergosterolu został zastosowany w badaniach mykologicznych w 1977 r. przez Seitz'a i innych. Od tej pory jest stale wykorzystywany do oszacowania biomasy mykobioty w wodzie, glebie, osadach dennych, roślinach, materiałach budowlanych oraz czystych kulturach grzybów (Mpofu i McLaren 2014). Ergosterol cechuje się większą wrażliwością i miarodajnością w porównaniu z pozostałymi biochemicznymi wskaźnikami biomasy grzybów, m.in. chityną czy glukozaminą (Grant i West 1986, Johnson i McGill 1990). Zdolność do syntezy tego związku, za wyjątkiem nielicznych zielenic (Newel i in. 1987), wykazują prawie wyłącznie grzyby (Weete 1989). Obecnie nie ma lepszego wskaźnika biomasy grzybów, związanych z detrytusem i innymi substratami. Nadal jednak istnieje szereg ograniczeń, z których najważniejszym jest niepewność związana z wyborem odpowiednich współczynników konwersji ergosterolu do biomasy grzybów (Brosed i in. 2017).

W badaniach własnych biomasę grzybów wodnych oznaczono w oparciu o metodę będącą modyfikacją procedur zaproponowanych przez Davisa i Lamara (1992), Mille-Lindbloma i Tranvika (2003) oraz Jorgensena i Stepanauskasa (2009). Polega ona na analizie zawartości ergosterolu, będącego składnikiem błony komórkowej grzybów i przeliczeniu jego stężenia na biomasę grzybów wodnych. W tym celu z każdego stanowiska pobrano i przefiltrowano jeden litr wody przez sączi GF/F o średnicy porów

0,7 μm , które niezwłocznie zamrożono w temp. -25°C . Podczas dalszej analizy każdy zamrożony sączonek rozdrobniono mechanicznie i umieszczono w zakręcanych probówkach do hodowli typu Duran. Zalano go ciekłym azotem, a po jego odparowaniu dodano cztery mililitry 10% KOH w metanolu oraz jeden mililitr cykloheksanu. Po szczelnym zakręceniu probówki substrat poddano 15 minutowej sonikacji w myjce ultradźwiękowej o mocy 3000 W, przy częstotliwości 42 kHz. Uzyskaną zawiesinę ogrzewano w łaźni wodnej przez 90 minut w temperaturze 70°C . Po ochłodzeniu probówki do temperatury pokojowej, do zawiesiny dodano jeden mililitr wody destylowanej i dwa mililitry cykloheksanu, a następnie łagodnie obracano 30 razy przez około jedną minutę w celu wyekstrahowania ergosterolu. W dalszym etapie odwirowywano zawartość probówki przez pięć minut przy 1000 g, po czym zebrano frakcję cykloheksanu i przeniesiono ją do zamykanej, szklanej probówki. Do pozostałej zawiesiny dodano kolejne dwa mililitry cykloheksanu i ponownie poddano ją procedurze wytrząsania i odwirowywania. Obydwie porcje supernatantu zmieszano i odparowano do sucha strumieniem azotu w temperaturze 40°C . Wytrącony osad rozpuszczono w jednym mililitrze metanolu i inkubowano przez 30 minut w temperaturze 50°C . Po przesączeniu próbki przez filtr strzykawkowy o średnicy porów 0,2 μm przechowywano ją w temperaturze 4°C do czasu oznaczenia na HPLC.

Zestaw chromatograficzny składał się z następujących modułów: System Gold 125 Solvent Module, 166 Detector, Autosampler 502 firmy Beckman oraz komputer wyposażony w oprogramowanie System Gold The PersonalTM Chromatograph. Rozdziału chromatograficznego dokonano w temperaturze 30°C na kolumnie Beckman C18 Ultrasphere ODS 5 μ 4.6 mm x 25 cm przy izokratycznym przepływie roztworu metanolu z wodą destylowaną w stosunku objętościowym 98:2, ustalonym na poziomie $1,5\text{ cm}^3\cdot\text{min}^{-1}$. Ergosterol oznaczano na detektorze UV przy długości fali 282 nm, po czasie elucji około 11 minut.

Do przeliczenia ergosterolu na biomasę grzybów wodnych przyjęto, że w jednym gramie ich suchej masy zawiera się 5,5 mg ergosterolu oraz 35% węgla organicznego (Jorgensen i Stepanauskas 2009). Stężenie ergosterolu obliczono na podstawie powierzchni pików w odniesieniu do krzywej kalibracyjnej wyznaczonej metodą najmniejszych kwadratów (regresji liniowej). W tym celu, korzystając z 98 %-owego krystalicznego ergosterolu firmy Acros Organics, sporządzono niezależnie trzy zestawy roztworów wzorcowych o stężeniach 0,2; 0,4; 0,6; 0,8; 1,0 i 1,2 $\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$. Równanie krzywej kalibracyjnej na podstawie uzyskanych wyników przyjęło postać $y = 3,975x$,

gdzie y jest stężeniem ergosterolu wyrażonym w $\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$, a x powierzchnią pików wyrażoną w $\text{AU}\cdot\text{min}$. Zgodność zależności rejestrowanego sygnału od stężenia ergosterolu charakteryzowana przez współczynnik korelacji wyniosła $r = 0,9996$.

Czułość opisywanej metody, czyli najmniejsza zmiana stężenia ergosterolu, jaką można dzięki niej realnie zarejestrować, wynosiła $0,003975 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$. Podany limit detekcji wynikał bezpośrednio ze współczynnika kierunkowego krzywej kalibracji i najmniejszej raportowanej zmiany sygnału z detektora UV, która w przypadku stosowanego sprzętu i oprogramowania wynosiła $0,001 \text{ AU}\cdot\text{min}$.

Graficzna analiza zarejestrowanych chromatogramów wykazała, że oprogramowanie System Gold The PersonalTM Chromatograph umożliwia oznaczanie stężeń ergosterolu wyłącznie powyżej granicy jego wykrywalności. Wykrywalność metody analitycznej definiuje się, jako najmniejsze stężenie substancji możliwe do wykrycia za pomocą proponowanej procedury analitycznej. Standardowo określa się ją, jako trzykrotność poziomu szumów, występujących w pobliżu czasu retencji oznaczanego związku. W przypadku metody analitycznej, stosowanej na potrzeby niniejszej rozprawy doktorskiej, poziom szumów był, o co najmniej rząd wielkości mniejszy niż najmniejsza raportowana zmiana sygnału z detektora UV, czyli $0,001 \text{ AU}\cdot\text{min}$. Spełnione zostało także kryterium stawiane granicy oznaczalności, które z definicji powinno być od dwóch do sześciu razy większe niż granica wykrywalności.

Ze względu na występowanie nieuniknionych błędów przypadkowych, których źródłem mogą być zakłócenia wpływające na mierzony sygnał z detektora, zbadano precyzję metody określając powtarzalność oznaczeń. W tym celu analizę tej samej próby wykonano w sześciu powtórzeniach. W związku z tym, że precyzja oznaczeń zależy od stężenia analitu w badanej próbce, przyjmuje się, że współczynnik zmienności dla uzyskanych wyników nie powinien przekraczać $CV\% = 2^{(1-0,5 \log c)}$, gdzie c jest stężeniem masowym analitu (Horwitz 1982). Przy weryfikacji powtarzalności opisywanej metody teoretyczne stężenie badanej próbki, wynikające z naważki i rozcieńczenia wzorca ergosterolu wynosiło $0,5 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$. Z powyższego wzoru wynika, że współczynnik zmienności nie powinien przekraczać 2,22%. Opracowana metoda spełnia stawiane wymagania, ponieważ powtarzalność oznaczeń określono na poziomie $CV = 0,022\%$.

Zależność powierzchni pików od stężenia w badanej próbce jest prostoliniowa tylko w ograniczonym zakresie oznaczanych stężeń analitu, w związku z tym, zweryfikowano liniowość opracowanej metody. Za koniec zakresu prostoliniowego przyjmuje się punkt, w którym odchylenie od prostoliniowości nie przekracza 3%

(Horwitz 1982). Przy określaniu liniowości opisywanej metody wykorzystano wyniki, które służyły do wyznaczania krzywej wzorcowej dla wyższego poziomu ergosterolu w próbach. Największe stężenie ergosterolu w tym wypadku wynosiło $30 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ i we wszystkich trzech powtórzeniach, odchylnie od prostoliniowości nie przekroczyło wymaganych 3%.

Oznaczenie ergosterolu metodą HPLC poprzedzone jest oddzieleniem analitu od matrycy i rozpuszczeniem go w metanolu. Sprawdzono zatem, jaki jest odzysk ergosterolu w opracowanej metodzie. W tym celu przygotowano wzorec ergosterolu w cykloheksanie o stężeniu $1,0 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$, po czym poddano go całej, opisaney wyżej procedurze służącej ekstrakcji ergosterolu z grzybów zatrzymywanych na sączku. Rozdrobniono więc sześć czystych sączków GF/F i przeniesiono je do probówek typu Duran, do których dodano po cztery mililitry KOH w metanolu i jeden mililitr przygotowanego wzorca zamiast czystego cykloheksanu. Przeniesiono także po jednym mililitrze tego samego wzorca do sześciu oddzielnych probówek przeznaczonych do samego odparowania i rozpuszczenia w metanolu. Wyniki analiz prób jedynie osuszanych strumieniem azotu i inkubowanych w metanolu wykazały, że wpływ odparowywania na ergosterol jest znikomy, gdyż jego odzysk wyniósł $99,57 \pm 0,74\%$. Z prób poddanych całej procedurze ekstrakcji ergosterolu odzyskano średnio $91,49 \pm 1,32\%$ ergosterolu.

4.3. Pozostałe analizy hydrochemiczne wód

Pozostałe analizy hydrochemiczne wykonano w oparciu o metody opisywane przez Dojlido i innych (2010). Wszystkie próby wody przeznaczone do analiz spektrofotometrycznych oraz do oznaczenia zawartości rozpuszczonej materii organicznej były najpierw sączone przez sączek GF/F o średnicy porów $0,7 \mu\text{m}$.

Rozpuszczone związki węgla organicznego [DOC] oznaczono metodą wysokotemperaturowego katalicznego spalania próby i oznaczania powstającego dwutlenku węgla detektorem podczerwieni w analizatorze Shimadzu TOC-5050A (Zieliński, Górniak 1999). Do określenia zawartości sestonowego węgla organicznego [POC] zastosowano kolometryczną metodę chromianową, badając zawiesinę pozostającą na sączku GF/F. Jakość rozpuszczonej materii organicznej oceniono stosując wskaźnik SUVA (Specific UV Absorbance), będący stosunkiem absorbancji wody przy długości fali 260 nm, do stężenia rozpuszczonego węgla organicznego [DOC] (Karanfil i in. 2002).

Stężenie jonów wodorowęglanowych $[HCO_3^-]$ oznaczono miareczkując próbę 0,01 N kwasem solnym, z użyciem oranżu metylowego jako wskaźnika. Wykorzystując przybliżoną zależność odczynu pH od stężenia wodorowęglanów, obliczono stężenie tlenku węgla (IV) w wodzie (Gomółka i Szypowski 1973).

$$[CO_2] = 10^{6,37 + \log [HCO_3^-] - pH} \quad [mgC \cdot dm^{-3}]$$

Z uzyskanych wyników obliczono również stężenie całkowitego węgla organicznego [TOC], całkowitego węgla nieorganicznego [TIC] oraz koncentrację węgla całkowitego [TC], zgodnie z następującymi wzorami:

$$TOC = DOC + POC \quad [mgC \cdot dm^{-3}]$$

$$TIC = HCO_3^- + CO_2 \quad [mgC \cdot dm^{-3}]$$

$$TC = TOC + TIC \quad [mgC \cdot dm^{-3}]$$

Wśród chemicznych parametrów charakteryzujących warunki biogenne badanej wody, oznaczono różne formy azotu i fosforu. Analizę azotu Kjeldahla przeprowadzono poprzez mineralizację niesączonej próby w kwasie siarkowym z katalizatorem. Następnie próbę oznaczono na analizatorze 2300 Kjeltex Analyzer Unit Foss Tecator. Stężenie jonów azotanowych (V) $[N-NO_3^-]$, azotanowych (III) $[N-NO_3^-]$ oraz amonowych $[N-NH_4^+]$ oznaczono za pomocą spektrofotometrycznych metod i odczynników firmy Slandi. Na podstawie zmierzonych wartości stężeń frakcji azotu obliczono zawartość całkowitego azotu nieorganicznego [TIN], całkowitego azotu organicznego [TON] oraz azotu ogólnego [TN], zgodnie z następującymi wzorami::

$$TIN = NO_3^- + NO_2^- + NH_4^+ \quad [mgN \cdot dm^{-3}]$$

$$TON = N_{Kjeldahla} - NH_4^+ \quad [mgN \cdot dm^{-3}]$$

$$TN = TIN + TON \quad [mgN \cdot dm^{-3}]$$

Stężenie frakcji fosforu oznaczono za pomocą spektrofotometrycznej metody molibdenianowej, z wcześniejszą mineralizacją prób, przy użyciu promieni UV z kwasem siarkowym i 30% nadtlakiem wodoru. W przypadku analizy fosforu ogólnego [TP] użyto prób niesączonych, natomiast podczas oznaczania fosforu rozpuszczonego [DP] wykorzystano próby sączone na sączku GF/F. Oznaczając stężenie reaktywnego fosforu rozpuszczonego [DRP] również wykorzystano spektrofotometryczną metodę molibdenianową. Znając zawartość powyższych frakcji fosforu możliwe było wyliczenie

zawartości fosforu cząsteczkowego [PP] i frakcji rozpuszczonego fosforu organicznego [DOP], zgodnie z następującymi wzorami:.

$$PP = TP - DP \quad [mgP \cdot dm^{-3}]$$
$$DOP = DP - DRP \quad [mgP \cdot dm^{-3}]$$

W celu zmierzenia ilości glonów planktonowych zbadano zawartość chlorofilu *a* w badanej wodzie, poprzez spektrofotometryczne oznaczenie zhomogenizowanej zawiesiny pozostającej na sączku GF/F i ekstrakcji wrzącym etanolem (Nusch 1980).

4.4. Analizy przestrzenne

Celem oceny wpływu parametrów charakteryzujących zlewnię, mogących wywierać znaczny wpływ na biomasę grzybów wodnych w badanych rzekach, było dokonanie analizy przestrzennej, do której wykorzystano oprogramowanie QGIS, a także dane udostępnione przez Państwowe Gospodarstwo Wodne Wody Polskie (dane.gov.pl) oraz Inspektorat Ochrony Środowiska (clc.gios.gov.pl).

Projekt Corine Land Cover 2012 w Polsce został zrealizowany przez Instytut Geodezji i Kartografii i sfinansowany ze środków Unii Europejskiej. Wyniki projektu zostały pozyskane ze strony internetowej Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska. Użytkownie gruntów opracowane i przedstawione w programie Corine Land Cover (CLC) jest zorganizowane hierarchicznie. Na najbardziej szczegółowym poziomie trzecim, wyróżniono 44 klasy pokrycia terenu. Spośród nich, w Polsce, występuje 31, a w analizowanych zlewniach 17. Niektóre z nich miały znikomy udział w powierzchni poszczególnych zlewni, więc analizie poddano klasy pokrycia terenu, skonsolidowane na różnym szczeblu. W sytuacji, gdy dana klasa, na określonym poziomie, przeciętnie zajmowała mniej niż 1% analizowanych zlewni, interpretacji poddawano klasę bardziej ogólną. Zabudowę luźną [CLC 112], strefy przemysłowe lub handlowe [CLC 121], miejsca eksploatacji odkrywkowej [CLC 131] oraz tereny sportowe i wypoczynkowe [CLC 142] połączono i analizowano jako tereny antropogeniczne [CLC 1]. Bagna śródlądowe [CLC 411] i torfowiska [CLC 412] traktowano wspólnie jako obszary podmokłe [CLC 4], a zbiorniki wodne [CLC 512] opisywano jako obszary wodne [CLC 5], czyli kategorię wyższego rzędu, tej formy pokrycia terenu.

Po naniesieniu sieci hydrograficznej (dane.gov.pl) na mapę użytkowania terenu w poszczególnych zlewniach, przeanalizowano w jakim procencie badane wody przepływają przez określoną formę użytkowania terenu. W projekcie CLC pokrycie terenu kartowane jest metodą wizualnej interpretacji zdjęć satelitarnych, dostarczonych przez satelity Landsat, SPOT i IRS, a w bazach danych są przechowywane tylko dane powierzchniowe, o minimalnej powierzchni 25 ha i szerokości co najmniej 100 m (clc.gios.gov.pl). W celu określenia wpływu użytkowania terenu na badane wody jedynie w najbliższym otoczeniu rzek tworzących cały system drenujący rozpatrywane zlewnie (dane.gov.pl), utworzono ekwidystantę 50 m od osi analizowanych sieci rzecznych (Bajkiewicz-Grabowska i Magnuszewski 2012). Linia ekwidystanty ograniczała tym samym powierzchnie buforów o łącznej szerokości 100 m wokół badanych rzek i ich dopływów. Dane dotyczące procentowego udziału, pokrycia takich powierzchni przez poszczególne kategorie CLC, były następnie poddawane analizom statystycznym, prezentowanym w dalszej części tego opracowania.

4.5. Opracowanie statystyczne uzyskanych wyników

Do przeprowadzenia analiz statystycznych oraz tworzenia wykresów użyto zaawansowanego oprogramowania do analizy danych Statistica 13 StatSoft Polska oraz arkusza kalkulacyjnego MS Office Excel.

Większość zastosowanych metod statystycznych wymaga spełnienia warunku mówiącego o posiadaniu, przez testowane zmienne, rozkładu normalnego. W związku z tym, że przeprowadzane analizy dotyczyły wystarczająco dużych próbek, nie testowano tego założenia, ponieważ zastosowano twierdzenie centralne graniczne, mówiące że rozkład licznych próbek ($n > 30$) jest zbliżony do rozkładu normalnego (www.statsoft.pl).

Ponieważ większość analiz statystycznych wykonano na metodach opartych o wartości średnie, do prostych statystyk opisowych badanych parametrów użyto właśnie tej miary tendencji centralnej. Ilekroć w tekście pojawi się symbol „ $\pm$ ” to wartość występująca po nim stanowi błąd standardowy średniej, który poza odchyleniem standardowym uwzględnia również licznosc próby badawczej.

Do określenia siły i kierunku związku liniowego między dwiema zmiennymi ciągłymi wykorzystano miarę korelacji Pearsona (r), przy okazji której podawano liczbę przypadków ważnych (n) oraz wyliczoną istotność statystyczną (p).

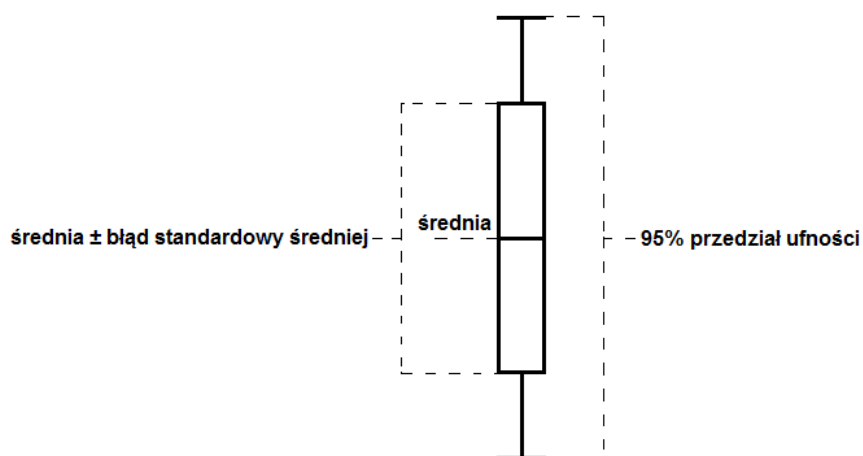
Ocenę wpływu dwóch zmiennych niezależnych na biomasę grzybów wodnych przeprowadzono za pomocą analizy regresji wielorakiej, która pozwala uwzględnić wieloczynnikowy kontekst. Na podstawie zebranych danych, omawiana metoda statystyczna pozwala na konstrukcję modelu, który może być używany do przewidywania wartości zmiennej zależnej dla nowych danych. Zawiera on jednocześnie informację o procencie wyjaśnianej wariancji zmiennych (skorygowany R-kwadrat). Wykonywana przy tej okazji analiza ANOVA pozwala na oszacowanie poziomu istotności takiego modelu, a w tabeli prezentującej wyliczone współczynniki modelu regresji, znajduje się informacja o istotności statystycznej każdego z predyktorów. Współczynniki te pozwalają ocenić, czy dany czynnik ma pozytywny czy negatywny wpływ na zmienną zależną.

Podczas opisywania obustronnych relacji biomasy grzybów wodnych z więcej niż dwoma parametrami, charakteryzującymi jakość wód rzecznych, użyto analizy czynnikowej. Wyodrębnianie nowych czynników wykonano przy zastosowaniu rotacji maksymalizującej wariancję (*varimax*), a do dalszego procedowania brano pod uwagę jedynie czynniki spełniające kryterium Kaisera (1960), czyli te których wartości własne są większe od 1. Analiza czynnikowa pozwala ona na utworzenie nowych zmiennych i redukcję ich początkowej liczby do mniejszego zestawu czynników, które wyjaśniają większość zmienności w danych. Uzyskane wyniki dostarczają informacji o stopniu wyjaśnienia wariancji, przez nowo utworzone czynniki, wszystkich zmiennych pierwotnych wziętych do analizy. Dzięki temu można uprościć skomplikowany zestaw rekordów do prostszej struktury czynnikowej, co ułatwia analizę i interpretację wyników. Przeprowadzona przy okazji omawianej metody statystycznej, analiza korelacji Pearsona dla biomasy grzybów wodnych i wartości czynnikowych nowo utworzonych zmiennych, pozwoliła wyłonić najsilniejsze powiązania nowych czynników z biomasą mykoplanktonu.

W przypadku badania wpływu użytkowania zlewni na biomasę grzybów wodnych w poszczególnych porach roku wykonano analizę głównych składowych. Jest to metoda, w swoich założeniach bardzo zbliżona do analizy czynnikowej, pozwala jednak włączyć do analizy tzw. parametr dodatkowy, który w rzeczywistości nie ma wpływu na pozostałe atrybuty poddane ocenie. Takim parametrem dodatkowym, w przypadku prezentowanych wyników w niniejszej rozprawie doktorskiej, jest biomasa grzybów wodnych. Wynika to z faktu, że jej wielkość jest uzależniona w pewnym stopniu od

pokrycia terenu badanego fragmentu dorzecza, ale nie ma wpływu na sposób użytkowania zlewni.

W niniejszym opracowaniu zaprezentowano szereg wykresów obrazujących uzyskane wyniki badań laboratoryjnych, a także analiz przestrzennych oraz statystycznych. Za każdym razem na wykresach podano liczbę przypadków ważnych (n). Rozkład niektórych zmiennych prezentowano na histogramach, na których oprócz liczby i procentu przypadków w poszczególnych przedziałach wartości, naniesiono linię dopasowania do rozkładu normalnego. Wartości średnie wybranych parametrów i związane z nimi dodatkowe statystyki przedstawiono na wykresach ramka-wąsy, w których ramka oddawała wielkość błędu standardowego średniej, a wąsy jej 95% przedział ufności (Rysunek 7).



Rysunek 7. Schematyczny obraz prezentowanych statystyk na wykresie ramka-wąsy.

Wkład poszczególnych form azotu, fosforu i węgla w pulę bardziej ogólnych form danego pierwiastka, przedstawiono na wykresach kołowych i kolumnowych, zawierających etykiety z ich udziałem procentowym.

Do zobrazowania dwustronnych zależności pomiędzy zmiennymi wykonano i zaprezentowano dwuwymiarowy wykres rozrzutu z wyrysowaną linią trendu i wyliczonym współczynnikiem determinacji (R^2).

Prezentację wzajemnych relacji trzech parametrów, przedstawiono na trójwymiarowym wykresie rozrzutu z płaszczyzną dopasowania NWKO (Najmniejszych Kwadratów Wyrażonych Odległościami), na którym zamieszczano informację o procencie wyjaśnianej wariancji zmiennych, w prezentowanym układzie.

W celu zobrazowania struktury użytkowania terenu, dla każdej zlewni badanych rzek, wyrysowano wykresy radarowe prezentujące udział procentowy pokrycia analizowanych fragmentów dorzeczy przez wszystkie brane pod uwagę kategorie użytkowania wg. Corine Land Cover. Na wychodzące z jednego punktu centralnego i rozchodzące się promieniście osie naniesiono punkty danych dla każdej zmiennej, a następnie połączono linią, tworząc poligon. Na jednym wykresie nałożono na siebie dane dotyczące pokrycia całych zlewni oraz najbliższego otoczenia sieci rzecznej, co umożliwiło porównanie ich względem siebie.

Przy analizie składowych głównych, do zobrazowania wyników, dla poszczególnych pór roku, wykonano projekcję zmiennych na płaszczyznę wyznaczoną przez dwie składowe. Każda zmienna jest reprezentowana przez wektor w dwuwymiarowej przestrzeni, który wskazuje kierunek i siłę wpływu danej zmiennej na strukturę danych. Długość wektora odzwierciedla ważność zmiennej, a kierunek wskazuje na relacje między zmiennymi i składowymi głównymi. Na osiach zamieszczano informację o procencie wyjaśnianej wariancji zmiennych, przez daną składową.

5. WYNIKI I DYSKUSJA

4.1. Charakterystyka biomasy grzybów wodnych w małych rzekach północno-wschodniej Polski w ujęciu przestrzennym i sezonowym

W ciągu ostatnich kilkudziesięciu lat nastąpił znaczący rozwój i zastosowanie zaawansowanych metod ilościowych, co pozwala na badanie rozmaitych grup mikroorganizmów, w tym tych występujących w systemach słodkowodnych (Keskitalo i Salonen 1994, Sorokin 1999, Tkachenko 2005, Taube i in. 2018). Doprowadziło to do ugruntowania wiedzy na temat znaczenia i kluczowej roli grzybów w rozkładzie materii organicznej w środowiskach hydrogenicznych, będąc ważnymi mediatorami transferu energii i składników odżywczych na wyższe poziomy troficzne (Barlocher i Rennenberg 2014, Kagami i in. 2014, Daly i in. 2021). Pomimo tak pokażnej propagacji kwerend dotyczących rangi grzybów wodnych, jaką pełnią one w obiegu węgla i składników odżywczych w ekosystemach słodkowodnych, wciąż mamy do czynienia z znaczącym deficytem informacji na temat biomasy mykoplanktonu. Dotychczasowe badania skupiały się głównie na klasyfikacji taksonomicznej i bioróżnorodności grzybów wodnych (Czeczuga i in. 2010, Hibbett i Taylor 2013, Cudowski i in. 2015), czy też oznaczaniu zawartości ergosterolu w specyficznych substratach (Abramson i Smith 2003, Kadakal 2019) lub prowadzeniu eksperymentów w rozmaitych warunkach, z użyciem wielorakich podłoży (Mpofu i McLaren 2014, Yang i in. 2022). Biomase grzybów występujących w środowisku naturalnym, szacowaną na podstawie zawartości ergosterolu, oznaczano jak dotąd głównie w analizie próbek pobranych z gleb (Grosso i in. 2016) lub detrytusu zalegającego na dnie i z osadów (Viza i in. 2022). Próżno natomiast szukać doniesień o biomacie mykoplanktonu i to nie tylko w rzekach, ale ogólnie w wodach powierzchniowych.

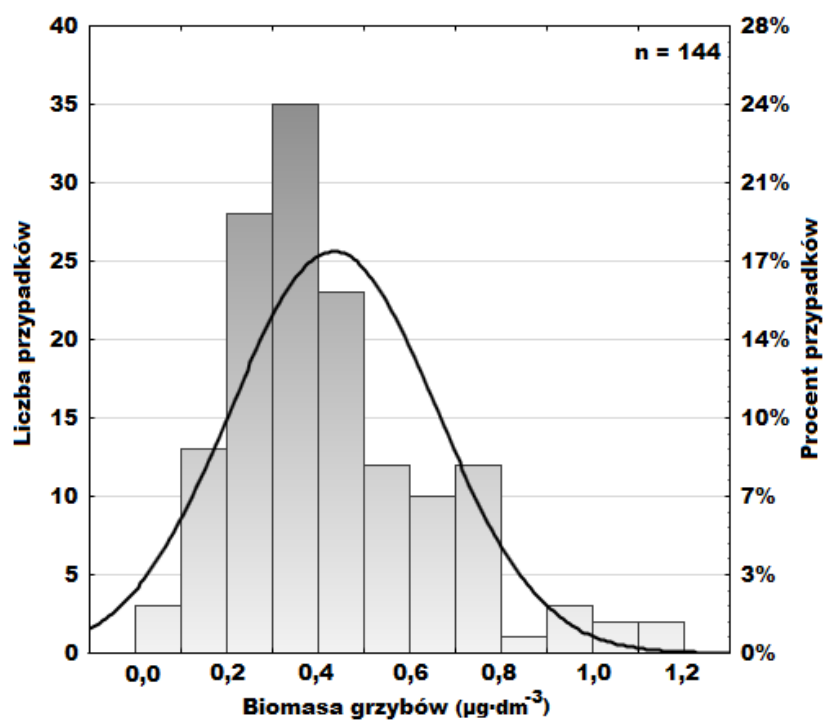
W zasadzie jedynym udokumentowanym i opublikowanym badaniem biomasy sestonowych grzybów wodnych, poza wynikami analiz prowadzonych w Zakładzie Hydrobiologii, Uniwersytetu w Białymstoku, jest praca Jorgensena i Stepanausksa (2009), traktująca o biomacie pelagicznych grzybów, w różnej wielkości rzekach, w zlewni Bałtyku w 1999 roku.

Niniejsza rozprawa dotyczy ważnego fragmentu badań, jakie prowadzono w Zakładzie Hydrobiologii, Uniwersytetu w Białymstoku, w latach 2010-2012, na potrzeby Projektu MNiSW nr N N304 375938 „Zasoby, dynamika i biodostępność

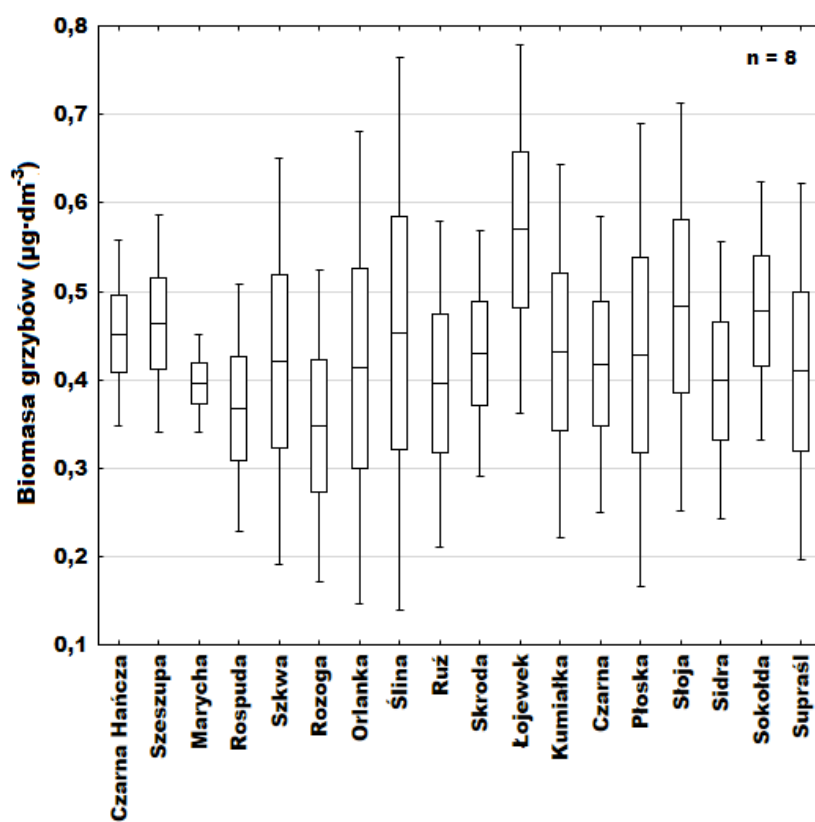
związków węgla organicznego wód rzecznych a relacje między biomasą glonów, bakterii i grzybów wodnych”. W ciągu dwóch lat badań przeanalizowano biomasę grzybów w wodzie pobranej z nurtu rzek we wschodniej Polsce, z Wisły i Odry oraz ich dopływów, a także z rzek Przymorza. W Zakładzie Hydrobiologii Uniwersytetu w Białymstoku, od 2011 roku badano również biomasę mykoplanktonu w jeziorach oraz zbiornikach zaporowych.

Z przeprowadzonych prac badawczych w latach 2010-2012 wynika, że w małych rzekach północno-wschodniej Polski średnia biomasa grzybów wodnych wynosiła $0,43 \pm 0,22 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ oscylując w granicach $0,05 - 1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Rysunek 8, Załącznik 7). Wartości te są znacznie niższe w porównaniu z wynikami uzyskanymi przez Jorgensena i Stepanausksa (2009), którzy wskazywali, że biomasa grzybów wodnych, w rzekach uchodzących do Bałtyku, mieściła się w przedziale $2,29 - 29,65 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$. W badaniach rzek północno-wschodniej Polski, obejmujących, poza małymi i średnimi rzekami, także Narew, Biebrzę i Pisę, maksymalną biomasę mykoplanktonu stwierdzono w Biebrzy i wynosiła ona $17,7 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Górniak i in. 2013). Podczas eksploracji Wisły i jej najważniejszych dopływów, najwięcej sestonowych grzybów wodnych, w wymiarze $6,14 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$, oznaczono w głównym recypiente tego systemu, na stanowisku w Dęblinie (Pietryczuk i in. 2013b). Podobne badania prowadzone w tym samym roku na sieci rzecznej Odry, wykazały maksimum grzybów wodnych w Warcie sięgające $9,43 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Pietryczuk i in. 2013a). Największą biomasę grzybów wodnych, jak dotąd, w badaniach przeprowadzonych w Zakładzie Hydrobiologii Uniwersytetu w Białymstoku, stwierdzono w zbiorniku zaporowym Siemianówka, gdzie osiągnęła ona w październiku 2011 roku, prawie $55 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Pietryczuk i in. 2013c).

Zróznicowana charakterystyka rzek i zlewni, miała swoje odzwierciedlenie w wartościach oznaczonej biomasy mykoplanktonu. W latach 2010-2012, w małych rzekach północno-wschodniej Polski największą biomasę grzybów wodnych ($1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$) oznaczono w Ślinie (lato 2011) i Orlance (wiosna 2011), a najmniejszą ($0,053 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$) w rzece Ruż (jesień 2010). Największą rozpiętość wyników, w omawianym okresie badań, uzyskano w Ślinie ($0,12 - 1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$), a najmniejszą odnotowano w rzece Marycha ($0,28 - 0,50 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$). Pozostałe rzeki pojezierne również cechowały się niewielkim zróżnicowaniem biomasy mykoplanktonu (Rysunek 9, Załącznik 7).



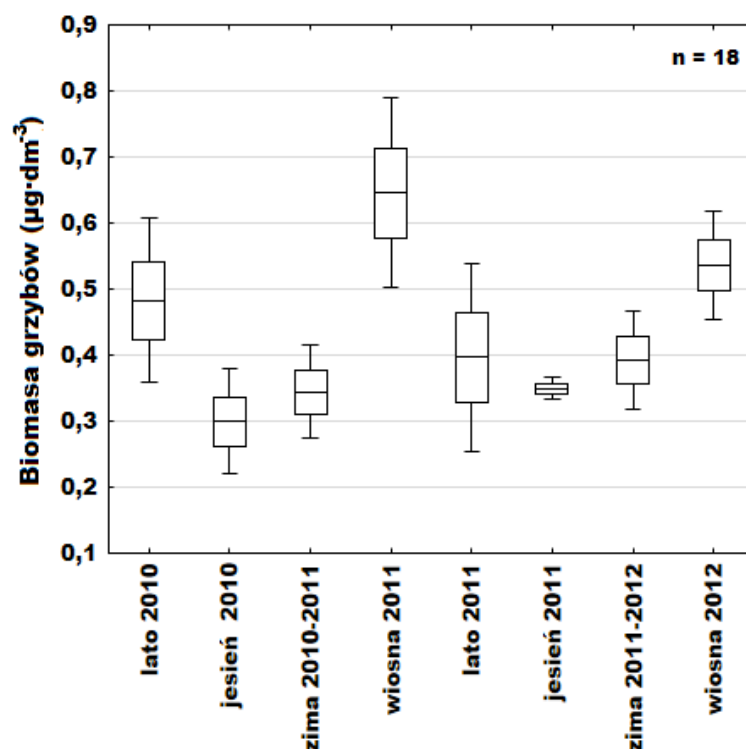
Rysunek 8. Rozkład biomasy grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.



Rysunek 9. Biomasa grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Niejednorodność uzyskanych wyników biomasy grzybów wodnych w poszczególnych rzekach, niewątpliwie wynikała z rozmaitych uwarunkowań, dysproporcjonalnie rozkładających się w przestrzeni. Do czynników takich należą: ukształtowanie powierzchni, budowa geologiczna, rodzaj gleb i wiele innych. Z pewnością czynniki te, czasowo lub stale, determinowały zasilanie, stany wody, wahania przyływów itd., co niewątpliwie mogło wpływać na poziom biomasy grzybów. Przykładowo Liu i inni (2021) stwierdzili, że skład i liczebność planktonowych zbiorowisk grzybów ulega znacznym zmianom w okresie wysokiej i niskiej wody w rzece. Natomiast Ferreira i Graca (2006) stwierdzili, że wysoka prędkość przepływu i turbulencja może stymulować zarodnikowanie grzybów wodnych. W dalszej części opracowania skupiono się jedynie na wybranych czynnikach, które wskażą na występujące zależności przyczynowo-skutkowe w regionalnej heterogeniczności biomasy sestonowych grzybów w wodach rzecznych północno-wschodniej Polski.

Zróznicowanie warunków wpływających na mykoplankton nie dotyczyło jedynie aspektów przestrzennych, ale również zmienności sezonowej. Ogólnie najwyższe średnie wartości biomasy grzybów wodnych odnotowano w okresie wiosennym ($0,65 \pm 0,29$ oraz $0,54 \pm 0,16 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$), a najniższe jesienią ($0,30 \pm 0,16$ oraz $0,35 \pm 0,03 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$) (Rysunek 10, Załącznik 7). Badania prowadzone na 32 stanowiskach rzecznych w północno-wschodniej Polsce opublikowane w 2013 roku (Górniak i in. 2013), również wykazały mniejszą średnią biomasę grzybów wodnych w okresie jesiennym, w porównaniu do lata tego samego roku. Zauważalna jest ciągłość i powtarzalność zmian średniej biomasy grzybów wodnych w kolejnych sezonach. Po maksimum wiosennym, następuje spadek biomasy poprzez lato do jesieni, a następnie wzrost zimą do kolejnego maksimum wiosennego. Największa zmienność stężeń w rzekach północno-wschodniej Polski w analizowanym okresie badań wystąpiła latem 2011 roku ($0,07 - 1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$), a najmniejsza jesienią 2011 roku ($0,29 - 0,40 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$) (Rysunek 10, Załącznik 7).



Rysunek 10. Biomasa grzybów wodnych w poszczególnych sezonach, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Taka sekwencja jest zadziwiająca, gdyż to właśnie jesienią do rzek dostaje się dużo świeżej materii organicznej, głównie w postaci opadłych liści, które są doskonałą pożywką dla rozwijającej się mykobioty (Barlocher i in. 2005). Bastias i inni (2022) podają, że w poszczególnych porach roku drobnoustroje związane z liśćmi w strumieniach borealnych doświadczają istotnych zmian warunków fizycznych i chemicznych, które bezpośrednio lub pośrednio regulują ich aktywność i wzrost, a tym samym zdolność do degradacji gruboziarnistej materii organicznej. Barlocher (1985) sugeruje, że choć niższe temperatury sprzyjają grzybom wodnym, to latem wzrasta ilość i znaczenie grzybów glebowych w rzekach, przedostających się ze zlewni, co maskuje w pewnym stopniu efekty termiczne. W literaturze można natrafić na sprzeczne doniesienia odnośnie reakcji mikroorganizmów na obniżenie temperatury. Niektóre drobnoustroje kondycjonujące opadłe do strumieni liście wykazują odporność na zimno (Follstad i in. 2017). U tych mikroorganizmów, zwanych psychrotrofami, aktywność enzymatyczna i przyrost biomasy, mogą być podwyższone podczas najzimniejszych miesięcy w roku (Bastias i in. 2022). Natomiast Tiegs i inni (2019) twierdzą wręcz przeciwnie. W zimnych potokach, w wyższych szerokościach geograficznych, odnotowali oni, zgodne z teorią metaboliczną, zaniżone wskaźniki aktywności

mikroorganizmów. Z kolei Gossiaux i inni (2019) podają, iż sezonowa zmienność temperatury, nawet przy bardzo wydłużonym okresie mrozów, dochodzącym do połowy roku, może nie mieć wpływu na biomasę i aktywność mikroorganizmów. Kominkowa i inni (2000) udokumentowali ścisłą zgodność intensywności procesów metabolicznych mykobioty z temperaturą wody jeziornej, choć dokładniejsze analizy ujawniły, że wahania temperatury odpowiadają za zaledwie 10-36% zmienności aktywności grzybów wodnych. Szelaż-Wasilewska i inni (2009) odnotowali istotny statystycznie wpływ temperatury wody w Warcie na obfitość bakterioplanktonu, przy jednoczesnym braku takiej korelacji w stosunku do biomasy tych organizmów. W tym miejscu należy zaznaczyć, że jednoczesne sezonowe zmiany temperatury wody, jakości detrytusu i składu mikrobioty utrudniają określenie w sposób jednoznaczny wpływu efektów termicznych na mykoplankton w ciekach oraz szerzej, w wodach powierzchniowych. Podstawowe wskaźniki tempa transformacji detrytusu, mimo wszystko odzwierciedlają ograniczenia narzucone przez reżim termiczny wód powierzchniowych strefy umiarkowanej (Bastias i in. 2022), co koreluje z większą biomasą mykoplanktonu, odnotowywaną wiosną i latem (Rysunek 10, Załącznik 7). Ponadto presja termiczna na inne organizmy heterotroficzne i autotroficzne żyjące w rzekach, zależna od pory roku, może mieć tu większe znaczenie od samej temperatury i jej wahań sezonowych. Zwiększoną biomasę zarówno fitoplanktonu, jak i zooplanktonu wiosną, odnotowali Roman i inni (2005) prowadzący 6-letnie (1995–2000) badania w Zatoce Chesapeake, badając skład i aktywność planktonu. W rzece Ren wiosennemu zakwitowi glonów towarzyszy sukcesja zooplanktonu, a szczyt aktywności i biomasy bakterioplanktonu następował dopiero z letnim spadkiem obfitości fitoplanktonu (Admiraal i inni 1994). Zaobserwowano tam również znaczną aktywność i namnażanie się bakterii zimą, tłumacząc to zwiększonym allochtonicznym dopływem materii organicznej. Analogiczny mechanizm może dotyczyć sezonowych zmian obfitości pelagicznych grzybów wodnych, które rozwijają się na obumierającym planktonie przy szczytach biomasy wiosenno-letnich oraz na materii organicznej deponowanej jesienią, a rozkładaną później, w okresie zimowym. Biomasa mykoplanktonu zależy też od tempa produkcji zarodników, które również podlega okresowym zmianom (Jian-Ping i in. 2006). Grzyby wodne są w stanie uwalniać ogromne ilości konidiów i nawet połowa wytwarzanej przez nie biomasy może być ukierunkowana na produkcję zarodników (Gessner i Chauvet 1997, Sridhar i Barlocher 2000). Zmienność sezonowa dotyczy także bogactwa gatunkowego grzybów wodnych. Choć nie musi ono przekładać się na biomasę

mykoplanktonu, to warto odnotować, że największą bioróżnorodność mykobioty w wodach powierzchniowych najczęściej notowano wiosną (Czeczuga i in. 2010).

Rywalizacja o zasoby, między reducentami i konsumentami, może polegać na wytwarzaniu przez drobnoustroje toksyn, które odstraszają bezkręgowce (Janzen 1977), podczas gdy owady mogą wytwarzać substancje białkowe, które hamują namnażanie mikroorganizmów (Rozen i in. 2008). Adekwatnym przykładem są promieniowce wydzielające szeroką gamę związków hamujących wzrost bakterii, grzybów, wirusów i pierwotniaków (Zenova i Zvyaginstev 2002). Analogiczne interakcje mogą zachodzić pomiędzy mykoplanktonem i innymi grupami organizmów wodnych, choć oddziaływania te nie zawsze muszą mieć charakter antagonistyczny. Rozkład polisacharydów roślinnych do cukrów prostych dzięki egzoenzymom mykobioty, ułatwia bezkręgowcom trawienie pokarmu (Chamier 1985). Villanueva wraz z współautorami (2012) sugerują, że wpływ rozdrabniaczy na biomasę mikrobiologiczną, a szczególnie grzyby wodne, może być pozytywny, ponieważ następuje stymulowanie wzrostu tych drobnoustrojów na odchodach bezkręgowców. Z drugiej jednak strony, bezsprzecznie można stwierdzić, że rozwój grzybów wodnych podlega regulacji przez bezkręgowce. Liczne badania wskazują, że grzyby wodne stanowią doskonały i pożądaný przez larwy owadów pokarm, bogaty w substancje odżywcze (Barlocher 1985). Wiele gatunków bezkręgowców opiera swoją dietę, przynajmniej w pewnych stadiach rozwojowych, na pożywieniu zawierającym grzyby wodne (Chung i Suberkropp 2009). Jedną z hipotez głosi, że mykobiota kolonizująca detrytus, zalegający na dnie zbiorników wodnych, zwiększa jego wartość odżywczą. Sugerowano także, że biomasę grzybów odgrywa większą rolę we wzroście larw, niż sama tkanka liści, która jako obojętny substrat, stanowi jedynie miejsce koncentracji mykobioty (Krauss i in. 2011). Nie jest jednak jasne, jaką część potrzeb żywieniowych rozdrabniaczy zaspokaja biomasę grzybów (Canhoto i Graca 2008), chociaż faktem jest, że ich przeżywalność, na liściach kondycjonowanych bakteryjnie jest niższa, niż na detrytusie zasiedlonym przez grzyby (Kostalos i Seymour, 1976). Niestety większość badań w tym kierunku prowadzono w odniesieniu do rozdrabniaczy (Villanueva i in. 2012, Graca i in. 2016), ale bardzo prawdopodobnym jest, że filtratory również mogą redukować ilość mykoplanktonu (Barlocher i Sridhar 2014). Szczególnie może to dotyczyć wyjadania zarodników grzybów, choć Barlocher i Brendelberger (2004) uważają, że udział konidiów w odżywianiu bezkręgowców jest niski. Występujące straty netto biomasy grzybów wodnych strefy hyporeicznej, będące wynikiem starzenia się populacji, a przede wszystkim żerowania na niej bezkręgowców

i ryb, zmniejsza prawdopodobieństwo przedostania się mykobioty do toni wodnej. Szansa na pochwylenie przez nurt i poderwanie grzybów do wód pelagicznych powinna proporcjonalnie maleć, wraz z uszczuplaniem populacji żyjącej na dnie cieków. Z drugiej jednak strony, procesy te mogą wręcz przeciwnie, potęgować biomasę mykoplanktonu. Zmacerowane i częściowo rozłożone liście stają się delikatne i łamliwe, więc łatwiej ulegają fragmentacji. Działalność konsumentów, w strefie przydennej, powoduje translokację detrytusu wraz z mikroorganizmami. Dzięki temu turbulentny przepływ ma możliwość przemieszczania ich do toni wodnej rzek. Bez wątpienia, przynajmniej część takiej frakcji, jest obecna w mykoplanktonie. Relokacje detrytusu wraz z mikrobiontami nasilają się przy wezbraniach wód rzecznych, które umożliwiają większą dynamikę materii nie tylko na biegu rzeki, ale także na osi woda-osady denne.

Innych przyczyn sezonowości grzybów wodnych rzek należy doszukiwać się także w interakcji mykobioty z innymi ogniwami potamoplanktonu. Ważnymi regulatorami biomasy grzybów są mykowirusy, które zostały gruntownie rozpoznane i zbadane (Said i in. 2015). Dodatkowo wiele antagonistycznych interakcji występuje między grzybami i bakteriami. Niektóre badania wskazały, że wodne *Hyphomycetes* hamują wzrost bakterii wodnych (Gulis i Suberkropp 2003b). Z drugiej zaś strony bakterie bytujące na skórze płazów produkują związki antygrzybiczne hamujące wzrost mykoplanktonu (Park i in. 2014). Grzyby konkurują też z bakteriami o zasoby środowiska. Poza oddziaływaniami antagonistycznymi między bakteriami i grzybami występują też oddziaływania synergistyczne. Interakcje grzyby-prokariota są więc ważnym czynnikiem regulującym prawidłowe funkcjonowanie ekosystemów (koncepcja metaorganizmu) (Grossart i in. 2019) oraz niewątpliwie wpływają na biomasę grzybów wodnych. Bardzo ważnym aspektem jest również obecność grzybów w wodach rzek, pochodzących spoza ekosystemów rzecznych, przedostających się różnymi drogami ze zlewni. Wątki te jednak zostały rozwinięte w dalszej części niniejszego opracowania.

4.2. Biomasa mykoplanktonu rzecznoego a zawartość pierwiastków biogennych

Wpływ składników odżywczych na funkcjonowanie ekosystemów wodnych, czyli na proces eutrofizacji wód, był przedmiotem analiz niemal od początku badań limnologicznych. Obecność w wodach powierzchniowych i osadach dennych zwiększonej ilości biogenów objawia się w ekosystemie znaczącym wzrostem biomasy auto- i heterotrofów (Anderson i in. 2002). Pierwotnie uważano, że wyłącznie organizmy

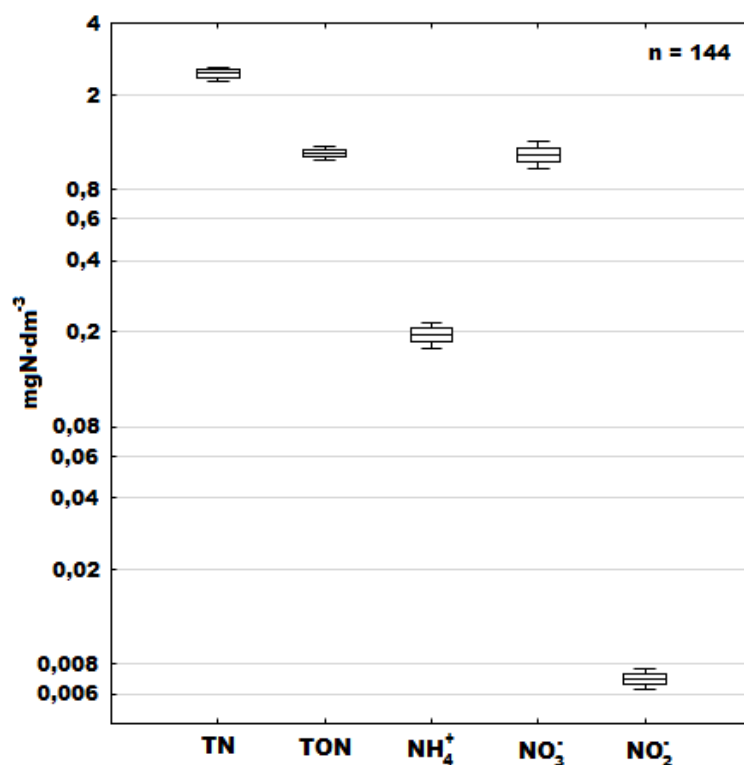
autotroficzne korzystają bezpośrednio ze zjonizowanych form mineralnych związków azotu i fosforu. Obecnie wiadomo jednak, że za dużą część całkowitego pobierania fosforanów oraz jonów amonowych, w środowiskach słodkowodnych oraz morskich odpowiadają bakterie heterotroficzne (Kirchman 1994). Badania eksperymentalne na mikroorganizmach, prowadzone w warunkach laboratoryjnych, jak i doświadczenia wykonywane *in situ* w naturalnych ciekach, skupiły się głównie na oddziaływaniu rozpuszczonych, mineralnych form azotu i fosforu. Uzyskiwane wyniki badań i wynikające z nich wnioski bywały jednak sprzeczne. Większość doniesień wskazywała na stymulującą rolę nieorganicznych form pierwiastków biogennych zawartych w wodzie, w rozwoju i aktywności mikroorganizmów, w tym mykobioty. Wykazano, że grzyby rozwijające się na detrytusie mogą pozyskiwać bezpośrednio z wody rozpuszczony w niej azot i fosfor (Mulholland i in. 1985). Przyspieszenie rozkładu liści, przy wysokich stężeniach rozpuszczonych w wodzie nutrientów, poprzez zwiększenie aktywności mikrobiologicznej i potęgowanie jej produkcji, były licznie notowane (Elwood i in. 1981, Sridhar i Barlocher 2000, Grattan i Suberkropp 2001, Rosemond i in. 2002, Stelzer i in. 2003). Stosunkowo silnych dowodów na to, że głównym źródłem azotu i fosforu dla grzybów rosnących na liściach, jest przepływająca pomiędzy nimi woda, dostarczyli Suberkropp i Chauvet (1995). Przenosili oni liście, skolonizowane przez grzyby pomiędzy strumieniami o wysokich i niskich stężeniach biogenów. W rzece Big Sandy, zasobnej w nutrienty, zarówno biomasa grzybów, jak ich zarodnikowanie były na wysokim poziomie, ale po przetransportowaniu ich do rzeki South Sandy, ubogiej w substancje odżywcze, poziom obydwu parametrów gwałtownie spadł. Wynioskowano, że grzyby nie posiadały zmagazynowanych składników odżywczych, które mogłyby wykorzystać, aby utrzymać ten sam poziom aktywności, jaki wykazywały w strumieniu o wyższych stężeniach substancji biogennych, ani nie były w stanie uzyskać ich wystarczająco szybko z tkanki liścia. Gdy liście zostały przeniesione w odwrotnym kierunku, ze strumienia ubogiego do zasobniejszego w biogeny, zostały one szybko skolonizowane przez grzyby. Przemieszczony materiał upodobił się, pod względem składu gatunkowego oraz całkowitej biomasy mykobioty, a także szybkości rozkładu detrytusy, do tego, który był w tym strumieniu przez cały okres badań. Badania Gulisa i Suberkroppa (2003a) prowadzone na liściach skolonizowanych przez drobnoustroje wykazały, że podwyższenie stężenia mineralnych składników odżywczych w wodzie spowodowało kilkukrotny wzrost biomasy grzybów i bakterii, a tempo rozkładu detrytusy podwoiło się. W innych badaniach ci sami autorzy (Gulis i Suberkropp 2003b) stwierdzili

dominację grzybów w przemianach mikrobiologicznych materii organicznej, choć zauważyli, że bez względu na zawartość nutrientów, bakterie nieznacznie hamują rozwój grzybów, zaś mykobiota negatywnie wpływa na nie jedynie przy niskich stężeniach pierwiastków biogennych. Tłumaczono to wytwarzaniem substancji antybiotycznych przez grzyby wodne, w zależności od dostępności substancji pokarmowych w wodzie. Przy wyższym stężeniu składników odżywczych grzyby ograniczały produkcję antybiotyków, co skutkowało nieograniczonym wzrostem bakterii. W strumieniu badanym przez Gessnera i Chauveta (1994), charakteryzującym się umiarkowaną koncentracją azotanów, zawartość azotu w liściach nie była dobrym prognostykiem ani aktywności grzybów, ani tempa rozpadu liści. Niektóre prace badawcze doprowadziły do stwierdzenia, że wzbogacenie rejonu bytowania mykobioty w nieorganiczne, rozpuszczone nutrieny, miało większy wpływ na tempo rozmnażania się grzybów, niż na ich biomasę (Barlocher 1982). Gulis i Suberkropp (2003b) donieśli, że produkcja konidiów była o rząd wielkości większa w miejscu o podwyższonym stężeniu biogenów, w porównaniu do kontroli. Informację o zwiększonej szybkości zarodnikowania grzybów w wodach, do których dodano osobno lub w połączeniu azotany i fosforany, można odnaleźć w wielu innych źródłach (Suberkropp 1998, Sridhar i Barlocher 2000, Perez i in. 2012). Wpływ mineralnych form azotu i fosforu na mykobiotę, może mieć odzwierciedlenie również w jej bioróżnorodności oraz dominacji poszczególnych gatunków. Zagadnienie to wydaje się być jednak dużo bardziej złożone, ponieważ Sridhar i Barlocher (2000) nie zaobserwowali wyraźnych zmian w składzie gatunkowym grzybów w odpowiedzi na dodanie do wody składników odżywczych, podczas gdy Gulis i Suberkropp (2003c) odnotowali zauważalny wzrost bogactwa gatunkowego mykobioty, w wodach wzbogaconych w składniki odżywcze. Badania bioróżnorodności grzybów w wodach o zróżnicowanej trofii, również nie prowadzą do jednoznacznych wniosków. Pietryczuk i inni (2014) zanotowali największe bogactwo gatunkowe mikrogrzybów w eutroficznych wodach jeziornych, a najmniejsze w mezotroficznych. Cieczuga i inni (2010) analizujący mykobiotę w hipertroficznym zbiorniku zaporowym Siemianówka stwierdzili, że postępująca żyzność wód hamuje wzrost wielu taksonów grzybów. Tłumaczono to jednak zakwitami fitoplanktonu, a konkretniej wydzielanymi przez sinice substancjami zewnątrzkomórkowymi, toksycznie działającymi na znaczną część gatunków grzybów (Cieczuga i in. 2003).

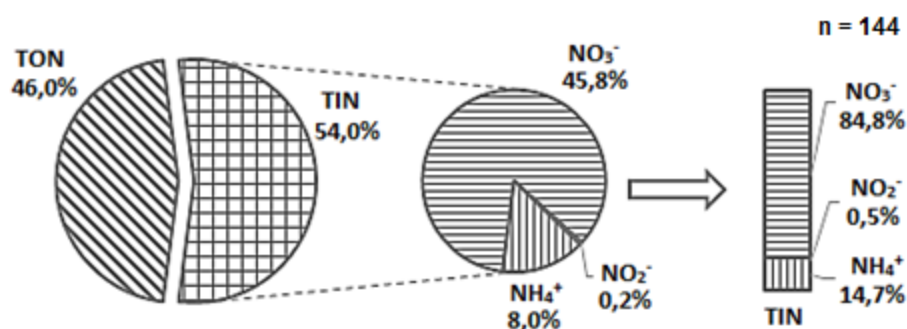
Azotany(V), azotany(III), jony amonowe czy ortofosforanowe(V) to jednak tylko część biogenów obecnych w środowisku. Frakcję rozpuszczoną obejmują również formy mineralne oraz organiczne innych pierwiastków, a spory zasób substancji odżywczych znajduje się w zawiesinie (ang. *particular form*), jako abioseston lub martwa materia organiczna (POM). Dodatkowo azot występuje w wodzie w formie gazowej, a fosfor w formie koloidalnej (Prescott 2005, Górniak i Kajak 2020). W wodach zachodzą nieustanne przemiany związków chemicznych, w tym nutrientów, a kluczową rolę w tym obiegu pełnią grzyby wodne (Mariz 2021). Detrytus wykorzystywany przez drobnoustroje ma zwykle bardzo wysoki stosunek C:N i C:P, w porównaniu z biomasą bakterii, czy grzybów (Cross i in 2005). Przy intensywnym ich namnażaniu, okresowa bioakumulacja biogenów przyczynia się do względnego wzrostu udziału składników odżywczych w badanych próbach środowiskowych. W okresie aktywności drobnoustrojów zawartość biogenów zwykle ulega zwiększeniu (jako procent suchej masy), ale może również wzrastać w wartościach bezwzględnych. Kumulacja azotu występuje z dwóch głównych powodów. Po pierwsze, białka i polipeptydy uwalniane podczas rozkładu materii organicznej podlegają kompleksacji przez ligninę, stając się odporne na dalszy rozkład, podczas gdy inne składniki są tracone. Wzrost netto azotu organicznego, występuje również przez pobór rozpuszczonych w wodzie jego form mineralnych i wytwarzania biomasy drobnoustrojów (Siggie 2004). Substancje biogenne przechodząc przez poszczególne ogniwa łańcucha pokarmowego lub krążąc w pętli mikrobiologicznej (Okafor 2011, Gutierrez i in. 2017), ponownie wzbogacają detrytus. W wyniku działalności reducentów, w procesie mineralizacji po raz kolejny azot i fosfor uwalniane są do wód w formie dostępnej dla makrofitytów, fitobentosu czy fitoplanktonu (Findlay 2010). Ciągłe procesy przemiany substratów zachodzące za pośrednictwem mikroorganizmów, w tym mykoplanktonu, z jednej strony mogą uwalniać do ekosystemu biogeny, które były w różnym stopniu niedostępne, a z drugiej strony blokować przyswajalność składników odżywczych przez ich biosorpcję (Leff i in. 2020).

Średnie stężenie azotu ogólnego [TN] w badanych rzekach północno-wschodniej Polski w latach 2010-2012 wynosiło $2,45 \pm 0,99 \text{ mgN} \cdot \text{dm}^{-3}$, z czego blisko połowa (46,0%) to azot organiczny [TON] (średnio $1,13 \pm 0,45 \text{ mgN} \cdot \text{dm}^{-3}$). Pozostałą część stanowiły głównie trzy zjonizowane frakcje azotu nieorganicznego [TIN], który przyjmuje w wodach różne stopnie utlenienia, przy czym warto zauważyć, że drobnoustroje odgrywają ważną rolę w jego przemianie i biodostępności (Leff 2020). Przeciętny udział azotanów(V) [NO_3^-] w TN był spośród nich największy (45,8%), a ich

średnie stężenie wynosiło $1,12 \pm 0,89 \text{ mgN} \cdot \text{dm}^{-3}$. Azot amonowy $[\text{NH}_4^+]$ stanowił 8,0% azotu ogólnego, przy średnim stężeniu $0,19 \pm 0,15 \text{ mgN} \cdot \text{dm}^{-3}$, a azotany(III) $[\text{NO}_2^-]$ miały absolutnie znikome znaczenie, gdyż przy średniej zawartości $0,00695 \pm 0,00404 \text{ mgN} \cdot \text{dm}^{-3}$ stanowiły ułamek procenta zawartego w badanych wodach azotu (Rysunek 11 i 12, Załącznik 4). Zarówno struktura frakcyjna, jak i wartości bezwzględne poszczególnych form azotu obecnego w badanych ciekach, są typowe dla nizinnych rzek Polski, ale udział form organicznych azotu jest zdecydowanie większy od średniej dla kraju (Górniak i Kajak 2020).

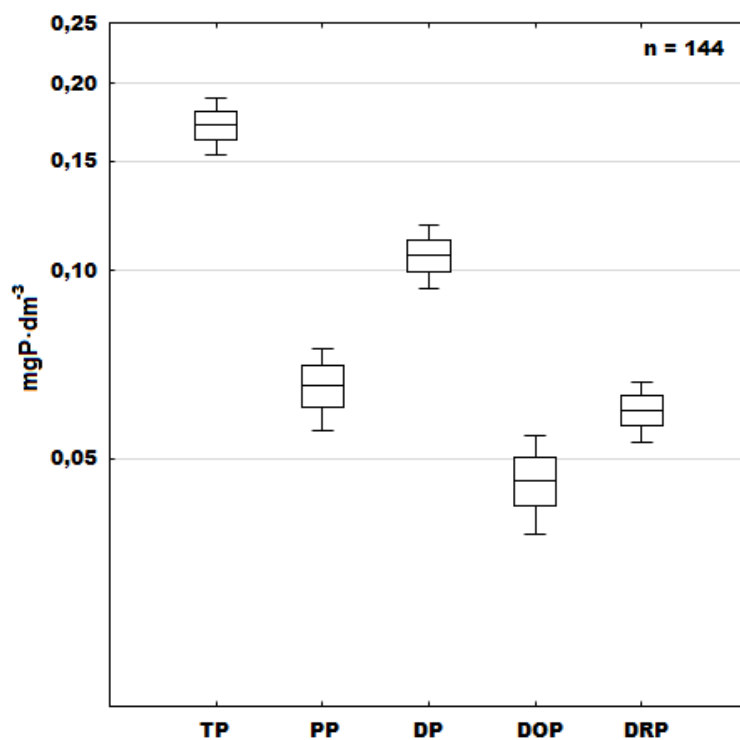


Rysunek 11. Średnie stężenie analizowanych form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

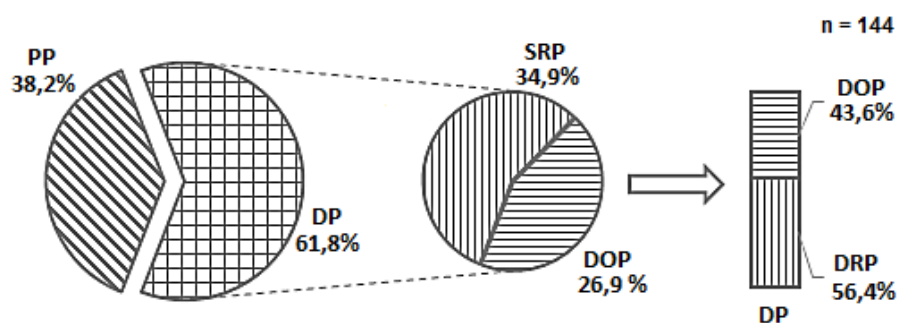


Rysunek 12. Średni udział form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Trzy podstawowe frakcje fosforu, oznaczone na potrzeby niniejszej pracy, przeciętnie miały dość równomierny wkład w pulę fosforu ogólnego [TP], którego średnie stężenie w badanych rzekach wynosiło $0,17 \pm 0,11 \text{ mgP} \cdot \text{dm}^{-3}$. Fosfor cząsteczkowy [PP], przy średniej zawartości $0,065 \pm 0,060 \text{ mgP} \cdot \text{dm}^{-3}$, stanowił ogólnie 38,2% fosforu całkowitego. Pozostały udział miały formy rozpuszczone tego pierwiastka [DP], a ich średnie stężenie wynosiło $0,106 \pm 0,075 \text{ mgP} \cdot \text{dm}^{-3}$. Frakcja mineralna fosforu rozpuszczonego [DRP], który nie podlega przemianom utleniająco-redukcyjnym za pośrednictwem drobnoustrojów, tak jak ma to miejsce w przypadku azotu (Leff 2020), przy średnim stężeniu $0,060 \pm 0,041 \text{ mgP} \cdot \text{dm}^{-3}$ stanowiła przeciętnie 34,9%. Rozpuszczona forma organiczna [DOP], przy średnim stężeniu $0,046 \pm 0,051 \text{ mgP} \cdot \text{dm}^{-3}$, uzupełniała pozostałe 26,9% zasobu fosforu ogólnego w badanych ciekach (Rysunek 13 i 14, Załącznik 5). Podobnie jak w przypadku azotu, struktura frakcyjna, jak i wartości bezwzględne poszczególnych form fosforu obecnego w badanych ciekach były typowe dla nizinnych rzek Polski (Górniak i Kajak 2020).



Rysunek 13. Średnie stężenie analizowanych form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.



Rysunek 14. Średni udział form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Tabela 3. Współczynniki korelacji Pearsona między biomasa grzybów wodnych a stężeniami oznaczonych form azotu i fosforu w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n =144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $p < 0,05$).

Parametr	Siła korelacji Pearsona (r)	Istotność statystyczna (p)
TN	0,3802	0,000
TON	0,3335	0,000
NO₃⁻	0,2688	0,001
NO₂⁻	0,2164	0,009
NH ₄ ⁺	-0,0802	0,339
TP	0,2061	0,013
PP	0,1977	0,018
DP	0,1405	0,093
DRP	0,1294	0,122
DOP	0,1032	0,218

Biomasa sestonowych grzybów w badanych wodach rzecznych była wprost proporcjonalna do stężeń TN ($r = 0,38$) oraz TP ($r = 0,21$) i była istotna statystycznie przy $p < 0,05$ (Tabela 3). Wspólna zależność obu tych zmiennych wyjaśnia zaledwie 16% wariancji zmienności biomasy grzybów wodnych (Tabela 4), choć warto odnotować, że analiza ANOVA potwierdza istotność statystyczną ($p < 0,05$) uzyskanego modelu regresji (Tabela 5), który przyjmuje następującą postać (Tabela 6):

$$FB = 1,14 \cdot TN + 10,24 \cdot TP + 0,18$$

gdzie:

FB – biomasa grzybów wodnych wyrażona w $\mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$

TN – azot ogólny wyrażony w $\text{mmolN} \cdot \text{dm}^{-3}$

TP – fosfor ogólny, wyrażony w $\text{mmolP} \cdot \text{dm}^{-3}$

Tabela 4. Model analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>Model</i>			
<i>R</i>	<i>R-kwadrat</i>	<i>Skorygowane R-kwadrat</i>	<i>Błąd standardowy oszacowania</i>
0,41	0,17	0,16	0,21

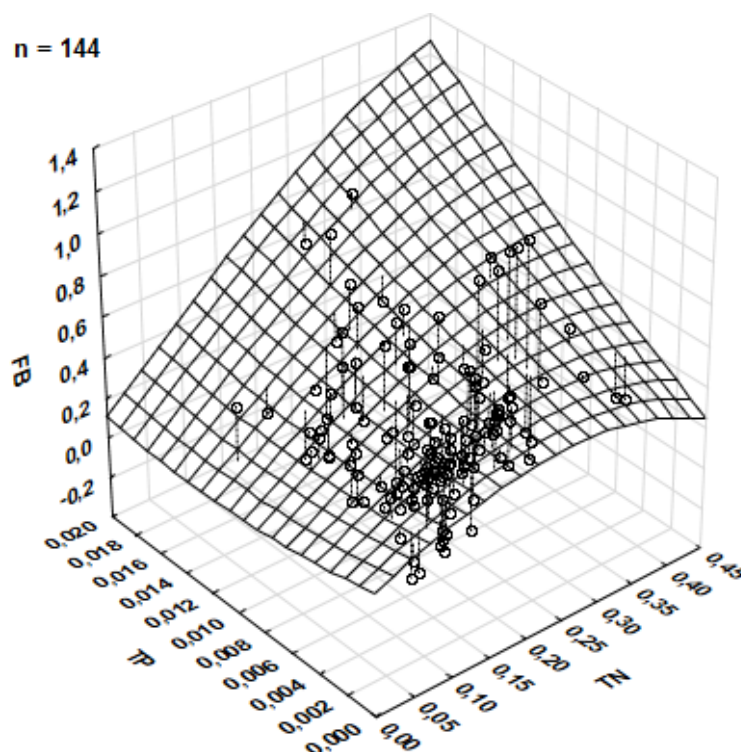
Tabela 5. Analiza wariancji do analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>ANOVA</i>					
<i>Model</i>	<i>Suma kwadratów</i>	<i>df</i>	<i>Średni kwadrat</i>	<i>F</i>	<i>Istotność</i>
Regresja	1,22	2	0,61	14,41	0,000002
Reszta	5,97	141	0,04		
Ogółem	7,19				

Tabela 6. Współczynniki analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>Współczynniki</i>							
	<i>Beta</i>	<i>Błąd standardowy Beta</i>	<i>b</i>	<i>Błąd standardowy b</i>	<i>t (141)</i>	<i>Istotność</i>	<i>N ważnych</i>
Stała			0,18	0,051	3,46	0,00073	
TN	0,35	0,077	1,14	0,24	4,65	0,000008	144
TP	0,16	0,077	10,24	4,96	2,066	0,04065	144

Pomimo małej mocy opisanej zależności, relacja pomiędzy biomasa grzybów wodnych a zawartością azotu oraz fosforu ogólnego jest zauważalna, a graficzna prezentacja obrazuje, że występuje pewnego rodzaju synergia w oddziaływaniu pierwiastków biogennych na rozwój mykoplanktonu rzeczno. Przy niskich stężeniach azotu lub fosforu ogólnego, nie obserwuje się pozytywnego oddziaływania zwiększenia jednego z nich, dopiero sprzężenie wzrostu stężenia obydwu nutrientów, powoduje istotny przyrost biomasy grzybów wodnych (Rysunek 15).



Rysunek 15. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$), azotem ogólnym [TN] ($\text{mmolN}\cdot\text{dm}^{-3}$) i fosforem ogólnym [TP] ($\text{mmolP}\cdot\text{dm}^{-3}$) w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Analiza pozostałych form, w jakich biogeny występują w badanych wodach rzecznych, ujawniła kolejne, istotne statystycznie ($p < 0,05$), liniowe zależności (Tabela 3). W celu szerszego scharakteryzowania zależności pomiędzy zasobnością badanych wód, w poszczególne formy azotu i fosforu a biomasą mykoplanktonu rzeczного, przeprowadzono analizę czynnikową. Pozwoliła ona wydzielić, według kryterium Kaisera (1960), trzy nowe zmienne, wyjaśniające łącznie ponad 66% wariancji opisywanych zmiennych (Tabela 7). Pierwszy z nich tłumaczył blisko 30% zmienności badanego aspektu i największe dodatnie wartości ładunków czynnikowych posiadał dla azotu organicznego [TON] i frakcji fosforu cząsteczkowego [PP] oraz ortofosforanów [DRP]. W drugim czynniku, który wyjaśniał blisko 20% wariancji wyraźny pozytywny ładunek wykazywały azotany(V) [NO_3^-]. W trzeci czynnik, wyjaśniający ponad 17% zmienności, największy wkład miała zawartość jonów amonowych [NH_4^+]. Organiczny fosfor rozpuszczony [DOP] dość wyraźnie i w podobnej skali, partycypował we wszystkich trzech czynnikach, jednak negatywnie tylko w zmiennej nr 2.

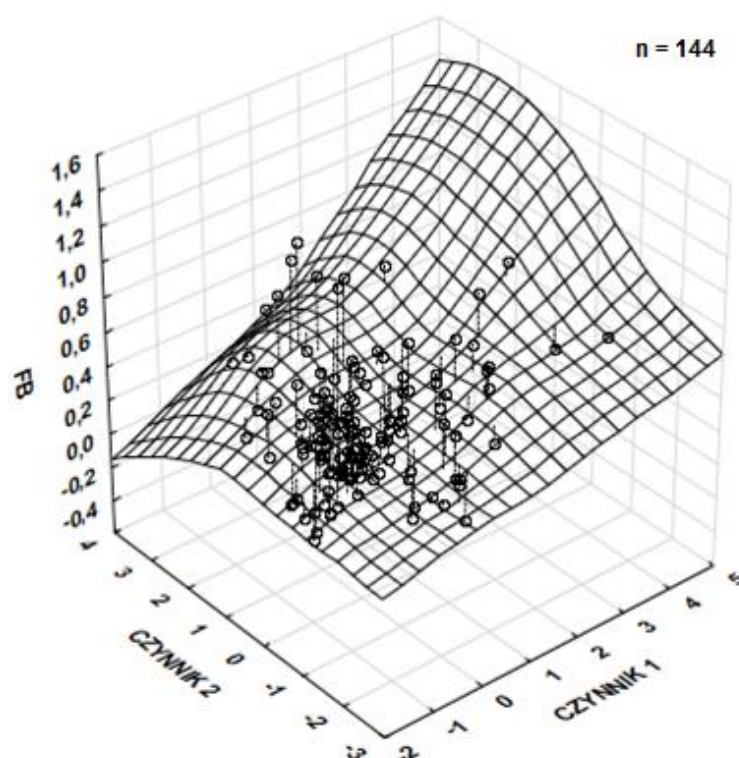
Tabela 7. Macierz ładunków czynnikowych w analizie wpływu biogenów na biomasę grzybów wodnych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Parametr	Czynnik 1	Czynnik 2	Czynnik 3
TON	0,67	-0,16	0,019
NH ₄ ⁺	-0,045	0,047	0,96
NO ₃ ⁻	0,097	0,91	0,12
DRP	0,79	0,032	0,034
PP	0,71	0,075	-0,048
DOP	0,45	-0,54	0,36
% wariancji wyjaśnianej przez czynnik	29,52	19,24	17,73

Tabela 8. Wartości współczynnika korelacji Pearsona między biomasą grzybów wodnych a wartościami trzech czynników nowo utworzonych zmiennych spośród oznaczonych stężeń substancji biogennych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie dla p < 0,05).

Parametr	Siła korelacji Pearsona (r)	Istotność statystyczna (p)
Czynnik 1	0,3264	0,000
Czynnik 2	0,1813	0,030
Czynnik 3	-0,0396	0,638

Z dwóch nowo utworzonych czynników, wyłania się struktura mająca w 48,76% wpływ na obfitość mykoplanktonu w wodach rzecznych (Tabela 7, Rysunek 16), a przeprowadzona analiza korelacyjna wartości czynnikowych tych zmiennych z biomasą grzybów wodnych, wykazała istotne statystycznie zależności (Tabela 8). Jak się okazuje biomasa grzybów wodnych zdecydowanie najlepiej rozwijała się w wodach zasobnych w azot organiczny, jony azotanowe(V) i jony azotanowe(III), fosfor cząsteczkowy oraz ortofosforany(V), które nie wykazywały we wcześniejszych, bezpośrednich analizach korelacyjnych, istotnych statystycznie powiązań z biomasą mykoplanktonu (Tabela 3). Warto w tym miejscu zaznaczyć, że wraz ze wzrostem azotu organicznego, fosforu cząsteczkowego i ortofosforanów(V) biomasa grzybów wodnych zwiększała się w każdym przypadku, jednak ta zależność była o wiele wyraźniejsza przy jednoczesnym wzroście azotanów(V). Zmienność azotanów(V), przy niskiej zawartości pozostałych frakcji nutrientów, nie miała większego wpływu na biomasę grzybów wodnych (Rysunek 16).



Rysunek 16. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$), a wartościami czynnikowymi nowo utworzonych zmiennych, z oznaczonych form substancji biogennych, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Biomasa grzybów zachowuje zatem ścisły związek z azotem organicznym, który jest dominującą formą tego pierwiastka w wodach rzek północno-wschodniej Polski, w sezonie wegetacyjnym (Górniak i Kajak 2020). W tym właśnie okresie występowała najwyższa biomasa mykoplanktonu (Rysunek 10), co sugeruje, że mykobiota korzysta również z tej frakcji, a nie jedynie ze zjonizowanych form mineralnych. Biorąc pod uwagę, że często ponad połowa azotu organicznego występuje w postaci rozpuszczonej (Górniak i Kajak 2020), w tym jako białka i produkty ich rozpadu (Dojlido 1995), można przypuszczać, że składniki te są wykorzystywane przez grzyby wodne. Ich rozwój następuje intensywniej przy obecności fosforu (Rysunek 15), a szczególnie ortofosforanów(V), których biosorpcja doprowadza do powstania zawieszonych cząstek fosforu (Davis i in 2006). W sprzyjających warunkach ujawnić się może stymulująca rola azotanów na zarodnikowanie mykobioty w rzekach (Suberkropp 1995, Suberkropp 1998, Sridhar i Barlocher 2000, Perez i in. 2012). Odzwierciedla to obserwowany wzrost biomasy mykoplanktonu, generowany uwalnianiem konidiów przez grzyby wodne, zalegające na dnie cieków.

Newbold i inni (1983) sugerowali, że potęgowanie ekspansji grzybów wodnych w reakcji na zwiększenie zasobności środowiska w nieorganiczne formy substancji biogennych zachodzi jedynie w ciekach o niskim stężeniu danego składnika odżywczego. W eksperymencie prowadzonym w rzece Walker Branch w stanie Tennessee zauważono, że zwiększenie średniego stężenia jonów amonowych z poziomu $31 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ do około $100 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ nie stymulowało ani tempa rozkładu liści, ani oddychania mikrobiologicznego. Wcześniejsze badania Elwooda i innych (1981), prowadzone w tym samym miejscu, udokumentowały nasilenie metabolizmu drobnoustrojów w reakcji na zwiększenie stężenia fosforu mineralnego z bazowego progu $3 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ do wielkości 60 i $450 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$. Ograniczenia w odpowiedzi mikroorganizmów na dostarczanie substancji biogennych do środowiska potwierdzili również Royer i Minshal (2001), którzy w strumieniu Mink, w południowo-wschodnim Idaho w USA, badali rozwój grzybów po dodaniu fosforanów. Zwiększanie stężenia ortofosforanów(V) od około $50 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ do $450 \mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$ nie nasiliło rozwoju drobnoustrojów, w tym grzybów. Symulująca rola jonów amonowych oraz rozpuszczonego fosforu mineralnego w badanych rzekach północno-wschodniej Polski w latach 2010-2012 mogłaby zaistnieć, gdyż w żadnej z pobranych prób stężenie tych parametrów nie przekroczyło odpowiednio $0,7 \text{ mgN}\cdot\text{dm}^{-3}$ oraz $0,2 \text{ mgP}\cdot\text{dm}^{-3}$ (Załącznik 4 i 5). Mechanizm zwiększenia aktywności i produkcji biomasy grzybów w reakcji na podwyższenie stężenia tych biogenów nie był jednak dostrzegalny, prawdopodobnie przez zbyt niskie i mało zróżnicowane wartości stężenia tych frakcji nutrientów, wynoszące średnio dla jonów amonowych $0,195 \pm 0,154 \text{ mgN}\cdot\text{dm}^{-3}$ oraz $0,060 \pm 0,041 \text{ mgP}\cdot\text{dm}^{-3}$, w przypadku ortofosforanów (Rysunek 11 i 13, Załącznik 4 i 5). Niskie stężenia kationowej formy azotu spowodowane były relatywnie wysokim stopniem wysycenia wody tlenem w badanych rzekach, gdyż w takich warunkach dominują jony azotanowe nad jonami amonowymi (Górnjak i Kajak 2020). W niezanieczyszczonych wodach ortofosforany(V) są często czynnikiem limitującym rozwój planktonu (Withers i Jarvie 2008). W przypadku niewielkich stężeń mineralnego fosforu rozpuszczonego, jest on dość szybko pochłaniany i akumulowany przez organizmy. Taka sytuacja występowała w większości prób oznaczonych na potrzeby niniejszego opracowania.

Przeprowadzone rozważania dotyczące wpływu substancji biogennych na biomasę grzybów wodnych, potwierdzają stymulującą rolę form organicznych azotu i fosforu na rozwój i wzrost mykoplanktonu rzecznoego. W strefie umiarkowanej, przy wzroście tych form nutrientów zawsze w rzekach należy się spodziewać zwiększonego

namnażania mykoplanktonu, szczególnie przy dopływie antropogenicznego ładunku zlewniowego. Wskazanie konkretnych form biogenów i ich stężeń, które chętniej są wykorzystywane przez grzyby niż pozostałe, będzie niewątpliwie bardzo istotnym czynnikiem do dalszych badań, które mogą mieć istotne konsekwencje dla rozwoju biotechnologii, w szczególności w przemyśle farmaceutycznym, gdzie wykorzystuje się grzyby wodne do produkcji substancji bioaktywnych.

4.3. Rzeczny mykoplankton a zasoby materii organicznej w wodach

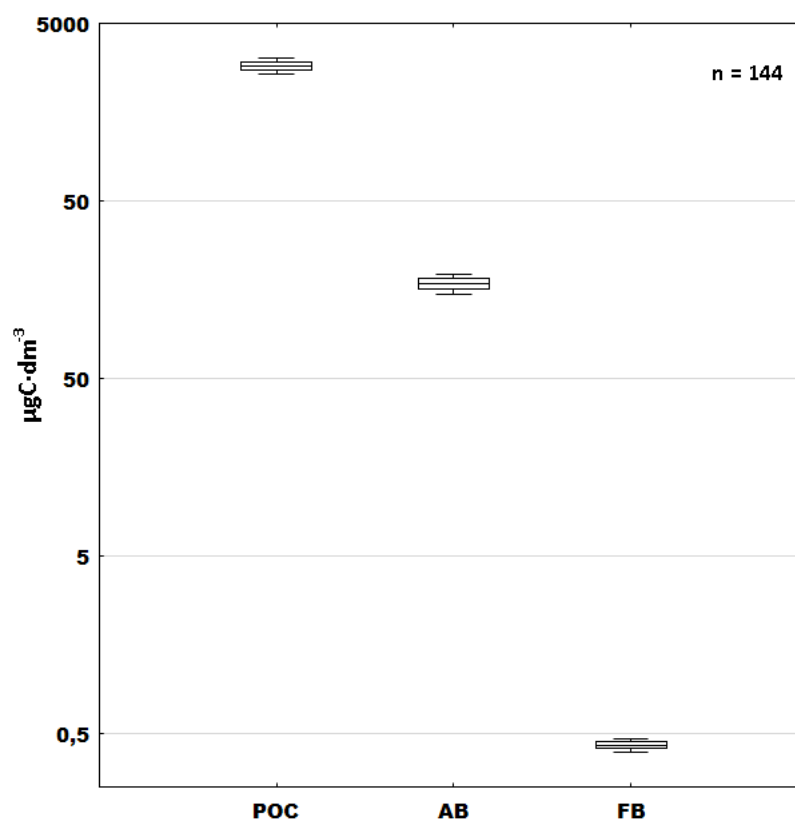
Zasoby materii organicznej są szczególnie ważne z punktu widzenia ekologii drobnoustrojów, gdyż mikroorganizmy są odpowiedzialne za enzymatyczną degradację tych substancji i udostępnianie ich organizmom na wyższych poziomach troficznych (Leff 2020). Grzyby wodne mają istotny udział w procesie recyklingu składników odżywczych, stąd odgrywają kluczową rolę, w ogólnym funkcjonowaniu ekosystemów słodkowodnych. Są swego rodzaju zwornikiem między klasycznym łańcuchem pokarmowym a pętlą mikrobiologiczną (Williams 1981). Grzyby i bakterie, jako organizmy osmotroficzne, wykorzystują materię organiczną głównie w formie rozpuszczonej (Chróst i in. 1994, Bahrs i Steinberg 2012). Mykobiota ma jednak zdolność enzymatycznego rozkładania złożonych związków organicznych, takich jak lignina i celuloza, powszechnie występujących w materiale roślinnym (Suberkropp i Chauvet 1995, Kominkova i in. 2000). Uwalniane w procesie rozkładu składniki odżywcze grzyby wykorzystują na własny użytek, bądź udostępniają je innym organizmom (Barlocher i Rennenberg 2014).

Ilość i jakość materii organicznej w rzekach może się znacząco różnić, w zależności od wielu czynników, takich jak charakterystyka cieku i otaczającej go zlewni, zmiany sezonowe oraz działalność człowieka na danym obszarze (Broder i in. 2017). Większość materii organicznej w rzekach pochodzi z okalających ją obszarów i w dużej mierze jest wypłukiwana z gleb (Cole i in. 2007). Allochtoniczna materia organiczna dostarczana jest do rzek pulsacyjnie, a substrat autochtoniczny pochodzący z fitoplanktonu i fitobentosu jest bardziej labilny (Thorp i Delong 2002).

Fotosyntetyzujące organizmy wydzielają do wody różne substancje organiczne, takie jak cukry, aminokwasy, kwasy organiczne i inne związki rozpuszczalne (Ferrer-Gonzalez 2020). Makrofity mogą wpływać na inne organizmy wodne, uwalniając fenole, które mają właściwości antybiotyczne. Pełnią one istotną rolę w procesach obronnych

roślin wodnych przeciwko patogenom oraz przed stresem środowiskowym (Jha 2021). Wpływ ekskrecji sinicowych na grzyby wodne nie jest jeszcze w pełni zrozumiany i wymaga dalszych badań. Wiadomo, że niektóre z nich mogą zmniejszać tempo wzrostu lub prowadzić do całkowitego zahamowania rozwoju grzybów wodnych, wpływać na ich metabolizm, oddychanie, transport substancji i inne procesy kluczowe dla ich funkcjonowania, a nawet prowadzić do uszkodzeń strukturalnych w komórkach (Safiyani i in. 2018). Jednocześnie nadmierny rozwój glonów czy sinic może być regulowany przez obfite namnażanie się grzybów wodnych. W przypadku cieków, zakwity fitoplanktonu mogą występować odcinkowo i często jeziora lub zbiorniki wodne zwiększają prawdopodobieństwo wystąpienia tego zjawiska.

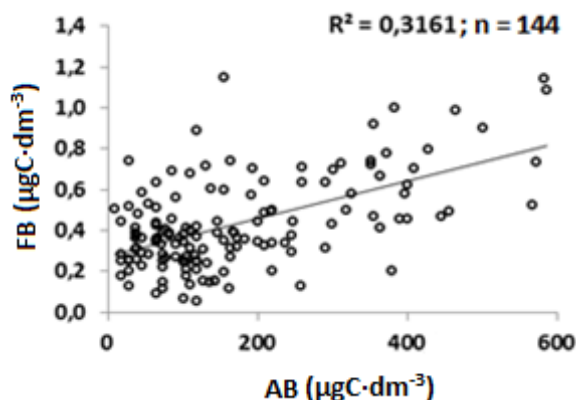
W wodach badanych rzek północno-wschodniej Polski średnia biomasa glonów planktonowych wynosiła $171,2 \pm 11,4 \mu\text{gC} \cdot \text{dm}^{-3}$, co stanowiło 16,9% organicznego węgla sestonowego, którego przeciętne stężenie wynosiło $2,89 \pm 1,43 \text{ mgC} \cdot \text{dm}^{-3}$. Zatem większość POC stanowiła martwa materia organiczna. Biomasa grzybów, przeliczona na węgiel organiczny, była średnio trzy rzędy wielkości mniejsza od biomasy glonów i wynosiła $0,151 \pm 0,0065 \mu\text{gC} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Rysunek 17, Załącznik 7).



Rysunek 17. Średnia zawartość cząsteczkowej materii organicznej [POC], biomasy glonów [AB] i biomasy grzybów wodnych [FB] w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Tak duża dysproporcja, w udziale obu tych grup organizmów w planktonie, jest zjawiskiem powszechnym, choć często badania mikroskopowe sugerują inny stan rzeczy. Dzieje się tak, gdyż w środowiskach wodnych istnieją organizmy grzybopodobne, które funkcjonują dzięki glonom. Są nimi na przykład, lęgniowce z rodzaju *Phytophthora*, które powodują choroby roślin, w tym glonów (Orlikowski i in. 2011). Kolejnym przykładem jest *Zygorhizidium*, których rhizoidy przyczepiają się do powierzchni glonów i penetrują ich ściany komórkowe. Organizmy te rosną wewnątrz komórek glonów i odżywiają się ich zawartością (Seto i in. 2020). Należą one do typu *Chytridiomycota* (zoosporyczne chytrids), które podobnie jak lęgniowce nie syntetyzują ergosterolu, więc nie obejmują przedmiotu badań niniejszego opracowania (Newell 2001). Mykobiota może wpływać na populację glonów, zmniejszając jej liczebność, jednak warto zaznaczyć, że nie wszystkie grzyby wodne są patogenami fitoplanktonu. Wiele grzybów wodnych ma neutralną lub korzystną interakcję z glonami w postaci mutualizmu czy komensalizmu (Gimmler 2001). Przykładem może być symbioza glonów z rodzaju *Trentepohlia* i grzybów strzępkowych z rodzaju *Myrmecia*, w której algi zapewniają produkty fotosyntezy grzybowi, a grzyb zapewnia schronienie glonom (Lutzoni i Miadlikowska 2009). Glony i grzyby wodne mogą też konkurować o dostęp do składników odżywczych i przestrzeni w środowisku wodnym. Konkurencja może występować zwłaszcza w warunkach ograniczonej dostępności składników odżywczych, gdzie glony i grzyby wodne rywalizują o te zasoby. W momencie, gdy nie są one czynnikiem limitującym, nieskrępowanie rozwijać się mogą obie grupy organizmów. Ekspansja glonów i ich obumieranie, wiąże się również ze zwiększonym ładunkiem detrytus, które staje się podłożem do rozwoju mykoplanktonu. Potwierdza to istotna statystycznie i dość silna jak na próbki środowiskowe, wprost proporcjonalna zależność biomasy mykoplanktonu od fitoplanktonu (r Pearsona = 0,56, $p < 0,01$) (Rysunek 18).

Warto zauważyć, że relacje między glonami a grzybami wodnymi są różnorodne i zależą od konkretnych gatunków, warunków środowiskowych oraz dostępności zasobów. W przypadku prezentowanych tu wyników badań, mamy do czynienia z wielotorową kompozycją wzajemnych relacji mykoplanktonu i fitoplanktonu.

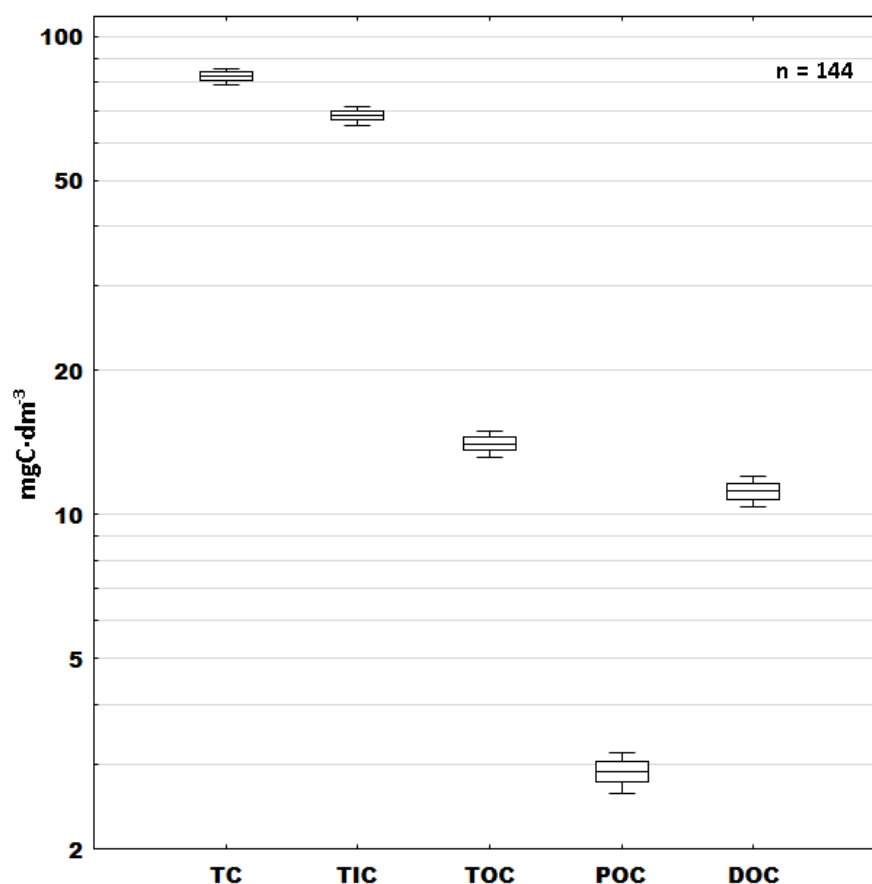


Rysunek 18. Zależność między biomasą grzybów wodnych [FB], a biomasą glonów [AB] w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

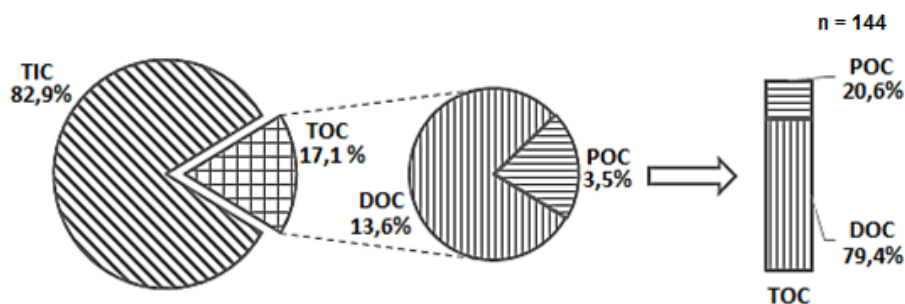
Udział planktonu w pelagicznej materii organicznej jest dynamiczny i zależy od wielu czynników, jednak największą pulę w tych zasobach, w wodach słodkich, stanowi detrytus (Munster 1993). Jego obecność może być o rząd, a nawet dwa rzędy większa niż planktonu (Hobbie 1992). Zawartość detrytus w ekosystemach lotycznych może się znacznie różnić między rzekami, a nawet w różnych odcinkach tej samej rzeki (Vannote i in. 1980). Dominującą pulą węgla organicznego w strumieniach jest rozpuszczony węgiel organiczny [DOC], czyli frakcja szerzej ujęta jako rozpuszczona materia organiczna [DOM] (Górniak 2017). Główna jego część to efekt transportu zlewniowego glebowych substancji humusowych. Detrytus występuje również jako cząsteczkowy węgiel organiczny [POC], który w literaturze często dzielony jest, ze względu na wielkość partykuł, na dwie frakcje: drobnoziarnistej materii organicznej [FPOM] i gruboziarnistej materii organicznej [CPOM] (Turowski i in. 2016). W tym miejscu należy zaznaczyć, że przyjęta w niniejszym opracowaniu metoda oznaczania organicznego węgla cząsteczkowego, dotyczyła głównie tej pierwszej, drobniejszej frakcji, czyli FPOM.

Średnio, w całym okresie badań, w analizowanych próbach, materia organiczna stanowiła zaledwie 17,1% całkowitej puli węgla [TC], zawartej w wodzie rzecznej (Rysunek 19 i 20), wynoszącej przeciętnie $82,3 \pm 20,2 \text{ mgC} \cdot \text{dm}^{-3}$ (Rysunek 19, Załącznik 6). Przewaga mineralnych form węgla, w wodach rzecznych strefy umiarkowanej, jest zjawiskiem powszechnym i najczęściej spotykanym (Górniak i Kajak 2020). Średnie stężenie węgla organicznego [TOC] wynoszącego $14,1 \pm 5,3 \text{ mgC} \cdot \text{dm}^{-3}$ zawierało 79,4% frakcji rozpuszczonej [DOC] i 20,6% cząsteczkowej [POC]. Dwukrotnie większy udział POC w TOC badanych rzek, w porównaniu z danymi dla

świata (Wetzel 1994) pokazuje zwiększone obciążenie rzek regionu sestonowymi związkami węgla, przy jednocześnie wysokim stężeniu DOC (Górniak 2017, Zieliński i Górniak 1999). Wynika to z dużego udziału torfowisk i gleb organicznych w dolinach wielu cieków, często kwalifikowanych do rzek będących pod silnym wpływem torfowisk (karty.apgw.gov.pl). Sestonowy węgiel organiczny, w skład którego wchodziły między innymi grzyby wodne i inne organizmy planktonowe, stanowił zaledwie 3,52% całkowitej zawartości tego pierwiastka, w badanych wodach (Rysunek 19 i 20). Znakomita część POC występuje jednak jako martwa, drobnoziarnista materia organiczna [FPOM].



Rysunek 19. Średnie stężenie analizowanych form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.



Rysunek 20. Średni udział form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

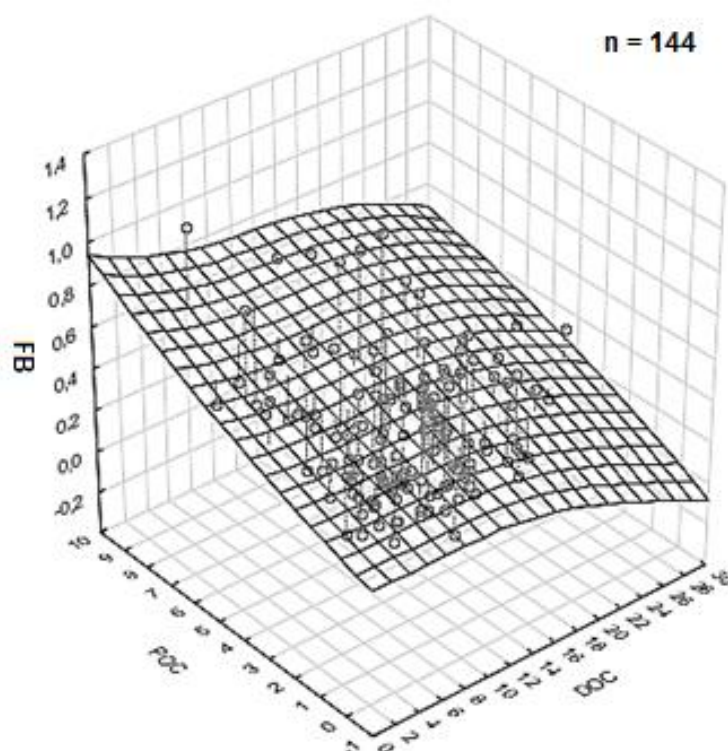
Prosta analiza statystyczna wykazała, że biomasa grzybów wodnych zachowuje dodatni korelacyjny związek z zawartością sestonowego węgla organicznego [POC], w przeciwieństwie do jego formy rozpuszczonej [DOC]. Nie wykazano też istotnych, liniowych zależności, pomiędzy ilością mykoplanktonu, a ogólną zawartością węgla oraz jego całkowitych form nieorganicznej [TIC], jak i organicznej [TOC] (Tabela 9).

Tabela 9. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i oznaczonych form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).

Parametr	Siła korelacji Pearsona (r)	Istotność statystyczna (p)
TC	-0,0487	0,562
TOC	0,0181	0,830
POC	0,3186	0,000
DOC	-0,0897	0,285
TIC	-0,0593	0,480
SUVA	0,1796	0,031

Ilość mykoplanktonu, w przeliczeniu na węgiel organiczny była średnio cztery rzędy wielkości mniejsza od zawartości POC (Rysunek 17), stanowiąc $0,0070 \pm 0,0059$ %. Można zatem wykluczyć, że grzyby wodne miały istotny, bezpośredni wkład w ilościowe pomiary węgla sestonowego. Pozytywny wpływ POC na biomasę mykoplanktonu wydaje się oczywisty. Zawieszone cząstki stanowią podłoże, na którym grzyby wodne mogą się rozwijać, umożliwiając im wzrost, rozmnażanie i unoszenie w nurcie rzeki. Poza tym mykobiota ma zdolność do rozkładu i konsumpcji wielu związków organicznych tworzących POC, nieprzydatnych innym organizmom heterotroficznym (Romani i in. 2006). Obecność zawieszanej materii organicznej jest

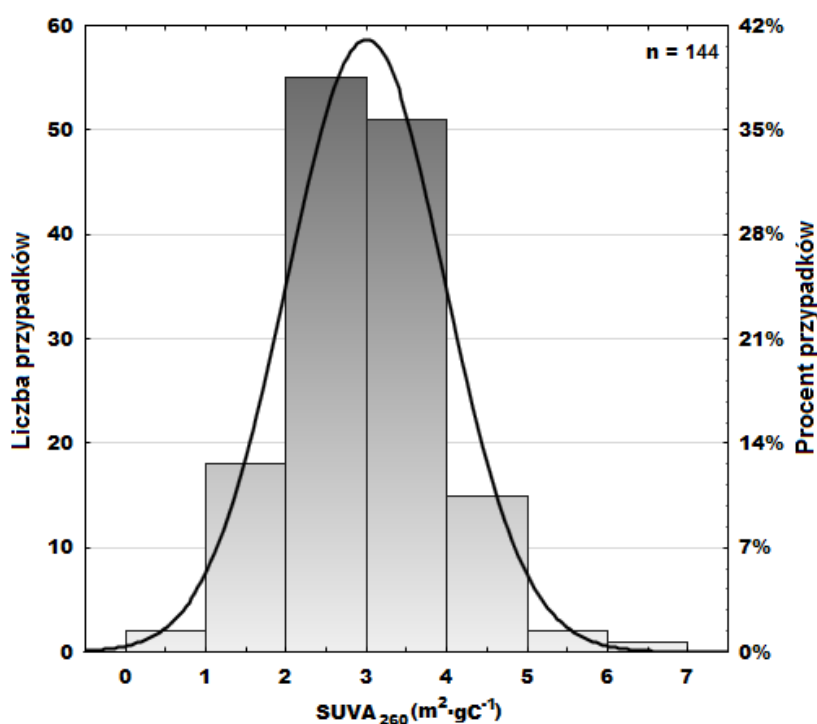
zatem szczególnie istotna dla rozwoju mykoplanktonu, niezależnie od stężenia rozpuszczonej materii organicznej. Podwyższone wartości DOC (szczególnie powyżej 20 $\text{mgC}\cdot\text{dm}^{-3}$), wydają się nawet negatywnie wpływać na biomasę grzybów wodnych (Rysunek 21). Jest to dość zaskakujące, ponieważ DOC stanowi podstawowy substrat energetyczny dla różnych procesów metabolicznych drobnoustrojów, zachodzących w ekosystemach rzecznych (Cole i in. 2007).



Rysunek 21. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], a zawartością sestonowych [POC] i rozpuszczonych [DOC] związków węgla organicznego w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (zawartość grzybów wyrażona $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, a stężenie POC i DOC w $\text{mgC}\cdot\text{dm}^{-3}$).

Badania Pietryczuk i innych (2014) wykazały silne dodatnie korelacje liczebności grzybów wodnych, zarówno ze stężeniem DOC ($r = 0,88$, $p < 0,05$), jak i POC ($r = 0,81$, $p < 0,05$). Trzeba jednak dodać, że autorzy sugerowali, iż poszczególne formy węgla organicznego są istotne z punktu widzenia występowania wybranych gatunków grzybów wodnych, a czasem są powodem zaniku niektórych taksonów mykoplanktonu. Wohl i McArthur (2001) odkryli, że przy zwiększonej dostępności materii organicznej, początkowy szybki wzrost wodnych promieniowców hamuje rozwój grzybów wodnych. Bengtsson (1992) zauważył, że bakterie wygrywają konkurencję z grzybami o łatwo dostępne substancje organiczne, ługowane z rozkładających się liści, a późniejsze doniesienia Gulisa i Suberkoppa (2003b) potwierdziły te spostrzeżenia.

W prostych analizach korelacyjnych rozpuszczona materia organiczna nie wykazywała, istotnych statystycznie, dwustronnych relacji z biomasą grzybów wodnych (Tabela 9), co może sugerować, że jest ona raczej źródłem energii dla bakterioplanktonu niż dla grzybów wodnych (Wiegner i in. 2015). Nie jest to jednak tak oczywiste, ponieważ wykazano nieznaczną, ale istotną statystycznie ($p < 0,05$), pozytywną korelację biomasy grzybów wodnych ze wskaźnikiem $SUVA_{260}$ ($r = 0,18$; $p = 0,031$) (Tabela 9). Wskaźnik $SUVA_{254}$ (Korshin i in. 1997) jest najczęściej wykorzystywanym wskaźnikiem do jakościowej charakterystyki materii organicznej, obecnej w wodzie (Mołczan i in. 2006), a na potrzeby niniejszej pracy zastosowano pomiar $SUVA_{260}$ (Zieliński i in. 2009), który przyjmuje bardzo zbieżne wartości z $SUVA_{254}$. Ponieważ absorbancję przy zastosowanej długości fali wykazują przede wszystkim kwasy humusowe, ligniny, taniny, fenole, a także inne związki posiadające w swych cząsteczkach pierścień aromatyczny (Mołczan i in. 2006), jej analiza umożliwia wykrycie w rozpuszczonej materii organicznej trudno rozkładalnych składników. Wody naturalne, o dużym $SUVA_{254}$, powyżej $4 \text{ m}^2 \cdot \text{gC}^{-1}$, zawierają znaczne ilości wielkocząsteczkowych, aromatycznych i hydrofobowych frakcji DOC, zaś przy $SUVA_{254}$, poniżej $2 \text{ m}^2 \cdot \text{gC}^{-1}$, rozpuszczoną materię organiczną tworzą głównie związki o małych masach cząsteczkowych, przeważnie niehumusowe i hydrofilowe (White i in. 1997).



Rysunek 22. Rozkład wskaźnika $SUVA_{260}$ w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

W zdecydowanej większości przypadków, wskaźnik $SUVA_{260}$, w badanych wodach rzecznych, oscylował w granicach 2 - 4 $m^2 \cdot gC^{-1}$ (Rysunek 22), co wskazuje na występowanie w nich mieszaniny hydrofobowych i hydrofilowych substancji humusowych oraz innych naturalnych związków organicznych o zróżnicowanych masach cząsteczkowych (Edzwald i Tobiason 1999). Powszechnie wiadomo, że grzyby wodne z powodzeniem są w stanie wykorzystywać szeroką gamę węglowodanów, w tym: skrobię, celulozę, sacharozę, mannozę, ksylozę, maltozę, glukozę i galaktozę. Wykazano jednak, że poszczególne gatunki grzybów wykazują preferencję do konkretnych składników. Proste związki węgla są asymilowane bezpośrednio, w przeciwieństwie to złożonych, które wcześniej muszą być przekształcone w prostsze formy (Sati i Bisht 2006). Grzyby wodne prawdopodobnie przegrywają konkurencję o łatwo biodegradowalne frakcje DOC, pochodzące z wydzielin hydrofitów oraz o produkty z początkowej fazy rozkładu szczątków roślinnych i zwierzęcych, co maskuje pozytywny wpływ rozpuszczonej materii organicznej na ich biomasę. Przy braku rywalizacji o pozostałe, bardziej odporne na rozkład, substancje aromatyczne, które są mniej atrakcyjne dla większości hydrobiontów, premiowany jest mykoplankton, który może je wykorzystywać.

Całokształt wpływu jakości materii organicznej na biomasę mykoplanktonu w rzekach jest złożonym problemem. Jako że wpływ koncentracji POC i aromatyczność DOC wykazały najsilniejsze dwustronne powiązania, z biomasą mykoplanktonu, zestawiono te dwa parametry w modelu regresji wielorakiej. Wykazano w ten sposób, że ilość zawieszanej materii organicznej wyrażonej jako POC oraz jakość rozpuszczonych związków organicznych wyrażonych jako $SUVA_{260}$, wspólnie wyjaśniają zaledwie 12% zmienności biomasy grzybów wodnych (Tabela 10), choć warto odnotować, że analiza ANOVA potwierdza istotność statystyczną ($p < 0,05$) uzyskanego modelu (Tabela 11), który przyjmuje następującą postać (Tabela 12):

$$FB = 0,041 \cdot POC + 0,037 \cdot SUVA_{260} + 0,20$$

Gdzie:

FB – biomasza grzybów wodnych, wyrażona w $\mu g \cdot dm^{-3}$

POC – cząsteczkowy węgiel organiczny, wyrażony w $mgC \cdot dm^{-3}$

$SUVA_{260}$ – wskaźnik aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej [DOC], wyrażony w $m^2 \cdot gC^{-1}$

Tabela 10. Model analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>Model</i>			
<i>R</i>	<i>R-kwadrat</i>	<i>Skorygowane R-kwadrat</i>	<i>Błąd standardowy oszacowania</i>
0,35	0,13	0,12	0,21

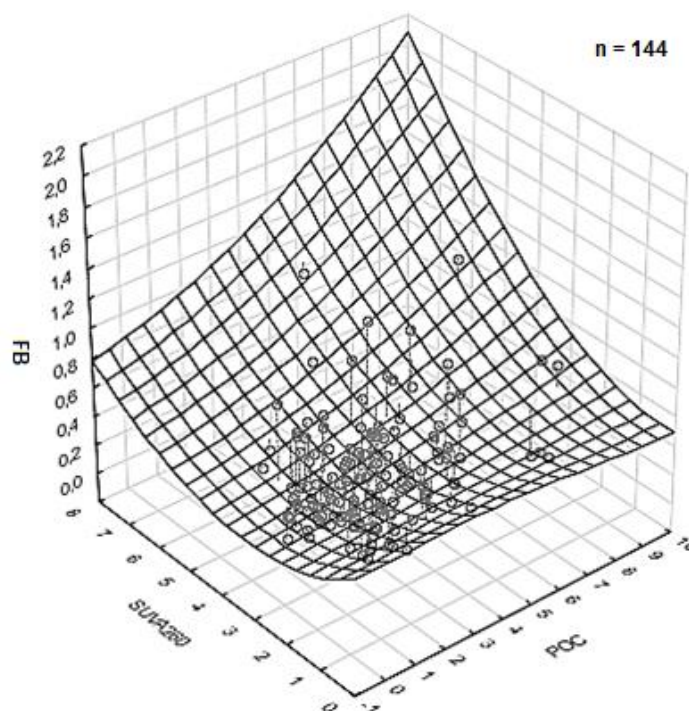
Tabela 11. Analiza wariancji do analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>ANOVA</i>					
<i>Model</i>	<i>Suma kwadratów</i>	<i>df</i>	<i>Średni kwadrat</i>	<i>F</i>	<i>Istotność</i>
Regresja	0,92	2	0,46	10,37	0,000063
Reszta	6,27	141	0,044		
Ogółem	7,19				

Tabela 12. Współczynniki analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

<i>Współczynniki</i>							
	<i>Beta</i>	<i>Błąd standardowy Beta</i>	<i>b</i>	<i>Błąd standardowy b</i>	<i>t (141)</i>	<i>Istotność</i>	<i>N ważnych</i>
Stała			0,20	0,062	3,22	0,0016	
POC	0,31	0,079	0,041	0,010	3,94	0,00013	144
SUVA ₂₆₀	0,16	0,079	0,037	0,018	2,08	0,039	144

Zależność biomasy grzybów wodnych od POC i SUVA₂₆₀ przypomina nieco relacje zaobserwowane dla ogólnych form azotu i fosforu (Rysunek 15). Przy niskiej zawartości wielkocząsteczkowych aromatycznych rozpuszczonych związków organicznych, zawartość sestonowej materii organicznej wydaje się nie mieć większego wpływu, na rozwój mykobioty. Jednoczesny wzrost obu wyżej wymienionych parametrów, charakteryzujących materię organiczną w nurcie rzeki, wyraźnie stymuluje w niej wzrost biomasy grzybów wodnych (Rysunek 23).



Rysunek 23. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], cząsteczkowym węglem organicznym [POC] i wskaźnikiem aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej $SUVA_{260}$ w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Materia organiczna w systemach słodkowodnych to nie tylko sam węgiel, ale także źródło azotu, fosforu oraz wielu makro- i mikroelementów. Grzyby wodne, jak wszystkie hydrobionty potrzebują tych składników odżywczych do wzrostu i procesów metabolicznych. Rodzaj obecnego materiału organicznego, jego ilość i jakość, np. stosunek węgla do azotu, mogą wpływać na wzrost i aktywność organizmów wodnych. Różne gatunki grzybów mają specyficzne preferencje dla pewnych rodzajów materii organicznej, a dostępność odpowiednich zasobów może wpływać na ich występowanie. Jakość materii organicznej nie zależy wyłącznie od wielkości jej cząsteczek oraz od tego, czy jest ona rozpuszczona, czy zawieszona w sestonie. Ważnym aspektem jest nasycenie jej pierwiastkami biogennymi omawianymi w poprzednim rozdziale. Na podstawie przeprowadzonych badań można przyjąć, że większość całkowitego azotu cząsteczkowego stanowiła jego forma organiczna, chociaż nie można określić jaki był jego rzeczywisty udział, w odniesieniu do POC, gdyż znaczna część, nierzadko ponad połowa TON w rzekach badanego regionu, stanowi jego frakcja rozpuszczona (Górniak i Kajak 2020). Interpretacja znaczenia fosforu, w jakości substancji unoszących się w toni wodnej napotyka na inny problem. Co prawda przyjęta metodyka badań laboratoryjnych pozwoliła na wydzielenie cząsteczkowej formy fosforu, jednak nie można jednocześnie

określić, jaka jego część wbudowana jest w materię organiczną. Ortofosforany na przykład, będące mineralną frakcją fosforu rozpuszczonego w wodzie, z łatwością ulegają sorpcji na powierzchni koloidów (Dojlido 1995), w tym organicznych i nie mogą być traktowane jako ich integralna część, pozostając nadal formą nieorganiczną fosforu. Zasobność badanych wód w frakcję fosforu cząsteczkowego wywodziła się w dużej mierze z zawieszonego w niej planktonu, co jest typową prawidłowością w wodach powierzchniowych, a jej dopełnienie stanowiły cząstki mineralne oraz martwa materia organiczna (Noe i in. 2007). Jedynie rozpuszczony fosfor organiczny był wyznaczony bezpośrednio w przeprowadzonych badaniach laboratoryjnych, więc można ściśle określić, jaki był jego udział w stosunku do DOC.

Analiza czynnikowa, do której włączono wszystkie wyliczone wskaźniki, mogące świadczyć o ilości i jakości materii organicznej w wodach badanych rzek, według kryterium Kaisera (1960), wyłoniła trzy nowe zmienne wyjaśniające łącznie ponad 66% wariancji opisywanych zmiennych (Tabela 13). Pierwsza z nich tłumaczyła ponad 24% zmienności badanego aspektu i była najbardziej związana z zawartością substancji biogennych, a więc z ilością całkowitego azotu organicznego [TON] oraz fosforu w formie cząsteczkowej [PP], jak i rozpuszczonej organicznej [DOP]. Drugi czynnik, który wyjaśniał ponad 22% wariancji, opisywał wkład ilości rozpuszczonej materii organicznej [DOC] oraz stopnia jej aromatyczności [SUVA₂₆₀], w przeprowadzoną analizę. Trzeci czynnik, wyjaśniający ponad 19% zmienności, związany był najsilniej z ilością zawieszonej materii organicznej [POC] oraz rozpuszczonego fosforu organicznego [DOP].

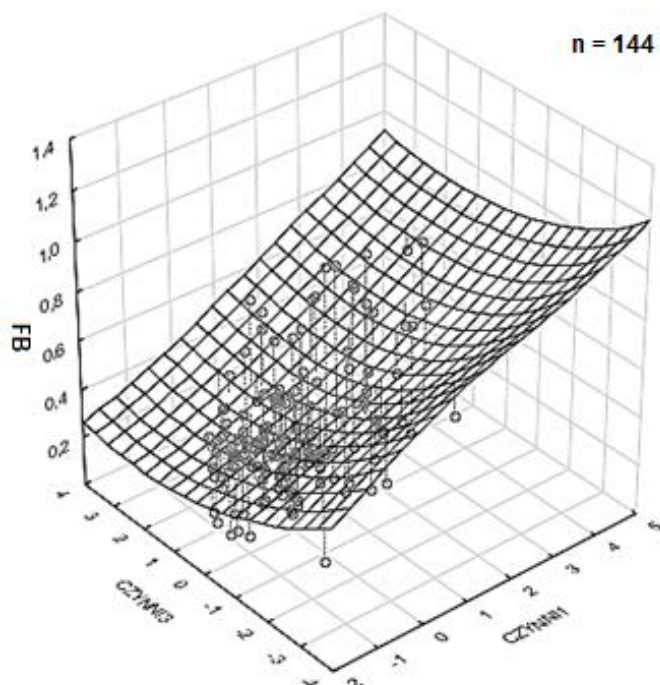
Tabela 13. Macierz ładunków czynnikowych w analizie wpływu jakości i ilości materii organicznej na biomasę grzybów wodnych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Parametr	Czynnik 1	Czynnik 2	Czynnik 3
POC	0,21	0,069	-0,86
DOC	0,17	-0,77	-0,0089
SUVA ₂₆₀	0,18	0,71	0,034
TON	0,78	-0,35	0,076
PP	0,71	0,22	-0,17
DOP	0,50	0,25	0,62
% wariancji wyjaśnianej przez czynnik	24,37	22,32	19,36

Tabela 14. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i wartości czynnikowych nowo utworzonych zmiennych z oznaczonych wskaźników jakości i ilości materii organicznej w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).

Parametr	Siła korelacji Pearsona (r)	Istotność statystyczna (p)
Czynnik 1	0,37	0,000
Czynnik 2	0,13	0,110
Czynnik 3	-0,21	0,011

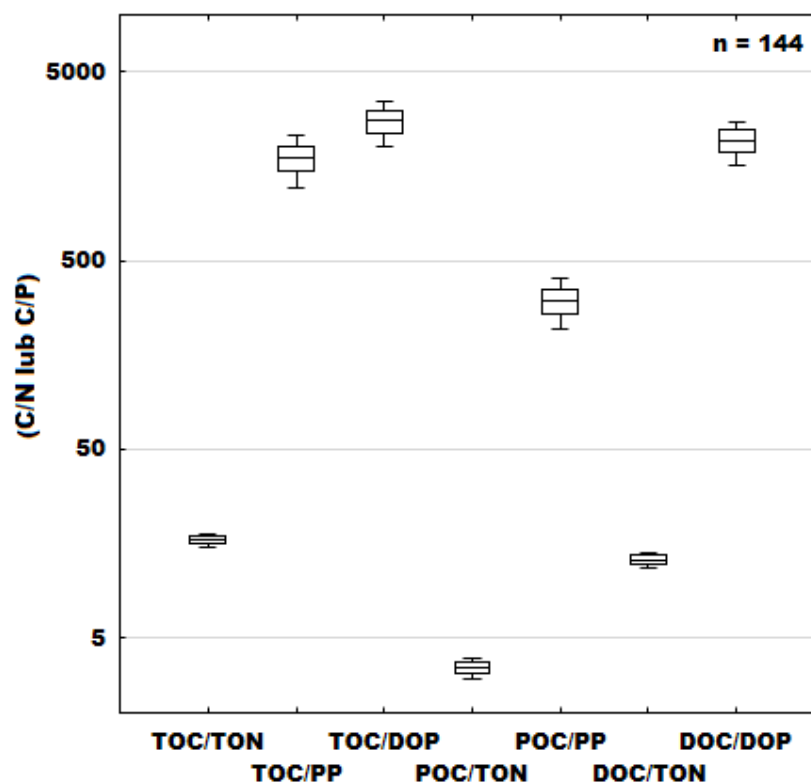
Przeprowadzona analiza wykazała istotną statystycznie zależność jakości materii organicznej (dwóch z trzech grup czynników) z biomasą grzybów wodnych (Tabela 14). Wielowymiarowe zestawienie tych czynników, w relacji do biomasy grzybów wodnych, ujawnia kolejne synergistyczne oddziaływanie, niektórych parametrów jakości wody rzecznej, na biomasę mykoplanktonu (Rysunek 24). Obecność w wodzie sestonowego węgla organicznego [POC], nawet przy niewielkim udziale rozpuszczonej frakcji fosforu organicznego [DOP], wpływa pozytywnie na rozwój mykobioty. Stymulujące oddziaływanie POC nabiera jednak większego znaczenia, gdy woda rzek jest zasobna także w rozpuszczony azot organiczny [TON] oraz fosfor cząsteczkowy [PP].



Rysunek 24. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], a wartościami czynnikowymi nowo utworzonych zmiennych z oznaczonych wskaźników jakości i ilości materii organicznej, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Charakterystyka stechiometryczna węgla, azotu i fosforu jest niezwykle ważna w rozumieniu cyklu biochemicznego zachodzącego w wodach powierzchniowych, obejmującym produkcję i rozkład materii organicznej (Redfield 1958). Jak wspomniano wyżej, jedynie w przypadku organicznego fosforu rozpuszczonego, przyjęta metodologia analiz laboratoryjnych, umożliwiła precyzyjne ustalenie, jego udziału w materii organicznej. W przypadku pozostałych wskaźników trzeba mieć na uwadze, że wyliczonych w tym opracowaniu proporcji nie można porównywać do stosunków Redfielda (1958), ponieważ wykorzystywane parametry nie określały zawartości pierwiastków w jednolitych pulach materii organicznej. Ogólnie znacznie większe dysproporcje, w badanych wodach rzecznych, dotyczyły ilorazu węgla do fosforu, w porównaniu ze stosunkiem węgla do azotu. W przypadku całkowitego węgla organicznego [TOC], jego średni stosunek do TON wyniósł 16:1 (C:N), a do PP i DOP, odpowiednio 1757:1 oraz 2747:1 (C:P). Sestonowy węgiel organiczny [POC] został porównany z dwoma parametrami umożliwiającymi jego charakterystykę, a mianowicie z TON i PP, których proporcje przeciętnie wynosiły odpowiednio 3:1 (C:N) oraz 309:1 (C:P). Podobnie jak w przypadku frakcji cząsteczkowej węgla organicznego, ustalono dwa współczynniki dotyczące jego formy rozpuszczonej [DOC], którą również porównano z TON, zaś w przypadku fosforu, użyto DOP. Średnie proporcje tych parametrów, wynosiły odpowiednio 13:1 (C:N) i 2158:1 (C:P) (Rysunek 25).

Większy iloraz C:N oraz C:P w przypadku sestonowej materii organicznej jest typowym zjawiskiem w wodach powierzchniowych. Sinsabaugh i Linkins (1990) podają, że udział nutrientów w materii organicznej zależy od wielkości cząstek detrytus. Wraz z ich zmniejszaniem spada w nich udział substancji biogennych. Badacze przypisują to zmieniającemu się stosunkowi powierzchni partykuł do ich objętości, co koresponduje ze zdolnością do immobilizacji i adsorpcji składników odżywczych przez mikroorganizmy. Okazuje się, że relacje DOC do TON i DOP, które w pewnym stopniu, charakteryzują jakość rozpuszczonej materii organicznej, korelują istotnie (na poziomie $\alpha = 0,05$), z biomasą grzybów wodnych (Tabela 15). Analogiczne relacje, w stosunku do całkowitej zawartości węgla organicznego [TOC], prezentują podobne zależności, ale o mniejszej sile, zaś w przypadku POC, nie wykazano żadnych istotnych związków tego typu (Tabela 15).



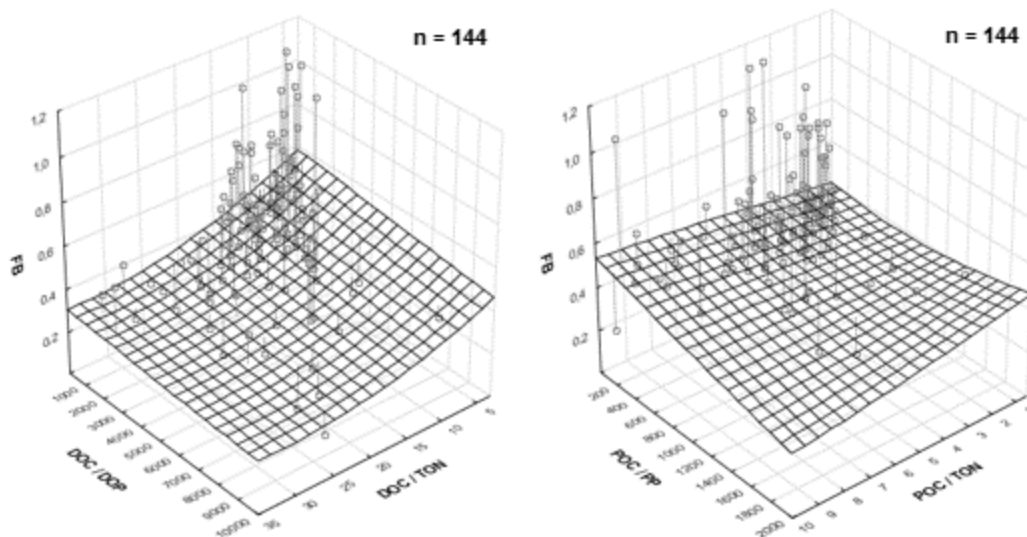
Rysunek 25. Średni stosunek zawartości oznaczonych form węgla organicznego do wybranych frakcji nutrientów, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Tabela 15. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i relacji oznaczonych form węgla organicznego z wybranymi frakcjami nutrientów w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).

Parametr	Siła korelacji Pearsona (r)	Istotność statystyczna (p)
TOC/TON	-0,26	0,001
TOC/PP	-0,11	0,170
TOC/DOP	-0,18	0,027
POC/TON	0,052	0,530
POC/PP	0,069	0,410
DOC/TON	-0,32	0,000
DOC/DOP	-0,20	0,016

Na tej podstawie można wnioskować, że azot i fosfor w rozpuszczonej materii organicznej ma największe znaczenie dla wzrostu i aktywności mykoplanktonu. Wydawać by się mogło, że udział nutrientów w partykułach zawieszonych w wodzie ma tutaj mniejsze znaczenie. Może to być jednak zafałszowany obraz, ponieważ wysycenie

POC pierwiastkami biogennymi było przeciętnie dość wysokie, w porównaniu do DOC i ich udział nie miał tu charakteru limitującego w rozwoju grzybów wodnych. Przy niższym udziale azotu lub fosforu w badanych próbach POC, zawartość biogenów mogłaby mieć większą rolę (Rysunek 26).



Rysunek 26. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych, a wskaźnikami stechiometrycznymi, w stosunku molowym C/N oraz C/P, oznaczonych form węgla organicznego i wybranych frakcji nutrientów w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012. (dane dla wskaźników w przedziale ufności 95%).

W sytuacji, gdy rozwój grzybów wodnych nie jest limitowany ilością przyswajalnych form azotu i fosforu, ograniczający charakter może mieć dostępność węgla (Rodziewicz i in. 2014, Royer i Minshall 2001). Badania Gessnera i Chauveta (1994) doprowadziły do wniosku, że przy odpowiednio wysokiej zawartości składników odżywczych, pomiary jakości węgla organicznego, oparte na określaniu udziału ligniny, są lepszym predykatorem aktywności grzybów wodnych, niż stosunek węgla do azotu, w materii organicznej. Lignina jest bardzo trwałym składnikiem materii organicznej, która może maskować, znacznie łatwiejszą w enzymatycznej degradacji, celulozę i w ten sposób ograniczać rozwój mykoplanktonu. Jakość materii organicznej, jest więc tak samo ważna, co stężenie składników odżywczych, ponieważ nawet w ciekach o niskich stężeniach biogenów, grzyby mogą doświadczać ograniczenia w dostępności węgla (Gessner i Chauvet 1994, Royer i Minshall 2001). W celu dokładniejszego zrozumienia roli materii organicznej dla rzecznej mykoplanktonu, niezbędne są dalsze badania struktury DOC, np. analiza spektrum fluorescencji z zastosowaniem analizy PARAFAC, szybko rozwijająca się w badaniach biogeochemicznych substancji humusowych (Sururi i in. 2021).

4.4. Wpływ użytkowania zlewni na sezonową zmienność biomasy grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski

Krajobraz każdej zlewni rzecznej to układ dynamiczny, podlegający ciągłym zmianom w wyniku naturalnych procesów, takich jak erozja, sukcesja ekologiczna, zmiany klimatyczne, jak również działalność człowieka (Meyer i Turner 1994). Wykształcenie i charakter hydrologiczny sieci dolin zlewni wpływa na obraz biotyczny rzek, a szczególna w tym rola strefy riparialnej (Xiang i in. 2017). Dlatego właśnie w analizach przestrzennych systemów rzecznych uwzględnia się zarówno cechy całej zlewni, jak i najbliższego otoczenia koryt rzecznych, czyli doliny rzeczne. Każda modyfikacja użytkowania gruntów oraz skutki gospodarowania człowieka (np. eutrofizacja, zmiany klimatyczne, hydrologiczne) wpływają na różnorodność i funkcje ekologiczne mykoplanktonu (Okafor 2011). Precyzyjne zdefiniowanie roli całkowitej zlewni i strefy riparialnej od efektów oddziaływania antropogenicznego na rzeki i hydrobionty jest problematyczne (FAO 1996, Mateo-Sagasta i in 2017).

Analizowany zbiór badanych zlewni w pełni odzwierciedla istniejącą dywersyfikację struktury krajobrazu północno-wschodniej Polski i specyfiki regionu na tle Polski. Największy udział w zlewniach miały obszary zagospodarowane rolniczo, z których najwięcej było gruntów ornych poza zasięgiem urządzeń nawadniających (37,8%) oraz łąk i pastwisk (13,7%). Lasy stanowiły 32,2%, a obszary podmokłe i wodne razem poniżej 1% powierzchni zlewni. Według *Corine Land Cover* (CLC) w zlewniach badanych rzek, tereny antropogeniczne zajmowały średnio zaledwie 2,9% powierzchni (Rysunek 5, Tabela 16 Załącznik 1 i 2) (clc.gios.gov.pl).

W województwie podlaskim produkcja rolnicza nie wykazuje dużej intensywności, o czym świadczy niski poziom nawożenia w porównaniu do innych regionów w kraju (GUS 2011, GUS 2012). Szacowane straty składników nawozowych z terenów rolniczych w województwie podlaskim, z lat 2006-2011, wynosiły jedynie 0,8 kg·ha⁻¹, przy średniej dla kraju 12 kg na hektar użytków rolnych (Kopiński i in. 2013). Potwierdza to ekstensywny charakter rolnictwa w regionie oraz efektywne funkcjonowanie naturalnych barier ekosystemalnych, ograniczających eutrofizację wód.

Tabela 16. Struktura użytkowania w zlewniach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012, wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl)

Kod CLC	Opis	Średni udział powierzchni w zlewni*	
		Cała zlewnia	Bufor 100 m
1	Tereny antropogeniczne	2,9 ± 3,0	2,3 ± 1,94
211	Grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających	37,8 ± 15,0	11,0 ± 8,10
231	Łąki, pastwiska	13,7 ± 9,7	42,7 ± 23,11
242	Złożone systemy upraw i działek	2,7 ± 2,7	3,2 ± 3,89
243	Tereny zajęte głównie przez rolnictwo z dużym udziałem roślinności naturalnej	9,9 ± 9,1	16,0 ± 11,83
311	Lasy liściaste	3,5 ± 2,2	5,0 ± 4,37
312	Lasy iglaste	19,1 ± 13,5	4,7 ± 4,70
313	Lasy mieszane	8,1 ± 6,0	6,3 ± 5,46
324	Lasy i roślinność krzewiasta w stanie zmian	1,4 ± 1,1	0,9 ± 1,50
4	Obszary podmokłe	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,31
5	Obszary wodne	0,7 ± 1,2	7,7 ± 12,15

*n = 18; średnia ± odchylenie standardowe

Najbliższe otoczenie sieci rzecznej, w porównaniu do całej zlewni, charakteryzuje się istotnymi różnicami w strukturze użytkowania terenu. Co prawda w obydwu przypadkach dominującym sposobem gospodarowania przestrzenią była działalność rolnicza, a terenów antropogenicznych [CLC 1] nad brzegami cieków było zaledwie 2,3%, czyli podobnie jak w całych zlewniach. W bezpośrednim otoczeniu rzek zdecydowanie dominowały łąki i pastwiska [CLC 231] (42,7%), a gruntów ornych poza zasięgiem urządzeń nawadniających [CLC 211] przeciętnie było 11 %. Zauważalne jest zatem odwrócenie tych proporcji w stosunku do zlewni całkowitych. W wyznaczonych buforach przy sieci rzecznej było dużo więcej terenów zajętych przez rolnictwo, z dużym udziałem roślinności naturalnej [CLC 243] (16%), za to złożonych systemów upraw i działek [CLC 242] było prawie tyle samo (3,2%). Zalesienie stref przyrzecznych było dwukrotnie mniejsze niż w całych zlewniach i związane było ze znacznym zmniejszeniem udziału lasów iglastych [CLC 312]. Udział obszarów podmokłych [CLC 4] był podobny, a obszarów wodnych [CLC 5], w całej strukturze użytkowania, wzrósł ponad dziesięciokrotnie, do poziomu 7,74% (Rysunek 5, Tabela 16, Załącznik 1 i 2).

Analiza głównych składowych ujawniła wpływ struktury użytkowania w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej na biomasę grzybów wodnych. Największą ujemną korelację z pierwszą składową, wyjaśniającą 27,4% ogólnej wariancji zmiennych, wykazał udział powierzchni łąki i pastwisk [CLC 231], zaś wprost proporcjonalną zależność z terenami rolniczymi wraz z obszarami zajęтыми przez roślinność naturalną [CLC 243] i wody powierzchniowe [CLC 5]. Druga składowa, która wyjaśnia 18,6% ogólnej wariancji zmiennych, była najsilniej skorelowana ujemnie z udziałem gruntów ornych poza zasięgiem urządzeń nawadniających [CLC 211], a dodatnio z lasami iglastymi [CLC 312] i mieszanymi [CLC 313]. W przypadku trzeciej składowej, wyjaśnianej 13,8% ogólnej wariancji zmiennych, najmocniejsze relacje negatywne wykazywały tereny antropogeniczne [CLC 1], lasy liściaste [CLC 311] oraz lasy i roślinność krzewiasta w trakcie zmian [CLC 324], a pozytywne zależności dotyczyły gruntów ornych poza zasięgiem urządzeń nawadniających [CLC 211] oraz obszarów podmokłych [CLC 4]. Z czwartą składową główną, wyjaśniającą 11,95% ogólnej wariancji zmiennych, w najwyraźniejszym, ujemnym ujęciu korelowały grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających [CLC 211] oraz złożone systemy upraw i działek [CLC 242], zaś dodatnio lasy liściaste [CLC 311] oraz obszary podmokłe [CLC 4] (Tabela 17).

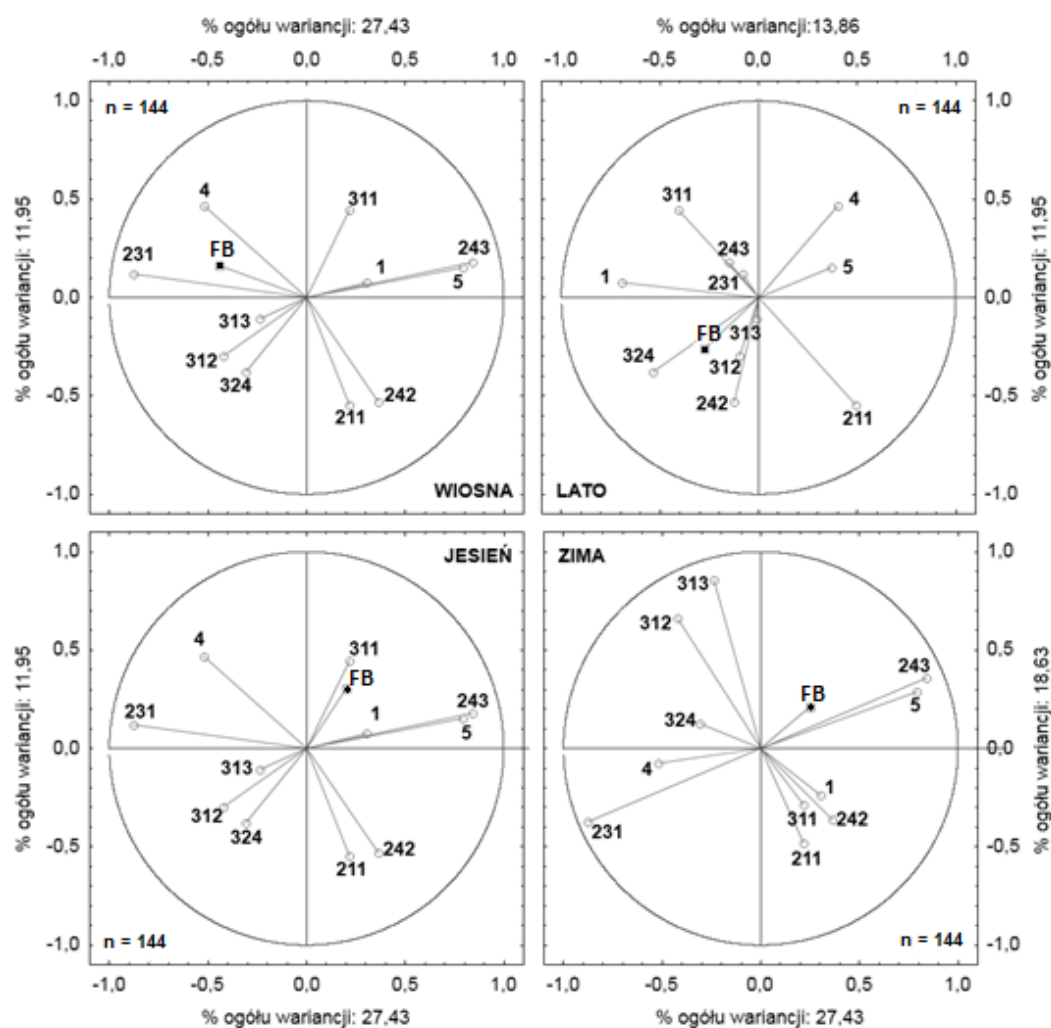
Badania Tu (2009) wykazały, że zagospodarowanie terenu ma większy wpływ na sezonową zmienność ładunków biogenów, niż na zmianę ich średnich rocznych wielkości. Z tego względu wpływ użytkowania zlewni na mykoplankton, rozpatrywano indywidualnie dla poszczególnych pór roku. Biomasa grzybów wodnych wprowadzona została do opisanej wyżej analizy składowych głównych (PCA) jako parametr dodatkowy, ponieważ nie ma ona wpływu na wzajemne relacje pomiędzy składowymi tworzącymi wielowymiarową strukturę użytkowania gruntów, w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej. Ilość mykoplanktonu, w poszczególnych porach roku, wykazywała zróżnicowaną siłę i kierunek zależności od wykrytych składowych (Tabela 17). Biomasa grzybów wodnych wpasowano w dwuwymiarowe przestrzenie utworzone przez pary najsilniej korelujących z nią nowoutworzonych składowych. Najwięcej wariancji opisywanych zmiennych wyjaśniał układ prezentujący dane z okresu zimowego (46,06%), a najmniej dla sezonu letniego (25,81%). Wiosną i jesienią wariancja opisywanych zmiennych wyjaśniona była w 39,38%-ach. W ten sposób udokumentowano pewne prawidłowości, dotyczące wpływu użytkowania

w analizowanych fragmentach dorzecza na biomasę mykoplanktonu w badanych rzekach (Rysunek 27).

Tabela 17. Macierz ładunków czynnikowych składowych głównych, w analizie wpływu użytkowania najbliższego otoczenia sieci rzecznych na biomasę grzybów wodnych w poszczególnych porach roku, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.

Kod CLC	Opis	Składowa 1	Składowa 2	Składowa 3	Składowa 4
1	Tereny antropogeniczne	0,30	-0,24	-0,69	0,08
211	Grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających	0,22	-0,48	0,50	-0,55
231	Łąki, pastwiska	-0,88	-0,37	-0,08	0,12
242	Złożone systemy upraw i działek	0,36	-0,36	-0,13	-0,53
243	Tereny zajęte głównie przez rolnictwo z dużym udziałem roślinności naturalnej	0,84	0,36	-0,15	0,18
311	Lasy liściaste	0,21	-0,29	-0,40	0,45
312	Lasy iglaste	-0,42	0,66	-0,10	-0,30
313	Lasy mieszane	-0,24	0,86	-0,01	-0,11
324	Lasy i roślinność krzewiasta w stanie zmian	-0,31	0,13	-0,54	-0,38
4	Obszary podmokłe	-0,52	-0,08	0,40	0,46
5	Obszary wodne	0,79	0,29	0,37	0,15
-	<i>Biomasa grzybów wodnych wiosną*</i>	-0,44	0,08	0,03	0,17
-	<i>Biomasa grzybów wodnych latem*</i>	0,24	-0,22	-0,28	-0,26
-	<i>Biomasa grzybów wodnych jesienią*</i>	0,20	0,10	-0,12	0,31
-	<i>Biomasa grzybów wodnych zimą*</i>	0,25	0,21	0,01	0,06
% ogólnej wariancji wyjaśnianej przez składową		27,4	18,6	13,9	11,9

* zmienna dodatkowa



Rysunek 27. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] a strukturą użytkowania najbliższego otoczenia sieci rzecznych w poszczególnych porach roku, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012, w analizie składowych głównych.

Wiosną zwiększona biomasa mykoplanktonu związana jest z dominującym udziałem łąk i pastwisk [CLC 231] w zlewni, a także obszarów podmokłych [CLC 4]. W okresie wezbrania wiosennego buforująca funkcja strefy ekotonowej traci na znaczeniu, więc do rzek dociera duża ilość jonów i zawiesin. W tym okresie ciek może transportować nawet 90% rocznego ładunku azotanów, a pozostałych jonów od 40 do 60% (Banaszuk 2007). Jednocześnie z zawiesiną do wód rzecznych może przedostawać się znaczna ilość grzybów lądowych, które przynajmniej przez pewien okres mogą w nich funkcjonować i rozwijać się (LeBrun i in. 2018). Mimo, że grunty orne [CLC 211] ze względu na słabo lub umiarkowanie rozwiniętą roślinność w tym sezonie są bardziej podatne na erozję, to wraz ze złożonymi systemami upraw i działek [CLC 242] nie sprzyjają większej ilości mykoplanktonu. Powodem może być fakt, że rzadko są

zalewane przez wody wezbranych rzek, więc przeważa w nich spływ wód podpowierzchniowych, będący wynikiem topnienia śniegu oraz deszczowych opadów wiosennych. Ważniejszy wydaje się więc udział zawiesiny zawartej w wodzie gromadzącej się w rozlewiskach, która ostatecznie powraca do koryta rzek, niosąc ze sobą większe ilości materii organicznej bogatej w biogeny, niż formy rozpuszczone tych substancji. Niemniej jednak należy pamiętać, że wezbrania rzek i tymczasowe zbiorniki wodne pojawiały się na obszarze północno-wschodniej Polski znacznie wcześniej niż wiosenny termin analiz. Prawdopodobnie materiał, który dostaje się do cieków wczesną wiosną staje się podstawą dla rozwoju mikroorganizmów i działa jako czynnik akcelerujący maksymalny rozwój grzybów obserwowany w okolicach maja.

Latem, powierzchniowe gromadzenie się wód w zlewni może pojawiać się tylko epizodycznie, po nawalnych deszczach, a małe cieki i rowy melioracyjne zarastają gęstą roślinnością, więc rola spływu powierzchniowego z użytków zielonych, w pobudzaniu rozwoju mykoplanktonu, traci na znaczeniu. Ujawnia się natomiast pozytywne znaczenia lasów w najbliższym otoczeniu cieków [CLC 312, 313, 324] oraz złożonych systemów upraw i działek [CLC 242]. Wiąże się to prawdopodobnie z materią organiczną, która trafia z tych miejsc do wód płynących. Brak istotnego wpływu lasów liściastych [CLC 311] może sugerować, że trafiający wówczas do rzek detrytus nie wpływa na bogactwo mykoplanktonu. Źródłem bogatej w substancje odżywcze drobnocząsteczkowej materii organicznej może być pyłek roślinny. W północno-wschodniej Polsce dominującym gatunkiem drzewa w lasach iglastych i mieszanych, jak również w młodych drzewostanach jest sosna zwyczajna (*Pinus sylvestris*), która intensywnie pyli od końca maja do połowy czerwca (Witkowska-Żuk 2018). Depozycja atmosferyczna tego materiału może wynosić nawet kilka gramów na metr kwadratowy (Doskey i Ugoagwu 1989, Graham i in. 2006), więc potencjalnie może stanowić istotne źródło POC, będące doskonałym podłożem i siedliskiem mikroorganizmów (Filipiak 2016). Eksperymentalne badania Rosela i innych (2011) dowiodły, że pyłek sosny jest szybko kolonizowany przez mikroorganizmy wodne, a jego rozkład następuje w ciągu kilku dni inkubacji w wodzie. Efekt opadu pyłku z początkiem lata, może mieć konsekwencje ekologiczne późniejszym czasie, modyfikując długoterminową dynamikę zasobów materii organicznej i biogenów (Rosel i in. 2011). Negatywny wpływ obszarów wodnych [CLC 5] na biomasę grzybów wodnych, a tak naprawdę jezior w sieciach hydrograficznych, do której należą badane rzeki, można tłumaczyć kilkoma przyczynami. Jedną z nich jest konkurencja o zasoby z innymi organizmami wodnymi, a szczególnie

z fitoplanktonem, makrofitami i bakteriami. W obecności silnej rywalizacji fitoplanktonu o dostęp do światła słonecznego, składników odżywczych i przestrzeni, rozwój grzybów wodnych jest mniejszy. Na dodatek wzrost biomasy makrofitów ogranicza resuspensję osadów, a limniczny charakter wód sprzyja sedymentacji grzybów wodnych na dnie jezior. Zwiększony udział obszarów podmokłych [CLC 4] w zlewni, może mieć potencjalnie negatywny wpływ na biomasę grzybów wodnych w rzece, z powodu obniżania poziomu stężenia tlenu w wodzie. Podwyższone temperatury w sezonie letnim, nasilają procesy mineralizacji materii organicznej, zużywającej tlen. Grzyby wodne jako organizmy, w głównej mierze aerobowe, potrzebują tlenu do swego wzrostu i procesów życiowych.

Zgodnie z przewidywaniami, w okresie jesiennym ujawnił się pozytywny wpływ lasów liściastych [CLC 311] na rozwój mykoplanktonu w ciekach przez nie przepływających. Jak pokazuje ogólna dynamika biomasy grzybów wodnych w poszczególnych sezonach (Rysunek 10), nie jest to jednak silny impuls dla ich rozwoju, przynajmniej w strefie nurtowej rzek. Być może wynika to z faktu, że w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej jest niewiele lasów liściastych (Tabela 16, Załącznik 2), a opad liści nie dostarcza wystarczająco dużo świeżej materii organicznej, aby przyczynić się do istotnego wzrostu mykobioty. Może to jednak wynikać nie z ilości, a z jakości substratu, gdyż drzewa i krzewy przed zrzućciem liści przemieszczają zawarty w nich azot do innych struktur (Feild i in. 2001). W rezultacie stosunek C:N roślinnego detrytus pochodzenia lądowego jest zwykle wysoki (Liu i in. 2019), a więc mało atrakcyjny dla grzybów wodnych. Zaskakujący jest fakt negatywnego oddziaływania, na biomasę mykoplanktonu, pozostałych lasów porastających najbliższe otoczenie sieci rzecznej, których pozytywny wpływ odnotowano latem [CLC 312, 313, 324]. Sosna zwyczajna (*Pinus sylvestris*), jak wiele innych gatunków drzew iglastych, zrzuca swoje igły w sposób ciągły i nie ma określonej pory roku, w której robi to bardziej intensywnie. Proces ten często jest nieliniowy i zależy od wielu czynników, takich jak wiek igieł i drzew, czy termin i intensywność porażenia przez szkodniki (Blomqvist i in. 2022). Okres jesienny nie jest zatem szczególny pod względem dostarczania świeżej materii organicznej pochodzenia lądowego, do wód płynących, w przypadku omawianych tu kategorii użytkowania gruntów wg Corine Land Cover. Możliwym powodem zaobserwowanej zależności może być zmiana priorytetów roślin iglastych jesienią, które przechodzą proces przestawienia metabolizmu, polegający na akumulacji różnych związków chemicznych w swoich igłach i tkankach drewna (Hansen i Beck 1994). Pełnią

one między innymi funkcję ochronną, pomagając roślinom przetrwać surowsze warunki zimowe, zabezpieczając je przed uszkodzeniami spowodowanymi przez mrozy, suszę i stres oksydacyjny (Anderson i in. 1992). Być może część tych związków ma działanie antygrzybiczne i może przedostawać się do wód rzecznych, powodując zahamowanie wzrostu mykoplanktonu.

Zimą oddziaływanie zlewni na system rzeczny, w szczególności w aspekcie transportu detrytus i biogenów różni się od innych pór roku, ze względu na specyficzne warunki atmosferyczne i hydrologiczne (Haei 2011). Zimowe opady w postaci śniegu podlegają okresowej retencji i uwalniane są dopiero wiosną (Austnes i in. 2008). Współczesna tendencja pojawiania się cieplejszych zim może zaburzyć istniejący roczny rytm odpływu wody ze zlewni i ładunku nutrientów, a tym samym stwierdzonej sezonowości mykobioty w rzekach. W tym kontekście staje się to ważnym kierunkiem dalszych badań ekologii grzybów w wodach rzecznych.

Wpływ zmienności pór roku na zewnętrzne środowisko rzeki oraz na jej chemiczne parametry oraz populację organizmów wodnych jest zagadnieniem istotnym i kompleksowym. Analiza zmian zachodzących w ciągu roku może dostarczyć cennych informacji dotyczących dynamiki ekosystemu rzeczno. Cykle hydrologiczne oraz okresowe transformacje ekosystemów lądowych, wpływają na chemizm wód rzecznych, wprowadzając do nich różne substancje i zmieniając ich skład chemiczny. Modyfikacje warunków środowiskowych w zlewni mają zatem istotny wpływ na rozwój i zachowanie organizmów wodnych, w tym mykobioty. Badanie tych zjawisk jest kluczowe dla zrozumienia ekologii rzek i skutków, jakie mogą wystąpić w wyniku zmian klimatycznych oraz ludzkiej działalności.

6. PODSUMOWANIE

Z przeprowadzonych w latach 2010-2012 prac badawczych wynika, że, w małych rzekach północno-wschodniej Polski średnia biomasa grzybów wodnych wynosiła $0,43 \pm 0,22 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$, oscylując w granicach $0,05 - 1,15 \mu\text{g} \cdot \text{dm}^{-3}$. Wiosną i latem, w małych rzekach północno-wschodniej Polski, stwierdzono większą biomasę mykoplanktonu, niż jesienią i zimą, co odzwierciedla schematy funkcjonowania drobnoustrojów wynikające z ograniczeń narzuconych przez reżim termiczny. Nie można jednak jednoznacznie stwierdzić jak temperatura wody wpływa na zmiany ilościowe sestonowych grzybów wodnych, gdyż sezonowe zmiany temperatury wywołują presję także na inne hydrobionty. Mykobiota wykazuje z nimi różnorodne relacje, co może mieć również istotne znaczenie dla rozwoju grzybów obecnych w planktonie rzeczonym. Ogólna dynamika rozwoju mykoplanktonu w dużym stopniu korelowała z biomasą glonów, obecnych w badanych wodach rzecznych w latach 2010-2012, choć przeciętna ilość fitoplanktonu była średnio trzy rzędy wielkości większa, od biomasy sestonowych grzybów wodnych.

Przeprowadzone analizy potwierdziły stymulującą rolę substancji biogennych w rozwoju mykoplanktonu. Istotny przyrost jego biomasy następuje przy zwiększonej zasobności wody zarówno w azot, jak i fosfor, a najwyraźniej ten korzystny wpływ ujawnia się w synergicznym wzroście stężenia obu tych pierwiastków biogennych. Zdecydowanie najbardziej wartościowymi formami tych nutrientów, w przypadku zwiększania biomasy grzybów wodnych, są azot organiczny, azotany, fosfor cząsteczkowy oraz ortofosforany.

Biomasa grzybów wodnych zachowuje dodatni korelacyjny związek z zawartością sestonowego węgla organicznego, w przeciwieństwie do formy ogólnej węgla oraz jego całkowitych form nieorganicznej, jak i organicznej. Podwyższone wartości rozpuszczonych związków węgla wydają się z kolei negatywnie wpływać na biomasę grzybów wodnych, jednak przy niskiej zawartości wielkocząsteczkowych aromatycznych rozpuszczonych związków organicznych, zawartość sestonowej materii organicznej nie ma większego wpływu, na rozwój mykobioty. Jednoczesny wzrost sestonowych i rozpuszczonych, trudno rozkładalnych związków węgla, wyraźnie sprzyja wzrostowi biomasy grzybów wodnych.

Stymulujące oddziaływanie sestonowych związków węgla nabiera jednak większego znaczenia, gdy woda rzek jest zasobna w substancje biogenne. Obecność w wodzie sestonowego węgla organicznego [POC] nawet przy niewielkim udziale rozpuszczonej frakcji fosforu organicznego [DOP], wpływa pozytywnie na rozwój mykrobioty. Azot i fosfor w rozpuszczonej materii organicznej [DOM] ma największe znaczenie dla wzrostu i aktywności mykoplanktonu. Choć wydawać by się mogło, że udział nutrientów w POM ma tutaj o wiele mniejsze znaczenie, to sytuacja może być zupełnie inna. Wysycenie POM pierwiastkami biogennymi było przeciętnie dość wysokie, w porównaniu do DOM i ich udział nie miał tu charakteru limitującego rozwój grzybów wodnych. Przy mniejszym udziale azotu lub fosforu w POM, zawartość biogenów mogłaby mieć większe znaczenie. W sytuacji, gdy rozwój grzybów wodnych nie jest limitowany stężeniem przyswajalnych form azotu i fosforu, ograniczający charakter może mieć dostępność węgla. Ponieważ nawet w ciekach o niskich stężeniach biogenów, grzyby mogą doświadczać ograniczenia w dostępności węgla, uzasadnionym jest twierdzenie, że jakość materii organicznej, jest w tak samo ważna, co stężenie składników odżywczych.

Wykształcenie i charakter hydrologiczny sieci dolin zlewni wpływa na obraz biotyczny rzek, a szczególnie w tym rola strefy riparialnej. Stopień przekształceń morfologicznych rzek pojeziernych północnych jest znacznie mniejszy. Cechuje je zatem stabilny przepływ w ciągu roku, praktycznie bez wody pozakorytowej, spowodowany naturalną regulacją odpływu ze zlewni poprzez jeziora. Wynikiem tego charakteryzowały się one niewielkim zróżnicowaniem biomasy mykoplanktonu, na tle innych małych rzek północno-wschodniej Polski.

W okresie wezbrania wiosennego buforująca funkcja strefy ekotonowej traci na znaczeniu, więc do rzek dociera duża ilość jonów i zawiesin. Jednocześnie z zawiesiną do wód rzecznych może przedostawać się znaczna ilość grzybów glebowych, które przynajmniej przez pewien okres mogą w nich funkcjonować i rozwijać się. W tym sezonie zwiększona biomasa mykoplanktonu związana jest z dominującym udziałem łąk i pastwisk w zlewni, a także obszarów podmokłych. Mimo, że grunty orne ze względu na słabo lub umiarkowanie rozwiniętą roślinność w tym sezonie są bardziej podatne na erozję, to wraz ze złożonymi systemami upraw i działek nie sprzyjają większej ilości mykoplanktonu. Powodem może być fakt, że rzadko są zalewane przez wody wezbranych rzek, więc przeważa w nich spływ wód podpowierzchniowych, będący wynikiem topnienia śniegu oraz deszczowych opadów wiosennych. Ważniejszy dla rozwoju

mykoplanktonu jest więc udział zawiesiny zawartej w wodzie gromadzącej się w rozlewiskach, która ostatecznie powraca do koryta rzek, niosąc ze sobą duże ilości materii organicznej bogatej w biogeny, a także mykobiotę lądową.

Latem, powierzchniowe gromadzenie się wód w zlewni może pojawiać się tylko epizodycznie, po nawalnych deszczach, a małe cieki i rowy melioracyjne zarastają gęstą roślinnością, więc rola spływu powierzchniowego, z otaczających rzekę terenów, w pobudzaniu rozwoju mykoplanktonu, traci na znaczeniu. Ujawnia się natomiast pozytywne znaczenia lasów w najbliższym otoczeniu cieków oraz złożonych systemów upraw i działek. W tym okresie źródłem bogatej w substancje odżywcze drobnocząsteczkowej materii organicznej może być pyłek roślinny, który stanowi istotne źródło sestonowej materii organicznej, będące doskonałym podłożem i siedliskiem mikroorganizmów.

Zgodnie z przewidywaniami, w okresie jesiennym ujawnił się pozytywny wpływ lasów liściastych na rozwój mykoplanktonu w ciekach przez nie przepływających. W związku z tym, że w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej jest niewiele lasów liściastych, a opad liści nie dostarcza wystarczająco dużo świeżej materii organicznej, ogólna dynamika biomasy grzybów wodnych w poszczególnych sezonach, nie wykazała istotnego wzrostu mykobioty.

Zimą oddziaływanie zlewni na system rzeczny, w szczególności w aspekcie transportu detrytus i biogenów różni się od innych pór roku, ze względu na specyficzne warunki atmosferyczne i hydrologiczne. Współczesna tendencja pojawiania się cieplejszych zim może zaburzyć istniejący roczny rytm odpływu wody ze zlewni i ładunku nutrientów, a tym samym stwierdzonej sezonowości mykobioty w rzekach. W tym kontekście staje się to ważnym kierunkiem badań ekologii grzybów w wodach rzecznych.

W świetle wątków omówionych w rozprawie, uzasadnione jest dalsze prowadzenie badań nad biomasą i właściwościami grzybów wodnych. Wszystkie analizowane aspekty stanowią wzajemnie powiązane elementy obszernego zagadnienia, dotyczącego wpływu warunków środowiskowych na mykoplankton. Morfometria zlewni rzecznych i samych cieków, a także użytkowanie dorzeczy w istotny sposób rzutuje na właściwości fizykochemiczne wód płynących. Jednak rola zlewni nie ogranicza się jedynie do wpływu na parametry jakości wody rzecznej. Istotnym czynnikiem regulującym biomasę grzybów wodnych jest różnorodny materiał dostający się do systemu rzecznej. Należy zauważyć, że czynniki wpływające na biomasę grzybów

wodnych obejmują nie tylko chemizm wód, lecz również fundamentalne interakcje z innymi hydrobiontami, różniące się rodzajem i intensywnością. Grzyby wodne nie są jedynie biernymi odbiorcami wpływów z otoczenia, ale pełnią aktywną rolę w modyfikacji jakości wód rzecznych, szczególnie poprzez procesy rozkładu martwej materii organicznej. Ich obecność wpływa istotnie na inne formy życia wodnego, wskazując na kluczową rolę grzybów wodnych w kształtowaniu i utrzymaniu równowagi ekosystemów wodnych.

7. WNIOSKI

- W rzekach nizinnych, biomasa mykoplanktonu wykazuje większe wartości wiosną i latem w porównaniu do sezonów jesiennie-zimowych. Odzwierciedla to schematy funkcjonowania drobnoustrojów wodnych, wynikające z uwarunkowań narzuconych przez reżim termiczny.
- Wiosenny wzrost biomasy mykoplanktonu w rzekach nizinnych jest ściśle związany z dominacją obszarów łąk i pastwisk w ich strefie riparialnej. To efekt procesu translokacji wód z ustępujących rozlewisk do koryt rzecznych, niosących zawieszinę zawierającą bogatą w biogeny materię organiczną oraz mykobiotę lądową.
- W okresie późnowiosennym i wczesnoletnim rozwój mykoplanktonu stymuluje dostający się do wód rzecznych pyłek roślin lądowych. Jest on ważnym źródłem drobnocząsteczkowej materii organicznej zasilającej wody potamiczne i stanowi doskonale podłoże do rozwoju mikroorganizmów sestonowych.
- Ogólna dynamika rozwoju mykoplanktonu w rzekach nizinnych ściśle koreluje z ilością fitoplanktonu, przy czym średnia biomasa glonów pelagicznych jest przeciętnie trzy rzędy wielkości większa od biomasy sestonowych grzybów wodnych.
- W rzekach nizinnych, biomasa mykoplanktonu zachowuje dodatni związek korelacyjny z ilością sestonowego węgla organicznego, jednak udział grzybów wodnych w tej ogólnej puli pozostaje znikomy, wynosząc zaledwie ułamek promila.
- Każda forma wzbogacenia lub zanieczyszczenia wód powierzchniowych substancjami biogennymi działa stymulująco na rozwój mykoplanktonu, jednak największy wpływ wywierają związki azotu występujące w formie organicznej, a fosforu w postaci cząsteczkowej i rozpuszczonej reaktywnej.

BIBLOGRAFIA

1. Abramson D., Smith D. M. 2003. Determination of ergosterol in canola (*Brassica napus* L.) by liquid chromatography. *Journal of Stored Products Research* 39: 185–191.
2. Admiraal W., Breebaart L., Tubbing G. M. J., Zanten B., Steveninck E. D., Bijkerk R. 1994. Seasonal variation in composition and production of planktonic communities in the lower River Rhine. *Freshwater Biology* 32 (3): 519–531.
3. Anderson J. V., Chevone B. I., Hess J. L. 1992. Seasonal variation in the antioxidant system of eastern white pine needles: Evidence for thermal dependence. *Plant Physiology* 98 (2): 501–508.
4. Anderson D. M., Glibert P., Burkholder J. M. 2002. Harmful algal blooms and eutrophication nutrient sources, composition, and consequences. *Estuaries* 25 (4): 704–726.
5. Austnes K., Kaste O., Vestgarden L. S., Mulder J. 2008. Manipulation of snow in small headwater catchments at Storgama, Norway: Effects on leaching of total organic carbon and total organic nitrogen. *Ambio* 37 (1): 38–47.
6. Bahrs H., Steinberg C. E. W. 2012. Impact of two different humic substances on selected coccal green algae and cyanobacteria - changes in growth and photosynthetic performance. *Environmental Science and Pollution Research* 19 (2): 335–346.
7. Bajkiewicz-Grabowska E., Magnuszewski A. 2012. Przewodnik do ćwiczeń z hydrologii ogólnej. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 197.
8. Bajkiewicz-Grabowska E., Mikulski Z. 2013. Hydrologia ogólna. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 340.
9. Banaszuk P. 2007. Wodna migracja rolniczych zanieczyszczeń obszarowych do wód powierzchniowych w zlewni górnej Narwi. *Rozprawa Naukowa* 44. Wydawnictwo Politechniki Białostockiej, Białystok, ss. 182.
10. Barlocher F. 1982. Conidium production from leaves and needles in four streams. *Canadian Journal of Botany* 60: 1487–1494.
11. Barlocher F. 1985. The role of fungi in the nutrition of stream invertebrates. *Botanical Journal of the Linnean Society* 91: 83–94.
12. Barlocher F., Brendelberger H. 2004. Clearance of aquatic hyphomycete spores by a benthic suspension feeder. *Limnology and Oceanography* 49: 2292–2296.
13. Barlocher F., Graca M. A. S., Gessner M. O. 2005. Methods to study litter decomposition: A practical guide. Springer, Dordrecht, ss. 329.
14. Barlocher F., Rennenberg H. 2014. Food chains and nutrient cycles. W: Krauss G. J., Nies D. H. *Ecological biochemistry. Environmental and interspecies interactions*. Wiley-VCH Verlag GmbH and Co. KGaA, Boschstr, Weinheim, German, ss.: 92–122.
15. Barlocher F., Sridhar K. R. 2014. Association of animals and fungi in leaf decomposition. W: Jones E. B. G., Hyde K. D., Ka-Lai P. 2014. *Freshwater fungi and fungal-like organisms*, Berlin, Boston: De Gruyter: 413–441.

16. Bastias E., Sponseller R. A., Bundschuh M., Jonsson M. 2022. Seasonal variation in the coupling of microbial activity and leaf litter decomposition in a boreal stream network. *Freshwater Biology* 67: 812–827.
17. Bengtsson G. 1992. Interactions between fungi, bacteria and beech leaves in a stream microcosm. *Oecologia* 89 (4): 542–549.
18. Blomqvist M., Lyytikäinen-Saarenmaa P., Kosunen M., Kantola T., Holopainen M. 2022. Defoliation-induced growth reduction of *Pinus sylvestris* L. after a prolonged outbreak of *Diprion pini* L.- A case study from eastern Finland. *Forests* 13 (839): 1-12.
19. Broder T., Knorr K. H., Biester H. 2017. Changes in dissolved organic matter quality in a peatland and forest headwater stream as a function of seasonality and hydrologic conditions. *Hydrology and Earth System Sciences* 21 (4): 2035–2051.
20. Brosed M., Jabiol J., Gessner M. O. 2017. Nutrient stoichiometry of aquatic hyphomycetes: Interstrain variation and ergosterol conversion factors. *Fungal Ecology* 29: 96-102.
21. Butarewicz A., Wrzaszcz E., Rosochacki S. 2019. Toxicity of sewage from industrial wastewater treatment plants. *Journal of Ecological Engineering* 20 (2): 191-199.
22. Calabon M. S., Hyde K. D., Jones E. B. G., Luo Z. L., Dong W., Hurdeal V. G., Gentekaki E., Rossi W., Leonardi M., Thiagaraja V., Lestari A.S., Shen H. W., Bao D. F., Boonyuen N., Zeng M. 2022. Freshwater fungal numbers. *Fungal Divers* 114: 3-235.
23. Canhoto C., Graca M. A. S. 2008. Interactions between fungi and stream invertebrates: back to the future. W: Sridhar K. R., Barlocher F., Hyde K. D. Novel techniques and ideas in mycology. Fungal diversity research series. Fungal Diversity Press, Yunnan, P.R. China: 305–325.
24. Chamier A. C. 1985. Cell-wall-degrading enzymes of aquatic hyphomycetes: a review. *Botanical Journal of the Linnean Society* 91: 67-81.
25. Chróst R. J., Gajewski R. J., Lalke E. 1994. Mechanizmy i kontrola mikrobiologicznych procesów degradacji i utylizacji materii organicznej w ekosystemach jeziornych o różnym stopniu eutrofizacji wód. *Biotechnologia* 3: 82-95.
26. Chung N., Suberkropp K. 2009. Contribution of fungal biomass to the growth of the shredder, *Pycnopsyche gentilis* (Trichoptera: Limnephilidae). *Freshwater Biology* 54: 2212–2224.
27. Cole J. J., Prairie Y. T., Caraco N. F., McDowell W. H., Tranvik L. J., Striegl R. G., Duarte C. M., Kortelainen P., Downing J. A., Middelburg J. J., Melack J. 2007. Plumbing the global carbon cycle: Integrating inland waters into the terrestrial carbon budget. *Ecosystems* 10 (1): 172–185.
28. Cross W. F., Benstead J. P., Frost P. C. Thomas S. A. 2005. Ecological stoichiometry in freshwater benthic systems: Recent progress and perspectives. *Freshwater Biology* 50: 1895–1912.
29. Cudowski A., Pietryczuk A. Hauschild T. 2015. Aquatic fungi in relation to the physical and chemical parameters of water quality in the Augustow Canal. *Fungal Ecology* 13: 193-204.

30. Czeczuga B., Górniak A., Kiziewicz B., Godlewska A., Muszyńska E., Jekatierynczuk-Rudczyk E., Zieliński P., Grosfeld A. W., Michalska J. 2010. Zoosporic fungi and fungus-like organisms in the Siemianówka dam reservoir. *Nova Hedwigia* 91 (1-2): 137-150.
31. Czeczuga B., Muszyńska E., Mazalska B., Godlewska A., Snarska A. 2003. Joint occurrence of cyanobacteria and zoosporic fungi in water of various origin in laboratory conditions. *International Journal of Ecohydrology and Hydrobiology* 2: 425-433.
32. Daly P., Cai F., Kubicek C. P., Jiang S., Grujic M., Rahimi M. J., Sheteiwy M. S., Giles R., Riaz A., Vries R. P., Akcapinari G. B., Wei L., Druzhinina I. S. 2021. From lignocellulose to plastics: Knowledge transfer on the degradation approaches by fungi. *Biotechnology Advances* 50: 1-16.
33. Davis M. W. i Lamar R. T. 1992. Evaluation of methods to extract ergosterol for quantitation of soil fungal biomass. *Soil Biol. Biochem.* 24: 189-198.
34. Davis S. E., Childers D. L., Noe G. B. 2006. The contribution of leaching to the rapid release of nutrients and carbon in the early decay of oligotrophic wetland vegetation. *Hydrobiologia* 569: 87-97.
35. Dojlido J. R. 1995. *Chemia wód powierzchniowych*. Wydawnictwo Ekonomia i Środowisko, Białystok, ss. 342.
36. Dojlido J., Hermanowicz W. i Dożańska W. 2010. *Fizyczno-chemiczne badanie wody i ścieków*. Arkady, Warszawa, ss. 555.
37. Doskey P. V., Ugoagwu B. J. 1989. Atmospheric deposition of macronutrients by pollen at a semi-remote site in northern Wisconsin. *Atmospheric Environment* 23 (12): 2761-2766.
38. Edzwald J. K., Tobiasson J. E. 1999. Enhanced coagulation: US requirements and broader view. *Water Science and Technology* 40 (9): 63-70.
39. Elwood J. W., Newbold J. D., Trimble A. F., Stark R. W. 1981. The limiting role of phosphorus in a woodland stream ecosystem: Effects of P enrichment on leaf decomposition and primary producers. *Ecology* 62 (1): 146-158.
40. Fabian J., Zlatanovic S., Mutz M., Premke K. 2016. Fungal–bacterial dynamics and their contribution to terrigenous carbon turnover in relation to organic matter quality. *The ISME Journal* 11 (2): 415–425.
41. Feild T. S., Lee D. W., Holbrook N. M. 2001. Why leaves turn red in autumn. The role of anthocyanins in senescing leaves of red-osier dogwood. *Plant Physiology* 127 (2): 566–574.
42. Ferreira V., Graca M. A. S. 2006. Do invertebrate activity and current velocity affect fungal assemblage structure in leaves? *International Review of Hydrobiology* 91: 1–14.
43. Ferrer-Gonzalez F. X., Widner B., Holderman N. R., Glushka J., Edison A. S., Kujawinski E. B., Moran M. A. 2020. Resource partitioning of phytoplankton metabolites that support bacterial heterotrophy. *The ISME Journal* 15 (3): 762–773.
44. Filipiak M. 2016. Pollen stoichiometry may influence detrital terrestrial and aquatic food webs. *Frontiers in Ecology and Evolution* 4: 1-8.

45. Findlay S. E. G. 2010. Stream microbial ecology. *Journal of the North American Benthological Society* 29 (1): 170-181.
46. Follstad S. J. J., Kominoski J. S., Ardon M., Dodds W. K., Gessner M. O., Griffiths N. A., Hawkins C. P., Johnson S. L., Lecerf A., LeRoy C. J., Manning D. W. P., Rosemond A. D., Sinsabaugh R. L., Swan C. M., Webster J. R., Zeglin L. H. 2017. Global synthesis of the temperature sensitivity of leaf litter breakdown in streams and rivers. *Global Change Biology* 23 (8): 3064–3075.
47. Gessner M. O., Chauvet E. 1993. Ergosterol – to biomass conversion factors for aquatic hyphomycetes. *Applied and Environmental Microbiology* 59 (2): 502-507.
48. Gessner M. O., Chauvet E. 1994. Importance of stream microfungi in controlling breakdown rates of leaf litter. *Ecology* 75: 1807-1817.
49. Gessner M. O., Chauvet E. 1997. Growth and production of aquatic hyphomycetes in decomposing leaf litter. *Limnology and Oceanography* 42 (3): 496-505.
50. Gimmler H. 2001. Mutualistic relationships between algae and fungi (excluding lichens). *Progress in Botany* 62: 194–214.
51. Gomółka E., Szypowski W. 1973. Ćwiczenia laboratoryjne i rachunkowe z chemii wody. Wydawnictwa Politechniki Wrocławskiej, Wrocław, ss. 231.
52. Gossiaux A., Jabiol J., Poupin P., Chauvet E., Gurrold F. 2019. Seasonal variations overwhelm temperature effects on microbial processes in headwater streams: Insights from a temperate thermal spring. *Aquatic Sciences* 81 (2): 1–11.
53. Górniak A. 2017. Ogólny węgiel organiczny w wodach rzek dorzecza Wisły i Niemna. *Gospodarka Wodna* 1/2017: 19-24.
54. Górniak A. 2021. Klimat województwa podlaskiego w czasie globalnego ocieplenia. Wydawnictwo Uniwersytetu w Białymstoku, Białystok, ss. 222.
55. Górniak A., Kajak Z. 2020. *Hydrobiologia limnologia*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 452.
56. Górniak A., Więcko A., Cudowski. A. 2013. Fungi biomass in lowland rivers of North-Eastern Poland: effects of habitat conditions and nutrient concentrations. *Polish Journal of Ecology* 61 (4): 737-746.
57. Graca M. A. S., Hyde K., Chauvet E. 2016. Aquatic hyphomycetes and litter decomposition in tropical e subtropical low order streams. *Fungal Ecology* 19: 182-189.
58. Graham M. D., Vinebrooke R. D., Turner M. 2006. Coupling of boreal forests and lakes: Effects of conifer pollen on littoral communities. *Limnology and Oceanography*, 51 (3): 1524–1529.
59. Grant W. D., West A. W. 1986. Measurement of ergosterol, diaminopimelic acid and glucosamine in soil: Evaluation as indicators of microbial biomass. *Journal of Microbiological Methods* 6: 47-53.
60. Grattan R.M., Suberkropp K. 2001. Effects of nutrient enrichment on yellow poplar leaf decomposition and fungal activity in streams. *Journal of the North American Benthological Society* 20: 33-43.
61. Grossart H. P., Van den Wyngaert S., Kagami M., Wurzbacher C., Cunliffe M., Rojas-Jimenez K. 2019. Fungi in aquatic ecosystems. *Nature Reviews Microbiology* 17 (6): 1-16.

62. Grosso F., Baath E., De Nicola F. 2016. Bacterial and fungal growth on different plant litter in Mediterranean soils: Effects of C/N ratio and soil pH. *Applied Soil Ecology* 108: 1–7.
63. Gulis V.; Suberkropp K. 2003a. Effect of inorganic nutrients on relative contributions of fungi and bacteria to carbon flow from submerged decomposing leaf litter. *Microbial Ecology* 45: 11-19
64. Gulis V.; Suberkropp K. 2003b. Interactions between stream fungi and bacteria associated with decomposing leaf litter at different levels of nutrient availability. *Aquatic Microbial Ecology* 30: 149–157.
65. Gulis V.; Suberkropp K. 2003c. Leaf litter decomposition and microbial activity in nutrient-enriched and unaltered reaches of a headwater stream. *Freshwater Biology* 48: 123–134.
66. Gutierrez M. H., Garces D. V., Pantoja S., Gonzalez R. R., Quinones R. A. 2017. Environmental fungal diversity in the upwelling ecosystem off central Chile and potential contribution to enzymatic hydrolysis of macromolecules in coastal ecotones. *Fungal Ecology* 29: 90-95.
67. Hansen J., Beck E. 1994. Seasonal changes in the utilization and turnover of assimilation products in 8-year-old Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) trees. *Trees*: 8 (4): 172-182.
68. Haei M. 2011. Importance of winter climate and soil frost for dissolved organic carbon (DOC) in boreal forest soils and streams - implications for a changing climate. Department of Ecology and Environmental Sciences, Sweden, Umea University, ss. 22.
69. Heckman D. S. Geiser D.M., Eidell BR, Staufer R.L., Kardos N.L., Hedges S.B. 2001. Molecular evidence for the early colonization of land by fungi and plants. *Science* 293 (5532): 1129–1133.
70. Hibbett D. S., Taylor J. W. 2013. Fungal systematics: Is a new age of enlightenment at hand? *Nature Reviews Microbiology* 11: 129 – 133.
71. Hobbie J. E. 1992. Microbial control of dissolved organic carbon in lakes: research for the future. *Hydrobiologia* 229: 115-123.
72. Horwitz W. 1982. Evaluation of analytical methods used for regulation of foods and drugs. *Analytical Chemistry* 54(1): 67A–76A.
73. Janzen D. H. 1977. Why fruits rot, seeds mold, and meat spoils. *American Naturalist* 111: 691–713.
74. Jha Y. 2021. Macrophytes as a potential tool for crop production by providing nutrient as well as protection against common phyto pathogen. *Highlights in BioScience* 4: 1-5.
75. Jian-Ping Y., Jiang-Hai W., Xin L., Hui-Cong K., Xiao-Ni H. 2006. Determination of ergosterol in ganoderma spore lipid from the germinating spores of *Ganoderma lucidum* by high-performance liquid chromatography. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54: 6172–6176.
76. Johnson B., McGill W. B. 1990. Comparison of ergosterol and chitin as quantitative estimates of mycorrhizal infection and *Pinus cantorta* seedling response to inoculation. *Canadian Journal of Forest Research* 20: 1125-1131.

77. Jorgensen N. O. G., Stepanauskas R. 2009. Biomass of pelagic fungi in Baltic rivers. *Hydrobiologia* 623: 105-112.
78. Kadakal C. 2019. Patulin, ergosterol and Howard mold count (HMC): Which one is the best quality indicator for tomatoes? *Journal of Food Biochemistry* 43 (8): 1-9.
79. Kagami M., Miki T., Takimoto G. 2014. Mycoloop: Chytrids in aquatic food webs. *Frontiers in Microbiology* 5: 1-9.
80. Kaiser H. F. 1960. The application of electronic computers to factor analysis. *Educational and Psychological Measurement* 20: 141-151.
81. Karanfil T., Schlautman M. A., Erdogan I. 2002. Survey of DOC and UV measurement practices with implications for SUVA determination. *Journal - American Water Works Association*, 94 (12): 68-80.
82. Keskitalo J., Salonen K. 1994. Manual for integrated monitoring. Subprogramme hydrobiology of lakes. National Board of Waters and the Environment, Helsinki, ss. 46.
83. Kirchman D. L. 1994. The Uptake of inorganic nutrients by heterotrophic bacteria. *Microbial Ecology* 28: 255-271.
84. Kominkova D., Kuehn K. A., Busing N., Steiner D., Gessner M. O. 2000. Microbial biomass, growth, and respiration associated with submerged litter of *Phragmites australis* decomposing in a littoral reed stand of a large lake. *Aquatic Microbial Ecology* 22: 271-282.
85. Kopiński J., Nieróbca A., Ochal P. 2013. Ocena wpływu warunków pogodowych i zakwaszenia gleb w Polsce na kształtowanie produktywności roślinnej. *Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie* 13.2 (42): 53-63
86. Korshin G. V., Chi-Wang L., Benjamin M. M., 1997. Monitoring the properties of natural organic matter through UV spectroscopy: A consistent theory. *Water Research* 31 (7): 1797-1795.
87. Kostalos M., Seymour R. L. 1976. Role of microbial enriched detritus in the nutrition of *Gammarus minus* (Amphipoda). *Oikos* 27: 512-516.
88. Krauss G. J., Sole M., Krauss G., Schlosser D., Wesenberg D., Baarlocher F., 2011. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *FEMS Microbiology Reviews* 35: 620-651.
89. LeBrun E. S., Taylor D. L., King R. S., Back J. A., Kang S. 2018. Rivers may constitute an overlooked avenue of dispersal for terrestrial fungi. *Fungal Ecology* 32: 72-79.
90. Leff L. G. 2020. Microbial ecology of streams. W: Maurice P. A. *Encyclopedia of water: Science, technology and society. Part I. Fundamentals of water, chemistry, particles, and ecology* 1 (40): 465-478.
91. Lindner L. 2005. Nowe spojrzenie na liczbę, wiek i zasięgi zlodowaceń środkowopolskich w południowej części środkowowschodniej Polski. *Przegląd Geologiczny* 53 (2): 145-150.
92. Liu Q. F., Lai Z. N., Wang C., Zhang D. F., Mai Y. Z., Du H. 2021. Seasonal variation of planktonic fungal community structure in the Xijiang River, China. *Applied Ecology and Environmental Research* 19 (3):1925-1937.

93. Liu Q., Liang Y., Cai W. J., Wang K., Wang J., Yin K. 2019. Changing riverine organic C:N ratios along the Pearl River: Implications for estuarine and coastal carbon cycles. *Science of The Total Environment*: 1-49.
94. Lutzoni F., Miadlikowska J. 2009. Lichens. *Current Biology* 19 (13): 502-503.
95. Mariz J., Franco-Duarte R., Cassio F., Pascoal C., Fernandes I. 2021. Aquatic hyphomycete taxonomic relatedness translates into lower genetic divergence of the nitrate reductase gene. *Journal of Fungi* 7: 1-16.
96. Mateo-Sagasta J., Zadeh S. M., Turrall H., Burke J. 2017. Water pollution from agriculture: A global review executive summary. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome: 1-35.
97. Meyer W. B., Turner B. L. 1994. Changes in land use and land cover: A global perspective. Cambridge University Press, Cambridge England, New York, NY, USA: 53-72.
98. Mille-Lindblom C., Tranvik L. J. 2003. Antagonism between bacteria and fungi on decomposing aquatic plant litter. *Microbial Ecology* 45: 173-182.
99. Mille-Lindblom C., von Wachenfeldt E. i Tranvik L. J. 2004. Ergosterol as a measure of living fungal biomass: persistence in environmental samples after fungal death. *Journal of Microbiological Methods* 59: 253-262.
100. Mołczan M., Szlachta M., Karpińska A., Biłyk A. 2006. Zastosowanie absorbancji właściwej w nadfiolecie (SUVA) w ocenie jakości wody. *Ochrona środowiska* 28 (4): 11-16.
101. Mpfu L. T., McLaren N. W. 2014. Ergosterol concentration and variability in genotype by pathogen interaction for grain mold resistance in sorghum. *Planta* 240: 239-250.
102. Mulholland P. J., Newbold J. D., Elwood J. W., Ferren L. A., Webster, J. R. 1985. Phosphorus spiralling in a woodland stream: seasonal variations. *Ecology* 66: 1012-1023.
103. Munster U. 1993. Concentrations and fluxes of organic substrates in the aquatic environment. Antonie van Leeuwenhoek, *Journal of General and Molecular Microbiology* 63: 243-274.
104. Newbold J. D., Elwood J. W., O'Neill R. V., Sheldon A. L. 1983. Phosphorus dynamics in a woodland stream ecosystem: A study of nutrient spiralling. *Ecology* 64 (5): 1249–1265.
105. Newell S. Y. 2001. Fungal biomass and productivity. *Marine Microbiology* 30 (Methods in microbiology): 357–372.
106. Newell S. Y., Miller J. D., Fallon R. D. 1987. Ergosterol content of salt-marsh fungi: effect of growth condition and mycelial age. *Mycologia* 79: 688-69.
107. Noe G. B., Harvey J. W., Saiers J. E. 2007. Characterization of suspended particles in Everglades wetlands. *Limnology and Oceanography* 52 (3): 1166-1178.
108. Nusch E. A. 1980. Comparison of different methods for chlorophyll and phacopigment determination. *Ergebnisse der Limnologie* 14: 14-36.
109. Okafor N. 2011. Environmental microbiology of aquatic and waste systems. Springer Netherlands, Dordrecht. ss. 324.

110. Orlikowski L. B., Ptaszek M., Trzewik A., Orlikowska T. 2011. Occurrence of *Phytophthora* species in rivers, canals and water reservoirs in relation to its location, seasonal analysis and fungicide residues. *Ecological Chemistry and Engineering A* 18: 1551-1555.
111. Park S. T., Collingwood A. M., St-Hilaire S., Sheridan P. P. 2014. Inhibition of *Batrachochytrium dendrobatidis* caused by bacteria isolated from the skin of boreal toads, *Anaxyrus (Bufo) boreas boreas*, from Grand Teton National Park, Wyoming, USA. *Microbiology Insights* 7: 1-9.
112. Perez J., Descals E., Pozo J. 2012. Aquatic hyphomycete communities associated with decomposing alder leaf litter in reference headwater streams of the Basque Country (northern Spain). *Microbial Ecology* 64: 279–290.
113. Pietryczuk A., Cudowski A., Hauschild T. 2014. Effect of trophic status in lakes on fungal species diversity and abundance. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 109: 32-37.
114. Pietryczuk A., Górniak A.S., Więcko A., Cudowski A. 2013a. Aquatic fungi in the Oder River, its tributaries and the rivers directly inflowing to the Baltic Sea, under summer hydrochemical conditions. W: Traczewska T. M., Hanus-Lorenz B. (red.) 2013. *Hydrobiology in environment protection*. Oficyna wydawnicza Politechniki Wrocławskiej. Wrocław, Polska. ss. 69-80.
115. Pietryczuk A., Górniak A. S., Więcko A., Cudowski A. 2013b. Biomass abundance and sensitivity to antibiotics and antimycotics of the fungi in the Vistula River with its main tributaries. *Acta Mycologica* 48 (2): 235-243.
116. Pietryczuk A., Górniak A.S., Więcko A., Cudowski A. 2013c. Biomass and abundance of aquatic fungi in the polyhumic dam reservoir. *Polish Journal of Environmental Studies* 22 (3): 819-824.
117. Piniewski M. 2017. Classification of natural flow regimes in Poland. *River Research and Applications* 33 (7): 1205–1218.
118. Prescott C. E. 2005. Decomposition and Mineralization of nutrients from litter and humus. W: BassiriRad H. *Nutrient acquisition by plants an ecological perspective*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. *Ecological Studies* 181: 15-41.
119. Redfield A. C. 1958. The biological control of chemical factors in the environment. *American Scientist* 46 (3): 205–221.
120. Rodziewicz, J., Janczukowicz, W., Mielcarek, A., Filipkowska, U., Kłodowska, I., Ostrowska, K., Duchniewicz, S. 2014. Anaerobic rotating disc batch reactor nutrient removal process enhanced by volatile fatty acid addition. *Environmental Technology* 36 (8): 953–958.
121. Roman M., Zhang X., McGilliard C., Boicourt W. 2005. Seasonal and annual variability in the spatial patterns of plankton biomass in Chesapeake Bay. *Limnology and Oceanography* 50 (2): 480–492.
122. Romani A. M., Fischer H., Mille-Lindblom C., Tranvik L. J. 2006. Interactions of bacteria and fungi on decomposing litter: differential extracellular enzyme activities. *Ecology* 87: 2559–2569.

123. Rosel S., Rychła A., Wurzbacher C., Grossart H. P. 2011. Effects of pollen leaching and microbial degradation on organic carbon and nutrient availability in lake water. *Aquatic Sciences* 74 (1): 87–99.
124. Rosemond A. D., Pringle C. M., Ramirez A., Paul M. J., Meyer J. L. 2002. Landscape variation in phosphorus concentration and effects on detritus-based tropical streams. *Limnology and Oceanography* 47: 278-289.
125. Royer T. V., Minshall G. W. 2001. Effects of nutrient enrichment and leaf quality on the breakdown of leaves in a hardwater stream. *Freshwater Biology* 46: 603-610.
126. Rozen D. E., Engelmoer D. J. P., Smiseth P. T. 2008. Antimicrobial strategies in burying beetles breeding on carrion. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 105: 17890–17895.
127. Safiyanu I., Hassan M. I., Sale A. I., Sadiq I. Z., Mardiyya A. Y. 2018. General review on toxic algae. *International Journal of Engineering and Scientific Research* 6 (9): 23-33.
128. Said A. Ghabrial S. A., Castón J. R., Jiang D., Nibert M. L., Suzuki N. 2015. 50-plus years of fungal viruses. *Virology* 479–480: 356-368.
129. Sati S. C., Bisht S. 2006. Utilization of various carbon sources for the growth of waterborne conidial fungi. *Mycologia* 98 (5): 678–681.
130. Seitz L. M., Mohr H. E., Burroughs R. i Sauer D. B. 1977. Ergosterol as an indicator of fungal invasion of grains. *Cereal Chemistry* 54: 1207-1217.
131. Seto K., Van den Wyngaert S., Degawa T., Kagami M. 2020. Taxonomic revision of the genus *Zygorhizidium*: *Zygorhizidiales* and *Zygophlyctidales* ord. nov. (*Chytridiomycetes*, *Chytridiomycota*). *Fungal Systematics and Evolution* 5: 17-38.
132. Sigee D. C. 2004. *Freshwater microbiology*. John Wiley & Sons Ltd, England, ss. 537.
133. Sinsabaugh R. L., Linkins A. E. 1990. Enzymatic and chemical analysis of particulate organic-matter from a boreal river. *Freshwater Biology* 23: 301–309.
134. Sorokin Y. I. 1999. *Radioisotopic methods in hydrobiology*. Springer, Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, ss. 334.
135. Sridhar K. R., Barlocher F. 2000. Initial colonization, nutrient supply, and fungal activity on leaves decaying in streams. *Applied and Environmental Microbiology* 66: 1112–1119.
136. Stelzer R. S., Heffernan J. Likens G. E. 2003. The influence of dissolved nutrients and particulate organic matter quality on microbial respiration and biomass in a forest stream. *Freshwater Biology* 48: 1925–1937.
137. Suberkropp K. 1995. The influence of nutrients on fungal growth, productivity, and sporulation during leaf breakdown in streams. *Canadian Journal of Botany* 73: 1361–1369.
138. Suberkropp K. 1998. Effect of dissolved nutrients on two aquatic hyphomycetes growing on leaf litter. *Mycological Research* 102 (8): 998-1002.
139. Suberkropp K., Chauvet E. 1995. Regulation of leaf breakdown by fungi in streams: influences of water chemistry. *Ecology* 76 (5): 1433-1445.

140. Sururi M. R., Dirgawati M., Roosmini D., Notodarmodjo S. 2021. Characterization of fluorescent dissolved organic matter in an affected pollution raw water source using an excitation-emission matrix and PARAFAC. *Environment and Natural Resources Journal* 19 (6): 459-467.
141. Szeląg-Wasielewska E., Joniak T., Michałkiewicz M., Dysarz T., Mądrecka B. 2009. Bacterioplankton of the Warta River in relation to physicochemical parameters and flow rate. *Ecohydrology and Hydrobiology* 9 (2-4): 225-236.
142. Taube R., Ganzert L., Grossart H. P., Gleixner G., Premke K. 2018. Organic matter quality structures benthic fatty acid patterns and the abundance of fungi and bacteria in temperate lakes. *Science of Total Environment* 610-611: 469-481.
143. Thorp J. H., Delong M. D. 2002. Dominance of autochthonous autotrophic carbon in food webs of heterotrophic rivers. *Oikos* 96 (3): 543-550.
144. Tiegs S. D., Costello D. M., Isken M. W., Woodward G., McIntyre P. B., Gessner M. O., Chauvet E., Griffiths N. A., Flecker A. S. Acuna, V., Albarino R., Allen D. C., A. C., Andino P., Arango C., Aroviita J., Barbosa M. V. M., Barmuta L. A., Baxter C. V., Zwart J. A. 2019. Global patterns and drivers of ecosystem functioning in rivers and riparian zones. *Science Advances* 5 (1): 1-8.
145. Tkachenko K. S. 2005. Application of video- and photomethods in hydrobiological research. *Russian Journal of Marine Biology* 31 (2), 128-133.
146. Tu J. 2009. Combined impact of climate and land use changes on streamflow and water quality in eastern Massachusetts, USA. *Journal of Hydrology* 379 (3-4): 268-283.
147. Turowski J. M., Hilton R. G., Sparkes R. 2016. Decadal carbon discharge by a mountain stream is dominated by coarse organic matter. *Geology* 44 (1): 27-30.
148. Vannote R. L., Minshall G. W., Cummins K. W., Sedell J. R., Cushing C. E. 1980. The river continuum concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37: 130-137.
149. Villanueva V. D., Albarino R., Canhoto C. 2012. Positive effect of shredders on microbial biomass and decomposition in stream microcosms. *Freshwater Biology* 57: 2504-2513.
150. Viza A., Munoz I., Oliva F., Menendez M. 2022. Contrary effects of flow intermittence and land uses on organic matter decomposition in a Mediterranean river basin. *Science of the Total Environment* 812 (151424): 1-10.
151. Weete J. D. 1989. Structure and function of sterols in fungi. *Advances in Lipid Research* 23: 115-167.
152. Wetzel R. G. 1984. Detrital dissolved and particulate organic carbon functions in aquatic ecosystems. *Bulletin of Marine Science* 35: 503-509.
153. White M. C., Thompson J. D., Harrington G. W., Singer, P. C. 1997. Evaluating criteria for enhanced coagulation compliance. *Journal - American Water Works Association*, 89 (5), 64-77.
154. Wiegner T. N., Kaplan L., Ziegler S. E. Findlay R. H. 2015. Consumption of terrestrial dissolved organic carbon by stream microorganisms. *Aquatic Microbial Ecology* 75: 225-237.

155. Williams P. J. 1981. Incorporation of microheterotrophic processes into the classical paradigm of the planktonic food web. *Kieler Meeresforsch Sonderh* 5: 1-28.
156. Withers P. J. A., Jarvie H. P. 2008. Delivery and cycling of phosphorus in rivers: A review. *Science of the Total Environment* 400 (1-3): 379-395.
157. Witkowska-Żuk L. 2018. *Flora Polski. Rośliny Leśne*. Multico Oficyna Wydawnicza, Warszawa, ss. 760.
158. Wohl D. L., McArthur J. V. 2001. Aquatic Actinomycete - fungal interactions and their effects on organic matter decomposition: A microcosm study. *Microbial Ecology* 42 (3): 446-457.
159. Xiang H., Zhang Y. Richardson J. S. 2017. Importance of riparian zone: Effects of resource availability at land-water interface. *Riparian Ecology and Conservation* 3 (1): 1-17.
160. Yang S., Yan D., Li M., Li D., Zhang S., Fan G., Peng L., Pan S. 2022. Ergosterol depletion under bifonazole treatment induces cell membrane damage and triggers a ROS-mediated mitochondrial apoptosis in *Penicillium expansum*. *Fungal Biology* 126: 1 – 10.
161. Zenova G., Zvyagintsev D. 2002. Actinomycetes of the genus *Micromonospora* in a meadow ecosystem. *Microbiology* 71: 570-574.
162. Zieliński P. 2003. Prawidłowości występowania rozpuszczonych związków węgla organicznego w wodach rzek północno-wschodniej Polski. Rozprawa doktorska. Wydział Biologiczno-Chemiczny, Uniwersytet w Białymstoku. ss. 107.
163. Zieliński P., Górniak A. 1999. Wpływ warunków zlewniowych na stężenie rozpuszczonego węgla organicznego w wodach powierzchniowych północno-wschodniej Polski. W: Chęłmicki W., Pociask-Karteczka J. (red.). *Interdyscyplinarność w badaniach dorzecza*. Wydawnictwo Instytutu Geografii UJ, Kraków, ss. 145-154.
164. Zieliński P., Górniak A., Piekarski M. K. 2009. The effect of hydrological drought on chemical quality of water and dissolved organic carbon concentrations in lowland rivers. *Polish Journal of Ecology* 57: 373-384.

Inne źródła:

1. Dz.U. 2019 poz. 2149. Rozporządzenie Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 11 października 2019 r. w sprawie klasyfikacji stanu ekologicznego, potencjału ekologicznego i stanu chemicznego oraz sposobu klasyfikacji stanu jednolitych części wód powierzchniowych, a także środowiskowych norm jakości dla substancji priorytetowych.
2. Dz.U. 2023 poz. 114. Rozporządzenie Ministra Infrastruktury z dnia 2 grudnia 2022 r. w sprawie Planu gospodarowania wodami na obszarze dorzecza Niemna.
3. Dz.U. 2023 poz. 300. Rozporządzenie Ministra Infrastruktury z dnia 4 listopada 2022 r. w sprawie Planu gospodarowania wodami na obszarze dorzecza Wisły.
4. GUS. 2011. Środki produkcji w rolnictwie w roku gospodarczym 2010/2011. Zakład Wydawnictw Statystycznych, Warszawa, ss: 42.
5. GUS. 2012. Środki produkcji w rolnictwie w roku gospodarczym 2011/2012. Zakład Wydawnictw Statystycznych, Warszawa, ss: 46.
6. FAO. 1996. Control of Water Pollution from Agriculture. Corporate document repository. FAO Irrigation and drainage paper 55: 1-111.
7. PTG 2019. Systematyka gleb Polski. Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Komisja Genezy Klasyfikacji i Kartografii Gleb. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Wrocław–Warszawa, ss: 292.
8. <https://clc.gios.gov.pl/>
Generalny Inspektorat Ochrony Środowiska (GIOŚ). Corine Land Cover 2012.
9. <https://dane.gov.pl/pl/dataset/2167,mapa-podzialu-hydrograficznego-polski-w-skali-110>
10. Mapa Podziału Hydrograficznego Polski w skali 1:10 000 (MPHP10k).
11. <https://geoportal.wrotaopodlasia.pl/wodgik/mapa-glebowo-rolnicza.html>
12. Mapa glebowo-rolnicza
13. <https://geoserwis.gdos.gov.pl/mapy/>
Regionalizacja fizyczno-geograficzna Polski 2018.
14. <http://karty.apgw.gov.pl:4200/jcw-powierzchniowe>
Państwowe Gospodarstwo Wodne Wody Polskie. Opracowanie II aktualizacji planów gospodarowania wodami na obszarach dorzeczy wraz z dokumentami planistycznymi stanowiącymi podstawę do ich opracowania. Przegląd i generowanie Kart Charakterystyk. Karty charakterystyk JCWP.
15. <https://meridian.com.pl/>
Geomorfologia Polski - typy rzeźby i ich pochodzenie.
16. <https://www.geoportal.gov.pl>
Podział Administracyjny Kraju.
17. <https://www.statsoft.pl/textbook/stathome.html>
18. StatSoft Inc. 2011. Internetowy podręcznik statystyki.

SPIS RYSUNKÓW I TABEL

Rysunki

Rysunek 1. Rzeki i ich zlewnie badane w latach 2010-2012 oraz stanowiska badawcze na tle sieci hydrograficznej północno-wschodniej Polski (dane.gov.pl).	3
Rysunek 2. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle podziału administracyjnego kraju oraz państw sąsiadujących (www.geoportal.gov.pl) (numery zlewni jak w tabeli 1).	5
Rysunek 3. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle regionalizacji fizyczno-geograficznej Polski (geoserwis.gdos.gov.pl).	6
Rysunek 4. Położenie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, na tle rozmieszczenia form rzeźby terenu (meridian.com.pl).	8
Rysunek 5. Struktura użytkowania w zlewniach badanych rzek oraz w najbliższym otoczeniu sieci rzecznej je drenujących wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).	11
Rysunek 6. Wzór strukturalny ergosterolu.	13
Rysunek 7. Schematyczny obraz prezentowanych statystyk na wykresie ramka-wąsy.	21
Rysunek 8. Rozkład biomasy grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	25
Rysunek 9. Biomasa grzybów wodnych w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	25
Rysunek 10. Biomasa grzybów wodnych w poszczególnych sezonach, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	27
Rysunek 11. Średnie stężenie analizowanych form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	34
Rysunek 12. Średni udział form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	34
Rysunek 13. Średnie stężenie analizowanych form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	35
Rysunek 14. Średni udział form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	36
Rysunek 15. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$), azotem ogólnym [TN] ($\text{mmolN}\cdot\text{dm}^{-3}$) i fosforem ogólnym [TP] ($\text{mmolP}\cdot\text{dm}^{-3}$) w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	38
Rysunek 16. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$), a wartościami czynnikowymi nowo utworzonych zmiennych, z oznaczonych form substancji biogennych, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	40

Rysunek 17. Średnia zawartość cząsteczkowej materii organicznej [POC], biomasy glonów [AB] i biomasy grzybów wodnych [FB] w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	43
Rysunek 18. Zależność między biomasą grzybów wodnych [FB], a biomasą glonów [AB] w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	45
Rysunek 19. Średnie stężenie analizowanych form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	46
Rysunek 20. Średni udział form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	47
Rysunek 21. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], a zawartością sestonowych [POC] i rozpuszczonych [DOC] związków węgla organicznego w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (zawartość grzybów wyrażona $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, a stężenie POC i DOC w $\text{mgC}\cdot\text{dm}^{-3}$).....	48
Rysunek 22. Rozkład wskaźnika SUVA ₂₆₀ w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	49
Rysunek 23. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], cząsteczkowym węglem organicznym [POC] i wskaźnikiem aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA ₂₆₀ w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	52
Rysunek 24. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB], a wartościami czynnikowymi nowo utworzonych zmiennych z oznaczonych wskaźników jakości i ilości materii organicznej, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	54
Rysunek 25. Średni stosunek zawartości oznaczonych form węgla organicznego do wybranych frakcji nutrientów, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	56
Rysunek 26. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych, a wskaźnikami stechiometrycznymi, w stosunku molowym C/N oraz C/P, oznaczonych form węgla organicznego i wybranych frakcji nutrientów w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012. (dane dla wskaźników w przedziale ufności 95%).....	57
Rysunek 27. Relacje pomiędzy biomasą grzybów wodnych [FB] a strukturą użytkowania najbliższego otoczenia sieci rzecznych w poszczególnych porach roku, w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012, w analizie składowych głównych.....	62

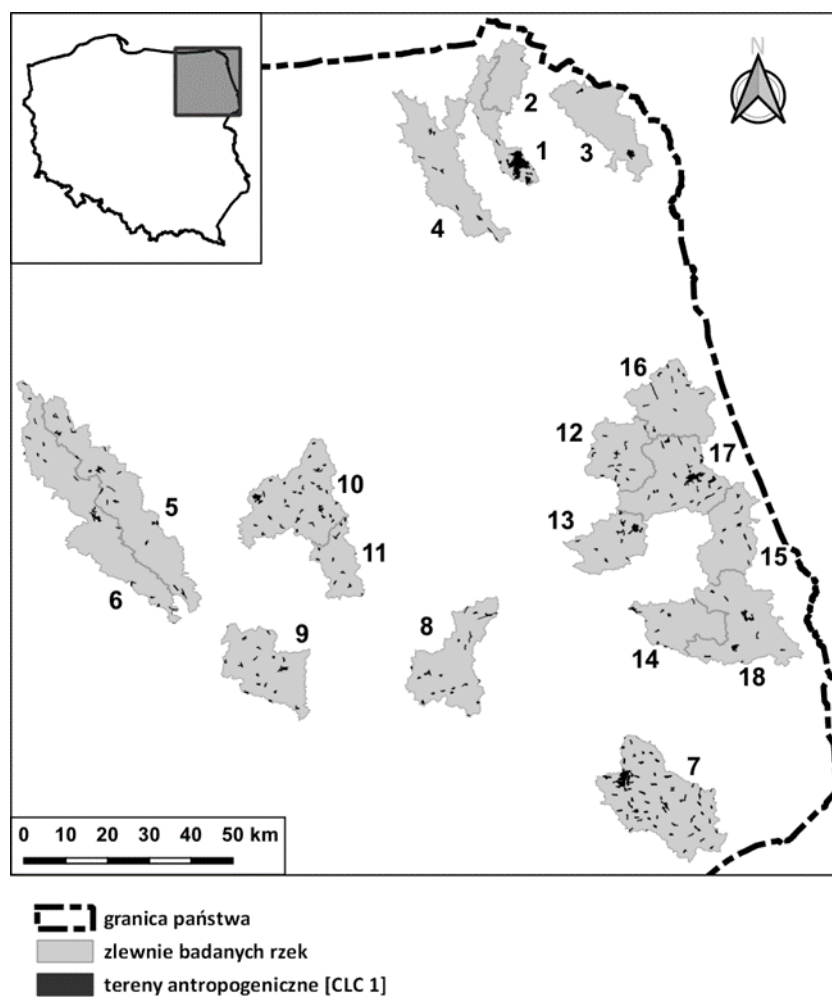
Tabele

Tabela 1. Dorzecze, długość, powierzchnia zlewni i średni przepływ rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 oraz ich typologia abiotyczna wg klasyfikacji z 2019 r. (Dz.U. 2019 poz. 2149).....	4
Tabela 2. Współrzędne geograficzne stanowisk badawczych rzek północno-wschodniej Polski analizowanych w latach 2010-2012.....	12
Tabela 3. Współczynniki korelacji Pearsona między biomasą grzybów wodnych a stężeniami oznaczonych form azotu i fosforu w rzekach północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n =144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $p < 0,05$).....	36
Tabela 4. Model analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	37
Tabela 5. Analiza wariancji do analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	37
Tabela 6. Współczynniki analizy regresji wielorakiej badającej zależność biomasy grzybów wodnych od azotu ogólnego [TN] i fosforu ogólnego [TP] w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	37
Tabela 7. Macierz ładunków czynnikowych w analizie wpływu biogenów na biomasę grzybów wodnych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	39
Tabela 8. Wartości współczynnika korelacji Pearsona między biomasą grzybów wodnych a wartościami trzech czynników nowo utworzonych zmiennych spośród oznaczonych stężeń substancji biogennych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie dla $p < 0,05$).	39
Tabela 9. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i oznaczonych form węgla w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).	47
Tabela 10. Model analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA ₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	51
Tabela 11. Analiza wariancji do analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA ₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	51

Tabela 12. Współczynniki analizy regresji wielorakiej, badającej zależność biomasy grzybów wodnych od cząsteczkowego węgla organicznego [POC] i wskaźnika aromatyczności rozpuszczonej materii organicznej SUVA ₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	51
Tabela 13. Macierz ładunków czynnikowych w analizie wpływu jakości i ilości materii organicznej na biomasę grzybów wodnych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.	53
Tabela 14. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i wartości czynnikowych nowo utworzonych zmiennych z oznaczonych wskaźników jakości i ilości materii organicznej w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).	54
Tabela 15. Korelacje Pearsona wyliczone dla biomasy grzybów wodnych i relacji oznaczonych form węgla organicznego z wybranymi frakcjami nutrientów w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 144; pogrubiono zależności istotne statystycznie na poziomie $\alpha = 0,05$).	56
Tabela 16. Struktura użytkowania w zlewniach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012, wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl)	59
Tabela 17. Macierz ładunków czynnikowych składowych głównych, w analizie wpływu użytkowania najbliższego otoczenia sieci rzecznych na biomasę grzybów wodnych w poszczególnych porach roku, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012.....	61

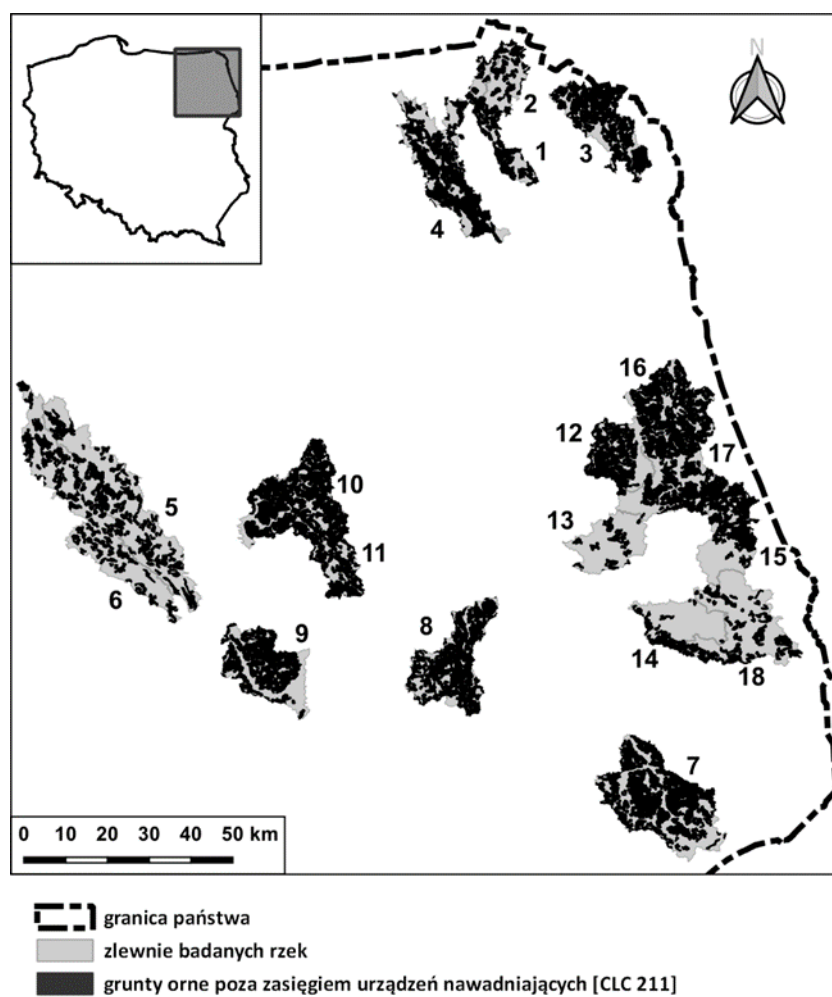
ZAŁĄCZNIKI

Załącznik 1



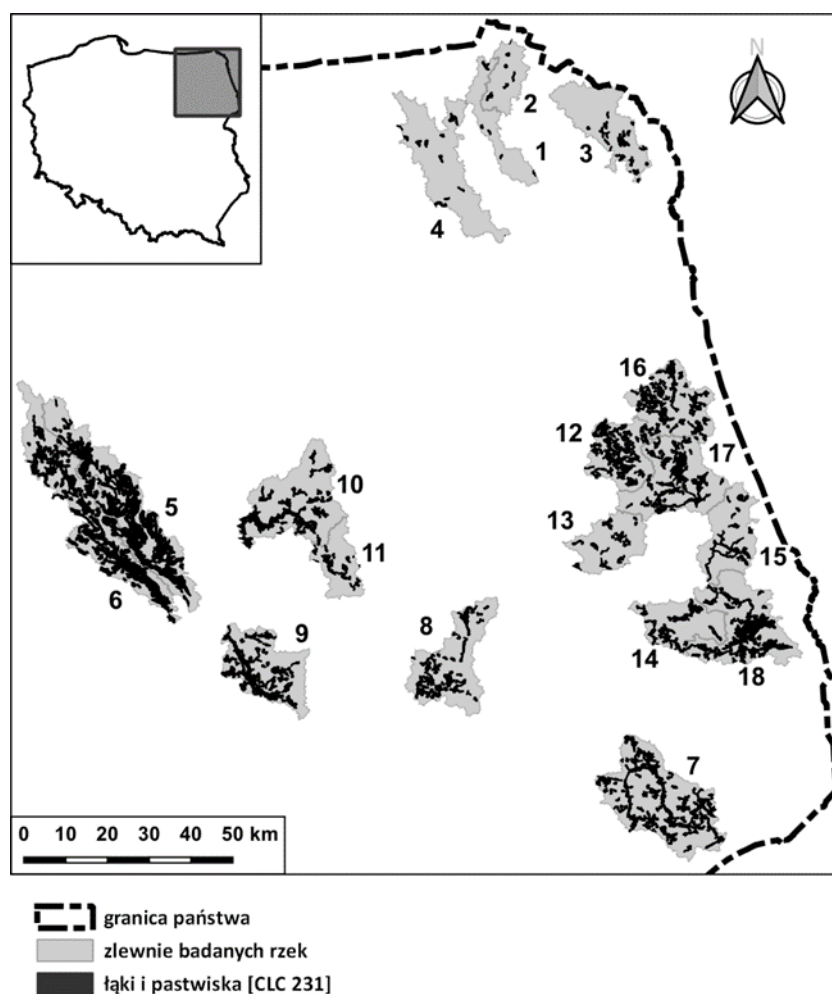
Rysunek Z1.A. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez tereny antropogeniczne [CLC 1] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



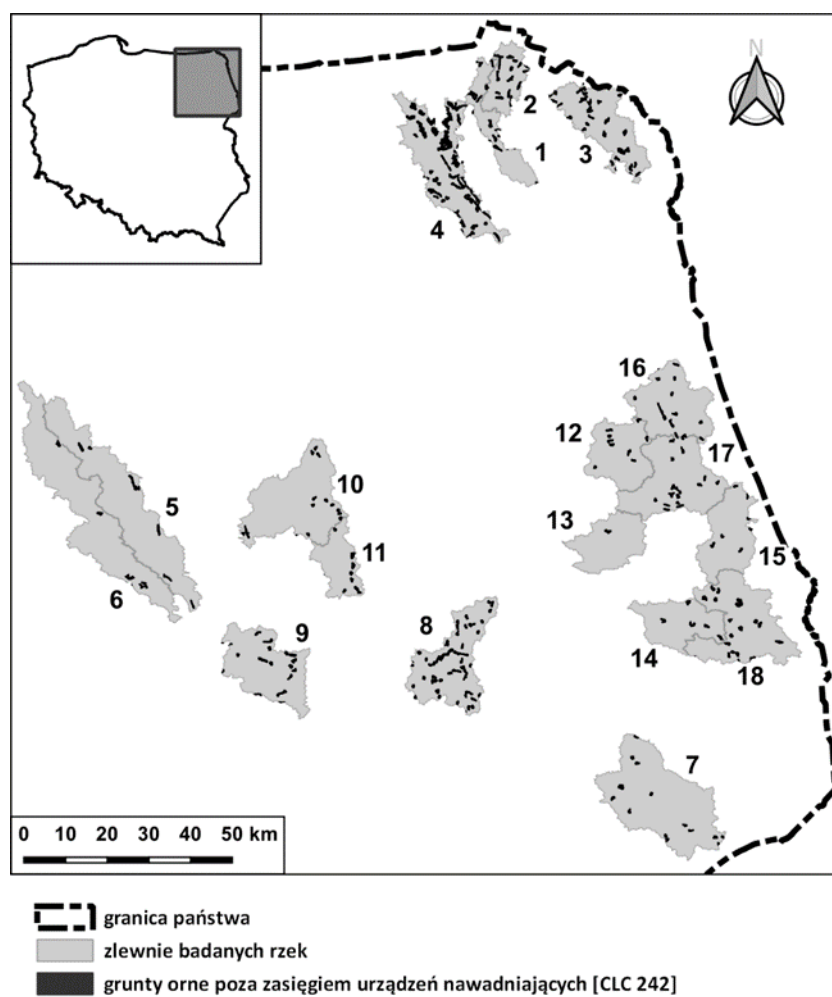
Rysunek Z1. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających [CLC 211] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



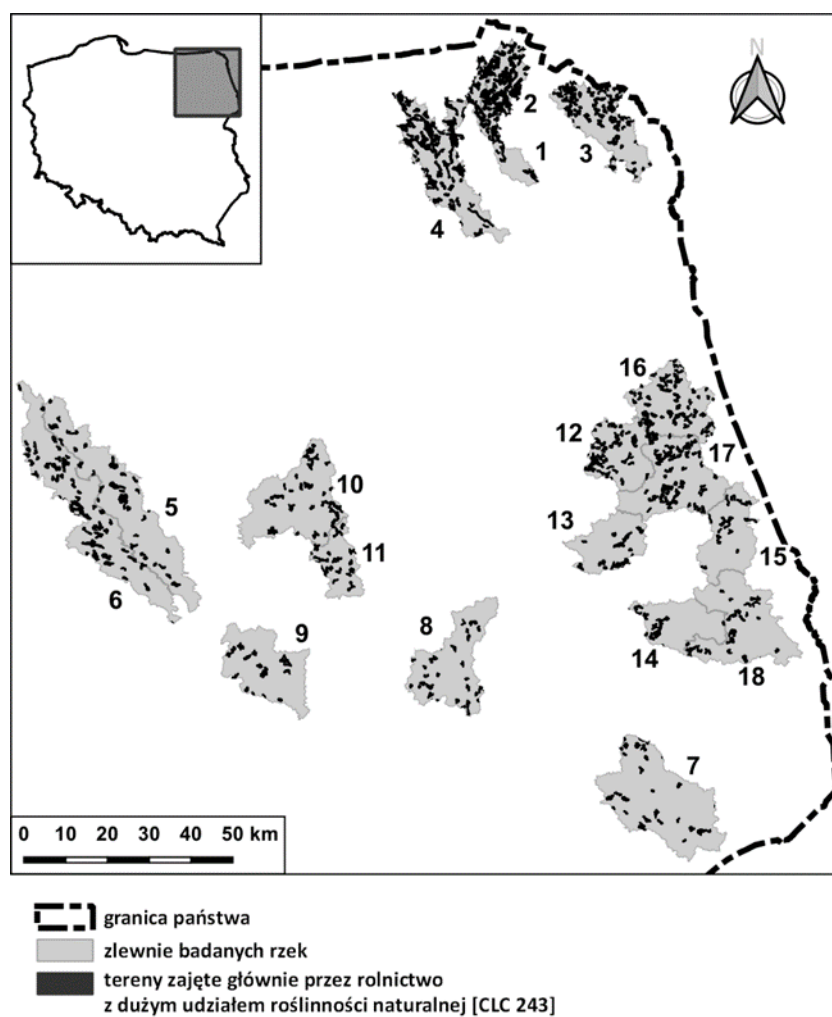
Rysunek Z1.C. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez łąki i pastwiska [CLC 231] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



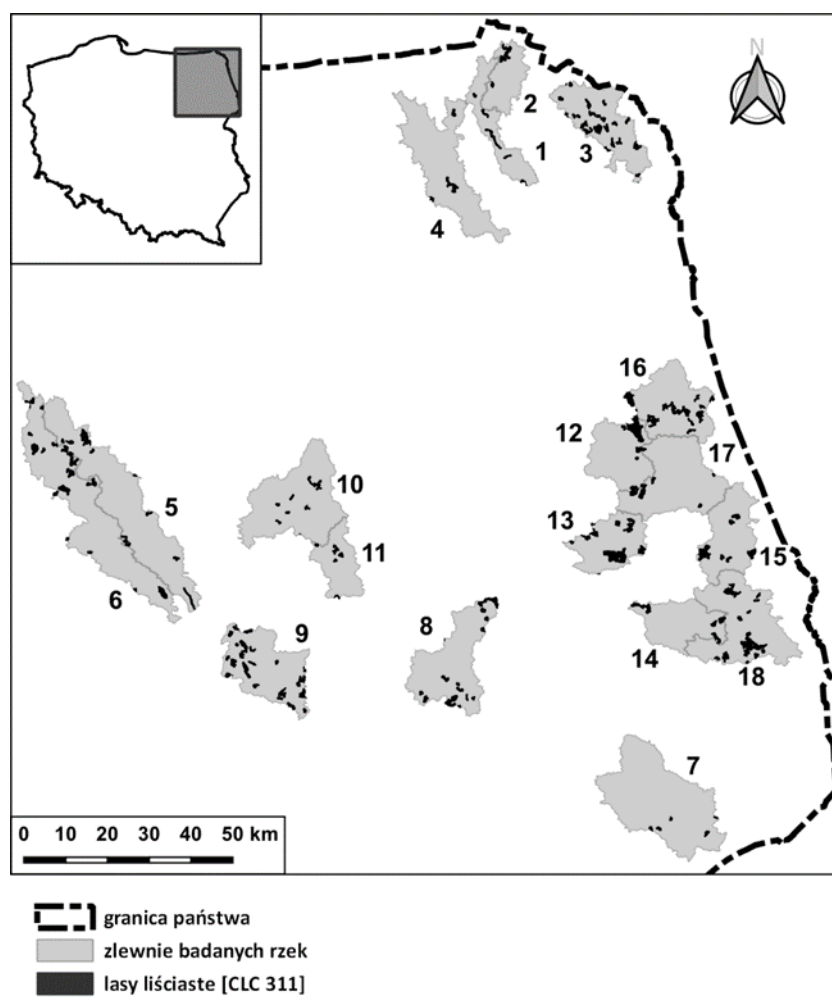
Rysunek Z1.D. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez złożony system upraw i działek [CLC 242] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



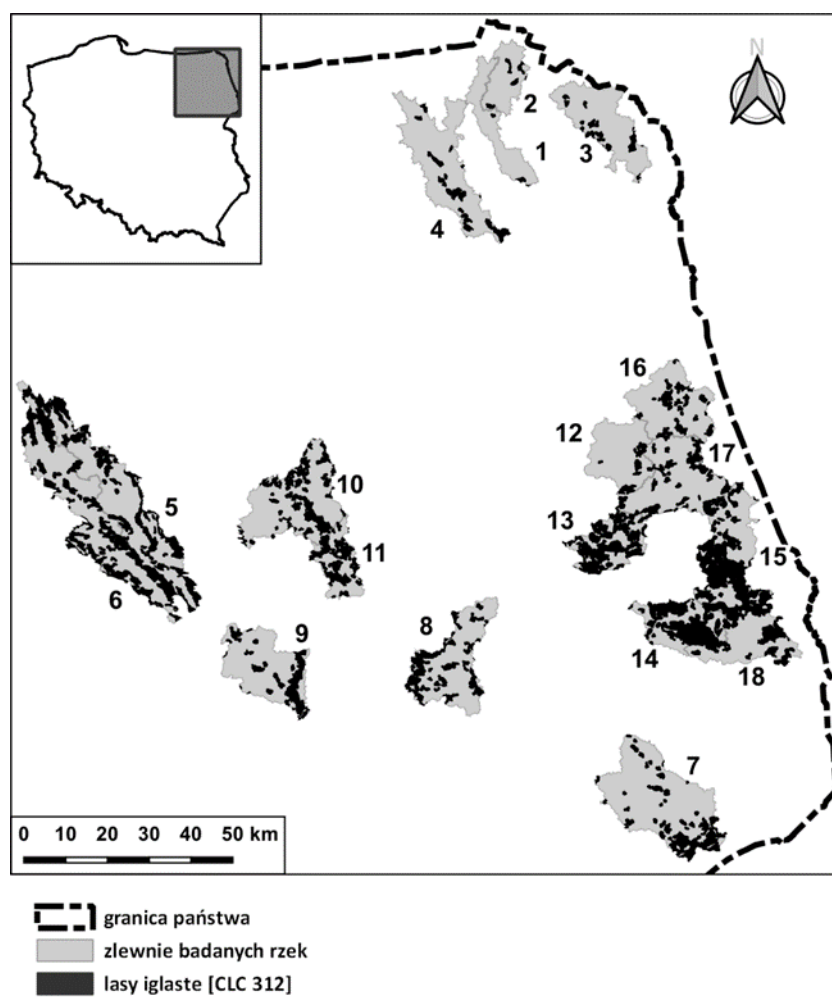
Rysunek Z1.E. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez tereny zajęte głównie przez rolnictwo, z dużym udziałem roślinności naturalnej [CLC243] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



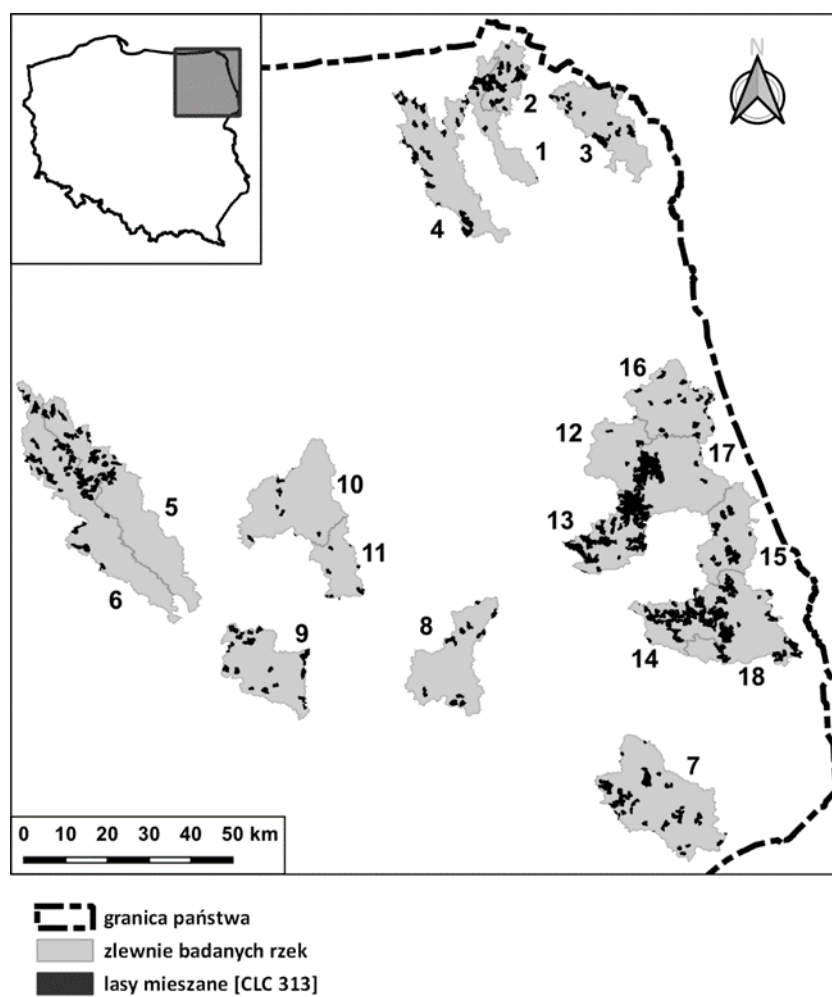
Rysunek Z1.F. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez lasy liściaste [CLC 312] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



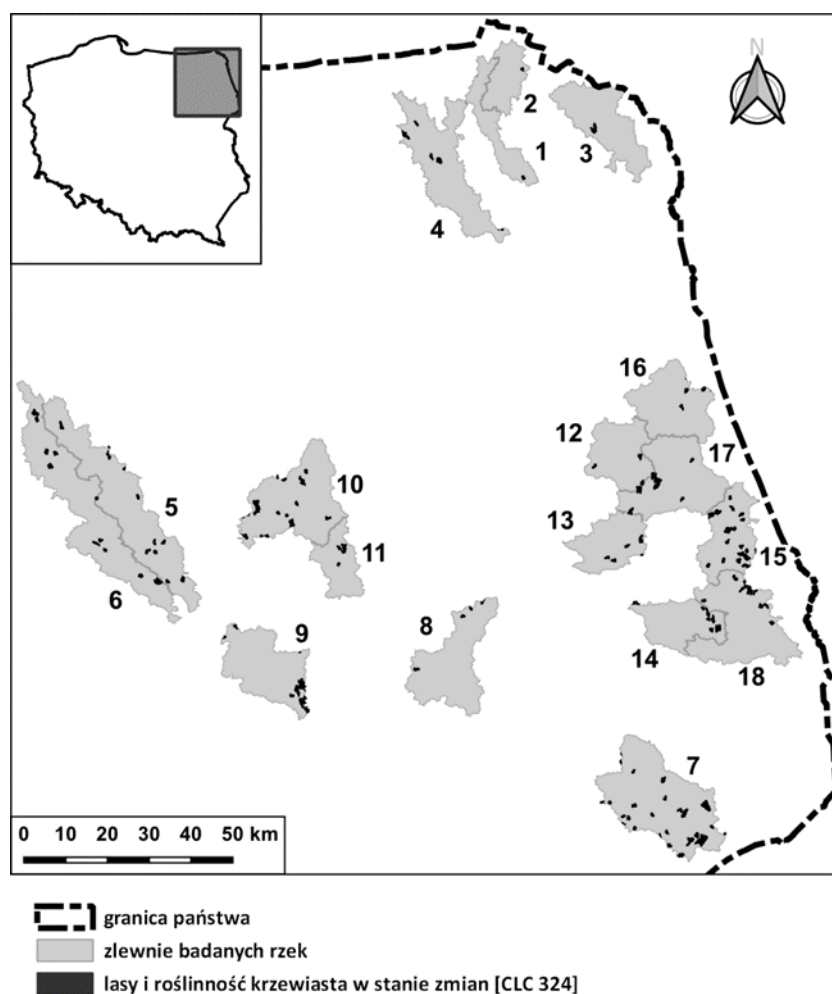
Rysunek Z1.G. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez lasy iglaste [CLC 311] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



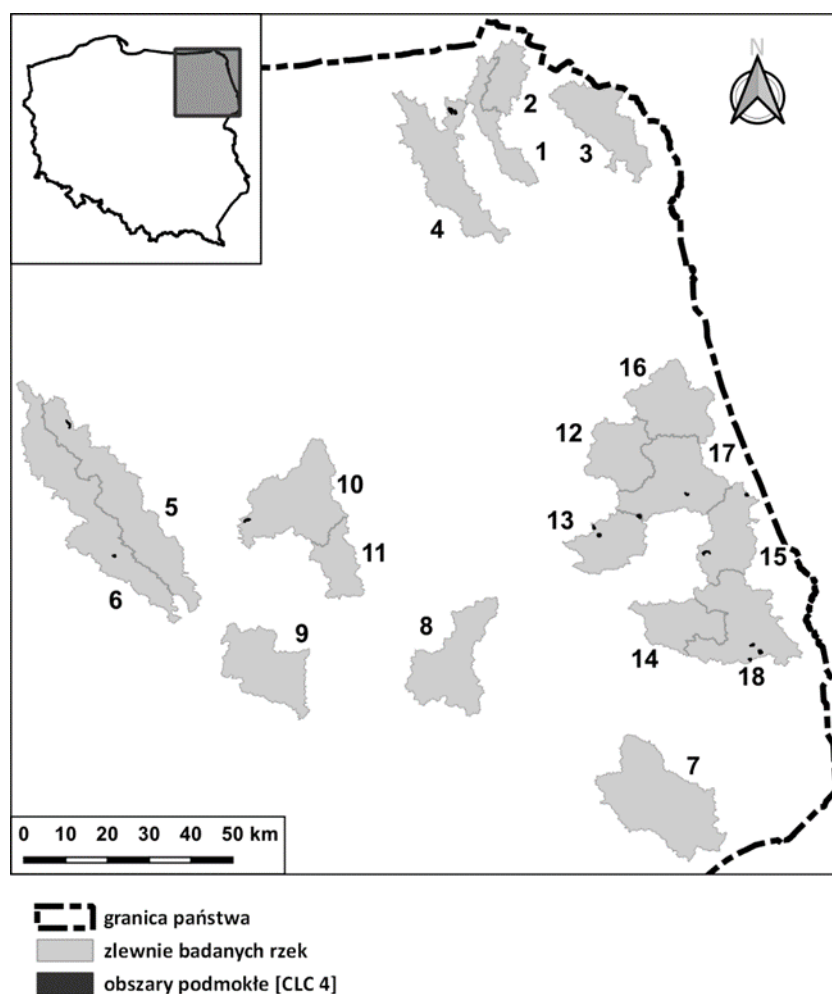
Rysunek Z1.H. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez lasy mieszane [CLC 312] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



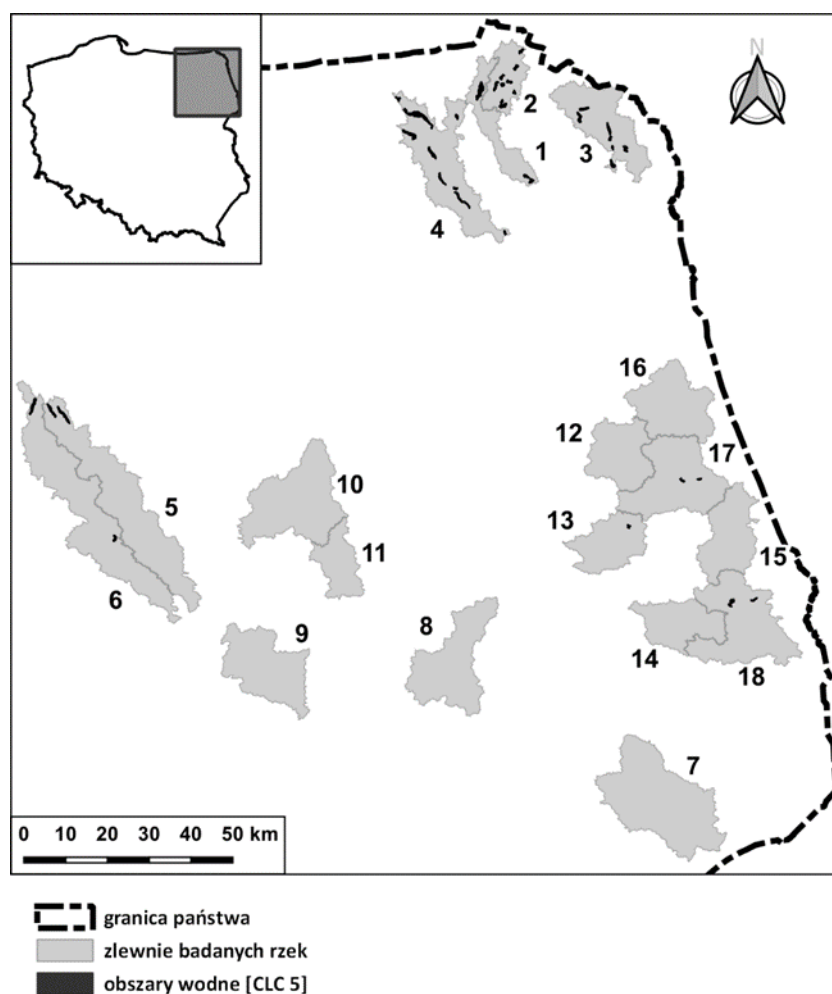
Rysunek Z1.I. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez lasy i roślinność krzewiastą w stanie zmian [CLC 324] - zasięgi wyznaczony na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



Rysunek Z1.J. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez obszary podmokłe [CLC 4] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 1



Rysunek Z1.K. Pokrycie zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez obszary wodne [CLC 5] - zasięgi wyznaczone na podstawie Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Załącznik 2

Tabela Z2.A. Procentowy udział pokrycia zlewni rzek badanych w latach 2010-2012, przez poszczególne formy użytkowania wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Nr	Rzeka	1	211	231	242	243	311	312	313	324	4	5
1	Czarna Hańcza	13,6	46,3	1,6	3,8	23,0	2,2	1,2	5,2	0,2	-	2,9
2	Szeszupa	0,2	28,6	2,4	5,8	38,0	2,9	3,9	14,3	0,2	-	3,6
3	Marycha	1,2	55,5	4,3	4,9	15,5	5,4	5,8	5,1	0,5	-	1,9
4	Rospuda	1,0	46,2	2,1	11,4	19,8	0,9	7,2	7,1	0,8	0,4	3,2
5	Szkwa	1,7	21,8	35,0	1,0	4,8	1,8	27,3	4,9	1,0	0,1	0,6
6	Rozoga	1,5	22,2	30,9	0,5	7,3	3,4	25,9	6,6	1,2	0,1	0,5
7	Orlanka	6,2	49,2	18,1	1,0	3,1	0,4	13,3	5,8	2,9	-	-
8	Ślina	2,2	52,9	11,0	5,2	4,1	4,0	17,1	3,1	0,4	-	-
9	Ruż	2,2	43,8	19,1	2,4	3,4	5,9	14,4	5,9	3,0	-	-
10	Skroda	3,4	55,9	14,0	1,1	5,2	0,8	16,5	0,9	2,1	0,2	-
11	Łojewek	2,3	49,7	7,3	2,3	7,6	1,7	25,9	2,1	1,2	-	-
12	Kumiałka	2,2	42,5	22,2	1,3	10,5	6,1	4,7	9,6	1,0	-	-
13	Czarna	3,4	9,1	6,1	0,2	5,1	8,4	44,5	21,2	1,1	0,8	0,1
14	Płoska	1,6	13,4	11,0	1,2	4,2	3,2	41,0	22,4	2,0	-	-
15	Słoja	1,5	36,5	7,2	0,9	4,0	4,2	34,5	6,3	4,4	0,5	-
16	Sidra	1,6	47,6	18,0	1,7	10,7	5,9	9,9	4,1	0,5	-	-
17	Sokołda	4,4	40,9	15,7	1,6	7,7	1,6	14,5	11,8	1,5	0,1	0,2
18	Supraśl	1,9	18,3	20,2	2,2	3,7	4,6	36,8	10,3	1,3	0,4	0,4

Objaśnienie kodów CLC:

- 1 - Tereny antropogeniczne
- 211 - Grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających
- 231 - Łąki, pastwiska
- 242 - Złożone systemy upraw i działek
- 243 - Tereny zajęte głównie przez rolnictwo z dużym udziałem roślinności naturalnej
- 311 - Lasy liściaste
- 312 - Lasy iglaste
- 313 - Lasy mieszane
- 324 - Lasy i roślinność krzewiasta w stanie zmian
- 4 - Obszary podmokłe
- 5 - Obszary wodne

Załącznik 2

Tabela Z2.B. Procentowy udział pokrycia zlewni w najbliższym otoczeniu rzek badanych w latach 2010-2012, przez poszczególne formy użytkowania wg. Corine Land Cover (clc.gios.gov.pl).

Nr	Rzeka	1	211	231	242	243	311	312	313	324	4	5
1	Czarna Hańcza	7,7	3,8	3,0	3,0	37,0	9,8	-	5,8	-	-	29,9
2	Szeszupa	0,3	8,8	3,1	2,3	45,5	1,1	1,1	9,5	-	-	28,3
3	Marycha	1,9	31,6	10,2	4,0	19,2	7,2	1,9	4,1	0,3	-	19,7
4	Rospuda	0,4	14,9	3,8	4,5	26,5	3,0	6,7	3,2	0,2	0,0	36,9
5	Szkwa	1,3	9,8	62,0	0,7	4,0	3,7	5,2	3,6	0,0	0,9	8,8
6	Rozoga	0,6	20,2	54,1	0,6	4,7	2,7	4,6	5,1	0,2	0,2	7,0
7	Orlanka	3,6	21,4	59,9	1,6	3,0	0,4	3,3	4,0	2,8	-	-
8	Ślina	2,9	23,1	39,7	15,8	9,3	4,1	3,1	0,8	1,2	-	-
9	Ruż	3,4	11,2	61,6	4,3	7,0	8,5	2,4	1,5	-	-	-
10	Skroda	3,4	5,5	57,7	-	18,7	6,8	2,6	-	5,3	-	-
11	Łojewek	5,5	4,5	34,7	9,8	28,3	7,0	7,2	2,9	-	-	-
12	Kumiałka	1,6	6,8	58,6	2,0	19,3	2,3	0,8	7,6	1,0	-	-
13	Czarna	2,1	2,1	31,3	0,9	13,4	3,8	19,3	19,9	3,6	-	3,5
14	Płoska	0,7	6,3	47,0	3,8	11,1	1,1	10,3	19,6	0,2	-	-
15	Słoja	2,7	8,0	62,9	0,3	7,4	1,3	9,5	6,6	0,4	1,0	-
16	Sidra	1,1	9,3	47,6	0,9	14,9	17,0	2,1	7,2	-	-	-
17	Sokołda	2,2	6,5	67,8	1,5	12,0	-	0,5	6,7	-	-	2,8
18	Supraśl	0,6	3,4	63,9	2,5	6,5	9,9	4,0	5,5	0,7	0,5	2,7

Objaśnienie kodów CLC:

- 1 - Tereny antropogeniczne
- 211 - Grunty orne poza zasięgiem urządzeń nawadniających
- 231 - Łąki, pastwiska
- 242 - Złożone systemy upraw i działek
- 243 - Tereny zajęte głównie przez rolnictwo z dużym udziałem roślinności naturalnej
- 311 - Lasy liściaste
- 312 - Lasy iglaste
- 313 - Lasy mieszane
- 324 - Lasy i roślinność krzewiasta w stanie zmian
- 4 - Obszary podmokłe
- 5 - Obszary wodne

Załącznik 3

Tabela 18 Średnie wartości przewodności elektrolitycznej i odczynu pH wody oraz stężenia jonów wapniowych, magnezowych, siarczanowych i chlorkowych w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = ; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Rzeka	EC	pH	Ca ²⁺	Mg ²⁺	SO ₄ ²⁻	Cl ⁻
		μS·cm ⁻¹	-	mg·dm ⁻³			
1	Czarna Hańcza	565 ± 34,0	8,0 ± 0,15	83,8 ± 3,8	14,7 ± 2,2	51,1 ± 5,3	20,7 ± 1,34
2	Szeszupa	457 ± 12,2	8,1 ± 0,16	85,8 ± 3,0	17,1 ± 1,9	22,4 ± 2,2	9,1 ± 1,05
3	Marycha	542 ± 17,0	7,8 ± 0,16	98,6 ± 3,7	16,2 ± 2,2	42,2 ± 8,1	17,1 ± 0,53
4	Rospuda	437 ± 8,9	8,0 ± 0,15	85,8 ± 6,6	13,9 ± 1,5	33,2 ± 4,7	12,1 ± 1,43
5	Szkwa	446 ± 20,8	7,7 ± 0,11	78,6 ± 8,6	11,3 ± 1,5	77,3 ± 8,2	21,1 ± 1,14
6	Rozoga	407 ± 12,5	7,9 ± 0,09	79,1 ± 7,4	11,4 ± 2,2	79,9 ± 6,3	16,7 ± 0,72
7	Orlanka	583 ± 35,3	7,7 ± 0,15	88,6 ± 6,6	14,8 ± 2,8	52,9 ± 5,5	25,0 ± 2,48
8	Ślina	587 ± 35,1	7,6 ± 0,13	95,0 ± 10,6	19,3 ± 1,9	69,3 ± 11,4	17,3 ± 1,50
9	Ruż	544 ± 14,5	7,6 ± 0,12	97,1 ± 8,6	16,6 ± 2,3	92,8 ± 5,5	17,8 ± 0,80
10	Skroda	544 ± 8,9	7,7 ± 0,17	89,5 ± 8,1	18,3 ± 1,8	75,9 ± 4,1	17,6 ± 1,39
11	Łojewek	463 ± 7,3	7,9 ± 0,08	81,4 ± 7,6	16,6 ± 2,0	47,2 ± 6,1	11,7 ± 0,99
12	Kumiałka	564 ± 21,5	8,0 ± 0,13	104,2 ± 5,7	14,9 ± 2,2	56,4 ± 7,1	13,5 ± 1,03
13	Czarna	463 ± 35,3	7,8 ± 0,13	84,7 ± 4,1	13,5 ± 1,8	50,3 ± 7,2	14,4 ± 0,81
14	Płoska	364 ± 18,6	7,6 ± 0,18	76,2 ± 4,1	11,2 ± 1,7	49,6 ± 9,4	13,4 ± 2,03
15	Słoja	379 ± 25,8	7,8 ± 0,16	78,3 ± 5,6	13,8 ± 1,7	33,4 ± 5,2	10,9 ± 0,94
16	Sidra	511 ± 16,8	8,0 ± 0,14	93,8 ± 4,0	17,2 ± 1,9	38,5 ± 4,3	9,8 ± 0,33
17	Sokołda	508 ± 19,0	7,8 ± 0,15	93,3 ± 4,5	14,9 ± 1,8	45,9 ± 6,4	17,1 ± 1,55
18	Supraśl	370 ± 28,6	7,7 ± 0,15	78,4 ± 6,0	12,2 ± 1,5	19,9 ± 9,3	13,4 ± 0,61

EC – przewodność elektrolityczna wody; pH – odczyn pH wody; Ca²⁺ - kationy wapniowe; Mg²⁺ - kationy magnezowe; SO₄²⁻ - aniony siarczanowe(VI); Cl⁻ - aniony chlorkowe

Załącznik 4

Tabela Z4.A. Średnie stężenie analizowanych form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 8; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Rzeka	TN	TON	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NO ₂ ⁻
		mgN·dm ⁻³				
1	Czarna Hańcza	3,0 ± 0,36	1,23 ± 0,19	0,28 ± 0,073	1,53 ± 0,30	0,0114 ± 0,00306
2	Szeszupa	1,6 ± 0,18	0,97 ± 0,17	0,16 ± 0,053	0,51 ± 0,19	0,0044 ± 0,00058
3	Marycha	2,2 ± 0,32	1,22 ± 0,12	0,15 ± 0,043	0,80 ± 0,25	0,0064 ± 0,00084
4	Rospuda	2,1 ± 0,31	0,89 ± 0,14	0,17 ± 0,048	0,99 ± 0,29	0,0060 ± 0,00129
5	Szkwa	2,5 ± 0,30	1,46 ± 0,19	0,21 ± 0,056	0,83 ± 0,20	0,0077 ± 0,00180
6	Rozoga	2,0 ± 0,19	1,05 ± 0,08	0,22 ± 0,068	0,69 ± 0,17	0,0044 ± 0,00051
7	Orlanka	2,8 ± 0,29	1,31 ± 0,12	0,21 ± 0,065	1,22 ± 0,28	0,0105 ± 0,00214
8	Ślina	3,0 ± 0,48	1,06 ± 0,15	0,20 ± 0,041	1,72 ± 0,48	0,0096 ± 0,00151
9	Ruż	3,3 ± 0,37	1,23 ± 0,08	0,20 ± 0,028	1,81 ± 0,39	0,0092 ± 0,00146
10	Skroda	2,8 ± 0,29	1,16 ± 0,19	0,16 ± 0,030	1,52 ± 0,26	0,0065 ± 0,00057
11	Łojewek	2,7 ± 0,30	1,15 ± 0,23	0,13 ± 0,020	1,46 ± 0,32	0,0057 ± 0,00068
12	Kumiałka	2,7 ± 0,35	1,15 ± 0,20	0,25 ± 0,083	1,34 ± 0,37	0,0071 ± 0,00088
13	Czarna	2,3 ± 0,29	1,09 ± 0,07	0,27 ± 0,078	0,95 ± 0,29	0,0062 ± 0,00079
14	Płoska	2,2 ± 0,43	1,26 ± 0,28	0,21 ± 0,067	0,75 ± 0,30	0,0060 ± 0,00107
15	Słoja	2,1 ± 0,33	1,00 ± 0,10	0,16 ± 0,051	0,92 ± 0,27	0,0044 ± 0,00058
16	Sidra	1,8 ± 0,27	0,87 ± 0,14	0,15 ± 0,045	0,79 ± 0,25	0,0046 ± 0,00049
17	Sokołda	2,5 ± 0,44	0,94 ± 0,13	0,18 ± 0,053	1,35 ± 0,41	0,0066 ± 0,00062
18	Supraśl	2,5 ± 0,40	1,27 ± 0,14	0,22 ± 0,059	1,05 ± 0,29	0,0086 ± 0,00137

TN – azot ogólny; TON – całkowity azot organiczny; NH₄⁺ – jony amonowe; NO₃⁻ – jony azotanowe(V); NO₂⁻ – jony azotanowe(III)

Załącznik 4

Tabela Z4.B. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form azotu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Rzeka	TN	TON	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NO ₂ ⁻
		mgN·dm ⁻³				
1	Czarna Hańcza	1,81 - 4,7	0,77 - 2,2	0,049 - 0,66	0,66 - 3,1	0,0037 - 0,0289
2	Szeszupa	0,94 - 2,5	0,31 - 1,9	0,049 - 0,49	0,16 - 1,7	0,0019 - 0,0061
3	Marycha	1,34 - 3,7	0,52 - 1,5	0,042 - 0,39	0,15 - 2,1	0,0035 - 0,0100
4	Rospuda	1,16 - 3,7	0,58 - 1,8	0,045 - 0,47	0,37 - 2,8	0,0019 - 0,0133
5	Szkwa	1,36 - 3,9	0,96 - 2,5	0,033 - 0,55	0,27 - 1,7	0,0016 - 0,0186
6	Rozoga	1,29 - 3,0	0,74 - 1,4	0,040 - 0,66	0,21 - 1,7	0,0018 - 0,0061
7	Orlanka	1,57 - 4,1	0,90 - 1,8	0,056 - 0,64	0,44 - 2,8	0,0045 - 0,0211
8	Ślina	1,42 - 5,7	0,38 - 1,7	0,059 - 0,37	0,44 - 4,5	0,0029 - 0,0149
9	Ruż	2,40 - 5,6	0,87 - 1,6	0,091 - 0,34	1,03 - 4,4	0,0041 - 0,0156
10	Skroda	1,93 - 4,1	0,49 - 2,1	0,031 - 0,26	0,66 - 2,9	0,0046 - 0,0088
11	Łojewek	1,51 - 4,1	0,63 - 2,7	0,061 - 0,19	0,41 - 2,9	0,0043 - 0,0101
12	Kumiałka	1,37 - 4,0	0,31 - 2,3	0,047 - 0,70	0,26 - 3,0	0,0046 - 0,0126
13	Czarna	1,69 - 4,1	0,79 - 1,3	0,068 - 0,65	0,47 - 2,9	0,0035 - 0,0104
14	Płoska	0,97 - 4,3	0,32 - 2,9	0,049 - 0,61	0,22 - 2,8	0,0015 - 0,0113
15	Słoja	1,01 - 3,9	0,60 - 1,5	0,037 - 0,49	0,08 - 2,6	0,0014 - 0,0068
16	Sidra	0,89 - 2,8	0,46 - 1,5	0,045 - 0,39	0,09 - 2,1	0,0017 - 0,0061
17	Sokołda	0,55 - 5,0	0,30 - 1,3	0,045 - 0,49	0,08 - 3,9	0,0048 - 0,0094
18	Supraśl	1,01 - 4,7	0,59 - 1,8	0,059 - 0,52	0,26 - 2,7	0,0023 - 0,0137

TN – azot ogólny; TON – całkowity azot organiczny; NH₄⁺ – jony amonowe; NO₃⁻ – jony azotanowe(V); NO₂⁻ – jony azotanowe(III)

Załącznik 4

Tabela Z4.C. Średnie stężenie analizowanych form azotu, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 18; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Termin poboru prób	TN	TON	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NO ₂ ⁻
		mgN·dm ⁻³				
1	lato 2010	2,3 ± 0,22	1,38 ± 0,16	0,24 ± 0,034	0,64 ± 0,11	0,0083 ± 0,00098
2	jesień 2010	2,4 ± 0,16	1,09 ± 0,07	0,35 ± 0,051	0,91 ± 0,15	0,0065 ± 0,00035
3	zima 2010-2011	3,0 ± 0,28	0,92 ± 0,08	0,25 ± 0,031	1,82 ± 0,27	0,0074 ± 0,00076
4	wiosna 2011	3,7 ± 0,17	1,00 ± 0,08	0,17 ± 0,016	2,51 ± 0,14	0,0083 ± 0,00054
5	lato 2011	1,7 ± 0,13	0,99 ± 0,06	0,08 ± 0,012	0,59 ± 0,09	0,0061 ± 0,00081
6	jesień 2011	2,1 ± 0,17	1,18 ± 0,09	0,08 ± 0,011	0,83 ± 0,13	0,0058 ± 0,00046
7	zima 2011-2012	2,3 ± 0,21	1,15 ± 0,11	0,26 ± 0,045	0,87 ± 0,14	0,0052 ± 0,00167
8	wiosna 2012	2,3 ± 0,18	1,31 ± 0,13	0,13 ± 0,013	0,82 ± 0,10	0,0080 ± 0,00118

TN – azot ogólny; TON – całkowity azot organiczny; NH₄⁺ – jony amonowe; NO₃⁻ – jony azotanowe(V); NO₂⁻ – jony azotanowe(III)

Załącznik 4

Tabela Z4.D. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form azotu, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Termin poboru prób	TN	TON	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NO ₂ ⁻
		mgN·dm ⁻³				
1	lato 2010	0,55 - 3,9	0,30 - 2,9	0,099 - 0,66	0,08 - 1,7	0,0043 - 0,0186
2	jesień 2010	1,29 - 4,1	0,49 - 1,7	0,059 - 0,66	0,21 - 2,7	0,0045 - 0,0094
3	zima 2010-2011	1,43 - 5,7	0,31 - 1,5	0,105 - 0,70	0,70 - 4,5	0,0047 - 0,0190
4	wiosna 2011	2,53 - 5,0	0,38 - 1,8	0,061 - 0,28	1,63 - 3,9	0,0053 - 0,0137
5	lato 2011	0,89 - 2,8	0,54 - 1,4	0,033 - 0,25	0,15 - 1,4	0,0027 - 0,0149
6	jesień 2011	1,04 - 4,1	0,71 - 2,2	0,031 - 0,19	0,16 - 1,9	0,0031 - 0,0119
7	zima 2011-2012	0,97 - 4,7	0,32 - 1,9	0,049 - 0,65	0,26 - 2,5	0,0014 - 0,0289
8	wiosna 2012	0,94 - 3,8	0,62 - 2,5	0,037 - 0,23	0,17 - 2,0	0,0027 - 0,0211

TN – azot ogólny; TON – całkowity azot organiczny; NH₄⁺ – jony amonowe; NO₃⁻ – jony azotanowe(V); NO₂⁻ – jony azotanowe(III)

Załącznik 5

Tabela Z5.A. Średnie stężenie analizowanych form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 8; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Rzeka	TP	PP	DP	DOP	DRP
		mgP·dm ⁻³				
1	Czarna Hańcza	0,16 ± 0,037	0,047 ± 0,016	0,11 ± 0,029	0,061 ± 0,019	0,048 ± 0,012
2	Szeszupa	0,11 ± 0,025	0,034 ± 0,007	0,08 ± 0,022	0,051 ± 0,020	0,025 ± 0,008
3	Marycha	0,17 ± 0,036	0,058 ± 0,018	0,11 ± 0,030	0,039 ± 0,013	0,072 ± 0,020
4	Rospuda	0,13 ± 0,037	0,083 ± 0,034	0,05 ± 0,008	0,018 ± 0,004	0,033 ± 0,009
5	Szkwa	0,24 ± 0,049	0,111 ± 0,027	0,13 ± 0,030	0,054 ± 0,016	0,078 ± 0,016
6	Rozoga	0,22 ± 0,042	0,109 ± 0,034	0,12 ± 0,020	0,058 ± 0,019	0,058 ± 0,011
7	Orlanka	0,19 ± 0,044	0,065 ± 0,024	0,12 ± 0,033	0,056 ± 0,026	0,068 ± 0,012
8	Ślina	0,17 ± 0,043	0,076 ± 0,029	0,10 ± 0,019	0,027 ± 0,011	0,069 ± 0,011
9	Ruż	0,21 ± 0,034	0,075 ± 0,018	0,13 ± 0,026	0,051 ± 0,018	0,079 ± 0,013
10	Skroda	0,17 ± 0,025	0,060 ± 0,013	0,11 ± 0,027	0,045 ± 0,019	0,069 ± 0,017
11	Łojewek	0,19 ± 0,055	0,073 ± 0,024	0,11 ± 0,037	0,039 ± 0,021	0,074 ± 0,021
12	Kumiałka	0,15 ± 0,041	0,064 ± 0,028	0,09 ± 0,019	0,044 ± 0,015	0,043 ± 0,012
13	Czarna	0,18 ± 0,035	0,058 ± 0,011	0,12 ± 0,029	0,052 ± 0,017	0,070 ± 0,015
14	Płoska	0,17 ± 0,042	0,061 ± 0,016	0,11 ± 0,029	0,034 ± 0,012	0,071 ± 0,020
15	Słoja	0,16 ± 0,030	0,051 ± 0,011	0,10 ± 0,027	0,057 ± 0,024	0,047 ± 0,007
16	Sidra	0,13 ± 0,036	0,044 ± 0,016	0,08 ± 0,023	0,041 ± 0,016	0,042 ± 0,015
17	Sokołda	0,16 ± 0,038	0,049 ± 0,012	0,11 ± 0,032	0,059 ± 0,026	0,048 ± 0,010
18	Supraśl	0,18 ± 0,041	0,058 ± 0,017	0,13 ± 0,032	0,044 ± 0,022	0,081 ± 0,014

TP – fosfor ogólny; PP – fosfor cząsteczkowy; DP – fosfor rozpuszczony; DOP organiczny fosfor rozpuszczony; DRP – reaktywny fosfor rozpuszczony

Załącznik 5

Tabela Z5.B. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form fosforu w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Rzeka	TP	PP	DP	DOP	DRP
		mgP·dm ⁻³				
1	Czarna Hańcza	0,039 - 0,32	0,0051 - 0,150	0,034 - 0,284	0,0135 - 0,184	0,0203 - 0,100
2	Szeszupa	0,037 - 0,26	0,0186 - 0,079	0,019 - 0,206	0,0068 - 0,186	0,0051 - 0,069
3	Marycha	0,030 - 0,36	0,0034 - 0,169	0,022 - 0,287	0,0118 - 0,122	0,0101 - 0,166
4	Rospuda	0,029 - 0,30	0,0017 - 0,265	0,020 - 0,084	0,0051 - 0,041	0,0051 - 0,079
5	Szkwa	0,051 - 0,52	0,0321 - 0,262	0,019 - 0,255	0,0084 - 0,125	0,0101 - 0,130
6	Rozoga	0,118 - 0,42	0,0101 - 0,294	0,035 - 0,201	0,0084 - 0,159	0,0236 - 0,120
7	Orlanka	0,071 - 0,42	0,0068 - 0,218	0,041 - 0,318	0,0118 - 0,214	0,0236 - 0,115
8	Ślina	0,095 - 0,46	0,0101 - 0,247	0,042 - 0,209	0,0051 - 0,094	0,0334 - 0,116
9	Ruż	0,091 - 0,38	0,0152 - 0,145	0,047 - 0,253	0,0051 - 0,140	0,0255 - 0,127
10	Skroda	0,049 - 0,29	0,0135 - 0,117	0,035 - 0,272	0,0017 - 0,162	0,0270 - 0,164
11	Łojewek	0,062 - 0,56	0,0118 - 0,216	0,024 - 0,341	0,0017 - 0,184	0,0169 - 0,157
12	Kumiałka	0,022 - 0,35	0,0017 - 0,223	0,014 - 0,171	0,0034 - 0,120	0,0068 - 0,120
13	Czarna	0,056 - 0,31	0,0304 - 0,115	0,025 - 0,263	0,0068 - 0,162	0,0135 - 0,130
14	Płoska	0,035 - 0,41	0,0118 - 0,132	0,019 - 0,277	0,0051 - 0,088	0,0135 - 0,189
15	Słoja	0,039 - 0,28	0,0017 - 0,101	0,037 - 0,230	0,0017 - 0,171	0,0155 - 0,074
16	Sidra	0,025 - 0,31	0,0051 - 0,140	0,015 - 0,191	0,0034 - 0,140	0,0118 - 0,140
17	Sokołda	0,029 - 0,38	0,0084 - 0,101	0,020 - 0,304	0,0051 - 0,231	0,0051 - 0,076
18	Supraśl	0,044 - 0,35	0,0051 - 0,159	0,032 - 0,296	0,0017 - 0,160	0,0120 - 0,135

TP – fosfor ogólny; PP – fosfor cząsteczkowy; DP – fosfor rozpuszczony; DOP organiczny fosfor rozpuszczony; DRP – reaktywny fosfor rozpuszczony

Załącznik 5

Tabela Z5.C. Średnie stężenie analizowanych form fosforu, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 18; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Termin poboru prób	TP	PP	DP	DOP	DRP
		mgP·dm ⁻³				
1	lato 2010	0,36 ± 0,020	0,121 ± 0,020	0,238 ± 0,016	0,138 ± 0,0145	0,100 ± 0,0109
2	jesień 2010	0,16 ± 0,014	0,044 ± 0,007	0,112 ± 0,013	0,056 ± 0,0088	0,056 ± 0,0067
3	zima 2010-2011	0,14 ± 0,013	0,042 ± 0,010	0,103 ± 0,007	0,035 ± 0,0057	0,067 ± 0,0079
4	wiosna 2011	0,17 ± 0,016	0,090 ± 0,012	0,083 ± 0,009	0,029 ± 0,0048	0,054 ± 0,0066
5	lato 2011	0,06 ± 0,008	0,025 ± 0,006	0,031 ± 0,003	0,013 ± 0,0022	0,018 ± 0,0017
6	jesień 2011	0,13 ± 0,012	0,059 ± 0,013	0,072 ± 0,006	0,024 ± 0,0046	0,048 ± 0,0049
7	zima 2011-2012	0,12 ± 0,022	0,070 ± 0,016	0,048 ± 0,008	0,014 ± 0,0020	0,035 ± 0,0082
8	wiosna 2012	0,23 ± 0,020	0,070 ± 0,013	0,159 ± 0,012	0,059 ± 0,0012	0,100 ± 0,0081

TP – fosfor ogólny; PP – fosfor cząsteczkowy; DP – fosfor rozpuszczony; DOP organiczny fosfor rozpuszczony; DRP – reaktywny fosfor rozpuszczony

Załącznik 5

Tabela Z5.D. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form fosforu, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Termin poboru prób	TP	PP	DP	DOP	DRP
		mgP·dm ⁻³				
1	lato 2010	0,255 - 0,56	0,0169 - 0,262	0,085 - 0,341	0,0034 - 0,231	0,0203 - 0,189
2	jesień 2010	0,073 - 0,31	0,0017 - 0,101	0,049 - 0,240	0,0017 - 0,140	0,0084 - 0,118
3	zima 2010-2011	0,081 - 0,31	0,0017 - 0,150	0,066 - 0,162	0,0051 - 0,093	0,0222 - 0,150
4	wiosna 2011	0,073 - 0,30	0,0203 - 0,174	0,041 - 0,186	0,0052 - 0,081	0,0186 - 0,122
5	lato 2011	0,022 - 0,13	0,0017 - 0,093	0,014 - 0,063	0,0034 - 0,042	0,0068 - 0,033
6	jesień 2011	0,090 - 0,30	0,0068 - 0,265	0,039 - 0,125	0,0017 - 0,079	0,0169 - 0,096
7	zima 2011-2012	0,037 - 0,42	0,0186 - 0,294	0,019 - 0,128	0,0017 - 0,032	0,0051 - 0,120
8	wiosna 2012	0,108 - 0,42	0,0034 - 0,218	0,069 - 0,296	0,0084 - 0,171	0,0490 - 0,164

TP – fosfor ogólny; PP – fosfor cząsteczkowy; DP – fosfor rozpuszczony; DOP organiczny fosfor rozpuszczony; DRP – reaktywny fosfor rozpuszczony

Załącznik 6

Tabela Z6.A. Średnie stężenie analizowanych form węgla oraz wskaźnika SUVA₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 8; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Rzeka	TC	TIC	TOC	POC	DOC	SUVA ₂₆₀
		mgC·dm ⁻³					m ² ·gC ⁻¹
1	Czarna Hańcza	81,4 ± 5,7	69,8 ± 5,0	11,6 ± 5,7	4,2 ± 0,61	7,4 ± 1,3	26,0 ± 3,9
2	Szeszupa	80,5 ± 7,4	70,6 ± 6,2	9,9 ± 7,4	2,0 ± 0,38	7,9 ± 1,5	27,8 ± 4,7
3	Marycha	97,8 ± 10,1	79,0 ± 8,1	18,8 ± 10,1	2,4 ± 0,50	16,4 ± 2,2	33,1 ± 3,1
4	Rospuda	79,4 ± 5,1	68,7 ± 5,1	10,7 ± 5,1	2,1 ± 0,36	8,6 ± 1,5	27,7 ± 4,2
5	Szkwa	74,6 ± 6,0	57,5 ± 4,7	17,2 ± 6,0	2,4 ± 0,29	14,8 ± 1,5	30,3 ± 2,2
6	Rozoga	74,6 ± 5,7	55,4 ± 4,4	19,2 ± 5,7	3,6 ± 0,98	15,6 ± 2,1	29,6 ± 1,7
7	Orlanka	83,2 ± 8,5	69,1 ± 7,4	14,1 ± 8,5	2,3 ± 0,39	11,8 ± 1,5	29,8 ± 3,0
8	Ślina	89,0 ± 5,7	76,5 ± 5,1	12,4 ± 5,7	2,8 ± 0,44	9,7 ± 0,9	29,5 ± 4,3
9	Ruż	88,0 ± 9,7	71,7 ± 7,2	16,3 ± 9,7	3,3 ± 0,77	13,0 ± 2,3	30,4 ± 2,6
10	Skroda	85,2 ± 5,9	72,7 ± 5,3	12,5 ± 5,9	3,8 ± 0,40	8,7 ± 1,0	28,7 ± 2,8
11	Łojewek	80,0 ± 5,9	66,9 ± 4,8	13,1 ± 5,9	4,7 ± 1,02	8,3 ± 1,6	29,5 ± 4,1
12	Kumiałka	95,6 ± 8,3	83,7 ± 7,8	11,9 ± 8,3	2,7 ± 0,45	9,2 ± 1,0	30,2 ± 3,8
13	Czarna	81,0 ± 7,3	65,4 ± 6,5	15,6 ± 7,3	2,3 ± 0,59	13,3 ± 1,4	28,8 ± 3,1
14	Płoska	73,5 ± 8,6	58,2 ± 7,9	15,4 ± 8,6	2,8 ± 0,45	12,6 ± 1,1	32,8 ± 1,8
15	Słoja	72,0 ± 5,6	61,1 ± 6,1	10,9 ± 5,6	2,2 ± 0,50	8,8 ± 1,5	33,4 ± 5,7
16	Sidra	84,0 ± 6,4	72,8 ± 5,7	11,1 ± 6,4	2,9 ± 0,74	8,2 ± 0,8	29,3 ± 4,2
17	Sokołda	86,0 ± 6,3	71,4 ± 5,8	14,6 ± 6,3	2,8 ± 0,44	11,8 ± 1,5	28,0 ± 4,6
18	Supraśl	76,6 ± 7,6	58,5 ± 7,1	18,1 ± 7,6	3,0 ± 0,47	15,1 ± 1,7	30,7 ± 2,6

TC – węgiel ogólny; TIC – całkowity węgiel nieorganiczny; TOC – całkowity węgiel organiczny; POC – cząsteczkowy węgiel organiczny; DOC – rozpuszczony węgiel organiczny

Załącznik 6

Tabela Z6.B. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form węgla oraz wskaźnika SUVA₂₆₀ w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Rzeka	TC	TIC	TOC	POC	DOC	SUVA ₂₆₀
		mgC·dm ⁻³					m ² ·gC ⁻¹
1	Czarna Hańcza	63,2 - 114,6	54,1 - 98,9	6,4 - 17,3	1,32 - 6,6	2,3 - 13,6	11,3 - 44,7
2	Szeszupa	64,2 - 130,9	51,9 - 111,0	5,3 - 19,8	0,29 - 3,9	2,2 - 16,8	13,3 - 56,0
3	Marycha	68,3 - 162,8	57,9 - 131,2	8,5 - 31,6	0,74 - 5,0	6,9 - 27,9	19,3 - 49,3
4	Rospuda	64,6 - 111,8	55,5 - 98,1	6,3 - 19,3	0,71 - 4,0	4,1 - 16,8	10,1 - 44,7
5	Szkwa	55,0 - 109,8	42,0 - 83,1	12,7 - 26,7	1,18 - 3,8	9,9 - 24,0	19,4 - 40,9
6	Rozoga	55,8 - 107,7	42,0 - 77,4	7,0 - 30,3	1,22 - 8,9	4,8 - 25,2	24,0 - 38,8
7	Orlanka	54,0 - 131,9	39,2 - 108,5	10,3 - 23,5	0,62 - 4,2	8,6 - 21,4	19,7 - 42,1
8	Ślina	62,1 - 107,7	55,3 - 92,5	6,0 - 17,7	1,04 - 4,5	4,9 - 13,3	11,7 - 46,9
9	Ruż	61,9 - 145,5	50,5 - 113,0	8,0 - 32,5	0,65 - 6,6	5,9 - 27,3	15,3 - 38,1
10	Skroda	72,3 - 121,9	59,8 - 103,5	9,9 - 18,3	2,06 - 5,5	6,4 - 15,7	13,9 - 36,5
11	Łojewek	59,5 - 109,4	51,2 - 87,3	8,3 - 22,1	1,09 - 8,7	4,8 - 17,2	11,3 - 50,2
12	Kumiałka	71,9 - 146,6	59,7 - 129,6	8,6 - 17,0	0,95 - 4,3	4,9 - 12,7	13,7 - 45,0
13	Czarna	60,6 - 125,1	41,8 - 103,3	9,9 - 21,8	0,42 - 5,0	9,5 - 20,0	14,3 - 41,5
14	Płoska	34,6 - 113,3	24,3 - 96,4	9,3 - 19,1	0,97 - 5,4	6,6 - 15,9	26,2 - 39,9
15	Słoja	52,2 - 102,9	38,0 - 94,6	6,4 - 19,2	0,81 - 5,1	3,0 - 16,0	16,9 - 69,8
16	Sidra	68,8 - 124,2	58,4 - 107,6	6,2 - 16,6	1,34 - 7,7	3,9 - 11,6	8,0 - 46,5
17	Sokołda	68,0 - 125,7	51,5 - 105,1	10,3 - 20,6	1,74 - 5,3	5,2 - 18,6	6,0 - 44,1
18	Supraśl	49,0 - 116,4	25,9 - 95,1	7,9 - 23,2	0,47 - 4,5	7,4 - 20,4	20,3 - 41,5

TC – węgiel ogólny; TIC – całkowity węgiel nieorganiczny; TOC – całkowity węgiel organiczny; POC – cząsteczkowy węgiel organiczny; DOC – rozpuszczony węgiel organiczny

Załącznik 6

Tabela Z6.C. Średnie stężenie analizowanych form węgla oraz wskaźnika SUVA₂₆₀, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych latach 2010-2012 (n =18; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Termin poboru prób	TC	TIC	TOC	POC	DOC	SUVA ₂₆₀
		mgC·dm ⁻³					m ² ·gC ⁻¹
1	lato 2010	62,1 ± 92,6	64,0 ± 2,1	11,0 ± 0,93	2,1 ± 0,24	8,9 ± 0,87	34,4 ± 1,27
2	jesień 2010	72,5 ± 107,1	75,2 ± 2,3	13,3 ± 1,09	2,2 ± 0,32	11,1 ± 1,02	34,6 ± 0,90
3	zima 2010-2011	49,0 ± 85,8	50,9 ± 2,8	14,9 ± 0,99	2,5 ± 0,20	12,4 ± 1,03	36,3 ± 0,78
4	wiosna 2011	63,3 ± 99,9	69,1 ± 2,5	13,0 ± 1,35	4,8 ± 0,43	8,2 ± 1,15	43,6 ± 2,10
5	lato 2011	102,9 ± 162,8	101,9 ± 3,3	20,8 ± 1,50	3,7 ± 0,47	17,1 ± 1,48	22,7 ± 0,93
6	jesień 2011	34,6 ± 94,4	56,6 ± 3,1	10,3 ± 0,57	1,8 ± 0,29	8,5 ± 0,54	25,4 ± 0,94
7	zima 2011-2012	61,9 ± 94,3	58,3 ± 2,1	14,5 ± 0,83	3,0 ± 0,36	11,5 ± 0,89	16,0 ± 1,49
8	wiosna 2012	2,2 ± 99,0	70,3 ± 2,0	14,9 ± 0,95	3,1 ± 0,38	11,7 ± 0,88	25,2 ± 0,80

TC – węgiel ogólny; TIC – całkowity węgiel nieorganiczny; TOC – całkowity węgiel organiczny; POC – cząsteczkowy węgiel organiczny; DOC – rozpuszczony węgiel organiczny

Załącznik 6

Tabela Z6.D. Minimalne i maksymalne wartości stężeń analizowanych form węgla oraz wskaźnika SUVA₂₆₀, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno- wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Termin poboru prób	TC	TIC	TOC	POC	DOC	SUVA ₂₆₀
		mgC·dm ⁻³					m ² ·gC ⁻¹
1	lato 2010	62,1 - 92,6	51,2 - 80,9	6,0 - 18,3	0,62 - 4,2	4,8 - 17,2	27,1 - 49,3
2	jesień 2010	72,5 - 107,1	57,2 - 94,1	5,3 - 21,4	0,29 - 4,9	4,0 - 17,3	28,5 - 45,0
3	zima 2010-2011	49,0 - 85,8	25,9 - 72,9	9,1 - 23,2	0,65 - 4,0	6,6 - 20,4	30,6 - 41,5
4	wiosna 2011	63,3 - 99,9	52,3 - 87,1	6,1 - 25,7	2,10 - 8,9	2,2 - 16,8	29,9 - 69,8
5	lato 2011	102,9 - 162,8	77,4 - 131,2	8,3 - 32,5	1,81 - 8,7	6,1 - 27,9	16,3 - 30,2
6	jesień 2011	34,6 - 94,4	24,3 - 83,3	6,4 - 14,9	0,42 - 5,5	5,1 - 12,2	18,6 - 33,0
7	zima 2011-2012	61,9 - 94,3	47,4 - 78,3	9,3 - 21,6	1,62 - 6,9	6,0 - 18,9	6,0 - 28,9
8	wiosna 2012	69,3 - 99,0	51,5 - 86,8	9,0 - 24,3	1,09 - 5,9	6,5 - 18,4	18,0 - 29,4

TC – węgiel ogólny; TIC – całkowity węgiel nieorganiczny; TOC – całkowity węgiel organiczny; POC – cząsteczkowy węgiel organiczny; DOC – rozpuszczony węgiel organiczny

Załącznik 7

Tabela Z7.A. Średnia biomasa grzybów wodnych oraz glonów w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 8; średnia ± błąd standardowy średniej).

Nr	Rzeka	Biomasa grzybów ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$)	Biomasa grzybów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)*	Biomasa glonów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)
1	Czarna Hańcza	0,45 ± 0,044	0,16 ± 0,016	189,4 ± 52,6
2	Szeszupa	0,46 ± 0,052	0,16 ± 0,018	119,9 ± 32,1
3	Marycha	0,40 ± 0,023	0,14 ± 0,008	141,7 ± 47,3
4	Rospuda	0,37 ± 0,059	0,13 ± 0,021	130,2 ± 29,1
5	Szkwa	0,42 ± 0,097	0,15 ± 0,034	221,7 ± 76,6
6	Rozoga	0,35 ± 0,075	0,12 ± 0,026	173,6 ± 43,9
7	Orlanka	0,41 ± 0,113	0,14 ± 0,040	162,4 ± 61,1
8	Ślina	0,45 ± 0,132	0,16 ± 0,046	154,5 ± 29,9
9	Ruż	0,40 ± 0,078	0,14 ± 0,027	212,1 ± 51,3
10	Skroda	0,43 ± 0,059	0,15 ± 0,021	182,9 ± 40,1
11	Łojewek	0,57 ± 0,088	0,20 ± 0,031	238,1 ± 68,6
12	Kumiałka	0,43 ± 0,089	0,15 ± 0,031	155,4 ± 38,4
13	Czarna	0,42 ± 0,071	0,15 ± 0,025	136,7 ± 43,9
14	Płoska	0,43 ± 0,110	0,15 ± 0,039	185,9 ± 67,4
15	Słoja	0,48 ± 0,098	0,17 ± 0,034	150,6 ± 50,7
16	Sidra	0,40 ± 0,066	0,14 ± 0,023	125,9 ± 34,3
17	Sokołda	0,48 ± 0,062	0,17 ± 0,022	179,0 ± 47,4
18	Supraśl	0,41 ± 0,090	0,14 ± 0,032	221,0 ± 47,9

* biomase grzybów wyrażono dodatkowo w $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, w celu ułatwienia porównania jej z biomasą glonów, wyrażonej w tej samej jednostce

Załącznik 7

Tabela Z7.B. Minimalne i maksymalne wartości biomasy grzybów wodnych oraz glonów w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Nr	Rzeka	Biomasa grzybów ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$)	Biomasa grzybów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)*	Biomasa glonów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)
1	Czarna Hańcza	0,253 - 0,68	0,088 - 0,24	9,1 - 453,7
2	Szeszupa	0,309 - 0,70	0,108 - 0,24	36,3 - 299,4
3	Marycha	0,276 - 0,50	0,097 - 0,17	36,3 - 398,6
4	Rospuda	0,202 - 0,64	0,071 - 0,22	63,5 - 289,8
5	Szkwa	0,139 - 0,91	0,049 - 0,32	27,2 - 565,0
6	Rozoga	0,149 - 0,71	0,052 - 0,25	37,8 - 407,2
7	Orlanka	0,118 - 1,15	0,041 - 0,40	36,3 - 580,7
8	Ślina	0,117 - 1,15	0,041 - 0,40	28,3 - 256,5
9	Ruż	0,053 - 0,78	0,019 - 0,27	75,6 - 444,6
10	Skroda	0,196 - 0,71	0,069 - 0,25	18,2 - 353,3
11	Łojewek	0,329 - 1,09	0,115 - 0,38	18,1 - 585,1
12	Kumiałka	0,212 - 0,92	0,074 - 0,32	18,2 - 354,1
13	Czarna	0,146 - 0,74	0,051 - 0,26	45,4 - 395,8
14	Płoska	0,095 - 1,00	0,033 - 0,35	18,2 - 570,4
15	Słoja	0,208 - 0,99	0,073 - 0,35	27,2 - 462,7
16	Sidra	0,128 - 0,69	0,045 - 0,24	27,2 - 317,6
17	Sokołda	0,155 - 0,74	0,054 - 0,26	27,2 - 399,2
18	Supraśl	0,066 - 0,80	0,023 - 0,28	63,5 - 426,4

* biomasę grzybów wyrażono dodatkowo w $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, w celu ułatwienia porównania jej z biomasą glonów, wyrażonej w tej samej jednostce

Załącznik 7

Tabela Z7.C. Średnia biomasa grzybów wodnych oraz glonów, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (n = 18; średnia ± błąd standardowy średniej).

Lp.	Termin poboru prób	Biomasa grzybów ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$)	Biomasa grzybów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)*	Biomasa glonów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)
1	lato 2010	$0,48 \pm 0,059$	$0,17 \pm 0,021$	$180,7 \pm 29,2$
2	jesień 2010	$0,30 \pm 0,038$	$0,10 \pm 0,013$	$126,3 \pm 19,0$
3	zima 2010-2011	$0,34 \pm 0,033$	$0,12 \pm 0,012$	$46,7 \pm 5,9$
4	wiosna 2011	$0,65 \pm 0,068$	$0,23 \pm 0,024$	$394,1 \pm 25,3$
5	lato 2011	$0,40 \pm 0,067$	$0,14 \pm 0,024$	$101,2 \pm 11,6$
6	jesień 2011	$0,35 \pm 0,008$	$0,12 \pm 0,003$	$139,6 \pm 15,0$
7	zima 2011-2012	$0,39 \pm 0,035$	$0,14 \pm 0,012$	$97,9 \pm 14,2$
8	wiosna 2012	$0,54 \pm 0,039$	$0,19 \pm 0,014$	$282,9 \pm 29,9$

* biomasa grzybów wyrażono dodatkowo w $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, w celu ułatwienia porównania jej z biomasą glonów, wyrażonej w tej samej jednostce

Tabela Z7.D. Minimalne i maksymalne wartości biomasy grzybów wodnych oraz glonów, w poszczególnych sezonach, w wodach rzek północno-wschodniej Polski badanych w latach 2010-2012 (minimum – maksimum).

Lp.	Termin poboru prób	Biomasa grzybów ($\mu\text{g}\cdot\text{dm}^{-3}$)	Biomasa grzybów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)*	Biomasa glonów ($\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$)
1	lato 2010	0,12 - 0,91	0,041 - 0,32	36,3 - 499,0
2	jesień 2010	0,05 - 0,69	0,019 - 0,24	37,8 - 378,1
3	zima 2010-2011	0,13 - 0,74	0,045 - 0,26	18,2 - 99,8
4	wiosna 2011	0,13 - 1,15	0,045 - 0,40	235,1 - 585,1
5	lato 2011	0,07 - 1,15	0,023 - 0,40	27,2 - 208,7
6	jesień 2011	0,29 - 0,40	0,101 - 0,14	36,3 - 245,0
7	zima 2011-2012	0,14 - 0,64	0,049 - 0,22	9,1 - 217,6
8	wiosna 2012	0,25 - 0,74	0,087 - 0,26	103,5 - 570,4

* biomasa grzybów wyrażono dodatkowo w $\mu\text{gC}\cdot\text{dm}^{-3}$, w celu ułatwienia porównania jej z biomasą glonów, wyrażonej w tej samej jednostce