Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Wydział Biologii i Biotechnologii



Numer albumu 1385

Karolina Kondratowicz

Fyllosfera makrofitów wybranych jezior poddanych antropopresji jako rezerwuar fitopatogenów ważnych w mykologii medycznej

Rozprawa doktorska wykonana

w Katedrze Mikrobiologii i Mykologii

Wydział Biologii i Biotechnologii

UWM w Olsztynie

pod kierunkiem

prof. dr hab. Marii Dynowskiej

z udziałem promotora pomocniczego

dr Ewy Sucharzewskiej

Rok 2023

University of Warmia and Mazury in Olsztyn

Faculty of Biology and Biotechnology

Album number 1385

Karolina Kondratowicz

Macrophyte's phyllosphere of selected lakes subjected to anthropopressure as a reservoir of phytopathogens important in medical mycology

The doctoral thesis was written

in the Department of Microbiology and Mycology

Faculty of Biology and Biotechnology

UWM in Olsztyn

under the supervision of

prof. dr hab. Maria Dynowska

with the help of a co-promoter

dr Ewa Sucharzewska

Year 2023

Spis treści

STRESZCZENIE 5

ABSTRACT 7

1. WSTĘP 9

1.1. Roślinność szuwarowa, jako bufor zanieczyszczeń allogenicznych jezior 9

1.2. Znaczenie grzybów w etiologii chorób człowieka 15

1.3. Uzasadnienie wyboru tematu, przyjętych hipotez i celu pracy 19

2. Cel i hipotezy badawcze 21

3. Materiał i metody 22

3.1. Ogólna charakterystyka terenu badań 22

3.1.1. Jezioro Kortowskie 25

3.1.2. Jezioro Skanda 27

3.1.3. Jezioro Długie 28

3.2. Charakterystyka wybranej roślinności szuwarowej 29

3.3. Metody badań 36

3.3.1. Badania terenowe 36

3.3.2. Badania laboratoryjne 37

3.3.2.1. Analizy makro- i mikroskopowe 37

3.3.2.2. Metody opracowania wyników badań 38

3.3.2.3. Analizy z zakresu biologii molekularnej 41

3.3.2.4. *Fusarium* – mykotoksyny i dynamika wzrostu 44

4. Wyniki 46

5. Dyskusja 100

6. Wnioski 117

7. Piśmiennictwo 119

8. Wykaz tabel 142

9. Wykaz rycin 144

10. ZAŁĄCZNIKI – SZCZEGÓŁOWE WYNIKI BADAŃ 146

Olsztyn 2023

STRESZCZENIE

FYLLOSFERA MAKROFITÓW WYBRANYCH JEZIOR PODDANYCH ANTROPOPRESJI JAKO REZERWUAR FITOPATOGENÓW WAŻNYCH W MYKOLOGII MEDYCZNEJ

Karolina Kondratowicz

Wydział Biologii i Biotechnologii
Rozprawa doktorska wykonana pod kierunkiem *prof. dr hab. Marii Dynowskiej,* z udziałem promotora pomocniczego *dr Ewy Sucharzewskiej*
Katedra Mikrobiologii i Mykologii, Wydział Biologii i Biotechnologii, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Celem pracy była ocena zróżnicowania taksonomicznego i ekologicznego mikrogrzybów zasiedlających powierzchnię liści roślinności przybrzeżnej jezior kąpieliskowych w aspekcie sanitarnym i epidemiologicznym.

Materiał badawczy stanowiły fragmenty 11 gatunków roślin z widocznymi zmianami chorobowymi, pobrane w terenie jałowo, w dwóch sezonach wegetacyjnych (2017 i 2018). Stanowiska zlokalizowane były wokół 3 jezior Olsztyna: Długie, Kortowskie i Skanda.

Identyfikacji wyizolowanych grzybów dokonano przy zastosowaniu metod klasycznych (analizy makro- i mikroskopowe) oraz molekularnych, zgodnie ze standardowymi procedurami zalecanymi w diagnostycznych laboratoriach mykologicznych.

Ogółem zebrano 435 prób roślin, w 425 (98%) stwierdzono mikrogrzyby należące do gromady *Ascomycota* – 120 gatunków i *Basidiomycota* – 7 gatunków. Największą różnorodność grzybów stwierdzono na *Phragmites australis* – 64 taksony, najmniejszą na *Nuphar lutea* – 7 taksonów. Dominowały grzyby fitopatogeniczne z grupy fakultatywnych pasożytów lub fakultatywnych saprotrofów.

Wśród wyizolowanych grzybów odnotowano 40 gatunków potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka. Najczęściej izolowano gatunki z rodzajów: *Alternaria, Cladosporium,* rzadziej *Fusarium, Acremonium, Bipolaris, Botrytis, Curvularia, Exophiala, Phialophora* i *Phoma.* Wszystkie u osób z obniżoną odpornością i zachwianą równowagą ogólnobiologiczną zdolne są wywoływać stany chorobowe (mykozy, mykotoksykozy, mykoalergozy) o różnym nasileniu do śmierci włącznie.

Uzyskane wyniki dowodzą, że fyllosfera roślinności przybrzeżnej jezior w środowisku antropogenicznym charakteryzuje się dużym zróżnicowaniem mikrogrzybów o różnym statusie

troficznym, w tym bardzo licznych fitopatogenów, interesujących w kontekście chorób o etiologii grzybiczej.

Najbardziej niebezpieczne i działające najwszechstronniej wydają się być grzyby z rodzaju *Fusarium*, które u osób predysponowanych, zdolne są do wywołania mykozy, mykotoksykozy i mykoalergozy. Szczególnej uwagi wymagają środowiska bytowania *Fusarium*, a jednym z nich jest środowisko wodne i roślinność z nim związana, stosunkowo słabo zbadane pod kątem występowania tych grzybów.

Należałoby zmienić dotychczasowe podejście większości diagnostów laboratoryjnych do obecności fitopatogenów w materiałach klinicznych i traktowania tych grzybów jako potencjalne czynniki chorobotwórcze, a nie jak zanieczyszczenia.

ABSTRACT

MACROPHYTE'S PHYLLOSPHERE OF SELECTED LAKES SUBJECTED TO ANTHROPOPRESSURE AS A RESERVOIR OF PHYTOPATHOGENS IMPORTANT IN MEDICAL MYCOLOGY

Karolina Kondratowicz

Faculty of Biology and Biotechnology
The doctoral thesis was written under the supervision of *prof. dr hab. Maria Dynowska*, with the help of a co-promoter *dr Ewa Sucharzewska*
Department of Microbiology an Mycology, Faculty of Biology and Biotechnology, University of Warmia and Mazury in Olsztyn

The aim of the study was to assess the taxonomic and ecological diversity of microfungi inhabiting the surface of leaves of coastal vegetation of bathing lakes in terms of sanitary and epidemiological aspects.

The research material consisted of fragments of 11 plant species with visible disease lesions, collected in a sterile field, in two growing seasons (2017 and 2018). The sites were located around three lakes in Olsztyn: Długie, Kortowskie and Skanda.

The isolated fungi were identified using classical methods (macro- and microscopic analyses) and molecular methods, in accordance with standard procedures recommended in diagnostic mycological laboratories.

A total of 435 plant samples were collected, 425 (98%) of which contained microfungi belonging to the *Ascomycota* phylum - 120 species and *Basidiomycota* - 7 species. The greatest diversity of fungi was found on *Phragmites australis* - 64 taxa, the lowest on *Nuphar lutea* - 7 taxa. Phytopathogenic fungi from the group of facultative parasites or facultative saprotrophs predominated.

Among the isolated fungi, 40 species potentially pathogenic to humans were recorded. The most frequently isolated species were the following genera: *Alternaria, Cladosporium*, less frequently *Fusarium, Acremonium, Bipolaris, Botrytis, Curvularia, Exophiala, Phialophora* and *Phoma*. All of them are capable of causing disease states (mycoses, mycotoxicoses, mycoallergoses) of varying severity, up to and including death, in people with reduced immunity and disturbed general biological balance.

The obtained results prove that the phyllosphere of lake coastal vegetation in an anthropogenic environment is characterized by a large diversity of microfungi of various trophic status, including a large number of phytopathogens, interesting in the context of diseases of fungal etiology.

The most dangerous and most versatile seem to be fungi of the *Fusarium* genus, which are capable of causing mycosis, mycotoxicosis and mycoallergosis in predisposed people. The

habitats of *Fusarium* require special attention, and one of them is the aquatic environment and the vegetation associated with it, which are relatively poorly researched in terms of the occurrence of these fungi.

The current approach of most laboratory diagnosticians to the presence of phytopathogens in clinical materials should be changed and these fungi should be treated as potential pathogens and not as contaminants.

1. WSTĘP

1.1. Roślinność szuwarowa, jako bufor zanieczyszczeń allogenicznych jezior

Roślinność występująca w ekosystemach lądowych i wodnych rozumiana jest jako ogół zbiorowisk roślinnych występujących na danym obszarze, w danym ekosystemie lub w danym okresie geologicznym. Każde ze zbiorowisk składa się ze specyficznej kompozycji różnych, współwystępujących ze sobą gatunków, które w znacznym stopniu wpływają na środowisko swojego występowania (FALIŃSKA 1997). Zbiorowiska roślinne kształtują powierzchniową warstwę podłoża ekosystemów lądowych, przyczyniając się do zmiany stosunków mikroklimatycznych (WYSOCKI I SIKORSKI 2002). W środowiskach wodnych mają znaczny wpływ na skład chemiczny wody, a także jej, szeroko rozumianą, jakość (KŁOSOWSKI 2006), z uwzględnieniem jakości mikrobiologicznej, w wymiarze bioindykacyjnym (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

Populacje gatunków roślinnych, współwystępujące na jednej powierzchni, tworzą fitocenozę, w której poszczególne gatunki są powiązane oddziaływaniami wewnątrzbiocenotycznymi. Na skład i strukturę danej fitocenozy, ma wpływ również biotop, w którym ona występuje (WYSOCKI I SIKORSKI 2002; PEŁECHATY I PRONIN 2015). Fitocenoza, zbudowana jest zazwyczaj z populacji wielu gatunków roślin, tworzących niepowtarzalną w innych zbiorowiskach kompozycję, tzw. charakterystyczną kombinację gatunków (FALIŃSKA 1997; MATUSZKIEWICZ 2001). Dzięki temu, pojedyncze fitocenozy można przyporządkować do określonych zespołów roślinnych i sklasyfikować w ramach systematyki zbiorowisk roślinnych – systemu syntaksonomicznego (MATUSZKIEWICZ 2001). Istnieje zasadnicza różnica pomiędzy zbiorowiskami roślinności lądowej i wodnej. Ekosystemy wodne charakteryzują się zazwyczaj zbiorowiskami o bardzo uproszczonej strukturze, z wyraźną dominacją gatunków pojedynczych i znikomym udziałem innych taksonów. Zdarza się często, że duże powierzchnie dna zbiornika wodnego zajęte są tylko przez jeden gatunek. Stąd też, w wielu krajach nie stosuje się badań fitosocjologicznych w odniesieniu do roślinności wodnej (PEŁECHATY I PRONIN 2015).

Mimo różnic strukturalnych oraz podejścia badawczego, roślinność stanowi istotny element układów ekologicznych lądowych i wodnych, powiązany wielopoziomowo i wielokierunkowo z pozostałymi elementami tych układów. Znając strukturę przestrzenną i skład gatunkowy roślinności oraz informacje o typie i kierunku tych zależności, można wysnuć wnioski dotyczące innych składników badanego ekosystemu, a także identyfikować aktualne i przewidywać, zachodzące w nim, zmiany (MATUSZKIEWICZ 2001). Dotyczy to także mikroorganizmów związanych z roślinnością. Kolonizują one całą powierzchnię roślin – liście,

łodygi, korzenie, nasiona oraz funkcjonują międzykomórkowo i wewnątrzkomórkowo w różnych tkankach obwodowych, a nawet w wiązkach przewodzących. Każde z wymienionych miejsc charakteryzuje się innymi cechami siedliskowymi, warunkującymi namnażanie się i wzrost określonych bakterii i grzybów. Szczególną rolę odgrywają wydzieliny roślinne, będące dla nich źródłem substancji odżywczych lub czynnikiem hamującym ich rozwój (WHIPPS i in. 2008; KUCHARSKA I WACHOWSKA 2014).

Według LINDOW I BRANDL (2003) oraz PINCEBOURDE I WOODS (2012) powierzchnia liści – fyllosfera – jest siedliskiem bytowania mikroorganizmów o niekorzystnych dla nich warunkach ekofizjologicznych. Główny wpływ ma na to stosunkowo mała dostępność substancji odżywczych oraz ekspozycja na zmiany temperatury i wilgotności. Mimo tego, jest ona bezustannie narażana na inwazję mikroorganizmów z różnych grup taksonomicznych i troficznych, przy czym duże znaczenie mają opady deszczu. Obfite deszcze powodują, że część mikroorganizmów może zostać zmyta z powierzchni liścia, tworząc dzięki temu, wolną niszę ekologiczną dla innych organizmów (WHIPPS i in. 2008). Tylko od kondycji rośliny będzie zależało na ile niebezpieczne lub obojętne będą one dla samej rośliny i jak będzie przebiegał ich rozwój. To szczególnie ważne w kontekście mikroorganizmów fitopatogenicznych i potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka.

Drobnoustroje mogą zasiedlać fyllosferę za pośrednictwem deszczu, wiatru lub dostawać się z nasion i z gleby drogą wiązek przewodzących. Swój udział w przenoszeniu diaspor mikroorganizmów, głównie zarodników, mają owady i inne zwierzęta lub człowiek. Zarodniki grzybów fitopatogenicznych, komórki drożdży lub bakterii występują na liściach zdrowych roślin (WHIPPS i in. 2008). Duże znaczenie ma kolejność pojawiania się ich na powierzchni liści, gdzie konkurują ze sobą o pokarm i miejsce, dzięki czemu w znacznym stopniu różnicuje się ich skład gatunkowy (LINDOW I BRANDL 2003; KUCHARSKA I WACHOWSKA 2014). Według niektórych, drobnoustrojów patogenicznych jest więcej niż nie patogenicznych, bytujących w żywych tkankach roślin czy endofitów (LINDOW I BRANDL 2003; WHIPPS i in. 2008). Aby przystosować się do ubogiego w substancje odżywcze środowiska, grzyby bytujące na powierzchni liści wykształciły odpowiednie cechy, które uodparniają je przed szeregiem niekorzystnych zjawisk (WHIPPS i in. 2008; MEYER I LEVEAN 2012). Przykładem może być ciemna barwa strzępek chroniąca grzyby z rodzaju *Cladosporium* przed szkodliwym promieniowaniem UV (SUNDIN 2002; KUCHARSKA I WACHOWSKA 2014) czy wytwarzanie form przetrwalnikowych przez grzyby z rodzaju *Fusarium*, które dzięki temu przystosowały się do bytowania w środowisku o niekorzystnych dla nich warunkach (SUNDIN 2002; KUCHARSKA I WACHOWSKA 2014).

Przez naturalne otwory, rany czy uszkodzenia, do tkanek roślinnych mogą przedostać się endofity, kolonizując wnętrza komórek (często epidermy) oraz przestrzenie międzykomórkowe (TIKHONOVICH I PROVOROV 2009). Istotną barierę dla endofitów tworzy kutykula (WHIPPS i in. 2008), dlatego też najczęściej przedostają się one poprzez system korzeniowy, a dalej przez wiązki przewodzące, aż do nadziemnych części rośliny (MANO I MORISAKI 2008).

Interakcja zachodząca pomiędzy endofitami a ich gospodarzami jest złożona i nie do końca poznana. W większości przypadków na liściach można zaobserwować pasożytnictwo oraz komensalizm, natomiast w populacjach drobnoustrojów fyllosfery interakcje troficzne występują rzadko (MEYER I LEVEAN 2012). Istnieje sieć powiązań pozwalająca przesyłać sygnały między mikroorganizmami zasiedlającymi liść a rośliną, które pomagają w porozumiewaniu się między sobą oraz z gospodarzem. Wpływają one wzajemnie na siebie w ramach zjawiska *quorum-sensing* za pomocą małych cząstek sygnałowych bądź innych elicitorów (SCHERLACH I HERTWECK 2009). Dzięki temu, mikroorganizmy wraz z komórkami gospodarza tworzą kompleksowy, interaktywny ekosystem, pozwalający na decydowanie o wielu różnych procesach biologicznych, w szczególności o zdrowotności rośliny (TIKHONOVICH I PROVOROV 2009). Drobnoustroje poprawiają kondycję rośliny, w zamian za dostęp do substancji odżywczych i schronienie. Na to współistnienie ma wpływ wiele czynników, przede wszystkim warunki środowiskowe, zarówno biotyczne i abiotyczne oraz cechy fenotypowe i genotypowe roślin oraz mikroorganizmów (ZABALGOGEAZCOA 2008).

Jak wspomniano wyżej, kolonizowanie tkanek roślinnych może być nie patogeniczne, dzięki zachowaniu równowagi w interakcjach pomiędzy rośliną a mikroorganizmami oraz patogeniczne (większość endofitów), które powinno zostać utrzymane w równowadze z mechanizmami obronnymi rośliny. Zdarzają się sytuacje, gdzie roślina całkowicie zwalcza wirulencję endofitu i wtedy mikroorganizm ginie. W innym przypadku, gdy mechanizmy obronne rośliny są zbyt słabe, pojawiają się objawy chorobowe prowadzące do wyniszczenia rośliny, na które, w początkowej fazie, duży wpływ mają czynniki środowiskowe (RODRIGUEZ i in. 2009). Reasumując, drobnoustroje endofityczne działając na roślinę pozytywnie, podnoszą tolerancję na stresy biotyczne i abiotyczne, zwiększają produkcję biomasy oraz mogą zmniejszać zapotrzebowanie na wodę (RODRIGUEZ i in. 2009; YUAN i in. 2010). Zasiedlając tkanki rośliny, endofity mają zdolność produkcji różnorodnych związków, takich jak alkaloidy, peptydy, steroidy, terpenoidy, fenole czy chininę. Związki te ograniczają zasiedlanie rośliny przez patogeny, a także chronią przed zgryzaniem przez roślinożerców oraz mogą stymulować wzrost i rozwój rośliny poprzez produkcję fitohormonów. U niektórych grzybów

endofitycznych zaobserwowano możliwość wiązania azotu, dzięki czemu mogą one zaopatrywać częściowo roślinę w ten pierwiastek, podnosząc w konsekwencji jej plonowanie (LIU i in. 2011; SURYANARAYANAN i in. 2011; KUCHARSKA I WACHOWSKA 2014). W przypadku, gdy mówimy o patogeniczności drobnoustrojów dla rośliny, mikroorganizmy zasiedlające powierzchnię oraz tkanki liści, wpływają negatywnie na jej rozwój, powodując niszczenie tkanki, ograniczenie plonu oraz pogorszenie jego jakości (NEWTON i in. 2010).

Inhibitorem wzrostu patogeniczności mikroorganizmów są nie tylko warunki środowiskowe, ale także sama roślina, która broni się przed infekcją produkując wtórne metabolity, (CHISCHOLM i in. 2006; SHEPHERD I WAGNER 2006) wydzielane na powierzchnię liści za pomocą włosków zwanych trichomami (LIN I WAGNER 1994). Dodatkowo, roślina wydziela szereg substancji lotnych (m.in., CO_2, alkohole, związki azotowe itp.), mających selektywne działanie inhibicyjne w stosunku do patogenów (MECHAMBER 2002). Jednak mechanizm obronny rośliny nie zawsze działa efektywnie na zahamowanie patogenicznych grzybów strzępkowych (BŁASZKOWSKI 1995).

Szczególne znaczenie mają makrofity pełniące funkcję bioindykatorów. Przeważnie są to gatunki o wąskim zakresie tolerancji na działanie określonych substancji bądź zmian zachodzących w środowisku ich bytowania (FALIŃSKA 1997; PEŁECHATY I PRONIN 2015). Ekolodzy wyróżniają trzy podstawowe typy bioindykatorów: jakościowe, ilościowe oraz mieszane. Jakościowe, przez samo występowanie, informują, o jakości środowiska, np. o stanie troficznym zbiornika lub w odniesieniu do określonego czynnika, np. o stężeniu ołowiu w wodzie. Bioindykatory ilościowe informują o stanie środowiska poprzez występowanie ilości osobników, a nie tylko samo wystąpienie gatunku, biomasy czy też zajmowanej powierzchni. Natomiast bioindykatory mieszane, łączą cechy obu poprzednich grup i są przydatne do określenia występowania danego czynnika, jak i w dalszej kolejności, jego natężenia. Wśród roślinności makrofitowej możemy wyróżnić przedstawicieli wszystkich trzech typów bioindykatorów, a ich wartość, zależy od tego, w jakim charakterze oraz do jakich celów chcemy ich zdolność biowskaźnikową wykorzystać. Potwierdzono, że przez pryzmat składu gatunkowego makrofitów można określić stan troficzny jeziora (PODBIELKOWSKI I TOMASZEWICZ 1996; PEŁECHATY I PRONIN 2015), ale niewiele badań bierze pod uwagę również stopień zasiedlania tych roślin przez mikroorganizmy – bakterie i mikrogrzyby (DYNOWSKA i in. 2013). Tych ostatnich znacznie więcej notuje się w litoralu bogatym w makrofity niż w otwartej części zbiornika (KORNIŁŁOWICZ I SZEMBER 1991; DYNOWSKA 1995). Udowodniono, że z makrofitami związane są mikrogrzyby wykorzystujące liczne związki organiczne warunkujące żyzność zbiornika wodnego (KORNIŁŁOWICZ 1991; KORNIŁŁOWICZ I SZEMBER

1991; DYNOWSKA 1995), a niektóre gatunki najobficiej występują wyłącznie w zbiornikach silnie zeutrofizowanych (DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2013).

Eutrofizacja (z języka greckiego oznacza „dobrze odżywiony"), rozpatrywana z przyrodniczego punktu widzenia, jest procesem naturalnym, związanym ze wzrostem żyzności wód, głównie poprzez nadmierne gromadzenie się związków azotu i fosforu oraz innych biogenów. Jednak w warunkach naturalnych, ten proces jest bardzo powolny, a działalność gospodarcza człowieka wpływa na jego przyspieszenie nawet do kilkuset razy, w związku z czym doprowadza to do szybszej degradacji ekosystemów wodnych (KAJAK 2001; SENDER I JARUGA 2017). Jednak, proces ten, jest pożądany tylko do pewnego momentu, gdyż wpływa na wzrost produkcji biologicznej, a w tym wzrost produkcji ryb. Gdy przekroczy pewną granicę wywołuje niekorzystne efekty, na przykład pojawianie się nadmiernej ilości glonów fitoplanktonowych, wpływających niekorzystnie na przezroczystość zbiorników i ich walory estetyczne oraz pogorszenie się warunków świetlnych w strefie litoralu. Prowadzi to, z reguły, do ustępowania roślinności zanurzonej (KAJAK 2001; KUBIAK I TÓRZ 2005).

Jak wyżej wspomniano, na tempo eutrofizacji największy wpływ ma czynnik antropogeniczny, zwłaszcza spływy nawozów organicznych i mineralnych z pól, erozja gleby, spływ nieoczyszczonych lub niedostatecznie oczyszczonych ścieków komunalnych oraz ścieków z przemysłów rolno-spożywczych, zanieczyszczenia pochodzące z turystyki i rekreacji, intensywny chów ryb, wycinka lasów oraz suche opady atmosferyczne (JEZIERSKA-MADZIAR I PIŃSKWAR 2008). Na całkowity opad, wnoszący zanieczyszczenia z atmosfery do podłoża, składa się opad suchy i mokry. Opad mokry jest to woda opadająca z atmosfery w postaci ciekłej, inaczej mówiąc deszcz, bądź stałej, czyli śnieg lub lód. Natomiast opad suchy są to wszystkie, oprócz wody, związki występujące w stanie stałym, ciekłym lub gazowym, w cząstkach odkładających się na podłożu w wyniku procesów grawitacji i turbulencji. Suchy opad szacuje się na podstawie stężenia gazów i aerozoli oraz ich prędkości osiadania (PAWLIK-DOBROWOLSKI I ŁEMPICKA 2003; ŚNIEŻEK I DEGÓRSKA 2006). Wszystkie te procesy stanowią kluczowy czynnik, powodujący wzrost żyzności zbiorników, ze względu na uwalnianie i przenoszenie nadmiernych ilości związków biogennych, zwłaszcza azotu i fosforu. Szkodliwe oddziaływanie biogenów, jest zależne od wielkości ich ładunku. W związku, z tym, jeśli ich ładunek jest większy od możliwości przyswojenia przez roślinę i wykorzystania przez mikroorganizmy oraz większy od zdolności sorpcyjnych gleby, wówczas przenikają one do wód potęgując eutrofizację zbiorników wodnych (BOJANOWSKA i in. 2004, SENDER I JARUGA 2017).

Wymiernym wykładnikiem stopnia eutrofizacji i niekorzystnych zmian antropogenicznych mogą być mikrogrzyby z różnych grup taksonomicznych i troficznych (DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2013). Tworzą one razem z bakteriami ogniwa „pętli mikrobiologiznej", której funkcjonowanie jest odbiciem dynamiki procesów związanych z aktywnością mikroorganizmów w wodach, w wielogatunkowych układach ekologicznych (WURZBACHER i in. 2010; BUZZINI i in. 2012; DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2013). Aktywność ta związana jest głównie z procesami samooczyszczania się wód oraz przepływem materii i energii, ale także może być związana z zagrożeniem sanitarno-epidemiologicznym. Ta ostatnia uwaga dotyczy mikrogrzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka, których lista, w ostatnich latach, znacznie wydłużyła się (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). DYNOWSKA (1995) stwierdziła, że każdy wzrost liczebności tych mikrogrzybów w badanych przez nią wodach wskazywał na postępujący proces eutrofizacji, a liczebność grzybów była wprost proporcjonalna do zawartości biogenów i odwrotnie proporcjonalna do nasycenia wody tlenem. Wody, które autorka zbadała charakteryzował wysoki stopień antropopresji, a zdecydowana większość mikrogrzybów potencjalnie chorobotwórczych pochodziła ze strefy litoralnej jezior bogatej w makrofity. Jednocześnie DYNOWSKA (1995) podkreśliła istotną rolę roślinności przybrzeżnej, jako bufora szeroko rozumianych zanieczyszczeń allogenicznych, w tym mikrobiologicznych. Ten aspekt ściśle koresponduje z przyjętymi w pracy hipotezami badawczymi oraz z faktem wzrostu zainteresowania mykologów medycznych fitopatogenami jako sprawcami grzybic powierzchniowych i narządowych (ZBAWSKI I BARAN 1998; RICHARDSON I WARNOCK 2003; DYNOWSKA 2006; NOWACKA i in. 2018).

1.2. Znaczenie grzybów w etiologii chorób człowieka

W rozwoju medycyny, etiologia stosunkowo późno zwróciła uwagę na grzyby jako czynniki chorobotwórcze porównywalnie ważne z bakteriami czy wirusami. Najprawdopodobniej wynika to z faktu, że większość grzybów to formy oportunistyczne, które w momencie dostania się do organizmu z prawidłową odpornością nie wywołują infekcji lecz kolonizują go na zasadach nosicielstwa lub zostają usuwane, gdy w miejscu wtargnięcia natrafią na sprawnie działającą I (nieswoistą) linię obrony (DYNOWSKA 2011; KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Aby grzyby zaatakowały muszą zaistnieć wcześniej czynniki zaburzające ogólnobiologiczną równowagę organizmu, powodujące immunosupresję. Należą do nich: zmiany endogennej mikrobioty prowadzące do dysbakteriozy, terapia antybiotykami przeciwbakteryjnymi o szerokim spektrum działania, cytostatykami, kortykosterydami i lekami immunosupresyjnymi (TROSKA 2017). Według DYNOWSKIEJ (2011; 2018) w naturze większości grzybów ewolucyjnie zakodowany został potencjał patogeniczności, w stosunku do tkanek człowieka, który wyzwalany jest w ściśle określonych okolicznościach – w momencie przejścia makroorganizmu ze stanu eubiozy w dysbiozę i naruszenia szeroko rozumianych mechanizmów immunologicznych. Ten sposób podejścia do grzybów, jako czynników etiologicznych jest rozwinięciem definicji RICHARDSONA I WARNOCKA (1995) dotyczącej ich potencjalnej chorobotwórczości. Autorzy Ci za potencjalnie chorobotwórcze uważają te grzyby, które mają zdolności wzrostu i rozwoju w temperaturze ciała człowieka, przy obniżonym potencjale oksydacyjno-redukcyjnym jaki panuje w chorej tkance.

Biorąc pod uwagę różnice w etiopatogenezie chorób wywoływanych przez grzyby, z wyjątkiem intoksykacji pokarmowych będących następstwem spożycia grzybów wielkoowocnikowych, w mykologii medycznej wyróżniono: mykozy – grzybice, wywołane rozwojem grzybów w ontosferze, mykotoksykozy – zatrucia toksynami grzybów pleśniowych (m.in. *Aspergillus, Fusarium, Penicillium*) i mykoalergozy – szeroko rozumiane stany nadwrażliwości organizmu na alergeny zawarte w zarodnikach lub/i w grzybni (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2006).

Grzyby dostają się do organizmu różnymi drogami – przez otwory naturalne, uszkodzoną skórę lub rogówkę, a w szczególnych przypadkach podczas zabiegów kateteryzacji i chirurgicznych bezpośrednio do krwi stanowiąc dla pacjenta śmiertelne zagrożenie (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Większość obserwowanych inwazji grzybów ma charakter zakażenia wtórnego (zakażenie pierwotne ma miejsce niezwykle rzadko, najczęściej jest to zakażenie okołoporodowe) i dotyczy osób w każdym wieku, a wrażliwość na zakażenie

grzybami ma charakter powszechny. Są pewne grupy osób o szczególnych predyspozycjach do zakażeń. Należą do nich osoby narażone na wyżej wymienione czynniki immunosupresyjne.

Wrotami inwazji grzybów są najczęściej: jama ustna, jamy nosa, cewka moczowa, pochwa, odbyt. Natomiast inwazja dokonuje się drogą inhalacyjną (powietrzno-kropelkową, powietrzno-pyłkową), pokarmową i płciową (=inwazja bezpośrednia) i/lub poprzez kontakty środowiskowe (=inwazja pośrednia), ważne w dużych skupiskach ludzi. Odrębną drogę stanowią uszkodzenia ciągłości skóry i błon śluzowych po urazach. Należy podkreślić, że rodzaj drogi inwazji, w dużym stopniu, zależy od gatunku grzyba (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Stąd badania taksonomiczne grzybów w środowisku człowieka nigdy nie stracą na aktualności. Z reguły sugerują one jakie grzyby są zdolne do zasiedlenia ontosfery oraz informują o potencjalnej patogeniczności grzybów (DYNOWSKA 2018A).

Większość grzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka to grzyby właściwe – *Fungi*, należące do gromady *Zygomycota, Ascomycota* i *Basidiomycota* oraz grzyby anamorficzne – *Anamorphic Fungi = Deuteromycota*. Najwięcej gatunków ważnych w mykologii medycznej odnotowano wśród *Ascomycota* chociaż coraz więcej uwagi poświęca się także grzybom anamorficznym (DYNOWSKA I EJDYS 2011). Obydwie ostatnie grupy związane są głównie z fyllosferą roślin uprawnych i dziko rosnących (CZERWIŃSKA 2014).

Uważa się, że około 300 gatunków grzybów wolnożyjących w przyrodzie, z różnych grup systematycznych i troficznych, wykazuje właściwości chorobotwórcze w stosunku do człowieka. Dotyczy to głównie mykoz i mykotoksykoz. Jednak, po uwzględnieniu grzybów zdolnych wywoływać mykoalergozy liczba ta może być kilkakrotnie większa (DYNOWSKA 2018B). Aktualnie na liście grzybów alergogennych, oprócz powszechnie znanych - *Cladosporium, Alternaria, Aspergillus, Fusarium* czy *Botrytis*, znalazły się rodzaje: *Claviceps, Puccinia, Ustilago* oraz grzyby wielkoowocnikowe: *Gyromitra, Morchella, Agaricus* czy *Suillus*. Ich zarodniki, u osób z nadwrażliwością wywołują objawy zaostrzonej astmy i alergii wziewnej (BARAN 1998; DYNOWSKA 2018B).

Jednym z najważniejszych elementów osiedlania się grzybów w ontosferze człowieka jest ich zdolność adherencji do komórek nabłonka błon śluzowych. Jest to etap wstępny, który prowadzi do namnażania się komórek grzyba i do kolonizacji. Następny etap w patomechanizmie zakażenia to wytwarzanie przez grzyby enzymów hydrolitycznych (głównie proteolitycznych i lipolitycznych) wywołujących podrażnienie i uszkodzenie tkanek oraz zmiany zapalne. Konsekwencją powyższych jest penetracja postaci morfologicznych do tkanek i rozwój grzybicy (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018).

W literaturze medycznej wyróżniono dwa typy zakażenia grzybiczego:

1. zakażenia jednoogniskowe, obejmujące jeden narząd (np. jamę ustną, przełyk, jelito itp.),
2. zakażenia wieloogniskowe przebiegające w dwóch postaciach:
   a) bez fungemii, gdy grzyb zajmuje powierzchnię błon śluzowych różnych narządów, lecz nie przekracza ich bariery,
   b) z fungemią (systemomykozy, grzybicze ogólnoustrojowe), gdy struktury morfologiczne (zarodniki, fragmenty grzybni) grzybów krążą we krwi przemieszczając się do narządów miąższowych i ośrodkowego układu nerwowego (DYNOWSKA 2018B, KURNATOWSKA 2018).

Istnieje cały szereg czynników predysponujących do rozwoju grzybic:

1. wewnątrzpochodne – wynikające ze stosunku „mikroorganizm-gospodarz”,
   a) fizjologiczne (wiek niemowlęcy, wiek podeszły, ciąża),
   b) patologiczne (cukrzyca, gruźlica, choroby nowotworowe, szczególnie białaczka – chociaż rozwój nowotworu może być zapoczątkowany przez działające karcinogenne toksyny grzybów, niedobory immunologiczne (AIDS),
2. zewnątrzpochodne
   a) jatrogenne – wynikające z rozwoju medycyny: stosowanie antybiotyków przeciwbakteryjnych, chemioterapeutyków, kortykosterydów, cytostatyków, szeroko rozumianych leków immunosupresyjnych i doustnych środków antykoncepcyjnych, zabiegi chirurgiczne, kateteryzacja, wyrafinowana diagnostyka (endosondy),
   b) środowiskowe – kąpieliska otwarte i zamknięte zanieczyszczone grzybami antropofilnymi, bezobjawowi nosiciele grzybów, osoby chore na grzybicę oraz wszelkie naturalne rezerwuary grzybów potencjalnie chorobotwórczych w otoczeniu człowieka, co bezpośrednio nawiązuje do niniejszego tematu i uzyskanych wyników (DYNOWSKA I EJDYS 1999; NOWAK I LIBUDZISZ 2004; DYNOWSKA 2018B).

Grzyby potencjalnie chorobotwórcze to organizmy kosmopolityczne, głównie euryekologiczne saprotrofy, które nie mają trudności w przejściu z saprotrofizmu w pasożytnictwo ze względu na wyjątkowo plastyczny aparat enzymatyczny, rzadziej fakultatywne fitopatogeny (DYNOWSKA 2011, 2018). Naturalnymi ich rezerwuarami są głównie biotopy bogate w węglowodany i inne związki organiczne różnego pochodzenia: gleba, martwe cząstki roślinne i zwierzęce, owoce, nasiona i wydzieliny roślinne, wody silnie zeutrofizowane i poddane antropopresji oraz cząsteczki organiczne bioaerozolu powietrza (DYNOWSKA I EJDYS

2011). Powietrze należy traktować nie tylko jako rezerwuar lecz także jako podstawowy wektor krążenia grzybów w biosferze. Specyficznymi rezerwuarami grzybów potencjalnie chorobotwórczych są bezobjawowi nosiciele, osoby chore na grzybicę oraz rośliny porażone gatunkami zdolnymi skolonizować ontosferę człowieka. Niektóre z tych ostatnich są szczególnie ważne, gdyż często wykazują powinowactwo do konkretnego narządu lub układu. Przykładem mogą być: *Fusarium* – powinowactwo do szpiku kostnego i naczyń krwionośnych, *Cladosporium* – powinowactwo do układu nerwowego, a *Alternaria* do płuc (DYNOWSKA 2018B).

Patrząc obecnie na etiologię chorób grzybiczych daje się zauważyć duży postęp ściśle korespondujący z rozwojem mykologicznych badań środowiskowych dostarczających tych najważniejszych informacji na temat różnorodności ekofizjologicznej grzybów, od której zależy ich zmienność pozwalająca grzybom opanowywać także organizm człowieka.

1.3. Uzasadnienie wyboru tematu, przyjętych hipotez i celu pracy

Przez wiele lat uważano, że grzyby fitopatogeniczne nie stanowią bezpośredniego zagrożenia dla człowieka, chociaż już w średniowieczu notowano regularne epidemie zatruć, często ze skutkami śmiertelnymi, na przykład po spożyciu chleba uzyskanego z mąki zanieczyszczonej mykotoksynami zawartymi w przetrwalnikach *Claviceps purpurea* (Fr.) Tul., zwanych sporyszem. Dziś wiemy, że są to pochodne kwasu lizerginowego – alkaloidy peptydowe (ergotamina, ergotoksyna) i proste amidy (ergobazyna) o bardzo silnym działaniu obwodowym, neurohormonalnym i ośrodkowym, powodujące kompleks zatruć określanych ergotyzmem, którego objawy i przebieg zależą od rodzaju i dawki toksyny (GRAJEWSKI 2006).

W kontekście wpływu na zdrowie człowieka, szczególną uwagę należy zwrócić na pasożyty fakultatywne (nekrotroficzne) oraz saprotrofy fakultatywne, których właściwości w pełni wpisują się w definicję grzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka (RICHARDSON I WARNOCK 2003).

Mimo bogatej wiedzy dotyczącej różnorakiego wpływu grzybów fitopatogenicznych na zdrowie człowieka problematyka grzybic wywoływanych przez fitopatogeny ciągle zajmuje marginesową pozycję w polskiej mykologii medycznej. Najprawdopodobniej ma to związek z faktem, że grzybice wywoływane przez fitopatogeny notowane są głównie w krajach tropikalnych i subtropikalnych (RICHARDSON I WARNOCK 2003; BARAN 1998).Od końca XX wieku dotyczą także klimatu umiarkowanego, zwłaszcza terenów rolniczych (PLOMER-NIEZGODA i in. 1998), ale nie tylko (DYNOWSKA 1998; DYNOWSKA i in. 2011B, 2016; NOWACKA i in. 2018). Należy pamiętać, że wiele grzybów do niedawna nie spotykanych lub bardzo rzadko notowanych u ludzi występuje z coraz większą częstością, odgrywając rzeczywiste znaczenie w patologii człowieka, a liczne z nich są przedmiotem dociekań epidemiologicznych (DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2001).

Przystępując do wyboru i realizacji tematu oraz formułując hipotezy i cel pracy kierowano się wynikami uzyskanymi we wcześniejszych badaniach własnych (NOWACKA 2015). Bardzo wyraźnie wynikało z nich, że makrohydrofity mogą być zasiedlane przez liczne grzyby, którymi interesuje się nie tylko fitopatologia, ale także mykologia medyczna. Na plan pierwszy wysunęły się grzyby z rodzaju *Fusarium*. Już RICHARDSON I LASS FLÖRL (2008) uznali je za najważniejszy czynnik etiologiczny hialohyfomykoz wywoływanych przez grzyby pleśniowe znajdujące się w środowisku człowieka, a GRAJEWSKI (2006), PACKA (2006) i JESTOI (2008) za producentów najgroźniejszych mykotoksyn o bardzo szerokim spektrum działania na organizmy stałocieplne (karcynogennie, hepatotoksycznie, mykotoksycznie, neurohormonalnie, nekrotoksycznie, alergogennie …). Z tych też powodów grzyby z rodzaju

Fusarium wybrano do badań molekularnych i toksykologicznych, skupiając się na oznaczeniu DON (deoksyniwalenol), związku stosowanego powszechnie jako jednostka zawartości mykotoksyn fuzaryjnych w ziarnie zbóż i produktach zbożowych.

Ważną drogą przenoszenia diaspor *Fusarium* jest powietrze, którego rola epidemiologiczna, ma podstawowe znaczenie w przypadku szeregu chorób o etiologii grzybiczej oraz obserwowanej sezonowości nasilenia się zachorowań, nawrotów czy chronicznych zaostrzeń. Ma to szczególne znaczenie w kontekście infekcji grzybami fitopatogenicznymi, których występowanie wiąże się z cyklem rozwojowym roślin żywicielskich oraz samych grzybów (DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2001). Diaspory krążące w całym środowisku, zamykają koło infekcji, która może mieć swoje źródło na skolonizowanych roślinach lub w grzybni powstającej w glebie, wodzie czy też na rozkładających się szczątkach roślin.

Wieloletnie obserwacje prowadzone w Katedrze Mykologii UWM w Olsztynie (DYNOWSKA 1998; DYNOWSKA i in. 2011 A, B, 2016), dotyczące znaczenia grzybów z rodzaju *Fusarium* w etiologii grzybic sugerowały aby tym grzybom, zwłaszcza izolowanym ze skolonizowanych nimi roślin, przyjrzeć się dokładniej.

2. Cel i hipotezy badawcze

Przystępując do badań sformułowano dwie hipotezy badawcze i cel pracy.

I. Mikrogrzyby zasiedlające fyllosferę makrofitów wybranych zbiorników wodnych są wykładnikiem zdrowotności tych roślin oraz ważnym komponentem w ocenie stanu sanitarnego środowiska.

II. Fyllosfera roślinności przybrzeżnej jezior antropogenicznych jest rezerwuarem mikrogrzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka oraz ogniwem w łańcuchu epidemiologicznym chorób o etiologii grzybiczej.

Celem badań była ocena zróżnicowania taksonomicznego i ekologicznego mikrogrzybów zasiedlających powierzchnię liści roślinności przybrzeżnej jezior kąpieliskowych w aspekcie sanitarnym i epidemiologicznym.

Do realizacji celu przyjęto następujące zadania badawcze:

1. Uzasadnienie wyboru stanowisk badawczych i ich charakterystyka.
2. Identyfikacja wyizolowanych grzybów na podstawie cech makroskopowych i mikroskopowych.
3. Określenie stopnia zróżnicowania gatunkowego i ekologicznego grzybów ze wskazaniem potencjalnych antropopatogenów.
4. Skoncentrowanie uwagi na gatunkach z rodzaju *Fusarium* wykorzystanych do badań molekularnych i toksykologicznych.
5. Określenie znaczenia wyizolowanych grzybów w ocenie fitosanitarnej i w łańcuchu epidemiologicznym chorób o etiologii grzybiczej.

3. Materiał i metody

3.1. Ogólna charakterystyka terenu badań

Wybrane do badań zbiorniki wodne znajdują się na terenie stolicy województwa warmińsko-mazurskiego – w Olsztynie. Według danych Urzędu Statystycznego na dzień 31 grudnia 2018 roku, miasto liczy 172 362 mieszkańców. W granicach administracyjnych Olsztyna jest położonych aż 16 jezior różnej wielkości (Tab. 1). Do badań wybrano trzy: Kortowskie, Skanda i Długie.

Tab. 1. Powierzchnia jezior Olsztyna
Table 1. Area of Olsztyn lakes

Lp.	Nazwa jeziora	Powierzchnia (ha)
1.	Jezioro Ukiel (Krzywe)	412
2.	Jezioro Kortowskie	89,7
3.	Jezioro Trackie (Track)	52,8
4.	Jezioro Skanda	51,5
5.	Jezioro Redykajny	29,9
6.	Jezioro Długie	26,8
7.	Jezioro Sukiel	20,8
8.	Jezioro Tyrsko	18,6
9.	Jezioro Zgniłek	6,0
10.	Jezioro Stary Dwór (Starodworskie)	6,0
11.	Jezioro Podkówka	6,0
12.	Jezioro Pereszkowo	1,8
13.	Czarne Jezioro	ok. 1,3
14.	Jezioro Żbik	ok. 1,2
15.	Jezioro Mummel	ok. 0,3
16.	Jezioro Modrzewiowe	0,25

Kryterium wyboru było ich usytuowanie w różnych częściach miasta (Ryc.1.), wykorzystywanie jezior do celów rekreacyjno-turystycznych oraz zaawansowana eutrofia, korespondująca ze stopniem antropopresji. Stanowiska, z których został zebrany materiał, podzielono na *stanowiska kąpieliskowe* (K) oraz *stanowiska „dzikie”* (D).

Dzięki wyjątkowemu położeniu, wśród jezior i lasów, Olsztyn jest nazywany miastem zieleni. Ma to wpływ zarówno na wygląd, estetykę oraz znaczenie miasta w regionie

(BAJEROWSKI 1982). Powierzchnia całkowita jezior oraz rzek zajmuje 1100 ha – 9,9% (SKUPSKI 2001), a kompleksy leśne 1867 ha – 16,8%, gdzie najważniejszą i szczególną wartość ekologiczną oraz zdrowotną posiada Las Miejski – 1054 ha (STYPIŃSKI 1995). Las Miejski usytuowany jest w północnej części miasta i charakteryzuje się on naturalnym bogactwem, zachowanym w pierwotnej formie w chronionych rezerwatach. Jest ostoją dzikiej zwierzyny oraz wielu gatunków roślin. Charakterystycznymi gatunkami dla tego lasu są przede wszystkim: sosny, dęby, buki, świerki, klony oraz brzozy. Największą powierzchnię stanowią sosny, które zajmują około 80% jego powierzchni. Niektóre z okazów mają ponad 140 lat. Ciekawostkę stanowi fakt, iż Las Miejski w Olsztynie jest największym kompleksem leśnym położonym na terenach miejskich w Europie (*Odkryj Olsztyn. Wśród lasów i jezior…*).

O atrakcyjności przyrodniczej Olsztyna, świadczy rzeźba jego terenu. Dzięki niej istnieje duża różnorodność siedlisk. Zwarte przestrzenie zieleni na terenie miasta oraz obecność zbiorników wodnych, bagien, terenów otwartych i korytarzy ekologicznych sprzyja różnorodności gatunkowej oraz liczebności organizmów roślinnych i zwierzęcych, (NOWAKOWSKI i in. 2006).

Na terenie Olsztyna znajdują się dwa rezerwaty torfowiskowe – Redykajny i Mszar (ŚRUTKOWSKI 2002). Rezerwat Redykajny jest jednym z najstarszych rezerwatów w województwie warmińsko-mazurskim i podlega ochronie od 1907 roku. Torfowisko to o charakterze śródleśnym i powierzchni 10,38 ha, znajduje się na terenie Lasu Miejskiego. Stanowi ono dużą wartość dydaktyczną i badawczo-naukową, szczególnie w zakresie badań dynamiki szaty roślinnej torfowisk (GROCHOWSKA 2013). Rezerwat Mszar również znajduje się na terenie Lasu Miejskiego, a jego powierzchnia wynosi 4,45 ha. Podobnie jak rezerwat Redykajny, Mszar jest torfowiskiem objętym ochroną od 1907 roku, a od 1953 roku ma charakter rezerwatu ścisłego. Występują w nich gatunki charakterystyczne dla środowisk torfowych: m.in. turzyca dziobkowata oraz torfowa, a także olszyna i rzadkie gatunki mchu. W rezerwacie Mszar możemy spotkać *Sphagnum warnstorfii* Russow (Torfowiec Warnstorfa), *S. capillifolium* (Ehrh.) Hedw. (Torfowiec ostrolistny) oraz *Bryum pseudotriquetrum* (Hedw.) P. Gaertn, Mey. et Scherb. (Prątnik nabrzmiały) (*Odkryj Olsztyn. Wśród lasów i jezior…*).

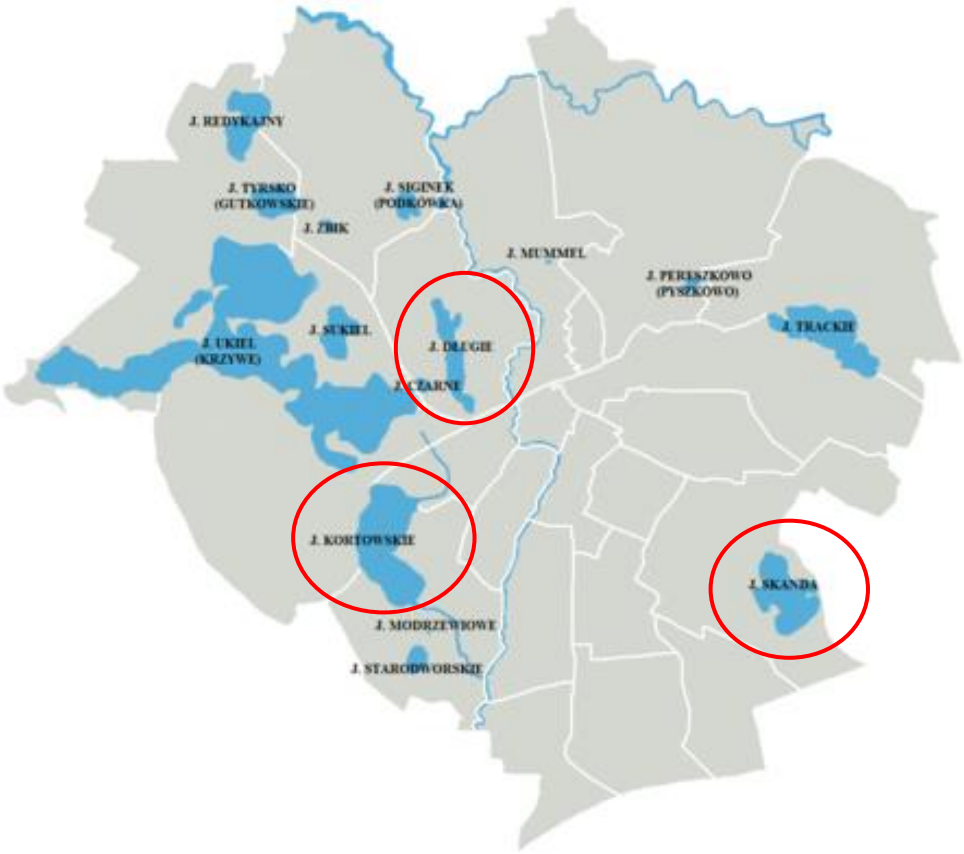
Ze względu na charakter i tematykę niniejszej pracy, warto wspomnieć o badaniach fitopatologicznych i hydromykologicznych na terenie Olsztyna. Te pierwsze zapoczątkowała MIKOŁAJSKA (1960; 1974) obserwacjami grzybów pasożytniczych roślin użytkowych w dolinie rzeki Łyny. Kontynuowała je DYNOWSKA, prowadząca równolegle badania fitopatogenów z rodzaju *Typhula* (DYNOWSKA 1983; 1984; 1986) oraz z rzędu *Erysiphales* (MIKOŁAJSKA I DYNOWSKA 1982). Te ostatnie były przedmiotem wieloletnich obserwacji taksonomicznych i

ekologicznych Katedry Mykologii UWM w Olsztynie. Grzyby z rzędu *Erysiphales*, notowane na różnych żywicielach doczekały się szeregu opracowań (DYNOWSKA 1993; DYNOWSKA 1994; DYNOWSKA i in. 1999; DYNOWSKA I SUCHARZEWSKA 2001; SUCHARZEWSKA I DYNOWSKA 2001; 2002), a najobszerniejszym jest opracowanie SUCHARZEWSKIEJ (2006). Z czasem, zainteresowania Katedry rozszerzyły się na grzyby fitopatogeniczne mogące bezpośrednio zagrażać człowiekowi (DYNOWSKA 1998; DYNOWSKA i in. 2011A; 2011B; 2016).

Znacznie bogatsze są badania hydromykologiczne w różnego typu wodach Olsztyna. Dotyczą one głównie ekofizjologii drożdży, rzadziej innych grzybów, w powiązaniu z trofią wód, zanieczyszczeniami, procesami samooczyszczania, a także w kontekście rozważań o wartości bioindykacyjnej tych grzybów i znaczeniu w epidemiologii grzybic. Badania te prowadzone są w Katedrze Mikrobiologii i Mykologii systematycznie od 1996 roku, a wyniki sukcesywnie publikowane (np. DYNOWSKA 1996; DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 1998; DYNOWSKA i in. 2001; 2005; DYNOWSKA I PACYŃSKA 2009; BIEDUNKIEWICZ i in. 2014; BIEDUNKIEWICZ I GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Punktem wyjścia były badania DYNOWSKIEJ (1995), która w latach 1986-1992 prowadziła analizy mykologiczne w trzech jeziorach Olsztyna (Kortowskie, Skanda, Trackie), w rzece Łynie oraz 10 zbiornikach astatycznych. Stwierdzenie przez nią aż 19 gatunków grzybów nie notowanych w wodach Polski oraz ich liczebność i związek z postępującą eutrofizacją, zainspirowały do dalszych badań. Potwierdziły one, że liczne grzyby są stałymi komponentami mikrobioty wód śródlądowych, zwłaszcza wód narażonych na nieprzerwaną antropopresję (DYNOWSKA 1995). Z wcześniejszych lat pochodzi tylko opracowanie NIEWOLAKA (1974) wzmiankujące o obecności, w Jeziorze Kortowskim, komórek drożdży w miejscu dopływu ścieków burzowych Olsztyna.

Z powyższych danych wynika, że Olsztyn do lat 70. ubiegłego wieku był terenem bardzo słabo zbadanym pod względem mykologicznym, mimo dysponowania warunkami ekologicznymi sprzyjającymi rozwojowi grzybów z różnych taksonów. Świadczą o tym także dane współczesne dotyczące występowania na terenie Olsztyna 340 gatunków grzybów wielkoowocnikowych (KUBIAK i in. 2013) oraz 300 gatunków grzybów zlichenizowanych (KUBIAK 2005; KUBIAK i in. 2016).

Olsztyn jest urbicenozą, w której liczne siedliska grzybów nadal pozostają słabo zbadane. Takim siedliskiem jest fyllosfera roślinności szuwarowej, stanowiącej strefę przejściową między lądem i wodą. Tego typu strefy są szczególnie interesujące pod względem zróżnicowania gatunkowego makro- i mikroorganizmów oraz ich ekofizjologii i znaczenia (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ i in. 2006, 2017).



Ryc. 1. Położenie jezior Kortowskie, Skanda i Długie
Figure 1. Location of the Kortowskie, Skanda and Długie lakes

3.1.1. Jezioro Kortowskie

Jest to drugie pod względem wielkości jezioro położone w południowo-wschodniej części Olsztyna, w zlewni Łyny-Pregoły. W jego sąsiedztwie znajdują się dzielnice mieszkaniowe: Kortowo, Słoneczny Stok oraz Dajtki. Należy do zbiorników o zaawansowanej eutrofii, intensywnie wykorzystywanych do celów turystyczno-rekreacyjnych (FURGAŁA-SELEZNIOW i in. 2011).

Powierzchnia zwierciadła wody wynosi 89,7 ha, a maksymalna głębokość – 17,2 m. Zbiornik zasilany jest przez leśne strumyki – Potok Leśny, Potok Starodoworski oraz Potok Parkowy, a także przez przewód drenarski. Jezioro ma jeden odpływ – to rzeka Kortówka, wypływająca u południowych brzegów zbiornika (SMOTER i in. 2015).

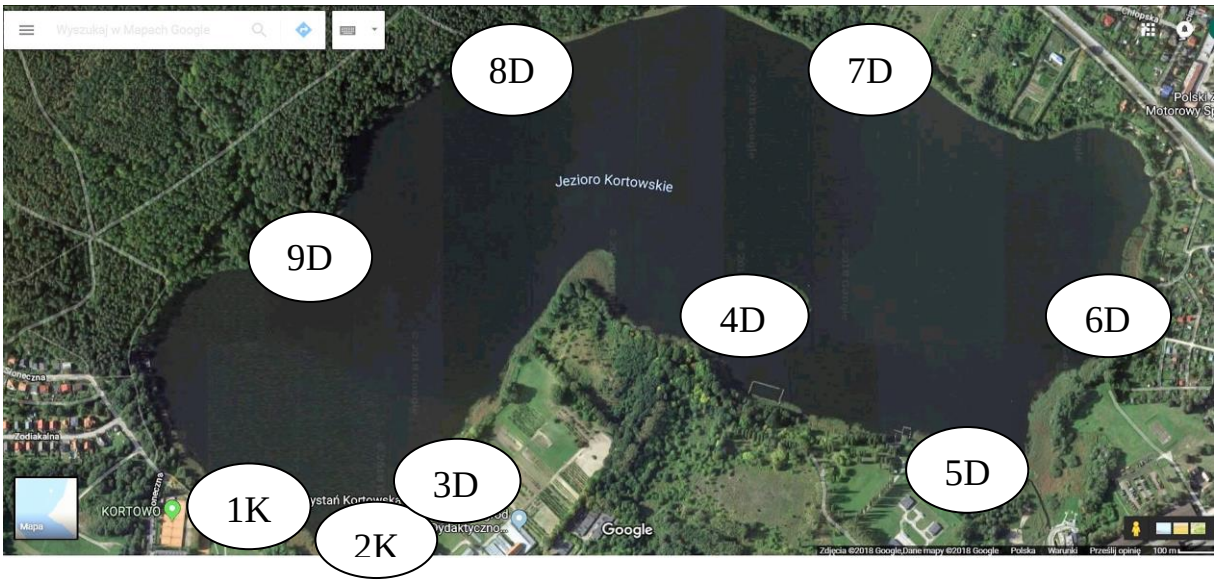
Całkowita zlewnia jeziora Kortowskiego ma charakter leśno-rolniczy (LOSSOW i in. 2005). Linia brzegowa jeziora jest słabo rozwinięta. Brzegi zachodnie oraz wschodnie miejscami są wysokie i strome, pozostałe płaskie lub łagodnie wzniesione (SMOTER i in. 2015). Zagospodarowanie brzegów jeziora jest zróżnicowane. Od strony północnej graniczy z ogródkami działkowymi oraz dziką plażą. Od strony południowo-wschodniej znajdują się

doświadczalne ogrody Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego (UWM) w Olsztynie oraz miasteczko akademickie wraz z parkiem, przystanią żeglarską, wypożyczalnią sprzętu wodnego, a także strzeżonym kąpieliskiem (FURGAŁA-SELEZNIOW i in. 2011).

Według badań SZYMAŃSKIEGO i in. (2013), w południowo-zachodniej części jeziora, otoczonej lasem, szacunkowe pokrycie dna roślinnością wynosi 85%. Wśród makrofitów dominują: trzcina pospolita (*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud), grążel żółty (*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.) oraz zdrojek (*Montia* L.). W zachodniej oraz południowo-zachodniej części zbiornika, można zaobserwować duże zróżnicowanie gatunkowe makrofitów. Przeważa w nich trzcina pospolita – ponad 50%. Zdrojek występuje w ponad 25%, a rogatek sztywny (*Ceratophyllum demersum* L.), ma ponad 5% udziału. Zaobserwować można również inne rośliny, m.in. moczarkę kanadyjską (*Elodea canadensis* Michx.), rdestnicę przeszytą (*Potamogeton perfoliatus* L.) i wąskolistną (*P. xangustifolius* Brecht. et J. Presl), czy też wywłócznika kłosowego (*Myriophyllum spicatum* L.). Północno-zachodnia część jeziora, pozbawiona osłony leśnej, jest bardziej niż południowo-zachodnia, narażona na działanie wiatru, a mimo to pokrycie dna roślinnością wynosi aż 95%. Dominującym gatunkiem jest trzcina pospolita, stanowiąca 75% pokrycia i sięgająca do 2,4 m głębokości.

Według klasyfikacji oceny stanu ekologicznego jezior, wykorzystującej elementy biologiczne i fizykochemiczne, Jezioro Kortowskie charakteryzuje **słaby stan ekologiczny** – IV klasa jakości wód. Zbiornik jest objęty monitoringiem diagnostycznym, a Wojewódzki Inspektorat Ochrony Środowiska w Olsztynie prowadzi badania wód corocznie, począwszy od 2007 roku (SMOTER i in. 2015).

W 1959 roku zastosowano metodę rekultywacji jeziora zwaną Eksperymentem Kortowskim, według koncepcji profesora P. Olszewskiego – usunięcie wód z hypolimnionu przez specjalny rurociąg do rzeki Kortówki. Eksperyment jest kontynuowany do dziś (DZIKA i in. 2008; SMOTER i in. 2015).



Ryc. 2. Jezioro Kortowskie – stanowiska badawcze/punkty poboru prób
Figure 2. Lake Kortowskie - research stations/sampling points

3.1.2. Jezioro Skanda

Czwarte po względem wielkości jezioro Olsztyna położone jest na południowo-wchodnich obrzeżach miasta, w okolicach osiedla Mazurskiego, na północ od drogi krajowej nr 53 Olsztyn-Szczytno. Powierzchnia zwierciadła wody wynosi 51,1 ha, a maksymalna głębokość 12,0 m. Akwen ma dobrze rozwiniętą linię brzegową, z licznymi zatoczkami i półwyspami. W zachodniej części jeziora znajduje się wyspa o powierzchni 3,3 ha (SMOTER i in. 2015).

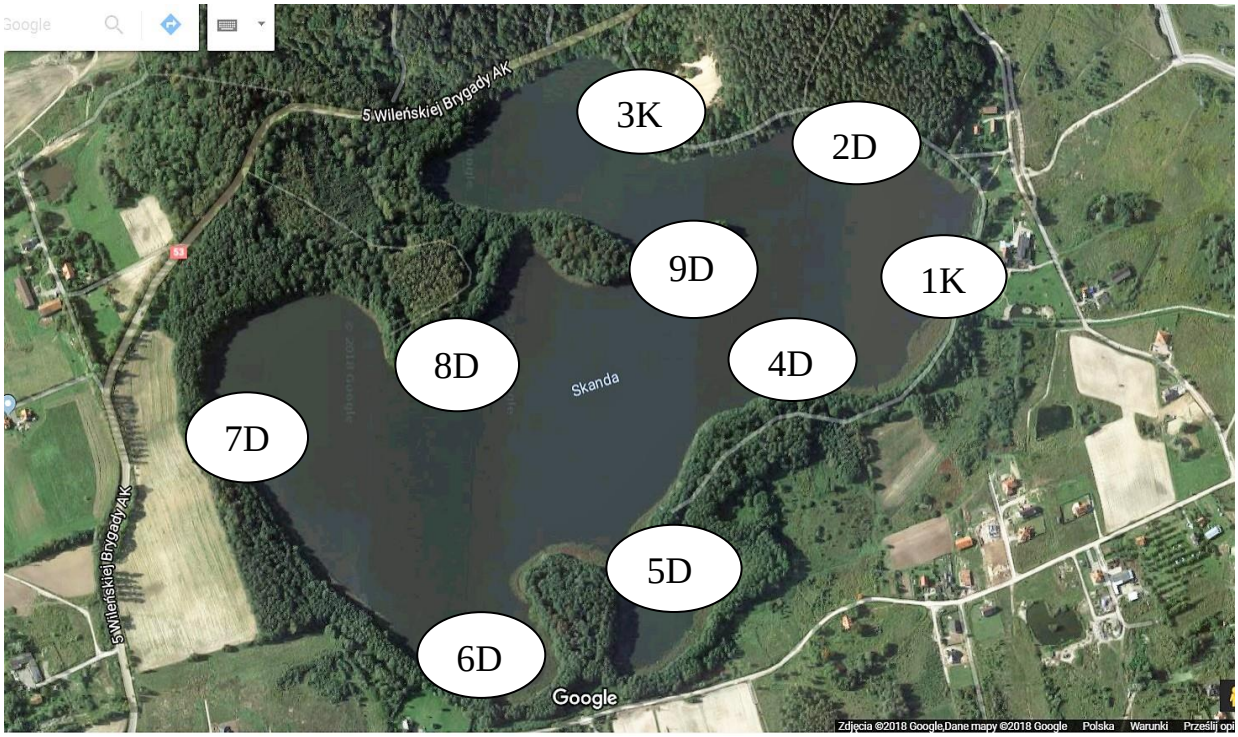
Zbiornik ma charakter rolniczo-leśny (LOSSOW i in. 2005). Brzegi jeziora są zróżnicowane: południowa i zachodnia część charakteryzuje się wysokimi, gdzieniegdzie stromymi brzegami, w pozostałych miejscach brzegi są łagodnie wzniesione lub płaskie (WALUGA I CHMIELEWSKI 1996; SMOTER i in. 2015).

Od północy do jeziora uchodzi niewielki, funkcjonujący okresowo ciek, którego odpływ znajduje się na północ od Kanału OZOS i dalej Kanału Klebarskiego. Jednak ze względu na okresowość dopływu i odpływu, a także niewielki udział w wymianie wody w zbiorniku, Skanda uważana jest za akwen hydrologicznie zamknięty (SMOTER i in. 2015).

Według klasyfikacji SROCZYŃSKIEGO (2006), jezioro Skanda należy do III klasy szeregu bonitacyjnego – brzegi oddalone od zabudowy, ale licznie odwiedzane, zaśmiecone i wydeptane, wykorzystywane także do plażowania oraz celów wędkarskich (pomosty, platformy, wiaty). W wielu miejscach zaobserwowano wypalone kręgi darni po ogniskach oraz miejsca „dzikiego" biwakowania, stanowiące aż 57% powierzchni otaczającej jezioro. Jedynie

40% stanowią brzegi mało przekształcone, porośnięte lasem, ze znajdującą się ścieżką oraz niewielką ilością śmieci. Do klasy I, stanowiącej brzegi półnaturalne, charakteryzujące się brakiem zauważalnych śladów obecności człowieka, uznano tylko brzegi wyspy (FURGAŁA-SELEZNIOW i in. 2011).

Według klasyfikacji SMOTERA i in. (2015) jezioro Skanda charakteryzuje **stan ekologiczny zły** – V klasa jakości wód.



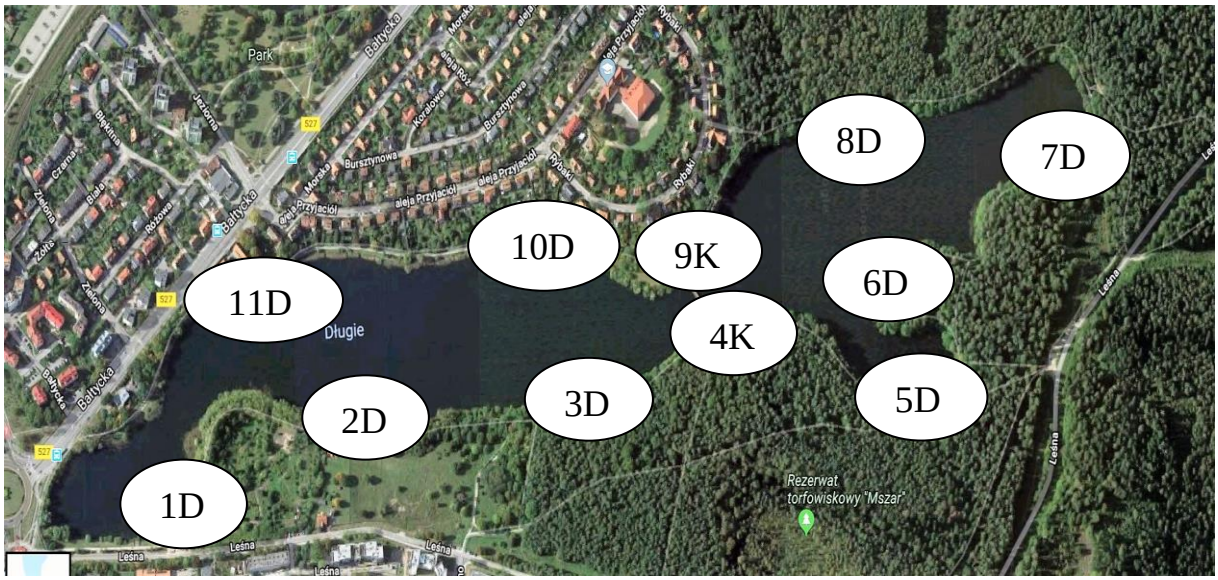
Ryc. 3. Jezioro Skanda – stanowiska badawcze/punkty poboru prób
Figure 3. Lake Skanda - research stations/sampling points

3.1.3. Jezioro Długie

Szóste pod względem wielkości jezioro położone w północno-zachodniej części Olsztyna. Powierzchnia zwierciadła wody wynosi 26,8 ha, a głębokość 17,2 m. Nazwa jeziora wiąże się z kształtem akwenu – wydłużony z północy na południe. Północna i częściowo wschodnia część zbiornika jest zalesiona. Od południa i zachodu jezioro otoczone jest zabudowaniami mieszkalnymi (DUNALSKA i in. 2017). Jezioro uważane jest za hydrologicznie zamknięte – brak naturalnych dopływów i odpływów powierzchniowych. Zasilenie zbiornika pochodzi ze spływów zlewni bezpośredniej oraz dopływów wód opadowych z kanalizacji deszczowej (GAWROŃSKA i in. 2005).

W latach 2001-2003, Jezioro Długie, jako pierwsze w Polsce, poddano rekultywacji (GAWROŃSKA i in. 2005) metodą inaktywacji fosforu przy użyciu polichlorku glinowego (PAX-

18). Dzięki poprawie jakości wody oraz utrzymywaniu się korzystnych zmian środowiskowych (GROCHOWSKA i in. 2013), została rozbudowana infrastruktura turystyczno-rekreacyjna, m.in., promenada, ławki, leżaki, kładki, ścieżka rowerowa oraz ścieżka zdrowia (PARSZUTO i in. 2018). Nad jeziorem nie korzysta się ze sprzętu wodnego, nie ma też wyznaczonego kąpieliska, jednak jego **bardzo dobra jakość wody** zachęca do korzystania z kąpieli w pobliżu wypłycenia. Dla wszystkich mieszkańców, chcących pogłębić swoją wiedzę, znajduje się tu ścieżka edukacyjna z tablicami dydaktycznymi posiadającymi informacje o gatunkach zwierząt i roślin występujących w pobliskim Lesie Miejskim, w którym w niedużej odległości znajduje się Rezerwat Mszar (PARSZUTO i in. 2018).



Ryc. 4. Jezioro Długie - stanowiska badawcze/punkty poboru prób
Figure 4. Lake Długie - research stations/sampling points

3.2. Charakterystyka wybranej roślinności szuwarowej

Wyjściowy materiał badawczy stanowiły fragmenty 11 roślin szuwarowych z widocznymi zmianami etiologicznymi. Były to: trzcina pospolita (*Phragmites australis* (Cav) Trin. ex Steud), pałka wąskolistna (*Typha angustifolia* L.), pałka szerokolistna (*Typha latifolia* L.), tatarak zwyczajny (*Acorus calamus* L.), manna mielec (*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.), oczeret jeziorny (*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla), sit drobny (*Juncus bulbosus* L.), grzybienie białe (*Nymphaea alba* L.), grążel żółty (*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.), turzyca błotna (*Carex acutiformis* L.) oraz turzyce (*Carex* spp).

Trzcina pospolita (*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud)

Najwyższa, sięgająca nawet do 4m wysokości, wieloletnia i kosmopolityczna roślina rozwijająca się w wodzie. Trawa ta wyróżnia się wśród innych gatunków wieńcem srebrzystych włosków na styku blaszki liściowej i pochwy liściowej. W okresie wiosennym, rozwija się bardzo powoli, przez cały okres wegetacyjny jej wzrost jest bardzo szybki. Od lipca do końca września kwitnie (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Trzcina pospolita charakteryzuje się szerokim zakresem tolerancji ekologicznej – może występować w siedliskach eutroficznych, mezotroficznych i oligotroficznych, na podłożu stałym i w wodzie, gdzie może sięgać nawet do 2 m głębokości (BARTOSZUK 2003).

Roślina ta stanowi naturalną barierę oraz wzmocnienie brzegów cieków i zbiorników wodnych, poprzez gęstą sieć rozłogów przerastających podłoże, a także dzięki wysokiej tolerancji na falowanie i zmienny poziom wód i możliwość regeneracji uszkodzonych organów. Jednak istnieje też negatywna strona obecności tej rośliny, bowiem bardzo szeroka skala ekologiczna trzciny przyczynia się do powszechnego jej występowania wokół zbiorników o różnym stopniu trofii (ZARZYCKI i in. 2002). Poprzez zarastanie brzegów, prowadzi także do redukcji powierzchni lustra wody, a przy zaburzonych procesach rozkładu, w których uczestniczą także grzyby, może prowadzić do niepożądanej kumulacji martwej materii organicznej i wzrostu trofii zbiorników (FISZER I DWORECKI 2012).

Pałka wąskolistna (*Typha angustifolia* L.)

Okazała roślina wodna występująca w klimacie umiarkowanym, sięgająca do 2,5 m wysokości. Jej lekko rynienkowate liście, dłuższe od pędu kwiatostanowego mają do 3 m długości, i szerokości do 1 cm u podstawy. Ponad połowa objętości liści stanowią przestwory powietrzne, a tylko ok. 10% zajmuje tkanka asymilacyjna (WYSOCKI I SIKORSKI 2000; MATUSZKIEWICZ 2011). Pałka kwitnie od czerwca do sierpnia, a nasiona, zaopatrzone w aparat lotny, są przenoszone przez wiatr lub czasami również przez wodę.

Pałka wąskolistna występuje w wodach stojących i wolno płynących, od oligotroficznych do eutroficznych (stawy, jeziora, brzegi rzek, rowy) na podłożach piaszczystych bądź gliniastych (ZARZYCKI i in. 2002).

Szuwar wąskopałkowy ma duże znaczenie w ochronie środowiska, dzięki jego roli w oczyszczaniu wód i podłoży. Pałki mają także istotny wpływ na wzbogacenie różnorodności biocenotycznej, ze względu na tworzenie siedlisk dla organizmów peryfitonowych, zwłaszcza okrzemek. Inną rolą pałki wąskolistnej jest produkcja biomasy, która prowadzi do odkładania się na dnie osadów martwej materii organicznej, konsekwencją, czego jest wypłycanie i zarastanie zbiorników (WYSOCKI I SIKORSKI 2000).

Pałka szerokolistna (*Typha latifolia* L.)

Gatunek rozprzestrzeniony szeroko wysokości do 2,5 m (rzadko do 3 m) oraz do 2 cm średnicy w połowie długości i 0,3-0,7 cm średnicy w górnej części. Okres kwitnienia przypada od czerwca do sierpnia. Jest rośliną rozdzielnopłciową, jednopienną. Od pałki wąskolistnej (*Typha angustifolia* L.) różni się wyglądem kwiatostanu. Pałka szerokolistna charakteryzuje się przyleganiem kolby żeńskiej do kolby męskiej, natomiast w przypadku pałki wąskolistnej pomiędzy kolbą żeńską, a męską znajduje się przerwa szerokości 3-5 cm. Inną cechą charakterystyczną, różnicującą te dwa gatunki, jest szerokość liści – u pałki wąskolistnej nie przekracza ona 1 cm, podczas gdy u pałki szerokolistnej liście są zdecydowanie szersze, do 2 cm (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Pałka szerokolistna rośnie na brzegach wód stojących i wolno płynących, preferuje siedliska o glebach zasobnych oraz zbiorniki eutroficzne (ZARZYCKI i in. 2002).

Podobnie jak pałka wąskolistna i trzcina pospolita, pałka szerokolistna bierze udział w biologicznym oczyszczaniu ścieków.

Tatarak zwyczajny (*Acorus calamus* L.)

Polimorficzny gatunek byliny, wysokości 60-150 cm, o grubych (sięgających do 3 cm szerokości), walcowatych, czołgających się kłączach z silnie charakterystycznym zapachem. Liście mieczowate, równowąskie, zaostrzone o długości 0,6-1,2 m i szerokości 1-2 cm, w górnej części często pofałdowane, osadzone w dwóch szeregach na trójkanciastej łodydze. Swoje kwitnienie rozpoczyna w czerwcu, a kończy w lipcu. Kwiatostany mają formę walcowatej kolby, usytuowanej na szczycie, lecz z powodu długiej liściastej pochwy, pozornie umiejscowiona jest bocznie. W naszej strefie klimatycznej, owoce tataraku nie dojrzewają i roślina rozmnaża się tylko wegetatywnie (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Tatarak preferuje stanowiska o podłożu mineralnym (piaszczyste i piaszczysto-mułowe oraz muliste), rzadko występuje na terenach zabagnionych i nieco zatorfionych. Nie znosi falowania, dlatego rośnie na brzegach wód i na płyciznach (do 60 cm głębokości), w rowach i ciekach o wolnym przepływie oraz w stawach, starorzeczach i jeziorach. Jest gatunkiem mrozoodpornym – znosi nawet temperaturę do -25°C (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Tak jak wcześniej wymienione gatunki roślin, tatarak również odgrywa ważną rolę w zarastaniu i wypłycaniu zbiorników, dzięki grubej darni kłączy i korzeni podnoszących podłoże, produkując przy tym dużą ilość fitomasy (szybki rozkład) (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Manna mielec (*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.)

Roślina o okazałych nadziemnych pędach, dorastających do wysokości 1-2,4 m. Charakteryzuje się silnymi, żółtobrunatnymi rozłogami pływającymi lub, w miejscach

wynurzonych, podziemnymi o sznurowatym pokroju, pustymi w środku. Liście osadzone są w pączku na prostej i grubej łodydze, w formie źdźbła o średnicy od 0,5-1,0 cm. U nasady liścia znajduje się języczek (ok. 3 mm) z małym szpicem na szczycie. Kwitnienie rozpoczyna w czerwcu, aż do końca sierpnia. Jest rośliną obupłciową, o kwiatostanie w formie wszechstronnej rozpierzchłej piramidalnej wiechy (długość 20-40 cm), z licznymi kłoskami.

Manna mielec wykazuje podobieństwo do manny jadalnej (*Glyceria fluitans* (L.) R. Br.), jednak jest ona bardziej masywna, wyższa i sztywno wyprostowana, natomiast źdźbła manny jadalnej są pochylone lub nawet często płożące (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Występowanie tej pospolitej trawy wodnej, obserwujemy na wilgotnych, mokrych, żyznych łąkach, długotrwale zalewanych – szuwarowy makrofit. Zasiedla również muliste brzegi wód wolno płynących oraz w płytkich jeziorach eutroficznych. Charakteryzuje się, tworzeniem prawie jednogatunkowych zbiorowisk – tzw. szuwary mannowe (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Oczeret jeziorny (*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla)

Wysoka bylina o ciemnozielonym lub żywozielonym pędzie, osiągająca wysokość do 4m. Znaczna część łodygi ma postać kłącza z korzeniami przybyszowymi. Łodyga jest obła, grubości 1-1,5 cm, silnie zdrewniała, tworząca falangę. Pochwy liściowe u nasady są barwy purpurowej, najwyższa lub dwie najwyższe są rynienkowate, a w trakcie ontogenezy zamierają (*Wirtualny Atlas Roślin*). Swoje kwitnienie rozpoczyna od czerwca do lipca. Jej kwiaty zebrane są w bardzo liczne kłosy o długości do 1 cm, przeważnie wyrastające na szypułkach. Owocem są trójkanciaste, spłaszczone orzeszki długości 2-3 mm.

Oczeret jeziorny wykazuje podobieństwo do oczeretu Tabernemontana (*Schoenoplectus tabernaemontanii* (C. C. Gmel.) Palla), który charakteryzuje się brunatną barwą pochew liściowych, a jego pędy są zawsze wyraźnie szarozielone, grubsze i niższe – nie przekraczają 0,5-1,5 m (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Roślinę tą spotykamy w szuwarach jezior, zwykle w stosunkowo głębokiej wodzie – między strefą roślin o liściach pływających, a szuwarem pałkowym lub trzcinowym. Jest gatunkiem najdalej wchodzącym w toń wodną, spośród roślin bytujących w szuwarach. Bardzo źle znosi całkowite wynurzenie, jednakże można go spotkać na lądzie, ale tylko w takich miejscach, w których jego kłącza znajdują się cały czas w wilgotnym podłożu. Jako roślina szuwarowa jest pionierem w zarastaniu zbiorników wodnych i ma duży udział w ich zarastaniu, a jego kłącza tworzą gęstą plątaninę na dnia zbiorników, zatrzymując w ten sposób niesione przez wodę zawiesiny (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Sit drobny (*Juncus bulbosus* L.)

Sit drobny jest rośliną drobną i delikatną, osiągającą wysokość od 2 do 25 cm. Tworzy formy zakorzenione, o pędach płożących się lub pływających. W nasadzie łodyga jest czasem bulwkowata. Posiada także zgrubiałe węzły, w których się zakorzenia i z których wyrastają pęczki liści, które są nitkowate o grubości do 0,5 mm. Na całej długości są niewyraźnie poprzecznie przegradzane i wyrastają ze zgrubiałych węzłów. Pochwy liściowe mają charakterystyczne 2 uszka. Swoje kwitnienie rozpoczyna od lipca do sierpnia. Kwiatostan tworzy rozrzutka o małej liczbie główek – od 1 do 5, które posiadają od 1 do 12 kwiatów. Kwiaty są obupłciowe o długości od 3,5-4 mm. Działki są krótsze od torebek, koloru zielonego, czerwonawego lub brunatnawe. Owoc stanowi jajowata torebka, tępa, dzióbkowata i dłuższa od listków okwiatu.

Jest gatunkiem, w szczególności podobnym do situ członowanego (*Juncus articulatus* L.), ale także ma podobieństwo do innych sitów. Sit drobny jest mniejszy i delikatniejszy od situ członowanego, a przegrody poprzeczne w rdzeniu liści i łodygi są dużo mniej wyraźne.

Roślinę tą spotykamy na brzegach wód i bagnach. Jednakże, wymaga czystej wody, którą zasiedla do głębokości 2,5 m. Możemy także ją spotkać w zbiornikach wodnych mniej lub bardziej dystroficznych (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Grzybienie białe (*Nymphaea alba* L.)

Grzybienie białe, nazywane także nenufarem lub lilią wodną, są byliną z rodziny grzybieniowatych (*Nymphaeaceae*), zakorzenioną w podłożu, nawet do 2,5 m, o dużych, pływających (w zależności od głębokości wody) liściach z ogonkiem. Liście unoszą się na powierzchni wody dzięki licznym komorom powietrznym w blaszce liściowej i ogonku, a także za sprawą śluzu wydzielanego przez włoski gęsto pokrywające spód liścia, stanowiące ochronę liścia przed wysychaniem (*Wirtualny Atlas Roślin*). Liście koliste lub okrągławo-owalne są skórzaste, duże – nawet do 30 cm średnicy – u nasady głęboko wycięte. Blaszki liściowe są z wierzchu zielone i skórzaste, pokryte woskiem, a od dołu ubarwione na fioletowo. Nerwy boczne blaszki liściowej łączą się ze sobą przy brzegu, co najlepiej jest widoczne od spodu liścia (SZOSZKIEWICZ i in. 2010). Grzybienie zaczynają kwitnąć od czerwca do września, niektórzy twierdzą, że nawet do października. Kwiaty występują na długich szypułkach. Są pływające, białe i duże – sięgające nawet do 12 cm średnicy, a u odmian uprawnych, rzadko, ale zdarzają się kwiaty do 20 cm średnicy. Są to największe kwiaty występujące wśród roślin dziko rosnących w Polsce. Kwiaty grzybieni otwierają się tylko podczas dnia, a minimalna temperatura konieczna do kwitnienia wynosi 18°C. Są zapylane przez owady, chociaż

występuje również samopylność. Mają delikatny, łagodny zapach i trwałość 3-4 dni. Owoc jest wielonasienny, jagodopodobny, zielony, z kolistą i zaokrągloną nasadą (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Nymphaea alba jest rośliną podobną do grzybienia północnego (*Nymphaea candida* J. Presl & C. Presl), jednak one mają nitki najbardziej wewnętrznych pręcików szersze od pylników, a znamię słupka jest ciemnożółte do czerwonego, wgłębione i zbudowane z 6–14 promieni. W stanie bezkwiatowym grzybienie białe mogą mylić się również z grążelem żółtym (*Nuphar lutea*), jednak wyróżnia się on wytwarzaniem delikatnych liści zanurzonych, obok pływających (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Grzybienie w stanie dzikim występują w niemal całej Europie aż po Ural i dalej do okolic Czelabińska, na Kaukazie, na Bliskim Wschodzie po Izrael na południu i Iran oraz Kaszmir na wschodzie. Obecny na wyspach Morza Śródziemnego, a także w pasie wybrzeża Afryki północnej. W Polsce najwyżej położonym miejscem, w którym występują grzybienie jest stanowisko koło Czarnego Dunajca w Kotlinie Orawsko-Nowotarskiej (652 m n.p.m.). Roślina hydrofitowa rosnąca głównie w płytkich wodach stojących lub wolno płynących, o głębokości nie przekraczającej 2 m i dnie piaszczysto-mulistym, czasami torfowym. Jest rośliną geofitową, czyli taką, która na zimę cała obumiera i zimują tylko kłącza (*Wirtualny Atlas Roślin*).

Grążel żółty (*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.)

Bylina zakorzeniona w podłożu, o dużych liściach pływających i grubym do 8 cm średnicy, płożącym i silnie rozgałęzionym się kłączu, osiągającym do 1 m i poziomo rosnącym w mule dennym. Liście oraz kwiaty wyrastają z jego wierzchołka (*Wirtualny Atlas Roślin*). W optymalnych warunkach liście tworzą się o zróżnicowanym kształcie. Podwodne liście mają kształt sercowaty lub okrągławy, są cienkie, delikatne o brzegu falistym, natomiast liście pływające są owalne, długości do ok. 30 cm, u nasady sercowate i skórzaste.

Turzyce (*Carex* spp.)

Turzyce stanowią ważny składnik wielu zbiorowisk wodnych, gdzie często tworzą duże obszarowo szuwary. Zazwyczaj są one mylone z trawami, jednak łodygi turzyc są pełne, pozbawione kolanek i prawie zawsze mniej lub bardziej trójkątne w przekroju, natomiast liście są długie, pochwiaste, rynienkowate i ustawione w 3 prostnicach. Kwiaty są zredukowane i zebrane w kłosowate kwiatostany. Przy różnicowaniu turzyc, zwraca się szczególną uwagę na:

- fizjonomię tworzonych przez nie skupień (mogą występować w formie darniowej lub kępkowej),
- budowę kwiatostanów (w okresie kwitnienia),

- liczbę znamion w słupku (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

Wśród wybranych jezior został zidentyfikowany tylko jeden gatunek – turzyca błotna (*Carex acutiformis* L.). Gatunek ten występował w litoralu jezior Skanda oraz Kortowskie. Innych gatunków w tych jeziorach brak (CIECIERSKA I HOŁDYŃSKI 2013). W przypadku jeziora Długiego, o dużej różnorodności gatunkowej turzyc, ze względu na to, że pobór roślin odbywał się od początku lipca do końca września, a turzyce były po okresie kwitnienia, co znacznie utrudniało dokładne ich oznaczenie, turzyce oznaczono tylko do rodzaju. W tabelach jest to pozycja *Carex* spp.

Turzyca błotna jest byliną o stosunkowo pokaźnej wysokości, dochodzącej nawet do 0,6-1,4m. Łodyga jest sztywno wzniesiona, ostro trójkanciasta, u góry szorstka. Liście występują w dolnej części łodygi, natomiast górna jest praktycznie bezlistna. Pochwy liściowe są często czerwonawo lub jasnobrązowo zabarwione i wykazują wyraźne sieciowate unerwienie. Okres kwitnienia przyda na maj-czerwiec. Jest rośliną rozdzielnopłciową, jednopienną. Kwiatostanem są jednopłciowe kłosy. Męskie kłosy są w liczbie 2-3 na górze, osadzone blisko siebie. Są ciemne i wałeczkowatego kształtu, o długości 3-6 cm. Natomiast kłosy żeńskie występują w liczbie 3-4 i wyrastają niżej. Są osadzone na bardzo krótkich szypułkach i są od siebie oddalone.

Roślina ta wykazuje duże podobieństwo do innych turzyc rozłogowych. W okresie kwitnienia, turzycę błotną można łatwo odróżnić od podobnej do niej turzycy zaostrzonej (*Carex acuta* L.), obecnością trzech znamion słupka, gdzie turzyca zaostrzona posiada dwa znamiona. Ponadto turzyca błotna wykazuje duże podobieństwo do turzycy brzegowej (*Carex riparia* Curt.), która jednak jest większa, sztywniejsza i masywniejsza od turzycy błotnej. Dodatkowo liście turzycy brzegowej, u nasady tworzą wyjątkowo wyraźną siatkę cegiełkowato ułożonych komórek.

Turzyca błotna jest gatunkiem bardzo pospolitym na terenie całej Polski. Występuje przede wszystkim nad brzegami wód stojących oraz płynących do głębokości ok. 30 cm. Można także ją zaobserwować w rowach, na mokrych łąkach, a także na torfowiskach niskich. Jest związana z siedliskiem eutroficznym (SZOSZKIEWICZ i in. 2010).

3.3. Metody badań

3.3.1. Badania terenowe

Badania terenowe prowadzono w dwóch sezonach wegetacyjnych, w latach 2017 (I) i 2018 (II). Terminy poboru prób podano w tabeli 2.

Tab. 2. Terminy pobierania prób roślin z litoralu wybranych jezior Olsztyna
Table 2. Dates of sampling plants from the littoral of selected lakes in Olsztyn

Lp.	Terminy pobierania prób	Sezon	Jezioro
1.	11 VII 2017	I	Kortowskie
2.	12 VII 2017	I	Skanda
3.	13 VII 2017	I	Długie
4.	1 VIII 2017	I	Kortowskie
5.	2 VIII 2017	I	Długie
6.	3 VIII 2017	I	Skanda
7.	29 IX 2017	I	Kortowskie
8.	2 X 2017	I	Długie, Skanda
9.	9 VII 2018	II	Kortowskie, Długie
10.	10 VII 2018	II	Skanda
11.	6 VIII 2018	II	Długie
12.	7 VIII 2018	II	Kortowskie
13.	8 VIII 2018	II	Skanda
14.	19 IX 2018	II	Długie
15.	21 IX 2018	II	Skanda, Kortowskie

Na wyznaczonych stanowiskach wybranych jezior (Ryc. 2, 3 i 4) pozyskiwano, bezpośrednio z brzegu lub przy wykorzystaniu kajaka/rowerka/łódki, rośliny z widocznymi zmianami etiologicznymi. Opisane próby roślinne, z 3 zbiorów w każdym sezonie, umieszczano w foliowych woreczkach i tak zabezpieczone przenoszono do laboratorium celem przeprowadzenia analiz mykologicznych.

3.3.2. Badania laboratoryjne

3.3.2.1. Analizy makro- i mikroskopowe

Celem wyizolowania grzybów fitopatogenicznych z zebranego materiału przygotowano komory wilgotne, którymi były płytki Petriego z bibułą zwilżoną wodą destylowaną. Fragmenty roślin ze zmianami chorobowymi dezynfekowano 70% alkoholem etylowym. Wysterylizowanymi nożyczkami wycinano fragmenty z widocznymi zmianami chorobowymi, wielkości około 1x1 cm i jałową pensetą wykładano je na wilgotną bibułę. Inkubację przeprowadzano w temperaturze 25°C przez okres 2 – 5 dni. Gdy na zebranym materiale pojawiła się wyraźna grzybnia powietrzna, sporządzano preparaty bezpośrednie metodą GERLACHA (1972), wykorzystując błękit anilinowy z laktofenolem, taśmę klejącą, szkiełka podstawowe oraz nakrywkowe. W sterylnych warunkach przygotowano kawałki taśmy klejącej o długości około 3cm i wykonano odciski wyrosłych kolonii grzybów. Taśmę wraz z odciśniętym materiałem przenoszono na szkiełko podstawowe, stroną klejącą do góry, nanoszono kroplę błękitu anilinowego z laktofenolem i przykrywano szkiełkiem nakrywkowym. Preparat był gotowy do wstępnej identyfikacji taksonomicznej grzybów, w mikroskopie optycznym (OLYMPUS Bx4). Grzyby identyfikowano na podstawie cech morfologicznych stadium bezpłciowego i płciowego. Wykorzystano klucze oraz publikacje: BARNETT (1960), ELLIS (1971), SUTTON (1980), ELLIS I ELLIS (1985), BRANDENBURGER (1985), MEL'NIK (2000), SAŁATA (2002), FESLIE I SUMMERELL (2006), MUŁENKO i in. (2008), WOŁCZAŃSKA (2013), ABDELWEHAB I in. (2014), CROUS i in. (2014), TRAKUNYINGCHAROEN i in. (2014). Fragmenty roślin, z których wykonano preparaty umieszczano w kopertach, a po wysuszeniu dalszą identyfikację grzybów prowadzono w mikroskopie stereoskopowym (OLYMPUS SZx9).

W nawiązaniu do przyjętych zadań badawczych (punkt 4), wysuszone fragmenty roślin (II sezon) przenoszono na podłoże glukozowo-ziemniaczane (PDA) oraz agar Sabourauda z gentamycyną 0,1% (SA+ant.) w celu uzyskania grzybni *Fusarium*.

Dokumentację z badań stanowią wykonane zdjęcia mikroskopowe zidentyfikowanych gatunków (Atlas grzybów). Nazwy gatunkowe oraz przynależność systematyczną gatunków podano według Index Fungorum.

3.3.2.2. Metody opracowania wyników badań

Wyizolowane i oznaczone gatunki grzybów, występujące na badanych gatunkach roślin żywicielskich, w wybranych jeziorach Olsztyna (Kortowskie, Skanda i Długie), stały się podstawą do oceny wskaźników biocenotycznych oraz analiz statystycznych.

Wybrane wskaźniki biocenotyczne dla grzybów występujących na poszczególnych gatunkach roślin żywicielskich w litoralu każdego z badanych jezior

W badaniach określono **frekwencję gatunku** (częstość występowania w terenie). Frekwencję wyrażoną procentowo, jako stosunek liczby stanowisk badawczych z i-tym gatunkiem do liczby wszystkich stanowisk zbiorników, wyliczano ze wzoru:

$$F_i = \frac{s}{S} \cdot 100\%$$

gdzie:
F_i – frekwencja i-tego gatunku,
s – liczba stanowisk z i-tym gatunkiem,
S – liczba wszystkich stanowisk.

Frekwencję określono na podstawie liczby stanowisk badawczych, w których stwierdzono obecność danego gatunku grzyba na roślinie żywicielskiej, w stosunku do liczby wszystkich stanowisk badawczych, w których roślina ta wystąpiła. Gatunki pogrupowano w skali frekwencji zaproponowanej przez MUŁENKĘ (1997), która wyróżnia 5 klas występowania grzybów mikroskopowych na roślinach żywicielskich (Tab. 3).

Tab. 3. Skala frekwencji grzybów mikroskopowych według MUŁENKO (1997)
Table 3. Frequency scale of microscopic fungi according to MUŁENKO (1997)

Skala frekwencji grzybów mikroskopowych	Procent roślin porażonych przez dany gatunek grzyba
GATUNKI SPORADYCZNE	**< 1%**
GATUNKI RZADKIE	**1-10 %**
GATUNKI CZĘSTE	**11-30 %**
GATUNKI POSPOLITE	**31-60 %**
GATUNKI MASOWE	**61-100 %**

Wyniki zostały przedstawione w tabeli 8 oraz na rycinie 11.

Uzyskane wyniki pozwoliły na określenie **wskaźnika dominacji gatunków** grzybów mikroskopowych według wzoru CZACHOROWSKIEGO (2006):

$$Di = \frac{n_i}{N} \cdot 100\%$$

gdzie:
Di – wskaźnik dominacji,
n_i – liczebność i-$_{tego}$ gatunku grzyba mikroskopowego na poszczególnych gatunkach roślin w latach 2017-2018,
N – łączna liczebność wszystkich gatunków grzybów mikroskopowych na poszczególnych gatunkach roślin w latach 2017-2018.

Dominacja jest to stosunek liczby i-$_{tego}$ gatunku grzyba mikroskopowego na gatunku rośliny żywicielskiej, w konkretnym zbiorniku wodnym, do łącznej liczby wszystkich gatunków grzybów stwierdzonych na tej roślinie żywicielskiej w danym jeziorze w latach 2017-2018. Wskaźnik dominacji odnosi się do liczebności gatunku i jego udziału w biocenozie. Grupy dominacji (Tab.4.) zostały wyznaczone na podstawie literatury CZACHOROWSKIEGO (2006) .

Tab. 4. Grupy dominacji według CZACHOROWSKIEGO (2006)
Table 4. Dominance groups according to CZACHOROWSKI (2006)

Klasy dominacji	Liczebność (%)
EUDOMINANCI	POWYŻEJ 10%
DOMINANCI	5,01 – 10%
SUBDOMINANCI	2,01 – 5%
RECEDENCI	1,01 – 2%
SUBRECEDENCI	PONIŻEJ 1%

Wyniki zostały przedstawione w tabeli 8 oraz na rycinie 12.

Obliczono również **współczynnik podobieństwa gatunkowego Jaccarda-Sörensena** dla grzybów mikroskopowych występujących na roślinach żywicielskich, według wzoru KREBSA (2001):

$$JS = \frac{2c}{a+b} \cdot 100\%$$

gdzie:
JS – współczynnik Jaccarda-Sörensena,
a – liczba gatunków grzybów na pierwszym z porównywanych żywicieli,
b – liczba gatunków grzybów na drugim z porównywanych żywicieli,
c – liczba gatunków grzybów wspólnych dla obu żywicieli.

Podobieństwo gatunkowe określono dla grzybów mikroskopowych, zasiedlających poszczególne gatunki roślin żywicielskich w litoralu trzech porównywanych jezior. Współczynnik podobieństwa gatunkowego Jaccarda-Sörensena określono dla:

- grzybów mikroskopowych występujących na *Phragmites australis*;
- grzybów mikroskopowych zasiedlających *Carex* sp. oraz *Carex acutiformis*;
- grzybów mikroskopowych w rodzinie *Typhaceae*, czyli dla *Typha angustifolia* i *Typha latifolia;*
- grzybów mikroskopowych występujących na *Glyceria maxima.*

Wyniki przedstawiono na rycinie 13.

Obliczenia statystyczne

Analizę statystyczną wykonano w programie XLSTAT (XLSTAT (LUMIVERO 2023). Cytacia: XLSTAT statistical and data analysis solution. New York, USA. https://www.xlstat.com/en). W celu przeprowadzenia analizy wariancji zastosowano **permutacyjną wielowymiarową analizę wariancji (PERMANOVA; XLSTAT-implementacja pakietu R vegan)**.

W celu oceny podobieństwa i odmienności pomiędzy wariantami doświadczenia użyto aglomeracyjnego grupowania hierarchicznego (AHC). Dendrogramy AHC utworzono metodą Warda na podstawie macierzy odmienności Bray-Curtisa.

W celu charakterystyki zbiorowości grzybów zasiedlających roślinność wodną zastosowano wskaźniki bioróżnorodności:

wskaźnik dominacji Simpsona D

$$D = \frac{\sum_{i=1}^{S} n_i(n_i - 1)}{N(N-1)}$$

gdzie:
S – liczba gatunków,
N – liczebność osobników,
n_i – liczba osobników i-$_{tego}$ gatunku,

oraz **wskaźnik różnorodności Shannona H'**

$$H' = -\sum_{i=1}^{S} p_i log_2 p_i \qquad p_i = \frac{n_i}{N_i}$$

gdzie:

n_i – liczba osobników konkretnego gatunku,

N_i – liczba wszystkich osobników wszystkich gatunków,

pi – udział i-$_{tego}$ gatunku w próbie,

wskaźnik równomierności Pielou J'

$$J' = \frac{H'}{log_2 S}$$

gdzie:

H' – wskaźnik ogólnej różnorodności gatunkowej Shannona-Weavera,

S – liczba gatunków.

3.3.2.3. Analizy z zakresu biologii molekularnej

Przy współpracy z Katedrą Entomologii, Fitopatologii i Diagnostyki Molekularnej, Wydziału Rolnictwa i Leśnictwa, UWM w Olsztynie, wykonano analizy molekularne grzybów z rodzaju Fusarium. Do badań wybrano 138 czystych kultur *Fusarium* (=138 izolatów).

W celu przystąpienia do analiz PCR, przeprowadzono izolację DNA z fragmentów kultur *Fusarium* stosując zestaw GeneMATRIX Plant & Fungi DNA Purification Kit firmy EURX. Izolaty homogenizowano minitłuczkami w probówce z korundem (∅=0.1mm). Dalsze kroki wykonano wg. instrukcji dołączonej do zestawu. W zakresie izolacji i oczyszczania materiału genetycznego wchodziło: usuwanie fragmentów ścian komórkowych, usuwanie białek i polisacharydów, precypitacja, nanoszenie na kolumny krzemionkowe, oczyszczanie właściwe, elucja. Tak przygotowane DNA posłużyło do dalszych analiz.

Sekwencjonowanie nanoporowe

Biorąc pod uwagę możliwość interakcji analizowanych grzybów z innymi mikroorganizmami fyllosfery wykonano również próby sekwencjonowania nanoporowego. Jednak ze względu na to, że są to badania wstępne, a ich wyniki okazały się mało przydatne do realizacji przyjętych zadań, zostały one przeniesione do załącznika 3.

Amplifikacja i sekwencjonowanie regionu ITS i Ef1α

Uzyskane genomowe DNA poddano ocenie ilościowej oraz jakościowej przy użyciu spektrofotometru NANODROP 2000c (Thermo Fisher Scientific). Reakcje PCR zostały przeprowadzone przy zastosowaniu specyficznych starterów ITS1 i ITS4 (5′-CAACTCCCAAACCCCTGTGA-3′ i 5′-GCGACGATTACCAGTAACGA-3′) White i in. (1990) w termocyklerze NEXUS firmy Eppendorf. Mieszanina reakcja została sporządzona w objętości 25 µl, w której w skład wchodziły:

- 1 µl polimeraza Taq Dream (5U) (ThermoScientific), 5 µl bufor Taq Dream (5X), 2 µl chlorku magnezu II ($MgCl_2$) (3mM), 1 µl surowiczej albuminy wołowej (BSA), 0,5 µl

mieszanina deoksynukleotydu dNTP Mix **(**200 uM dla każdego z nukleotydów), 1 µl starter (ITS1), 1 µl starter (ITS2), 2 µl DNA.

Mieszaninę uzupełniono wodą w ilości 11,5 µl.

Reakcję PCR wykonano stosując odpowiedni profil termiczny:

- denaturacja wstępna w 95ºC przez 2 minuty po której przeprowadzono 30 cykli: denaturacja w 94ºC przez 60 sekund, przyłączanie starterów w 54ºC przez 30 sekund, powielanie fragmentu DNA w 72ºC przez 60 sekund, końcowe powielanie fragmentu DNA w 72ºC przez 5 minut.

Jakość produktów oceniano poprzez rozdział elektroforetyczny na 1% żelu agarozowym.

W celu odczytu sekwencji uzyskane produkty zostały wysłane do firmy zewnętrznej (Genomed). Następnie za pomocą programu BioEdit skrócono uzyskane sekwencje do równych par zasad (ok. 1000 pz). Utworzono drzewo filogenetyczne za pomocą programu Mega 11.

Real-time PCR

W celu identyfikacji grzybów produkujących DON zastosowano metodę VEGI I WOLF-HALL (2013). Do reakcji PCR użyto starterów Tri5 (gen determinujący produkcję DON – deoksyniwalenol) (po 0,8 ul każdy) oraz 0,2 ul sondy FAM-TAMRA. Reakcję przeprowadzono w 20 ul używając mastermix Real-time PROBE 2x (A&A Biotechnology), starterów i sondy, oraz 2 ul DNA z izolatu *Fusarium* sp. Reakcję qPCR przeprowadzono na platformie RotorGene Q (Qiagen) używając programu 50°C przez 2 min, 98°C przez 10 min a następnie 45 cykli 98°C przez 20 s i 60°C przez 1 min. Kontrolą pozytywną było DNA z *F. culmorum*, natomiast kontrolę czystości odczynników (NTP) stanowił mastermix, w którym DNA zastąpiono wodą.

Startery:

- ➔ **Tri5 forward TCTTAACACTAGCGTGCGCCTTCT 193 bp – starter przedni**
- ➔ **Tri5 reverse CATGCCAACGATTGTTTGGAGGGA – starter tylni**

Sonda:

- ➔ **Probe for Tri5 5'Fam -AACAAGGCTGCCCACCACTTTGCTCAGCCT - Tamra3'**

Charakterystyka reakcji MSP-PCR mikrosatelitami z zastosowaniem starterów GTG-5 oraz GACA-4

Uzyskane czyste kultury *Fusarium* spp., poddano analizom PCR z zastosowaniem starterów (GTG)5 (5'-GTGGTGGTGGTGGTG-3') oraz (GACA)4 (5'-GACAGACAGACAGACA-3') przy profilu termicznym dostępnym w literaturze BRASILEIRO I IN. (2004) dla startera (GTG)5 oraz w literaturze VELÁSQUEZ-ZAPATA i in. (2022) dla startera (GACA)4.

Reakcje przeprowadzono w termocyklerze Mastercycler Nexus GSX1 firmy Epperndorf. W 1.5 ml probówce typu Eppendorf sporządzono mieszaninę reakcyjną o objętości 25 µl/próbkę, w skład której wchodziły:

- dla GACA-4: 2,5 µl buffor 10X PCR zawierający 15 mM $MgCl_2$, 1,5 µl dNTP (10 µmol/L), 1 µl starter (GACA-4) i 2,5 U polimerazy Taq DNA oraz 4 µl genomowego DNA,
- dla GTG-5: 12,5 µl Mx, 1 µl $MgCl_2$, 0,8 µl (0.25 mM dNTPs), 1 µl starter (GTG-5) oraz 5 µl genomowego DNA.

Obie mieszaniny dopełniono sterylną wodą demineralizowaną wolną od nukleaz do objętości 25 µl. Jako polimerazę użyto natywnej polimerazy Taq (EP0282, Thermo Fisher Scientific).

Profile termiczne dla reakcji PCR były następujące:

- dla GACA-4: denaturacja wstępna w 94°C przez 20 sek, następnie 35 cykli denaturacji w temperaturze 94°C przez 20 sekund, przyłączanie starterów w 50°C przez 1 min, amplifikacja (powielanie fragmentu DNA) w 72°C przez 20 sekund i końcowe wydłużanie fragmentów DNA w 72 °C przez 4 minuty (VELÁSQUEZ-ZAPATA i in. 2022);
- dla GTG-5 (modyfikacja własna): wstępna denaturacja w 96°C przez 5 min, następnie 35 cykli denaturacji w 94°C przez 15 sek, 45 sek w temperaturze 55°C, 90 sek w 72°C i z 6 minutami w 72°C do ostatecznego wydłużenia fragmentów DNA (BRASILEIRO i in. 2004).

Rozdział elektroforetyczny produktów reakcji PCR nastąpił w 2% żelu agarozowym z dodatkiem barwnika SimplySafe (EURx) w buforze TAE 0,5x (EURx) przy początkowym 75V (10 min), a końcowym 55V przez 120 minut. Uzyskane produkty obserwowano przy świetle UV w transilluminatorze GenDocIT2 (UVP). Jako markera masowego użyto 4 µl markera o wielkości 10000 par zasad (GeneRuler™ 1kB DNA Ladder, Thermo Fisher Sceintific).

Analizę polimorfizmu genetycznego wykonano na podstawie otrzymanego obrazu. Prążki odczytano i przedstawiono w postaci matrycy binarnej (1 – obecność prążka u danego szczepu na określonej wysokości zdjęcia, 0 – brak prążka na danej wysokości). Tak przygotowane wyniki jednostkowe zostały przetworzone przez program dołączony do systemu obrazującego transiluminatora (GenDocIT2) i przeliczone za pomocą metody UPGMA (ang. *unweighted pair group method with arithmetic mean*). Drzewo podobieństwa zostało wygenerowane za pomocą metody Jaccard'a.

3.3.2.4. *Fusarium* – mykotoksyny i dynamika wzrostu

Wykonano testy konkurencyjne bezpośrednim testem ELISA, Veratox for DON 5/5 (NEOGEN), który zapewnia dokładne stężenie mykotoksyn w częściach milionowych (ppm). Wolny DON w próbkach i kontrolach konkuruje ze znakowanym enzymem DON (koniugatem) o miejsca wiązania przeciwciał. Po etapie przemywania substrat reaguje ze związanym koniugatem, dając kolor niebieski. Więcej koloru niebieskiego oznacza mniej deoksyniwalenolu.

W skład zestawu wchodziły: 48 mikrostudzienek pokrytych przeciwciałami, 48 zaznaczonych na czerwono studzienek do mieszania, 5 butelek z żółtą etykietą zawierających kontrole DON 0, 0.5, 1, 2 i 6 ppm, 1 butelka z niebieską etykietą roztworu koniugatu DON-HRP, 1 butelka z zieloną etykietą roztworu K-Blue® Substrate oraz 1 butelka z czerwoną etykietą czerwonego roztworu zatrzymującego. Testy wykonano zgodnie z dołączoną instrukcją.



Ryc. 5. Buteleczki zawierające kontrole DON

Figure 5. Bottles containing DON controls



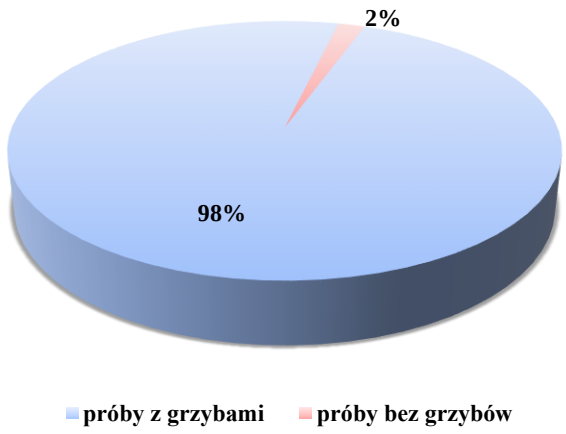
Ryc. 6. Buteleczki zawierające roztwory do przeprowadzenia dalszej procedury

Figure 6. Bottles containing solutions for further procedure

Do uzyskania gęstości optycznych (OD) zastosowano czytnik mikrodołków (Biokom, Polska). Kontrolne gęstości tworzą krzywą standardową, a gęstości optyczne próbek są wykreślane na krzywej w celu obliczenia dokładnego stężenia DON.

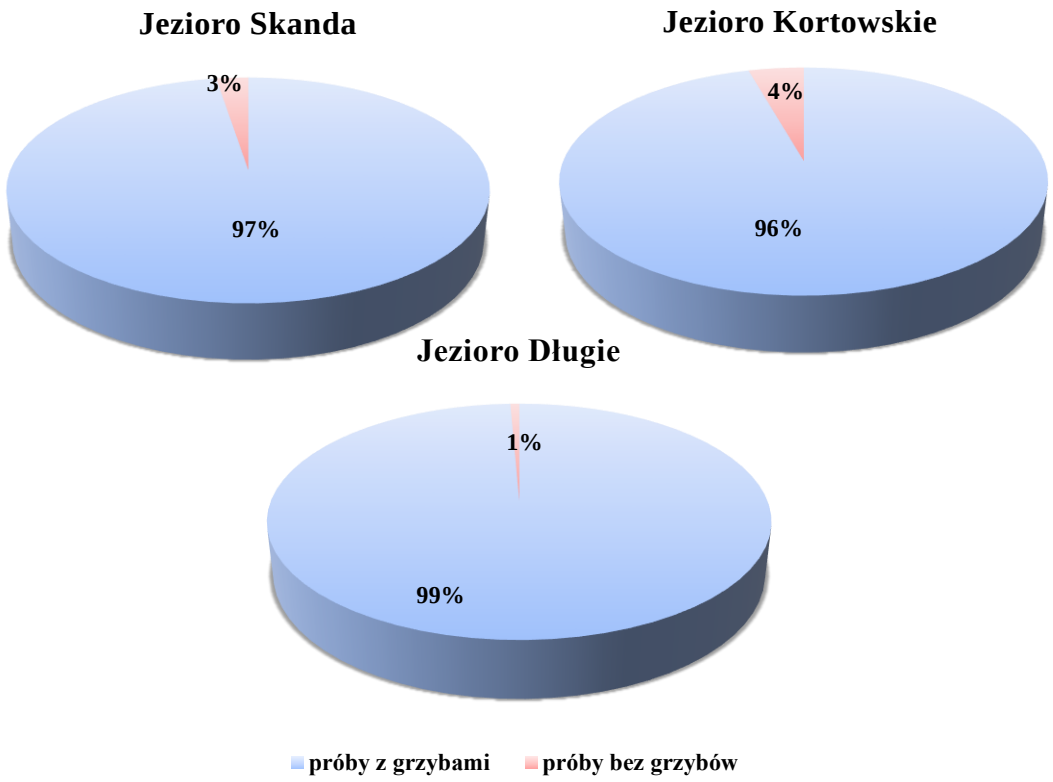
4. Wyniki

Ogółem zebrano 435 prób roślin. W 425 odnotowano grzyby, co stanowi 98% wszystkich zebranych prób. Tylko w 8 próbach (2%) nie stwierdzono grzybów (Ryc.7.).



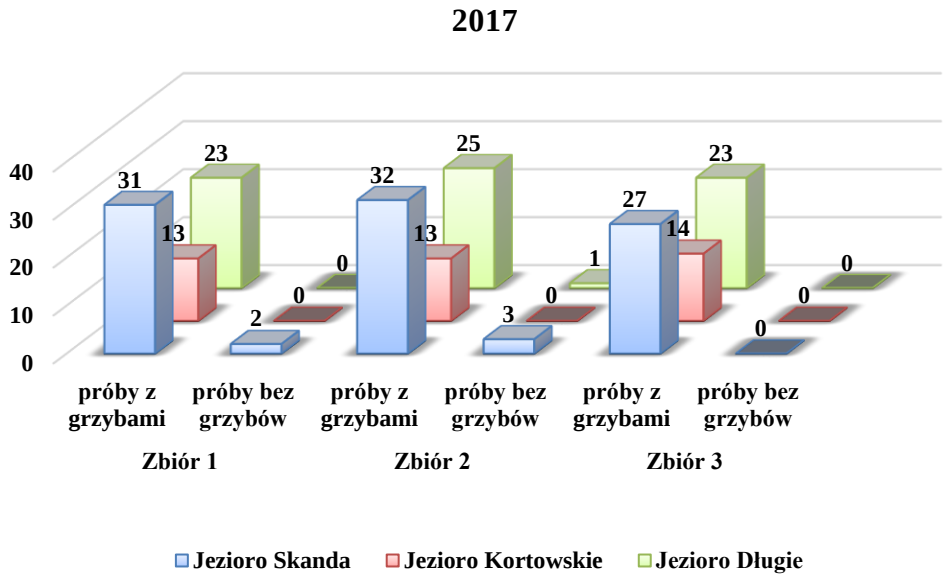
Ryc. 7. Procentowy udział prób z izolatami grzybów
Figure 7. Percentage of samples with fungal isolates

Ujmując szczegółowo, we wszystkich badanych jeziorach, na poszczególnych roślinach odnotowano wysoki, porównywalny udział grzybów: Jezioro Skanda – 97% prób dodatnich, Jezioro Kortowskie – 96% oraz Jezioro Długie – 99% prób (Ryc.8.).



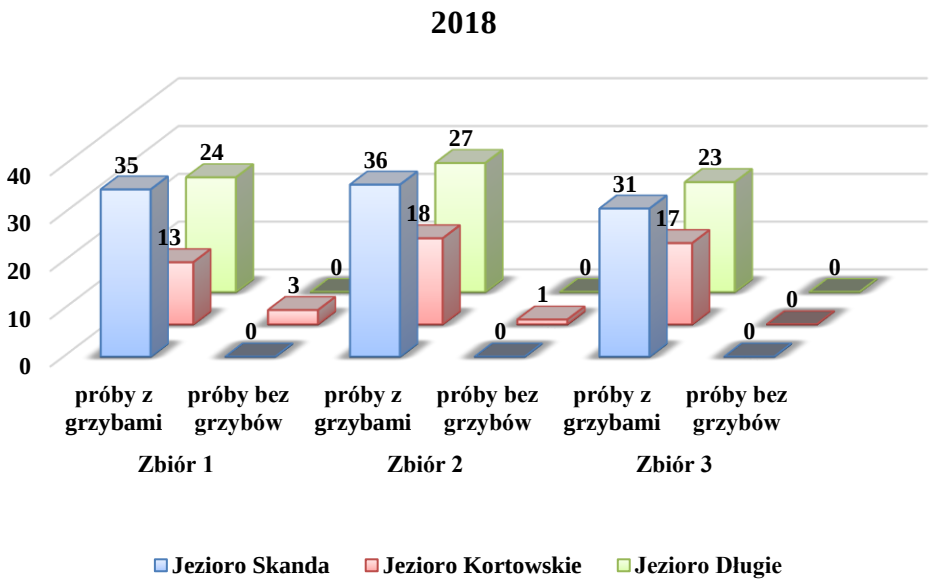
Ryc. 8. Procentowy udział prób dodatnich w poszczególnych jeziorach
Figure 8. Percentage of positive samples in individual lakes

W 2017 roku, ze zbioru I, z Jeziora Skanda, z 33 prób, aż w 31 odnotowano grzyby (94%). Natomiast z Jezior Kortowskie oraz Długie uzyskano 100% prób z grzybami, odpowiednio 13 i 23 próby. Zbiór II przedstawia następujące wyniki: z Jeziora Skanda, z 35 prób, w 32 odnotowano grzyby (91%). W Jeziorze Długim zebrano 26 prób, z czego w 25 dodatnich (96%). Natomiast w Jeziorze Kortowskim uzyskano 100% prób z grzybami – było ich 13. W III zbiorze we wszystkich jeziorach, stwierdzono 100% prób dodatnich. Z Jeziora Skanda zebrano 27 prób, z Jeziora Kortowskiego – 14, a z Jeziora Długiego – 23 próby (Ryc.9.).



Ryc. 9. Porównanie udziału prób dodatnich i ujemnych w poszczególnych jeziorach, w 2017 roku
Figure 9. Comparison of the share of positive and negative samples in individual lakes in 2017

W 2018 roku, ze zbioru I uzyskano następujące wyniki: z Jeziora Kortowskiego, z 16 prób, w 13 odnotowano grzyby (80%), a z jezior Skanda i Długie 100% prób z grzybami, odpowiednio 35 i 24 próby. W zbiorze II uzyskano wyniki podobne, jak w zbiorze I: z Jeziora Kortowskiego, z 19 prób, w 18 odnotowano grzyby (95%). Z jezior Skanda 36 prób i Długie – 27 prób, ponownie uzyskano 100% prób dodatnich. W III zbiorze, we wszystkich jeziorach, odnotowano 100% udział prób z grzybami. Z Jeziora Kortowskiego zebrano 17 prób, z Jeziora Skanda – 31, a z Jeziora Długiego – 23 próby (Ryc.10.).



Ryc. 10. Porównanie udziału prób dodatnich i ujemnych w poszczególnych jeziorach, w 2018 roku
Figure 10. Comparison of the share of positive and negative samples in individual lakes in 2018

Analiza wariancji wskazuje na istotne statystycznie różnice pomiędzy dwoma badanymi latami, gdzie *p* (istotność statystyczna) wynosi 0,018. Wartość R^2 (współczynnik determinacji) świadczy o niewielkiej części zmienności zmiennej zależnej, która jest wyjaśniona przez zmienne niezależne (Tab.5.). Bardzo wysoce istotne statystycznie różnice wystąpiły we wszystkich badanych roślinach, gdzie *p* wynosi 0,001, a wartość R^2 wynosząca 0,550 mówi o tym, że około 55 % zmienności zmiennej zależnej jest wyjaśnione przez zmienne niezależne. Jest to wartość stosunkowo wysoka.

Zależności pomiędzy jeziorami, a gatunkami roślin są również wysoce istotne statystycznie (p = 0,001; R^2 = 0,209), co sugeruje, że wpływ jeziora na zmienną zależną różni się w zależności od rodzaju rośliny.

Najmniejsze różnice są widoczne przy zależności ROK:JEZIORO, gdzie *p* wynosi 0,211. W tym przypadku, wpływ roku na zmienną zależną nie różni się w zależności od jeziora (Tab.5.).

Tab. 5. Wyniki analizy wariancji Permanova
Table 5. Permanov analysis of variance results

	R^2	*P*
ROK	0,021	**0,018**
JEZIORO	0,047	**0,006**
ROŚLINA	**0,550**	**0,001**
ROK:JEZIORO	0,023	0,211
ROK:ROŚLINA	0,077	**0,074**
JEZIORO:ROŚLINA	**0,209**	**0,001**

W tabeli 6 przedstawiono zależności pomiędzy grupami na podstawie poboru prób. W tym przypadku, analiza wariancji wskazuje na bardzo wysoce istotne statystycznie różnice w większości taksonów. Wartość *p* wynosząca 0,001, występuje w przypadku JEZIORO, ROŚLINA oraz JEZIORO:ROŚLINA. Taka wartość wskazuje, że istnieje bardzo małe prawdopodobieństwo, że obserwowane różnice między tymi grupami wynikają z czystego przypadku.

Tab. 6. Wyniki analizy wariancji Permanova
Table 6. Permanov analysis of variance results

	R^2	*P*
JEZIORO	0,037	**0,001**
POBÓR	0,034	**0,002**
ROŚLINA	**0,469**	**0,001**
JEZIORO:POBÓR	0,037	0,147
JEZIORO:ROŚLINA	**0,165**	**0,001**
POBÓR:ROŚLINA	**0,133**	**0,033**

Ogółem otrzymano 1670 izolatów grzybów (Załącznik 1), w których stwierdzono 127 gatunków (Tab.7.). 40 gatunków to potencjalne czynniki etiologiczne, wymieniane w polskim oraz zagranicznym piśmiennictwie z zakresu mykologii medycznej (szczegółową literaturę przedstawiono w dyskusji) oznaczono w tabeli 5 kolorem czerwonym. 22 gatunki oznaczono kolorem żółtym, ze względu na rodzaj, w obrębie którego mogą występować grzyby o przypuszczalnych właściwościach chorobotwórczych. Jak przedstawia tabela 7, większość z wyizolowanych gatunków należy do gromady *Ascomycota*. Tylko 7 ze 127 należy do gromady *Basidiomycota.* Sześciu przedstawicieli tej drugiej reprezentuje rząd *Pucciniales*: *Puccinia caricina, P. coronata, P. magnusiana, P. phragmitis, Puccinia* sp. oraz *Uromyces caricis-sempervirentis.* Tylko jeden gatunek należy do rzędu *Sebacinales* i jest nim *Chaetospermum chaetosporum.*

Tab. 7. Klasyfikacja systematyczna wyizolowanych grzybów z wyróżnieniem potencjalnych antropopatogenów
Table 7. Systematic classification of isolated fungi, highlighting potential anthropopathogens

Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
1.	*Acremoniella atra* (Corda) Sacc.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
2.	*Acremonium alternatum* Link	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie
3.	*Acremonium* sp. Link	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
4.	*Alternaria alternata* (Fr.) Keissl.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
5.	*Alternaria longipes* (Ellis & Everh.) E.W. Mason	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
6.	*Alternaria longissima* Deighton & MacGarvie	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
7.	*Alternaria tenuissima* (Kunze) Wiltshire	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
8.	*Arthrinium phaeospermum* (Corda) M.B. Ellis	*Apiosporaceae*	*Incertae sedis*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
9.	*Arthrinium* sp.	*Apiosporaceae*	*Incertae sedis*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Długie
10.	*Ascochyta acori* Oudem.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
11.	*Ascochyta calami* Bres. Punith.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
12.	*Ascochyta caricicola* Melnik	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
13.	*Ascochyta caricina* Melnik	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
14.	*Ascochyta caricis-arenariae* Melnik	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
15.	*Ascochyta kirulisii* H. Ruppr.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
16.	*Ascochyta melicae* (Died.) Melnik	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
17.	*Ascochyta* sp.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
18.	*Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola* Punith.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
19.	*Aspergillus niger* Tiegh.	*Aspergillaceae*	*Eurotiales*	*Eurotiomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
20.	*Asteromella acorella* (Sacc. & Penz.) H. Ruppr.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Dothideomycetes*	*Acomycota*	Długie

Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
21.	*Asteromella* sp.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
22.	*Botrytis cinerea* Pers.	*Sclerotiniaceae*	*Helotiales*	*Leotiomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
23.	*Cercospora junci-filiformis* Melnik	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
24.	*Cercospora juncicola* (Kasai) Vassiljevsky	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
25.	*Cercospora* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
26.	*Chaetomium elatum* Kunze	*Chaetomiaceae*	*Sordariales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
27.	*Chaetomium globosum* Kunze	*Chaetomiaceae*	*Sordariales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie
28.	*Chaetomium* sp.	*Chaetomiaceae*	*Sordariales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
29.	*Chaetospermum chaetosporum* (Pat.) A.L. Sm. & Ramsb.	*Sebacinaceae*	*Sebacinales*	*Agaricomycetes*	*Basidiomycota*	Kortowskie, Skanda
30.	*Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries	*Cladosporiaceae*	*Capnodiales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
31.	*Cladosporium herbarum* (Pers.) Link	*Cladosporiaceae*	*Capnodiales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
32.	*Cladosporium* sp.	*Cladosporiaceae*	*Capnodiales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
33.	*Curvularia* sp.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
34.	*Dendryphion* sp.	*Torulaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
35.	*Drechslera* sp.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
36.	*Epicoccum nigrum* Link	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
37.	*Fusarium armeniacum* (G.A. Forbes, Windels & L.W. Burgess) L.W. Burgess & Summerell	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
38.	*Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc.	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
39.	*Fusarium culmorum* (Wm. G. Sm.) Sacc.	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
40.	*Fusarium graminearum* Schwabe	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie

Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
41.	*Fusarium* sp. Link	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
42.	*Fusarium sporotrichioides* Sherb.	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
43.	*Gibberella zeae* (Schwein.) Petch	*Nectriaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
44.	*Gonatobotrys simplex* Corda	*Ceratostomataceae*	*Melanosporales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
45.	*Hendersonia culmiseda* Sacc.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
46.	*Hendersonia* sp.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
47.	*Hymenopsis* sp.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Kortowskie, Długie
48.	*Hymenopsis trochiloides* (Sacc.) Sacc.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
49.	*Leptosphaeria acorella* Cooke	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
50.	*Leptosphaeria arundinacea* (Sowerby) Sacc.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
51.	*Leptosphaeria caricicola* Fautrey	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
52.	*Leptosphaeria epicarecta* (Cooke) Sacc.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
53.	*Leptosphaeria herpotrichoides* De Not.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
54.	*Leptosphaeria scirpina* G. Winter	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
55.	*Leptosphaeria* sp.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
56.	*Leptosphaeria typhae* (P. Karst.) Sacc.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
57.	*Leptosphaeria typharum* (Desm.) P. Karst.	*Leptosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
58.	*Melanospora* sp.	*Ceratostomaceae*	*Melanosporales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie
59.	*Myrothecium cinctum* (Corda) Sacc.	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
60.	*Neottiospora caricina* (Desm.) Höhn.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Kortowskie
61.	*Paecilomyces* sp.	*Aspergillaceae*	*Eurotiales*	*Eurotiomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
62.	*Periconia byssoides* Pers.	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie

Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
63.	*Periconia digitata* (Cooke) Sacc.	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
64.	*Periconia hispidula* (Pers.) E.W. Mason & M.B. Ellis	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie
65.	*Periconia minutissima* Corda	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
66.	*Periconia* sp.	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
67.	*Periconia typhicola* E.W. Mason & M.B. Ellis	*Incertae sedis*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
68.	*Phoma glomerata* (Corda) Wollenw. & Hochapfel	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
69.	*Phoma* sp.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
70.	*Phoma typhae* Pass.	*Didymellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
71.	*Phyllosticta caricis* (Fuckel) Sacc.	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
72.	*Phyllosticta coralliobola* Bubák & Kabát	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
73.	*Phyllosticta nupharis* Allesch.	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie
74.	*Phyllosticta phragmitis* Nagorny	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
75.	*Phyllosticta* sp. Pers.	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
76.	*Phyllosticta typhina* Sacc. & Malbr.	*Phyllostictaceae*	*Botryosphaeriales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
77.	*Pyricularia* sp.	*Pyriculariaceae*	*Magnaporthales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie
78.	*Pithomyces chartarum* (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis	*Astrosphaeriellaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
79.	*Pleurophragmium* sp.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Skanda
80.	*Pseudocercospora* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
81.	*Pseudocercosporella herpotrichoides* (Fron) Deighton	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
82.	*Pseudocercosporella scirpi* (Moesz) Deighton	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
83.	*Pseudocercosporella* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie
84.	*Pseudorobillarda phragmitis* (Cunnel) M. Morelet	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie

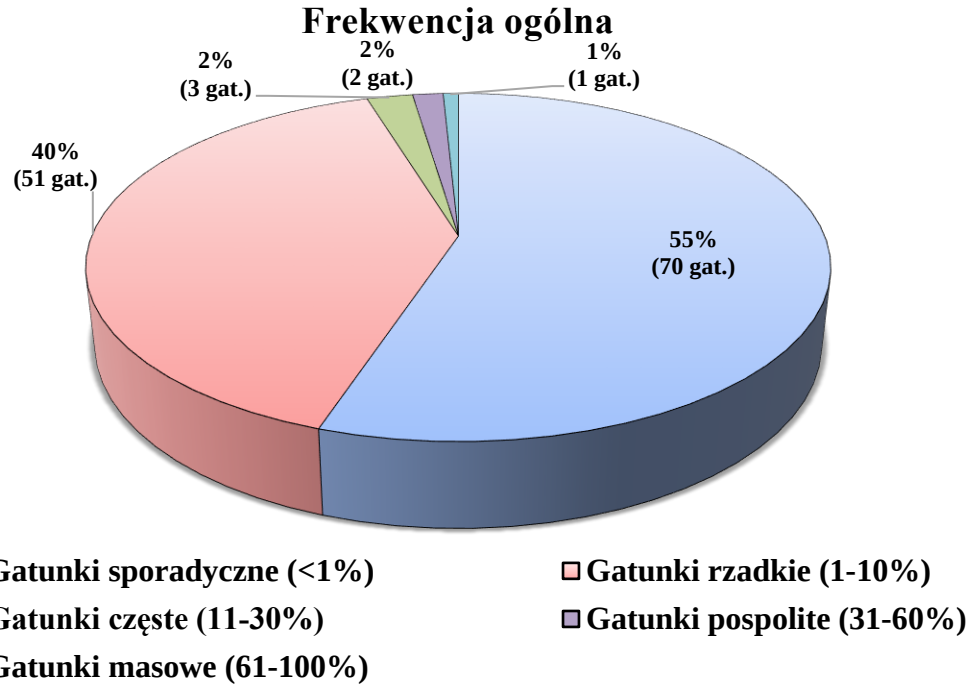
Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
85.	*Pseudoseptoria donacis* (Pass.) B. Sutton	*Saccotheciaceae*	*Dothideales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
86.	*Puccinia caricina* DC.	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Kortowskie, Skanda
87.	*Puccinia coronata* Corda	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Skanda
88.	*Puccinia magnusiana* Körn.	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Kortowskie, Długie
89.	*Puccinia phragmitis* (Schumach.) Tul.	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Skanda
90.	*Puccinia* sp.	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Długie
91.	*Pyrenophora scirpicola* (DC.) E. Müll.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
92.	*Ramichloridium* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Długie
93.	*Ramularia aromatica* (Sacc.) Höhn.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
94.	*Ramularia* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
95.	*Scolecobasidium* sp.	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Kortowskie
96.	*Scopinella caulincola* (Fuckel) Malloch	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
97.	*Scopinella solani* (Zukal) Malloch	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Długie
98.	*Seimatosporium* sp.	*Sporocadaceae*	*Amphisphaeriales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
99.	*Selenophoma scrophulariae* B. Sutton	*Saccotheciaceae*	*Dothideales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie
100.	*Selenophoma straussiana* (Sacc.) Luc	*Saccotheciaceae*	*Dothideales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
101.	*Septoria arundinis* Mont.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
102.	*Septoria caricicola* Sacc.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
103.	*Septoria cryptica* Priest	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda
104.	*Septoria lineolata* Sacc. & Speg.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
105.	*Septoria phragmitis* Sacc.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
106.	*Septoria* sp.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
107.	*Septoria tritici* Roberge ex Desm.	*Mycosphaerellaceae*	*Mycosphaerellales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
108.	*Spharellopsis filum* (Biv.) B. Sutton	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie

Lp.	Gatunek grzyba	Rodzina	Rząd	Klasa	Gromada	Jeziora
109.	*Stachybotrys atra* Corda	*Stachybotryaceae*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
110.	*Stagonospora anglica* Cunnell	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
111.	*Stagonospora aquatica* (Sacc.) Sacc.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
112.	*Stagonospora caricinella* Brunaud	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
113.	*Stagonospora caricis* (Oudem.) Sacc.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
114.	*Stagonospora gigaspora* (Niessl) Sacc.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie
115.	*Stagonospora junciseda* (Sacc.) Mussat	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Phaeosphaeriaceae*	*Ascomycota*	Długie
116.	*Stagonospora macropycnidia* Cunnell	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
117.	*Stagonospora nodorum* (Berk.) E. Castell. & Germano	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
118.	*Stagonospora* sp.	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
119.	*Stagonospora vitensis* Unamuno	*Phaeosphaeriaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
120.	*Stemphylium botryosum* Wallr.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
121.	*Stemphylium* sp.	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Długie
122.	*Tetranacrium gramineum* H.J. Huds. & B. Sutton	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Incertae sedis*	*Ascomycota*	Skanda, Długie
123.	*Torula herbarum* (Pers.) Link	*Torulaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
124.	*Trichothecium roseum* (Pers.) Link	*Incertae sedis*	*Hypocreales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
125.	*Ulocladium botrytis* Preuss	*Pleosporaceae*	*Pleosporales*	*Dothideomycetes*	*Ascomycota*	Skanda
126.	*Uromyces caricis-sempervirentis* E. Fisch.	*Pucciniaceae*	*Pucciniales*	*Pucciniomycetes*	*Basidiomycota*	Kortowskie, Skanda, Długie
127.	*Verticillium* sp.	*Plectosphaerellaceae*	*Glomerellales*	*Sordariomycetes*	*Ascomycota*	Skanda

Legenda: **gatunki potencjalnie chorobotwórcze wymieniane w literaturze medycznej**

gatunki o przypuszczalnych właściwościach chorobotwórczych

Wyniki dotyczące częstości występowania stwierdzonych gatunków grzybów na poszczególnych roślinach żywicielskich, w wybranych do badań jeziorach, przedstawia tabela 8 oraz rycina 11. Te, które dotyczą grzybów najczęściej notowanych są porównywalne, natomiast grzybów pojawiających się rzadko lub sporadycznie są zróżnicowane. Do gatunków występujących masowo należy *Alternaria alternata* (F_i=82,07%). Pospolitymi gatunkami są *Cladosporium cladosporioides* (F_i=46,67%) oraz *Cladosporium herbarum* (F_i=45,29%). Często występującymi gatunkami były *Epiccocum nigrum, Fusarium* sp. i *Ramularia aromatica* (frekwencja 11-30% udziału).



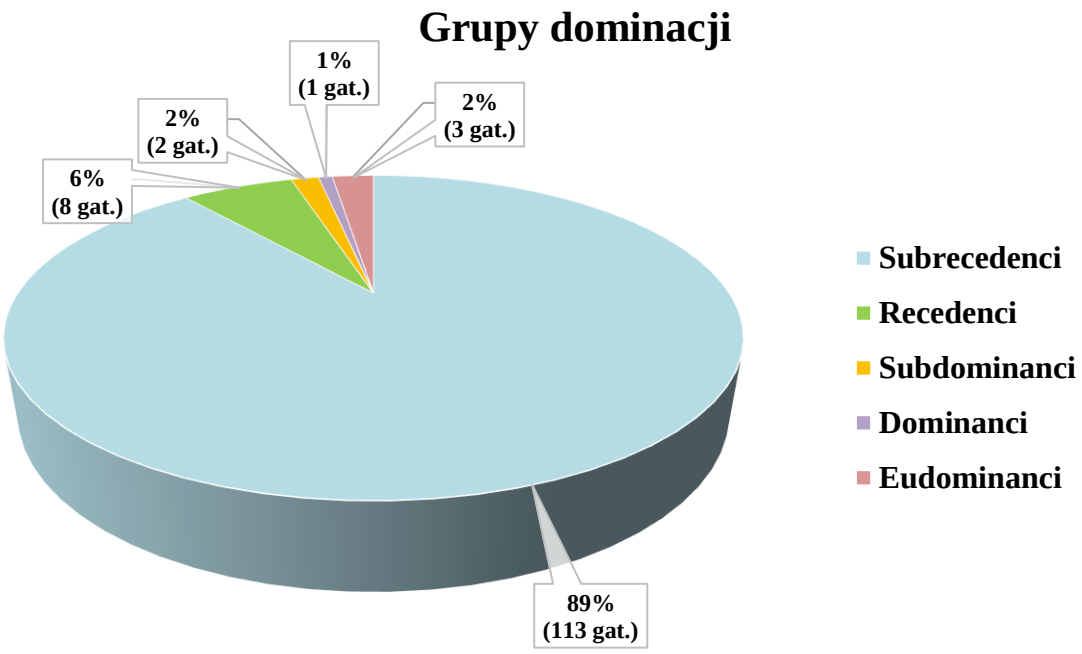
Ryc. 11. Frekwencja grzybów na gatunkach roślin żywicielskich w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-2018

Figure 11. Frequency of fungi on host plant species in lakes selected for research, 2017-2018

Na podkreślenie zasługuje fakt, że na badanych roślinach przeważał udział gatunków występujących sporadycznie, reprezentowanych przez 70 taksonów, co stanowiło 55% udziału w różnorodności, wśród których były takie gatunki jak: *Ascochyta kirulisii, Cercospora junci-filiformis, Chaetomium globosum* czy *Curvularia* sp.. Również liczne były gatunki występujące rzadko (o ogólnej frekwencji 1-10%), do których zaliczono 51 gatunków grzybów (40% udziału). Do tej ostatniej grupy zaliczono takie gatunki jak: *Arthrinium phaeospermum, Ascochyta calami, Gonatobotrys simplex, Leptosphaeria acorella* czy *Periconia byssoides* itd..

W tabeli 8 oraz na rycinie 12 przedstawiono grupy dominacji gatunku. W ogólnej dominacji najliczniejszą grupą, byli subrecedenci – 113 gatunków (89% udziału), do których

należą m.in. *Acremoniella atra, Alternaria tenuissima, Botrytis cinerea, Cheatospermum chaetosporum, Periconia byssoides, Phyllosticta coralliobola* czy *Stagonospora anglica.* Najmniej liczną grupą grzybów byli dominanci, do których należał tylko jeden gatunek *Fusarium* sp. (1% udziału).



Ryc. 12. Dominacja ogólna gatunków grzybów na wszystkich gatunkach roślin w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-218

Figure 12. General dominance of fungal species on all plant species in lakes selected for research, 2017-2018

Subdominanci oraz eudominanci stanowiły po 2% udziału. Do subdominantów należą *Epiccocum nigrum* oraz *Ramularia aromatica.* Wśród eudominantów znalazły się gatunki takie, jak: *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* oraz *Cladosporium herbarum.* Grupę recedentów reprezentuje 8 gatunków grzybów: *Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Gonatobotrys simplex, Leptosphaeria acorella, Phoma glomerata, Septoria arundinis, Septoria* sp. i *Stagonospora* sp.

Tab. 8. Częstość występowania oraz grupy dominacji uzyskanych gatunków grzybów na poszczególnych roślinach żywicielskich w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-2018

Table 8. Frequency of occurrence and dominance groups of obtained fungal species on individual host plants in lakes selected for research, 2017-2018

Lp.	Gatunek grzyba	Jezioro Kortowskie						Jezioro Skanda										Jezioro Długie								F_i (%)
		CA	TA	GM	PhA	NL	TL	CA	TA	GM	PhA	NL	TL	SL	JB	NA	AC	C	TA	GM	PhA	SL	JB	TL	AC	
1.	*Acremoniella atra*				4						4								1							1,38
2.	*Acremonium alternatum*																				1				1	0,46
3.	*Acremonium* sp.				2					1	2							4	1		1				3	3,21
4.	*Alternaria alternata*	10	10	15	27	2	3	20	24	34	42	2	1	10	2		28	36	6	1	38	10	3	3	30	82,07
5.	*Alternaria longipes*			2	1					1											1			1	2	1,48
6.	*Alternaria longissima*										1															0,23
7.	*Alternaria tenuissima*			1					2		2		1		1						1	1				2,06
8.	*Arthrinium phaeospermum*	1			4				1		4										4				2	3,68
9.	*Arthrinium* sp.	1		1														1								0,69
10.	*Ascochyta acori*																								5	1,15
11.	*Ascochyta calami*																2								3	1,15
12.	*Ascochyta caricicola*																	1								0,23
13.	*Ascochyta caricina*																	1								0,23
14.	*Ascochyta caricis-arenariae*																	2								0,46
15.	*Ascochyta kirulisii*											1														0,23
16.	*Ascochyta melicae*									6																1,38
17.	*Ascochyta* sp.			2		1				4		1		1		1		1							1	2,76
18.	*Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola*																	1								0,23
19.	*Aspergillus niger*				2				4								1									1,61
20.	*Asteromella acorella*																								1	0,23
21.	*Asteromella* sp.			1					1	1													1			0,92
22.	*Botrytis cinerea*			1	1						2						1	2							2	2,07
23.	*Cercospora junci-filiformis*														3											0,67
24.	*Cercospora juncicola*																						1			0,23
25.	*Cercospora* sp.	1						2										2				1		1	1	1,84
26.	*Chaetomium elatum*								1																	0,23
27.	*Chaetomium globosum*																								1	0,23
28.	*Chaetomium* sp.									1	1															0,46
29.	*Chaetospermum chaetosporum*			1	2			1	1	2	1															1,84

Lp.	Gatunek grzyba	Jezioro Kortowskie						Jezioro Skanda										Jezioro Długie								Fi (%)
		CA	TA	GM	PhA	NL	TL	CA	TA	GM	PhA	NL	TL	SL	JB	NA	AC	C	TA	GM	PhA	SL	JB	TL	AC	
30.	*Cladosporium cladosporioides*	9	4	5	20	2	3	12	12	18	24			8	1		10	24	6		26	6	4	1	8	46,67
31.	*Cladosporium herbarum*	4	5	12	20		4	10	12	13	29		1	5	2		8	23	5	1	19	8	4	1	11	45,29
32.	*Cladosporium* sp.		1	1	4		1		3	1	6				1			2	2		3	1		1		6,21
33.	*Curvularia* sp.																				1	1				0,46
34.	*Dendryphion* sp.																								1	0,23
35.	*Drechslera* sp.			4	4			1	3	6	6							2	1		3					6,90
36.	*Epicoccum nigrum*	2	1	3	6		2	4	4	6	10			2				10	3		11	3	2		2	16,32
37.	*Fusarium armeniacum*				1				1		1										2					1,15
38.	*Fusarium avenaceum*										1															0,23
39.	*Fusarium culmorum*				1						1															0,46
40.	*Fusarium graminearum*																				1					0,23
41.	*Fusarium* sp.	6	1	3	15		4	2	9	6	11	1		1	1		7	12	1	1	14				12	24,60
42.	*Fusarium sporotrichioides*												1								1					0,46
43.	*Gibberella zeae*			2	2						4										1					2,07
44.	*Gonatobotrys simplex*				2				2	1	8								1		3					3,91
45.	*Hendersonia culmiseda*										1															0,23
46.	*Hendersonia* sp.									1																0,23
47.	*Hymenopsis* sp.		1	3														1				3			2	2,30
48.	*Hymenopsis trochiloides*				2						4															1,38
49.	*Leptosphaeria acorella*																10								22	7,36
50.	*Leptosphaeria arundinacea*										1										1					0,46
51.	*Leptosphaeria caricicola*																	1								0,23
52.	*Leptosphaeria epicarecta*							1										3								0,92
53.	*Leptosphaeria herpotrichoides*																	1								0,23
54.	*Leptosphaeria scirpina*																					1				0,23
55.	*Leptosphaeria* sp.			3	1									2								1				1,61
56.	*Leptosphaeria typhae*																							2		0,46

Lp.	Gatunek grzyba	Jezioro Kortowskie						Jezioro Skanda										Jezioro Długie								F_i (%)
		CA	TA	GM	PhA	NL	TL	CA	TA	GM	PhA	NL	TL	SL	JB	NA	AC	C	TA	GM	PhA	SL	JB	TL	AC	
57.	*Leptosphaeria typharum*		1				1		3																	1,15
58.	*Melanospora* sp.																								1	0,23
59.	*Myrothecium cinctum*				1				2																	0,69
60.	*Neottiospora caricina*			1																						0,23
61.	*Paecilomyces* sp.								1		1															0,46
62.	*Periconia byssoides*				2				1		1										1					1,15
63.	*Periconia digitata*										1															0,23
64.	*Periconia hispidula*				1																					0,23
65.	*Periconia minutissima*			1	3					1				1		1		2	1						1	2,53
66.	*Periconia* sp.			1	1					1							2	1								1,38
67.	*Periconia typhicola*																		1							0,23
68.	*Phoma glomerata*				7		1				4			1					1		3				1	4,14
69.	*Phoma* sp.										1															0,23
70.	*Phoma typhae*								1																	0,23
71.	*Phyllosticta caricis*																	1								0,23
72.	*Phyllosticta coralliobola*		5				1		8										1							3,45
73.	*Phyllosticta nupharis*					4																				0,92
74.	*Phyllosticta phragmitis*				1						2										3					1,38
75.	*Phyllosticta* sp.		1	2	1			1	2	2	1							1					1			2,76
76.	*Phyllosticta typhina*		4				1		9										1							3,45
77.	*Piricularia* sp.																		1							0,23
78.	*Pithomyces chartarum*				2		2	2		1	1							2	1		2	1	1	1		3,68
79.	*Pleurophragmium* sp.									2				1												0,69
80.	*Pseudocercospora* sp.										1															0,23
81.	*Pseudocercosporella herpotrichoides*							1																		0,23
82.	*Pseudocercosporella scirpi*																					1				0,23
83.	*Pseudocercosporella* sp.		1																							0,23
84.	*Pseudorobillarda phragmitis*				1																					0,23

Lp.	Gatunek grzyba	Jezioro Kortowskie						Jezioro Skanda										Jezioro Długie								F_i (%)
		CA	TA	GM	PhA	NL	TL	CA	TA	GM	PhA	NL	TL	SL	JB	NA	AC	C	TA	GM	PhA	SL	JB	TL	AC	
85.	*Pseudoseptoria donacis*				2						2															0,92
86.	*Puccinia caricina*	2						1																		0,69
87.	*Puccinia coronata*									2																0,46
88.	*Puccinia magnusiana*				1																1					0,46
89.	*Puccinia phragmitis*										1															0,23
90.	*Puccinia* sp.																	5								1,15
91.	*Pyrenophora scirpicola*													7								5				2,76
92.	*Ramichloridium* sp.			1																	1					0,46
93.	*Ramularia aromatica*																25								26	11,72
94.	*Ramularia* sp.			1	1				1	1	3			1				1			2					2,53
95.	*Scolecobasidium* sp.			1																						0,23
96.	*Scopinella caulincola*									1																0,23
97.	*Scopinella solani*																		1							0,23
98.	*Seimatosporium* sp.				1												3	1							5	2,30
99.	*Selenophoma scrophulariae*			1																						0,23
100.	*Selenophoma straussiana*										2															0,46
101.	*Septoria arundinis*				8						10										4					5,06
102.	*Septoria caricicola*																	2					1			0,69
103.	*Septoria cryptica*				1						2															0,69
104.	*Septoria lineolata*																	2								0,46
105.	*Septoria phragmitis*										1										1					0,46
106.	*Septoria* sp.			2	4		2		1	2	6						1	1			5	2	1			6,21
107.	*Septoria tritici*									2										1						0,69
108.	*Spharellopsis filum*																	1								0,23
109.	*Stachybotrys atra*			2	2			1		1											1					1,61
110.	*Stagonospora anglica*	2						3									1	3								2,07
111.	*Stagonospora aquatica*																					1				0,23
112.	*Stagonospora caricinella*	2						1										2			2	1				1,84
113.	*Stagonospora caricis*							3						1				6	1		2					2,99
114.	*Stagonospora gigaspora*	1																								0,23
115.	*Stagonospora junciseda*																						1			0,23

Lp.	Gatunek grzyba	Jezioro Kortowskie						Jezioro Skanda										Jezioro Długie								F_i (%)
		CA	TA	GM	PhA	NL	TL	CA	TA	GM	PhA	NL	TL	SL	JB	NA	AC	C	TA	GM	PhA	SL	JB	TL	AC	
116.	*Stagonospora macropycnidia*	1									1							4			1					1,61
117.	*Stagonospora nodorum*									2										1						0,69
118.	*Stagonospora* sp.	1		1	6					1	10						1	1			3	1				5,75
119.	*Stagonospora vitensis*							2		1	1							5			1	1	2			2,99
120.	*Stemphylium botryosum*				1						2		1								3					1,61
121.	*Stemphylium* sp.																	1							1	0,46
122.	*Tetranacrium gramineum*										1										1					0,46
123.	*Torula herbarum*	1		1	1	1				2		1		1			3	1							1	2,99
124.	*Trichothecium roseum*							1																		0,23
125.	*Ulocladium botrytis*								1																	0,23
126.	*Uromyces caricis-sempervirentis*	1						1										5								1,61
127.	*Verticillium* sp.								1																	0,23
SUMA		45	35	75	169	10	25	70	111	124	221	6	5	42	11	2	103	178	36	5	169	49	22	11	146	1670

Objaśnienia skrótów w tabeli:

GATUNKI ROŚLIN ŻYWICIELSKICH:

CA – *Carex acutiformis*

C – *Carex* spp.

TA – *Typha angustifolia*

GM – *Glyceria maxima*

PhA – *Phragmites australis*

NL – *Nuphar lutea*

TL – *Typha latifolia*

SL – *Schoenoplectus lacustris*

JB – *Juncus bulbosus*

NA – *Nymphaea alba*

AC – *Acorus calamus*

WSPÓŁCZYNNIK BIOCENOTYCZNY:

F_i – Frekwencja gatunku

GRUPY DOMINACJI:

Eudominanci

Dominanci

Subdominanci

Recedenci

Subrecedenci

Różnorodność gatunkową grzybów, wyrażoną wskaźnikami Shannona i Simpsona, stanowiącą podstawę do oceny różnorodności biologicznej w badanych jeziorach przedstawiają tabele 9, 10, 12 i 13. Wskaźnik Shannona, we wszystkich badanych jeziorach wykazał wartość, która przekraczała 3, co przełożyło się na wysoką różnorodność gatunkową grzybów w próbkach tych jezior.

Wartości wskaźnika Simpsona wskazują na różny stopień dominacji gatunków grzybów w poszczególnych jeziorach. Jezioro Skanda wykazało najwyższą wartość wskaźnika Simpsona (0,093), co może sugerować większą dominację jednego lub kilku gatunków. Podobną wartość otrzymano z jeziora Długiego. Natomiast niższa wartość tego wskaźnika dla jeziora Kortowskiego (0,079), może wskazywać na większą równomierność występowania gatunków (Tab.9.).

Tab. 9. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla badanych jezior
Table 9. Shannon and Simpson species diversity indices for the studied lakes

Jeziora	Shannon index (H)	Simpson index (D)
Długie	3,256	0,084
Kortowskie	3,216	0,079
Skanda	3,231	0,093

Tabela 10 przedstawia wyżej wymienione wskaźniki dla par jezior. Wartość wskaźników Shannona i Simpsona dla jezior Długie i Kortowskie, wyniosła odpowiednio, dla wskaźnika Shannona p = 0,670 = wysokie podobieństwo występowania gatunków grzybów między jeziorami, dla wskaźnika Simpsona p = 0,594 = mniejsza dominacja jednego lub kilku gatunków.

W przypadku jezior Długie i Skanda, wartość p przy wskaźniku Shannona wynosi 0,769, wskazując również na wysokie podobieństwo występowania gatunków między jeziorami. Niska wartość p (wartość prawdopodobieństwa) dla wskaźnika Simpsona (0,328) oraz ujemna wartość t (-0,978), wskazują na niską dominację jednego lub kilku gatunków w badanych jeziorach, co sugeruje również na większą równomierność występowania gatunków.

Analiza wskaźników różnorodności gatunkowej grzybów dla jezior Kortowskie i Skanda, wyniosła p = 0,870 (Shannon index), co sugeruje wysokie podobieństwo występowania gatunków między jeziorami. Wskaźnik Simpsona, wartość p = 0,160, wskazuje na niższą dominację jednego lub kilku gatunków. Dodatkowo, ujemna wartość t (Shannon – suma wszystkich osobników/gatunków w próbie; Simpson – łączna liczba osobników w

populacji), oraz df (stopnie swobody) równe 901,76 dla wskaźnika Simpsona wskazują na istotną statystycznie różnicę w dominacji gatunkowej między badanymi jeziorami.

Tab. 10. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla par jezior
Table 10. Shannon and Simpson species diversity indices for lake pairs

JEZIORA	SHANNON INDEX			SIMPSON INDEX		
	t	df	*p*	t	df	*p*
DŁUGIE-KORTOWSKIE	0,427	817,49	0,670	0,533	808,51	0,594
DŁUGIE-SKANDA	0,294	1300,2	0,769	-0,978	1308,4	0,328
KORTOWSKIE-SKANDA	-0,164	818,45	0,870	-1,406	901,76	0,160

Największą różnorodność gatunkową grzybów stwierdzono na *Phragmites australis* – aż 64 gatunki. Duże bogactwo gatunkowe mykobioty charakteryzowało *Glyceria maxima*, z której wyizolowano 41 gatunków grzybów oraz *Carex* sp., zasiedlonej przez 40 gatunków. Niewiele mniej grzybów odnotowano na *Typha angustifolia* – 38 i *Acorus calamus* – 30 gatunków. Do roślin, z których wyizolowano mniej niż 30 gatunków grzybów, należą: *Schoenoplectus lacustris* – 27 gatunków, *Carex acutiformis* – 26, *Typha latifolia* – 18 oraz *Juncus bulbosus* – 16. Najmniejszą różnorodność gatunkową grzybów odnotowano na *Nuphar lutea* – 7 oraz na *Nymphaea alba* – tylko 2 gatunki (Tab.11.).

Tab. 11. Zróżnicowanie gatunkowe mykobioty wybranych gatunków roślin żywicielskich z uwzględnieniem badanych jezior
Table 11. Species diversity of mycobiota of selected host plant species, including the studied lakes

Lp.	Żywiciel	Gatunek grzybów	Liczba gatunków
1.	*Acorus calamus* L.	*Acremonium alternatum* ^{D}, *Acremonium* sp. ^{D}, *Alternaria alternata* ^{SD}, *Alternaria longipes* ^{D}, *Arthrinium phaeospermum* ^{D}, *Ascochyta acori* ^{D}, *Ascochyta calami* ^{SD}, *Ascochyta* sp. ^{D}, *Aspergillus niger* ^{S}, *Asteromella acorella* ^{D}, *Botrytis cinerea* ^{SD}, *Cercospora* sp. ^{D}, *Chaetomium globosum* ^{D}, *Cladosporium cladosporioides* ^{SD}, *Cladosporium herbarum* ^{SD}, *Dendryphion* sp. ^{D}, *Epicoccum nigrum* ^{D}, *Fusarium* sp. ^{SD}, *Hymenopsis* sp. ^{D}, *Leptosphaeria acorella* ^{SD}, *Melanospora* sp. ^{D}, *Periconia minutissima* ^{D}, *Periconia* sp. ^{S}, *Phoma glomerata* ^{D}, *Ramularia aromatica* ^{SD}, *Septoria* sp. ^{S}, *Stagonospora anglica* ^{S}, *Stagonospora* sp. ^{S}, *Stemphylium* sp. ^{D}, *Torula herbarum* ^{SD}	**30**

Lp.	Żywiciel	Gatunek grzybów	Liczba gatunków
2.	*Carex acutiformis* L.	*Alternaria alternata* [SK], *Arthrinium phaeospermum* [K], *Arthrinium* sp. [K], *Cercospora* sp. [SK], *Chaetospermum chaetosporum* [S], *Cladosporium cladosporioides* [SK], *Cladosporium herbarum* [SK], *Drechslera* sp. [S], *Epicoccum nigrum* [SK], *Fusarium* sp. [SK], *Leptosphaeria epicarecta* [S], *Phyllosticta* sp. [S], *Pithomyces chartarum* [S], *Pseudocercosporella herpotrichoides* [S], *Puccinia caricina* [SK], *Stachybotrys atra* [S], *Stagonospora anglica* [SK], *Stagonospora caricinella* [SK], *Stagonospora caricis* [S], *Stagonospora gigaspora* [K], *Stagonospora macropycnidia* [K], *Stagonospora* sp. [K], *Stagonospora vitensis* [S], *Torula herbarum* [K], *Trichothecium roseum* [S], *Uromyces caricis-sempervirentis* [SK]	**26**
3.	*Carex* sp.	*Acremonium* sp. [D], *Alternaria alternata* [D], *Arthrinium* sp. [D], *Ascochyta caricicola* [D], *Ascochyta caricina* [D], *Ascochyta caricis-arenariae* [D], *Ascochyta* sp. [D], *Botrytis cinerea* [D], *Cercospora* sp. [D], *Cladosporium cladosporioides* [D], *Cladosporium herbarum* [D], *Cladosporium* sp. [D], *Drechslera* sp. [D], *Epicoccum nigrum* [D], *Fusarium* sp. [D], *Hymenopsis* sp. [D], *Leptosphaeria cariciola* [D], *Leptosphaeria epicarecta* [D], *Leptosphaeria herpotrichoides* [D], *Periconia minutissima* [D], *Periconia* sp. [D], *Phyllosticta caricis* [D], *Phyllosticta* sp. [D], *Pithomyces chartarum* [D], *Puccinia* sp. [D], *Ramularia* sp. [D], *Seimatosporium* sp. [D], *Septoria caricicola* [D], *Septoria lineolata* [D], *Septoria* sp. [D], *Spharellopsis filum* [D], *Stagonospora anglica* [D], *Stagonospora caricinella* [D], *Stagonospora caricis* [D], *Stagonospora macropycnidia* [D], *Stagonospora* sp. [D], *Stagonospora vitensis* [D], *Stemphylium* sp. [D], *Torula herbarum* [D], *Uromyces caricis-sempervirentis* [D]	**40**
4	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	*Acremonium* sp. [S], *Alternaria alternata* [KSD], *Alternaria longipes* [KS], *Alternaria tenuissima* [K], *Arthrinium* sp. [K], *Ascochyta melicae* [S], *Ascochyta* sp. [KS], *Asteromella* sp. [KS], *Botrytis cinerea* [K], *Chaetomium* sp. [S], *Chaetospermum chaetosporum* [SK], *Cladosporium cladosporioides* [KS], *Cladosporium herbarum* [KSD], *Cladosporium* sp. [KS], *Drechslera* sp. [KS], *Epicoccum nigrum* [KS], *Fusarium* sp. [KSD], *Gibberella zeae* [K], *Gonatobotrys simplex* [S], *Hendersonia* sp. [S], *Hymenopsis* sp. [K], *Leptosphaeria* sp. [K], *Neottiospora caricina* [K], *Periconia minutissima* [SK], *Periconia* sp. [KS], *Phyllosticta* sp. [KS], *Pithomyces chartarum* [S], *Pleurophragmium* sp. [S], *Puccinia coronata* [S], *Ramichloridium* sp. [K], *Ramularia* sp. [KS], *Scolecobasidium* sp. [K], *Scopinella caulincola* [S], *Selenophoma scrophularie* [K], *Septoria* sp, [KS], *Septoria tritici* [SD], *Stachybotrys atra* [KS], *Stagonospora nodorum* [SD], *Stagonospora* sp. [KS], *Stagonospora vitenis* [S], *Torula herbarum* [SK]	**41**

Lp.	Żywiciel	Gatunek grzybów	Liczba gatunków
5.	*Juncus bulbosus* L.	*Alternaria alternata* [SD], *Alternaria tenuissima* [S], *Asteromella* sp. [D], *Cercospora junci-filiformis* [S], *Cercospora juncicola* [D], *Cladosporium cladosporioides* [SD], *Cladosporium herbarum* [SD], *Cladosporium* sp. [S], *Epicoccum nigrum* [D], *Fusarium* sp. [S], *Phyllosticta* sp. [D], *Pithomyces chartarum* [D], *Septoria caricicola* [D], *Septoria* sp. [D], *Stagonospora junciseda* [D], *Stagonospora vitensis* [D]	**16**
6.	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	*Alternaria alternata* [KS], *Ascochyta kirulisii* [S], *Ascochyta* sp. [KS], *Cladosporium cladosporioides* [K], *Fusarium* sp. [S], *Phyllosticta nupharis* [K], *Torula herbarum* [KS]	**7**
7.	*Nymphaea alba* L.	*Ascochyta* sp. [S], *Periconia minutissima* [S]	**2**
8.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	*Acremoniella atra* [KS], *Acremonium alternatum* [D], *Acremonium* sp. [KSD], *Alternaria alternata* [DSK], *Alternaria longipes* [DK], *Alternaria longissima* [S], *Alternaria tenuissima* [SD], *Arthrinium phaeospermum* [KSD], *Aspergilllus niger* [K], *Botrytis cinerea* [KS], *Chaetomium* sp. [S], *Chaetospermum chaetosporum* [KS], *Cladosporium cladosporioides* [DSK], *Cladosporium herbarum* [DSK], *Cladosporium* sp. [KSD], *Curvularia* sp. [D], *Drechslera* sp. [KSD], *Epicoccum nigrum* [DSK], *Fusarium armeniacum* [DKS], *Fusarium avenaceum* [S], *Fusarium culmorum* [KS], *Fusarium graminearum* [D], *Fusarium* sp. [SKD], *Fusarium sporotrichioides* [D], *Gibberella zeae* [KSD], *Gonatobotrys simplex* [KSD], *Hendersonia culmiseda* [S], *Hymenopsis trochiloides* [SK], *Leptosphaeria arundinacea* [SD], *Leptosphaeria* sp. [K], *Myrothecium cinctum* [K], *Paecilomyces* sp. [S], *Periconia byssoides* [KSD], *Periconia digitata* [S], *Periconia hispidula* [K], *Periconia minutissima* [K], *Periconia* sp. [K], *Phoma glomerata* [SKD], *Phoma* sp. [S], *Phyllosticta phragmitis* [KSD], *Phyllosticta* sp. [SK], *Pithomyces chartarum* [DSK], *Pseudocercospora* sp. [S], *Pseudorobillarda phragmitis* [K], *Pseudoseptoria donacis* [SK], *Puccinia magnusiana* [KD], *Puccinia phragmitis* [S], *Ramichloridium* sp. [D], *Ramularia* sp. [KDS], *Seimatosporium* sp. [K], *Selenophoma straussiana* [S], *Septoria arundinis* [KSD], *Septoria cryptica* [KS], *Septoria phragmitis* [SD], *Septoria* sp. [KSD], *Stachybotrys atra* [DK], *Stagonospora caricinella* [D], *Stagonospora caricis* [D], *Stagonospora macropycnidia* [SD], *Stagonospora* sp. [DSK], *Stagonospora vitensis* [SD], *Stemphylium botryosum* [DSK], *Tetranacrium gramineum* [SD], *Torula herbarum* [K]	**64**

Lp.	Żywiciel	Gatunek grzybów	Liczba gatunków
9.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	*Alternaria alternata* **SD**, *Alternaria tenuissima* **D**, *Ascochyta* sp. **S**, *Cercospora* sp. **D**, *Cladosporium cladosporioides* **SD**, *Cladosporium herbarum* **SD**, *Cladosporium* sp. **D**, *Curvularia* sp. **D**, *Epicoccum nigrum* **SD**, *Fusarium* sp. **S**, *Hymenopsis* sp. **D**, *Leptosphaeria scirpina* **D**, *Leptosphaeria* sp. **SD**, *Periconia minutissima* **S**, *Phoma glomerata* **S**, *Pithomyces chartarum* **D**, *Pleurophragmium* sp. **S**, *Pseudocercosporella scirpi* **D**, *Pyrenophora scirpicola* **SD**, *Ramularia* sp. **S**, *Septoria* sp. **D**, *Stagonospora aquatica* **D**, *Stagonospora caricinella* **D**, *Stagonospora caricis* **S**, *Stagonospora* sp. **D**, *Stagonospora vitensis* **D**, *Torula herbarum* **S**	**27**
10.	*Typha angustifolia* L.	*Acremoniella atra* **D**, *Acremonium* sp. **D**, *Alternaria alternata* **SKD**, *Alternaria tenuissima* **S**, *Arthrinium phaeospermum* **S**, *Aspergillus niger* **S**, *Asteromella* sp. **S**, *Chaetomium elatum* **S**, *Chaetospermum chaetosporum* **S**, *Cladosporium cladosporioides* **SKD**, *Cladosporium herbarum* **SKD**, *Cladosporium* sp. **KSD**, *Drechslera* sp. **SD**, *Epicoccum nigrum* **SKD**, *Fusarium armeniacum* **S**, *Fusarium* sp. **SKD**, *Gonatobotrys simplex* **SD**, *Hymenopsis* sp. **K**, *Leptosphaeria typharum* **KS**, *Myrothecium cinctum* **S**, *Paecilomyces* sp. **S**, *Periconia byssoides* **S**, *Periconia minutissima* **D**, *Periconia typhicola* **D**, *Phoma glomerata* **D**, *Phoma typhae* **S**, *Phyllosticta coralliobola* **KSD**, *Phyllosticta* sp. **KS**, *Phyllosticta typhina* **SKD**, *Piricularia* sp. **D**, *Pithomyces chartarum* **D**, *Pseudocercosporella* sp. **K**, *Ramularia* sp. **S**, *Scopinella solani* **S**, *Septoria* sp. **S**, *Stagonospora caricis* **D**, *Ulocladium botrytis* **S**, *Verticillium* sp. **S**	**38**
11.	*Typha latifolia* L.	*Alternaria alternata* **KDS**, *Alternaria longipes* **D**, *Alternaria tenuissima* **S**, *Cercospora* sp. **D**, *Cladosporium cladosporioides* **KD**, *Cladosporium herbarum* **KDS**, *Cladosporium* sp. **KD**, *Epicoccum nigrum* **K**, *Fusarium* sp. **K**, *Fusarium sporotrichioides* **S**, *Leptosphaeria typhae* **D**, *Leptosphaeria typharum* **K**, *Phoma glomerata* **K**, *Phyllosticta coralliobola* **K**, *Phyllosticta typhina* **K**, *Pithomyces chartarum* **KD**, *Septoria* sp. **K**, *Stemphylium botryosum* **S**	**18**

Objaśnienia skrótów w tabeli:

S – Jezioro Skanda

D – Jezioro Długie

K – Jezioro Kortowskie

Tabela 12 przedstawia wartości wskaźników różnorodności gatunkowej grzybów (Shannon, Simpson, Pielou) dla różnych gatunków roślin występujących w badanym obszarze. Na podstawie tabeli można stwierdzić, że *Nymphaea* wykazuje najniższą wartość wskaźnika Shannona (0,693), co wskazuje na mniejszą różnorodność gatunkową w tej próbce w porównaniu do innych roślin. Dodatkowo przy tej samej roślinie wskaźnik Simpsona wykazuje na najwyższą wartość (0,5), co sugeruje, że próba ta je zdominowana przez jeden gatunek.

Wskaźnik Pielou, znany także jako równomierność, ocenia równomierność rozkładu gatunków w próbce. Wartość wskaźnika Pielou bliższa 1 oznacza bardziej równomierny rozkład gatunków. Na podstawie tabeli 12, można zauważyć, że *Nymphaea* ma najwyższą wartość wskaźnika Pielou (1), co sugeruje, że charakteryzuje ją bardziej równomierny rozkład gatunków niż w innych próbach.

Natomiast *Phragmites* wykazuje największą różnorodność gatunkową grzybów (najwyższa wartość wskaźnika Shannon = 3,113) i jednocześnie stosunkowo równomierny rozkład gatunków (średnia wartość wskaźnika Pielou = 0,351).

Tab. 12. Wyniki różnorodności gatunkowej grzybów dla badanych roślin
Table 12. Fungi species diversity results for the studied plants

Żywiciel	Shannon Index (H)	Simpson Index (D)	Pielou (e^H/S)
Acorus	2,455	0,867	0,376
Carex	2,886	0,897	0,373
Glyceria	2,918	0,899	0,451
Juncus	2,499	0,896	0,761
Nuphar	1,82	0,820	0,881
Nymphaea	0,693	0,5	1
Phragmites	3,113	0,918	0,351
Schoenoplectus	2,576	0,882	0,487
Typha	2,885	0,906	0,416

Tabela 13 przedstawia wyniki analizy różnorodności gatunkowej dla 35 par roślin żywicielskich. Dla każdej pary zostały obliczone wartości wskaźników Shannona i Simpsona, które mierzą różnorodność informacyjną oraz dominację gatunków w danej parze. Dodatkowo, przeprowadzono analizę statystyczną, której wynikiem są wartości t, df oraz *p*.

Na podstawie przedstawionych wyników, stwierdzono istotne statystycznie różnice, przy wskaźniku Shannona, pomiędzy następującymi parami roślin: *Acorus-Carex, Glyceria-Juncus, Juncus-Nuphar, Nuphar-Nymphaea, Nymphaea-Phragmites, Phragmites-*

Schoenoplectus, Schoenoplectus-Typha, Acorus-Glyceria, Carex-Juncus, Glyceria-Nuphar, Juncus-Nymphaea, Nuphar-Phragmites, Nymphaea-Schoenoplectus, Phragmites-Typha, Carex-Nuphar, Glyceria-Nymphaea, Juncus-Phargmites, nuphar-Schoenoplectus, Nymphaea-Typha, Acorus-Nuphar, Carex-Nymphaea, Nuphar-Typha, Acorus-Nymphaea, Glyceria-Schoenoplectus, Juncus-Typha, Acorus-Phragmites, Carex-Schoenoplectus oraz *Acorus-Typha.* Natomiast brak statystycznie istotnych różnic, przy tym samym wskaźniku, uzyskano pomiędzy: *Carex-Glyceria, Acorus-Juncus, Glyceria-Phragmites, Juncus-Schoenoplectus, Glyceria-Typha, Acorus-Schoenoplectus* oraz *Carex-Typha.*

Przy wskaźniku Simpsona, uzyskano brak statystycznie istotnych różnic pomiędzy parami roślin: *Acorus-Phragmites* oraz *Acorus-Typha.* Pomiędzy resztą par roślin, uzyskano statystycznie istotne różnice.

Tab. 13. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla par roślin żywicielskich
Table 13. Shannon and Simpson species diversity indices for host plant pairs

Pary roślin żywicielskich	Shannon index			Simpson index		
	t	df	*p*	t	df	*p*
Acorus-Carex	-3,876	541,16	0,0001	1,990	525,41	0,047
Carex-Glyceria	-0,257	451	0,797	0,133	411,59	0,894
Glyceria-Juncus	2,347	60,09	0,022	-0,091	53,167	0,927
Juncus-Nuphar	3,052	41,248	0,004	-1,369	24,141	0,183
Nuphar-Nymphaea	2,896	2,913	0,065	-0,637	2,039	0,587
Nymphaea-Phragmites	-6,755	2,108	0,018	0,835	2,001	0,491
Phragmites-Schoenoplectus	3,889	132,8	0,0001	-2,000	114,08	0,048
Schoenoplectus-Typha	-2,0385	177,86	0,043	1,242	157,36	0,216
Acorus-Glyceria	-3,856	420,75	0,0001	1,852	420,39	0,065
Carex-Juncus	2,244	53,366	0,029	-0,014	44,249	0,988
Glyceria-Nuphar	5,892	27,771	<0,001	-1,528	18,252	0,144
Juncus-Nymphaea	4,690	2,809	0,021	-0,791	2,009	0,511
Nuphar-Phragmites	-7,519	20,319	<0,001	1,948	16,444	0,069
Nymphaea-Schoenoplectus	-5,020	2,534	0,023	0,764	2,005	0,524
Phragmites-Typha	2,230	440,92	0,026	-0,988	386,87	0,324
Acorus-Juncus	-0,260	51,518	0,796	1,068	46,774	0,290
Carex-Nuphar	5,897	24,757	<0,001	-1,507	17,281	0,149
Glyceria-Nymphaea	6,089	2,280	0,018	-0,797	2,003	0,509
Juncus-Phragmites	-3,762	43,084	0,0005	0,849	36,786	0,401
Nuphar-Schoenoplectus	-3,6932	38,464	0,0007	1,182	19,804	0,251
Nymphaea-Typha	-6,028	2,236	0,020	0,813	2,002	0,502
Acorus-Nuphar	3,539	23,976	0,002	-0,927	17,559	0,366
Carex-Nymphaea	6,049	2,212	0,020	-0,793	2,002	0,510
Glyceria-Phragmites	-1,799	375,14	0,073	1,333	290,29	0,183
Juncus-Schoenoplectus	-0,390	79,427	0,697	-0,469	65,478	0,640
Nuphar-Typha	-5,825	25,794	<0,001	1,701	17,286	0,106

Acorus-Nymphaea	4,868	2,194	0,033	-0,735	2,002	0,539
Glyceria-Schoenoplectus	2,195	190,86	0,029	-0,779	200,68	0,436
Juncus-Typha	-2,208	55,655	0,031	0,384	44,261	0,702
Acorus-Phragmites	-6,837	532,76	<0,001	4,084	398,84	<0,001
Carex-Schoenoplectus	2,081	172,13	0,039	-0,738	158,83	0,461
Glyceria-Typha	0,264	420,11	0,792	0,468	389,15	0,639
Acorus-Schoenoplectus	-0,826	164,18	0,410	0,741	172,12	0,459
Carex-Typha	0,0132	498,08	0,989	0,703	506,2	0,482
Acorus-Typha	-3,756	461,7	0,0002	2,657	471,29	0,008

Legenda: Shannon - statystycznie istotne różnice; brak statystycznie istotnych różnic
Simpson - statystycznie istotne różnice; brak statystycznie istotnych różnic

Wartość współczynnika Jaccarda-Sörensena, wskazująca na udział wspólnych gatunków grzybów na wybranych roślinach żywicielskich w poszczególnych parach jezior przedstawia rycina 13. Największe podobieństwo gatunkowe grzybów na *Phragmites australis*, potwierdzone maksymalną wartością współczynnika Jaccarda-Sörensena, stwierdzono dla jezior Kortowskie i Skanda (67,4%), zaś najmniejsze podobieństwo gatunkowe grzybów stwierdzonych na *Phragmites australis* dotyczy jezior Kortowskie i Długie (61,5%).

W przypadku *Carex* największe podobieństwo gatunkowe grzybów stwierdzono dla jezior Kortowskie i Długie, gdzie współczynnik Jaccarda-Sörensena wynosi 67,9%, a najmniejsze dotyczy jezior Kortowskie i Skanda (55,6%).

Dla gatunków *Typha angustifolia* oraz *Typha latifolia*, największe podobieństwo gatunkowe grzybów stwierdzono dla jezior Kortowskie i Długie (odpowiednio 53,3% oraz 50%). Najmniejsze podobieństwo gatunkowe w przypadku *Typha angustifolia* wykazano pomiędzy jeziorami Skanda i Długie (43,48%), a dla *Typha latifolia* pomiędzy jeziorami Kortowskie i Skanda (23,53%).

Największe podobieństwo gatunkowe grzybów na *Glyceria maxima*, stwierdzono dla jezior Kortowskie i Skanda (63,33), zaś najmniejsze wystąpiło pomiędzy jeziorami Kortowskie i Długie (17,65%).

Phragmites australis	Jezioro Kortowskie	Jezioro Skanda	Jezioro Długie
Jezioro Kortowskie	X	67,4	61,5
Jezioro Skanda		X	65,8
Jezioro Długie			X

Carex	Jezioro Kortowskie	Jezioro Skanda	Jezioro Długie
Jezioro Kortowskie	X	55,6	67,9
Jezioro Skanda		X	63,3
Jezioro Długie			X

Typha angustifolia	Jezioro Kortowskie	Jezioro Skanda	Jezioro Długie
Jezioro Kortowskie	X	50	53,3
Jezioro Skanda		X	43,48
Jezioro Długie			X

Typha latifolia	Jezioro Kortowskie	Jezioro Skanda	Jezioro Długie
Jezioro Kortowskie	X	23,53	50
Jezioro Skanda		X	30,77
Jezioro Długie			X

Glyceria maxima	Jezioro Kortowskie	Jezioro Skanda	Jezioro Długie
Jezioro Kortowskie	X	63,33	17,65
Jezioro Skanda		X	27,78
Jezioro Długie			X

Ryc. 13. Wartości współczynnika podobieństwa gatunkowego grzybów Jaccarda-Sörensena na wybranych roślinach żywicielskich w poszczególnych parach jezior, lata 2017-2018
Figure 13. Values of the Jaccard-Sorensen species similarity coefficients of fungi on selected host plants in individual pairs of lakes, 2017-2018

Legenda:

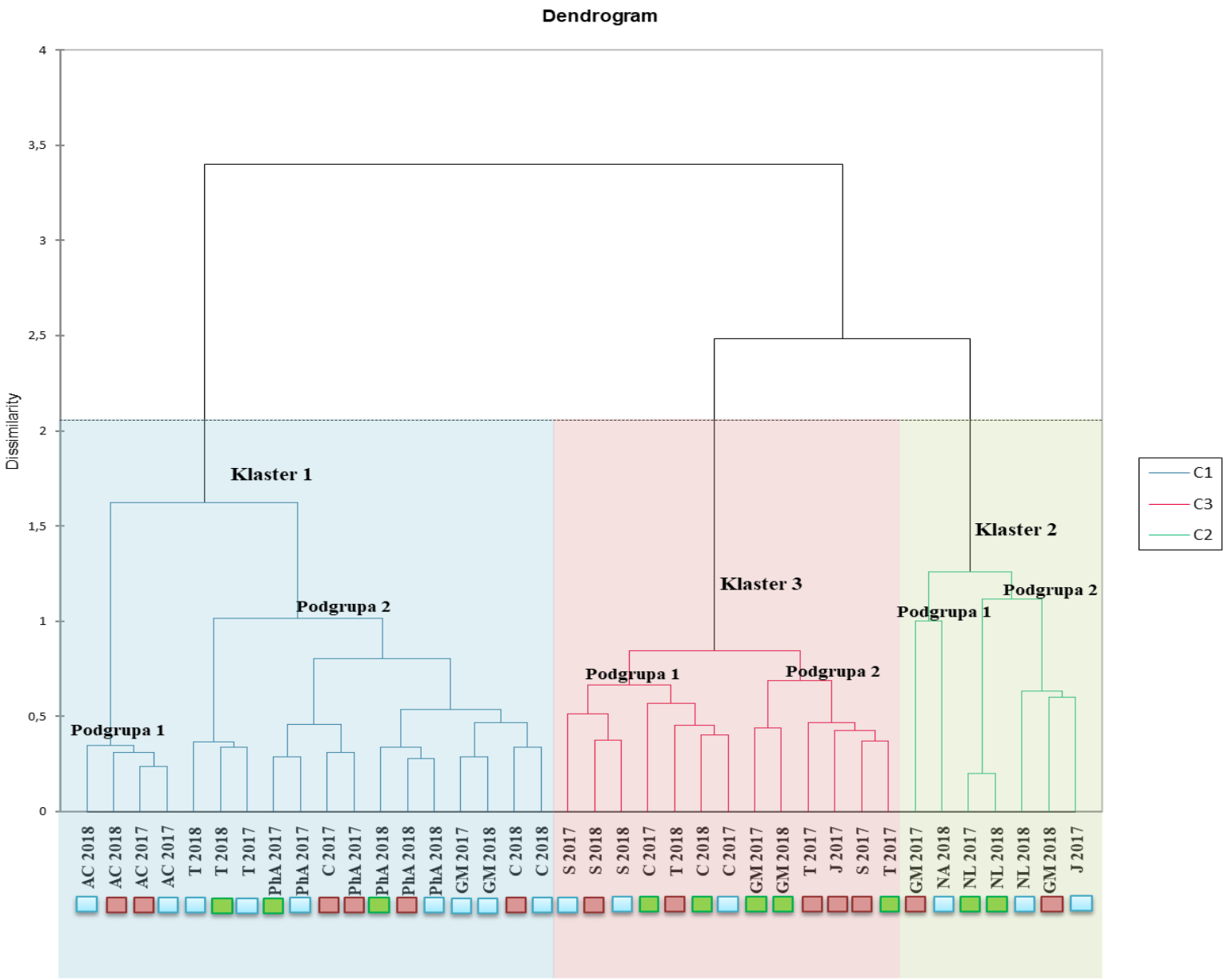
Skala podobieństwa gatunkowego	
	0-10%
	11-30%
	31-50%
	51-70%
	71-90%

Dendrogram podobieństwa wariantów grzybów został podzielony na trzy odmienne klastry (Ryc.14.), w których wyodrębniono po dwie podgrupy w każdym. W klastrze 1, w podgrupie 1, która w całości występuje na poziomie odmienności poniżej 0,5, wykazano duże

podobieństwo wariantów pomiędzy gatunkiem *Acorus calamus* z jeziora Długiego oraz z jeziora Skanda, w tym samym 2017 roku. Nieco oddalony od poprzednich jest ten sam gatunek z jeziora Długiego, ale z roku 2018. W drugiej podgrupie, wykazano większe zróżnicowanie gatunkowe. Pierwsze ramię, wskazuje na największe podobieństwo gatunkowe pomiędzy rodzajem *Typha* z jeziora Kortowskiego (2018) i z jeziora Skanda (2017). Drugie ramię, rozgałęzia się na kolejne dwa, w których pierwsze wskazuje na największe podobieństwo wariantów pomiędzy gatunkiem *Phragmites australis* z jeziora Kortowskiego (2017) i z jeziora Skanda (2017). W podgałęzi drugiej, wykazano największe podobieństwo wariantów u tego samego gatunku, ale w roku 2018 i z jeziora Długiego oraz Skanda.

W podgrupie 1 w klastrze 3, największe podobieństwo wariantów uzyskano pomiędzy gatunkiem rośliny *Schoenoplectus lacustris* z 2018 roku, z jezior Długie i Skanda. W drugiej podgrupie, największe podobieństwo wariantów wykazano pomiędzy gatunkiem *Schoenoplectus lacustris* (Długie – 2017), a rodzajem *Typha* (Kortowskie – 2017).

Największe zróżnicowanie wariantów zaobserwowano w klastrze 2. W podgrupie 1, odmienność pomiędzy gatunkiem *Glyceria maxima* (Długie – 2017), a *Nymphaea alba* (Skanda – 2018) jest na poziomie nieco powyżej 1. Natomiast w podgrupie 2, wykazano największe podobieństwo wariantów pomiędzy gatunkiem *Nuphar lutea* z jeziora Kortowskiego z dwóch lat (2017-2018).



Ryc. 14. Podobieństwo wariantów grzybów występujących na poszczególnych roślinach żywicielskich, lata 2017-2018

Figure 14. Similarity of fungal variants occurring on individual host plants, 2017-2018

Oznaczenie skrótów oraz kolorów na dendrogramie:

AC – *Acorus calamus*
PhA – *Phragmites australis*
C – *Carex*
GM – *Glyceria maxima*
T – *Typha*
J – *Juncus bulbosus*
S – *Schoenoplectus lacustris*
NL – *Nuphar lutea*
NA – *Nymphaea alba*

Skanda	
Długie	
Kortowskie	

Zróżnicowanie gatunkowe grzybów przeanalizowano również pod kątem usytuowania stanowiska, z podziałem na stanowiska kąpieliskowe i „dzikie" (Tab.14.). W 2017 roku, na wszystkich stanowiskach zaobserwowano większe zróżnicowanie gatunkowe grzybów na poszczególnych roślinach niż w 2018 roku.

W przypadku jeziora Kortowskiego większą różnorodność gatunkową odnotowano na stanowiskach „dzikich": w 2017 roku – 40 gatunków, w 2018 – 34 gatunki, a na stanowiskach kąpieliskowych odpowiednio 30 i 13 gatunków. Na uwagę zasługuje stosunkowo duży spadek notowania liczby grzybów w 2018 roku na stanowiskach kąpieliskowych - to aż o 17 gatunków mniej w porównaniu z rokiem poprzednim.

Na jeziorze Skanda wyniki były podobne. Większa różnorodność gatunkowa grzybów wystąpiła na stanowiskach „dzikich": w 2017 aż 62 gatunki, natomiast w 2018 już tylko 45 gatunków. Na stanowiskach kąpieliskowych w 2017 roku odnotowano 42 gatunki grzybów, natomiast w 2018 roku liczba ich spadła do 26.

Najmniejsze różnice w składzie gatunkowym grzybów pomiędzy dwoma sezonami badawczymi, wystąpiły w przypadku jeziora Długiego. W 2017 roku na stanowiskach „dzikich" odnotowano 50 gatunków grzybów, a w 2018 roku tylko nieco mniej – 48 gatunków. Podobnie na stanowiskach kąpieliskowych: w 2017 roku stwierdzono 38 gatunków grzybów, a w 2018 roku 27 gatunków (Tab. 14.).

Tab. 14. Grzyby wyizolowane z wybranych gatunków roślin żywicielskich (2017, 2018) na stanowiskach kąpieliskowych i „dzikich" w poszczególnych jeziorach
Table 14. Fungi isolated from selected species of host plants (2017, 2018) at swimming and "wild" sites in individual lakes

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie"	Liczba
Jezioro Kortowskie	**2017**	*Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Typha angustifolia* L.	*Acremoniella atra, Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria longipes, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium culmorum, Fusarium* sp., *Leptosphaeria* sp., *Leptosphaeria typharum, Myrothecium cinctum, Periconia hispidula, Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Puccinia caricina, Ramularia* sp., *Seimatosporium* sp., *Septoria arundinis, Septoria* sp., *Stagonospora anglica, Stagonospora caricinella, Stagonospora* sp., *Uromyces caricis-sempervirentis*	**30**	*Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L.	*Acremoniella atra, Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Ascochyta* sp., *Asteromella* sp., *Botrytis cinerea, Chaetospermum chaetosporum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Gibberella zeae, Gonatobotrys simplex, Hymenopsis* sp., *Hymenopsis trochiloides, Leptosphaeria* sp., *Neottiospora caricina, Periconia byssoides, Periconia minutissima, Periconia* sp., *Phoma glomerata, Phyllosticta nupharis, Phyllosticta phragmitis, Phyllosticta* sp., *Pithomyces chartarum, Pseudocercosporella* sp., *Pseudoseptoria donacis, Puccinia caricina, Puccinia magnusiana, Ramichloridium* sp., *Ramularia* sp.. *Selenophoma scrphulariae, Septoria arundinis, Septoria cryptica, Septoria* sp., *Stagonospora* sp., *Stemphylium botryosum, Torula herbarum*	**40**

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie”	Liczba
Jezioro Kortowskie	**2018**	*Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Typha angustifolia* L.,	*Alternaria alternata, Arthrinium phaeospermum, Arthrinium* sp., *Chaetospermum chaetosporum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum,, Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Fusarium* sp., *Phyllosticta coralliobola, Septoria arundinis, Stagonopora macropycnidia*	**13**	*Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L.	*Alternaria alternata, Alternaria longipes, Arthrinium phaeospermum, Arthrinium* sp., *Aspergillus niger, Cercospora* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Gibberella zeae, Hymenopsis* sp., *Hymenopsis trochiloides, Leptosphaeria typharum, Periconia byssoides, Periconia minutissima, Phoma glomerata, Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta nupharis, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Pithomyces chartarum, Pseudorobillarda phragmitis, Pseudoseptoria donacis, Scolecobasidium* sp., *Septoria arundinis, Septoria* sp., *Stachybotrys atra, Stagonospora caricinella, Stagonospora gigaspora, Stagonospora* sp., *Torula herbarum*	**34**

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie”	Liczba
Jezioro Skanda	**2017**	*Acorus calamus* L., *Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Typha angustifolia* L.	*Acremoniella atra, Alternaria alternata, Alternaria longipes, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta* sp., *Botrytis cinerea, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Gonatobotrys simplex, Hendersonia* sp., *Hymenopsis trochiloides, Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria typharum, Periconia digitata, Periconia* sp., *Phoma typhae, Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Pithomyces chartarum, Pleurophragmium* sp., *Pseudocercospora* sp., *Puccinia coronata, Puccinia phragmitis, Ramularia aromatica, Ramularia* sp., *Scopinella caulincola, Septoria arundinis, Septoria* sp., *Stagonospora anglica, Stagonospora nodorum, Stagonospora* sp., *Stagonospora vitensis, Torula herbarum, Trichothecium roseum, Ulocladium botrytis, Uromyces caricis-sempervirentis*	**42**	*Acorus calamus* L., *Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Juncus bulbosus* L., *Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm., *Nymphaea alba* L., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Typha angustifolia* L.	*Acremoniella atra, Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria longissima, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta calami, Ascochyta melicae, Ascochyta* sp., *Asteromella* sp., *Botrytis cinerea, Cercospora junci-filiformis, Cercospora* sp., *Chaetospermum chaetosporum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Fusarium avenaceum, Fusarium culmorum, Fusarium* sp., *Gibberella zeae, Gonatobotrys simplex, Hendersonia culmiseda, Hymenopsis trochiloides, Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria arundinacea, Leptosphaeria* sp., *Paecilomyces* sp., *Periconia byssoides, Periconia* sp., *Phoma glomerata, Phoma* sp., *Phoma typhae, Phyllocticta coralliobola, Phyllosticta phragmitis, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Pseudoseptoria donacis, Puccinia caricina, Pyrenophora scirpicola, Ramularia aromatica, Ramularia* sp., *Seimatosporium* sp., *Selenophoma straussiana, Septoria arundinis, Septoria cryptica, Septoria phragmitis, Septoria* sp., *Septoria tritici, Stachybotrys atra, Stagonospora anglica, Stagonospora caricinella, Stagonospora caricis, Stagonospora macropycnidia, Stagonospora* sp., *Stagonospora vitensis, Stemphylium botryosum, Tetranacrium gramineum, Torula herbarum*	**62**

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie”	Liczba
Jezioro Skanda	**2018**	*Acorus calamus* L., *Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L.	*Alternaria alternata, Alternaria tenuissima, Ascochyta melicae, Aspergillus niger, Chaetomium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Fusarium sporotrichioides, Gibberella zeae, Leptosphaeria acorella, Myrothecium cinctum, Paecilomyces* sp., *Periconia byssoides, Phyllosticta coralliobola, Pseudocercosporella herpotrichoides, Puccinia coronata, Ramularia aromatica, Ramularia* sp., *Seimatosporium* sp., *Stachybotrys atra, Stagonospora* sp., *Stemphylium botryosum, Verticillium* sp.	**26**	*Acorus calamus* L., *Carex acutiformis* L., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm., *Nymphaea alba* L., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla,*Typha angustifolia* L.,	*Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta kirulisii, Ascochyta melicae, Ascochyta* sp., *Aspergillus niger, Cercospora* sp., *Chaetomium elatum, Chaetomium* sp., *Chaetospermum chaetosporum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Fusarium* sp., *Gibberella zeae, Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria epicarecta, Leptosphaeria* sp., *Leptosphaeria typharum, Myrothecium cinctum, Periconia minutissima, Periconia* sp., *Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta phragmitis, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Pithomyce chartarum, Pleurophragmium* sp., *Pyrenophora scirpicola, Ramularia aromatica, Ramularia* sp., *Selenophoma straussiana, Septoria arundinis, Septoria* sp., *Septoria tritici, Stagonospora caricis, Stagonospora nodorum, Stagonospora* sp., *Stagonospora vitensis, Torula herbarum*	**45**

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie”	Liczba
Jezioro Długie	**2017**	*Carex* sp., *Juncus bulbosus* L., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	*Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta caricicola, Asteromella* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Curvularia* sp., *Drechselra* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Gonatobotrys simplex, Hymenopsis* sp., *Leptosphaeria epicarecta, Leptosphaeria* sp., *Periconia* sp., *Phyllosticta* sp., *Pithomyces chartarum, Puccinia magnusiana, Puccinia* sp., *Pyrenophora scirpicola, Ramularia* sp., *Septoria arundinis, Septoria cariciola, Septoria lineolata, Septoria phragmitis, Septoria* sp., *Septoria tritici, Sphaerellopsis filum, Stagonospora anglica, Stagonospora aquatica, Stagonospora caricinella, Stagonospora caricis, Stagonospora junciseda, Stagonospora vitensis, Stemphylium botryosum, Uromyces caricis-sempervirentis*	**38**	*Acorus calamus* L., *Carex* sp., *Juncus bulbosus* L., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L.	*Acremoniella atra, Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria longipes, Alternaria tenuissima, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta acori, Ascochyta calami, Ascochyta caricina, Botrytis cinerea, Cercospora juncicola, Cercospora* sp., *Chaetomium globosum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Curvularia* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Fusarium* sp., *Gonatobotrys simplex, Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria arundinacea, Leptosphaeria cariciola, Leptosphaeria epicarecta, Leptosphaeria typhae, Periconia byssoides, Periconia minutissima, Periconia typhicola, Phoma glomerata, Pyricularia* sp., *Pithomyces chartarum, Puccinia* sp., *Ramularia aromatica, Scopinella solani, Seimatosporium* sp., *Septoria arundinis, Septoria cariciola, Septoria* sp., *Stagonospora anglica, Stagonospora caricinella, Stagonospora caricis, Stagonospora macropycnidia, Stagonospora* sp., *Stagonospora vitensis, Stemphylium botryosum, Stemphylium* sp., *Torula herbarum, Uromyces caricis-sempervirentis*	**50**

Jeziora	Rok	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska kąpieliskowe	Liczba	Roślinność	Wyizolowane gatunki grzybów – stanowiska „dzikie”	Liczba
Jezioro Długie	**2018**	*Acorus calamus* L., *Carex* sp., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L.	*Alternaria alternata, Alternaria longipes, Arthrinium phaeospermum, Arthrinium* sp., *Ascochyta caricis-arenariae, Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola, Asteromella acorella, Cercospora* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Gibberella zeae, Hymenopsis* sp., *Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria typhae, Phyllosticta phragmitis, Pithomyces chartarum, Pseudocercosporella scirpi, Pyrenophora scirpicola, Ramularia aromatica, Septoria arunidis, Septoria* sp., *Stachybotrys atra, Stagonospora caricis, Stagonospora macropycnidia,*	**27**	*Acorus calamus* L., *Carex* sp., *Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Typha angustifolia* L.	*Acremonium alternatum, Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Alternaria longipes, Arthrinium phaeospermum, Ascochyta acori, Ascochyta* sp., *Cercospora* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Dendryphion* sp., *Drechslera* sp., *Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Fusarium graminearum, Fusarium* sp., *Fusarium sporotrichioides, Gonatobotrys simplex, Hymenopsis* sp., *Leptosphaeria acorella, Leptosphaeria epicarecta, Leptosphaeria herpotrichoides, Leptosphaeria scirpina, Melanospora* sp., *Periconia minutissima, Phoma glomerata, Phyllosticta caricis, Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta phragmitis, Phyllosticta* sp., *Phyllosticta typhina, Pithomyces chartarum, Puccinia* sp., *Ramichloridium* sp., *Ramularia aromatica, Ramularia* sp., *Septoria lineolate, Septoria* sp., *Stagonospora anglica, Stagonospora caricinella, Stagonospora caricis, Stagonospora macropycnidia, Stagonospora nodorum, Stagonospora* sp., *Stagonospora vitensis, Tetranacrium gramineum, Torula herbarum*	**48**

Tabela 15 przedstawia analizę korelacji Spearmana, której skala wartości wynosi od -1 do 1, gdzie wartość 1 oznacza doskonałą dodatnią korelację, a -1 oznacza doskonałą ujemną korelację.

Na przykład między *Acremonium alternatum* a *Asteromella acorella* stwierdzono silną pozytywną zależność o wartości 0,701. Wzrost liczby obserwacji *Acremonium alternatum* jest związany ze wzrostem liczby obserwacji *Asteromella acorella*, co sugeruje współwystępowanie tych gatunków grzybów.

Wyniki tej analizy między *Alternaria alternata* a *Cladosporium cladosporioides* wykazały bardzo silną dodatnią zależność o wartości 0,810. Wzrost liczby obserwacji *Alternaria alternata* jest ściśle powiązany ze wzrostem liczby obserwacji *Cladosporium cladosporioides,* wskazując na bliską relację między tymi dwoma gatunkami grzybów.

Analiza korelacji Speramana pomiędzy *Alternaria longissima* a *Fusarium avenaceum* wykazała doskonałą dodatnią korelację o wartości 1,000. Oznacza to, że wzrost liczby obserwacji *Alternaria longissima* jest w pełni zgodny ze wzrostem liczby obserwacji *Fusarium avenaceum*, co sugeruje silne współwystępowanie tych dwóch gatunków grzybów.

Tab. 15. Korelacja Spearmana dla poszczególnych gatunków grzybów
Table 15. Spearman's correlation for individual mushroom species

Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R
Acremonium alternatum vs. *Asteromella acorella*	0,701	*Ascochyta teretiuscula* var. *carcicicola* vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Fusarium graminearum* vs. *Fusarium sporotrichioides*	0,701	*Periconia byssoides* vs. *Puccinia magnusiana*	0,707
Acremonium alternatum vs. *Chaetomium globosum*	0,701	*Asteromella acorella* vs. *Chaetomium globosum*	1,000	*Fusarium graminearum* vs. *Leptosphaeria arundinacea*	0,701	*Periconia typhicola* vs. *Pyricularia* sp.	1,000
Acremonium alternatum vs. *Dendryphion* sp.	0,701	*Asteromella acorella* vs. *Dendryphionsp.*	1,000	*Fusarium graminearum* vs. *Septoria phragmitis*	0,701	*Periconia typhicola* vs. *Scopinella solani*	1,000
Acremonium alternatum vs. *Fusarium graminearum*	0,701	*Asteromella acorella* vs. *Melanospora* sp.	1,000	*Fusarium sporotrichioides* vs. *Phoma typhae*	0,701	*Phoma glomerata* vs. *Septoria arundinis*	0,767
Acremonium alternatum vs. *Melanospora* sp.	0,701	*Asteromella acorella* vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Fusarium sporotrichioides* vs. *Ulocladium botrytis*	0,701	*Phoma* sp. vs. *Pseudocercospora* sp.	1,000
Alternaria alternata vs. *Cladosporium cladosporioides*	0,810	*Cercospora juncicola* vs. *Stagonospora junciseda*	1,000	*Fusarium sporotrichioides* vs. *Verticillium* sp.	0,701	*Phoma* sp. vs. *Puccinia phragmitis*	1,000
Alternaria alternata vs. *Cladosporium herbarum*	0,836	*Chaetomium elatum* vs. *Leptosphaeria typharum*	0,713	*Hendersonia culmiseda* vs. *Leptosphaeria arundinacea*	0,701	*Phoma* sp. vs. *Selenophoma straussiana*	1,000
Alternaria alternata vs. *Fusarium* sp.	0,793	*Chaetomium globosum* vs. *Dendryphion* sp.	1,000	*Hendersonia culmiseda* vs. *Phoma* sp.	1,000	*Phoma* sp. vs. *Septoria phragmitis*	0,701
Alternaria longissima vs. *Fusarium avenaceum*	1,000	*Chaetomium globosum* vs. *Melanospora* sp.	1,000	*Hendersonia culmiseda* vs. *Pseudocercospora* sp.	1,000	*Phoma typhae* vs. *Ulocladium botrytis*	1,000
Alternaria longissima vs. *Fusarium culmorum*	0,701	*Chaetomium globosum* vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Hendersonia culmiseda* vs. *Puccinia phragmitis*	1,000	*Phoma typhae* vs. *Verticillium* sp.	1,000
Alternaria longissima vs. *Hendersonia culmiseda*	1,000	*Chaetomium* sp. vs. *Periconia digitata*	0,701	*Hendersonia culmiseda* vs. *Selenophoma straussiana*	1,000	*Phyllosticta caricis* vs. *Septoria lineolata*	1,000
Alternaria longissima vs. *Leptosphaeria arundinacea*	0,701	*Chaetomium* sp. vs. *Scopinella caulincola*	0,701	*Hendersonia culmiseda* vs. *Septoria phragmitis*	0,701	*Phyllosticta caricis* vs. *Sphaerellopsis filum*	1,000
Alternaria longissima vs. *Phoma* sp.	1,000	*Cladosporium cladosporioides* vs. *Cladosporium herbarum*	0,785	*Hymenopsis trochiloides* vs. *Septoria cryptica*	0,868	*Phyllosticta coralliobola* vs. *Phyllosticta typhina*	0,913
Alternaria longissima vs. *Pseudocercospora* sp.	1,000	*Dendryphion* sp. vs. *Melanospora* sp.	1,000	*Leptosphaeria acorella* vs. *Ramularia aromatica*	0,998	*Phyllosticta phragmitis* vs. *Septoria phragmitis*	0,824
Alternaria longissima vs. *Puccinia phragmitis*	1,000	*Dendryphion* sp. vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Phoma* sp.	0,701	*Pseudocercospora* sp. vs. *Puccinia phragmitis*	1,000
Alternaria longissima vs. *Selenophoma straussiana*	1,000	*Fusarium armeniacum* vs. *Phyllosticta phragmitis*	0,760	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Phyllosticta phragmitis*	0,824	*Pseudocercospora* sp. vs. *Selenophoma straussiana*	1,000

Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R	Porównane taksony	Wartość R
Alternaria longissima vs. *Septoria phragmitis*	0,701	*Fusarium avenaceum* vs. *Fusarium culmorum*	0,701	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Pseudocercospora* sp.	0,701	*Pseudocercospora* sp. vs. *Septoria phragmitis*	0,701
Ascochyta acori vs. *Leptosphaeria acorella*	0,725	*Fusarium avenaceum* vs. *Hendersonia culmiseda*	1,000	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Puccinia phragmitis*	0,701	*Pseudocercosporella scirpi* vs. *Stagonospora aquatica*	1,000
Ascochyta calami vs. *Leptosphaeria acorella*	0,788	*Fusarium avenaceum* vs. *Leptosphaeria arundinacea*	0,701	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Selenophoma straussiana*	0,701	*Pseudorobillarda phragmitis* vs. *Pseudoseptoria donacis*	0,701
Ascochyta calami vs. *Ramularia aromatica*	0,803	*Fusarium avenaceum* vs. *Phoma* sp.	1,000	*Leptosphaeria arundinacea* vs. *Septoria phragmitis*	1,000	*Pseudoseptoria donacis* vs. *Septoria cryptica*	0,809
Ascochyta caricicola vs. *Leptosphaeria caricicola*	1,000	*Fusarium avenaceum* vs. *Pseudocercospora* sp.	1,000	*Leptosphaeria caricicola* vs. *Phyllosticta caricis*	1,000	*Puccinia phragmitis* vs. *Selenophoma straussiana*	1,000
Ascochyta caricicola vs. *Phyllosticta caricis*	1,000	*Fusarium avenaceum* vs. *Puccinia phragmitis*	1,000	*Leptosphaeria caricicola* vs. *Septoria lineolata*	1,000	*Puccinia phragmitis* vs. *Septoria phragmitis*	0,701
Ascochyta caricicola vs. *Septoria lineolata*	1,000	*Fusarium avenaceum* vs. *Selenophoma straussiana*	1,000	*Leptosphaeria caricicola* vs. *Sphaerellopsis filum*	1,000	*Puccinia* sp. vs. *Stagonospora macropycnidia*	0,700
Ascochyta caricicola vs. *Sphaerellopsis filum*	1,000	*Fusarium avenaceum* vs. *Septoria phragmitis*	0,701	*Leptosphaeria typhae* vs. *Periconia typhicola*	0,701	*Pyricularia* sp. vs. *Scopinella solani*	1,000
Ascochyta caricina vs. *Ascochyta caricis-arenariae*	0,701	*Fusarium culmorum* vs. *Hendersonia culmiseda*	0,701	*Leptosphaeria typhae* vs. *Pyricularia* sp.	0,701	*Ramichloridium* sp. vs. *Scolecobasidium* sp.	0,701
Ascochyta caricina vs. *Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola*	1,000	*Fusarium culmorum* vs. *Periconia hispidula*	0,701	*Leptosphaeria typhae vs.* Scopinella solani	0,701	*Selenophoma straussiana* vs. *Septoria phragmitis*	0,701
Ascochyta caricina vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Fusarium culmorum* vs. *Phoma* sp.	0,701	*Melanospora* sp. vs. *Stemphylium* sp.	0,701	*Septoria arundinis* vs. *Stemphylium botryosum*	0,736
Ascochyta caricis-arenariae vs. *Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola*	0,701	*Fusarium culmorum* vs. *Phyllosticta phragmitis*	0,794	*Neottiospora caricina* vs. *Selenophoma scrophulariae*	1,000	*Septoria lineolata* vs. *Sphaerellopsis filum*	1,000
Ascochyta caricis-arenariae vs. *Leptosphaeria herpotrichoides*	0,701	*Fusarium culmorum* vs. *Pseudocercospora* sp.	0,701	*Paecilomyces* sp. vs. *Periconia digitata*	0,701	*Ulocladium botrytis* vs. *Verticillium* sp.	1,000
Ascochyta caricis-arenariae vs. *Puccinia sp.*	0,824	*Fusarium culmorum* vs. *Puccinia phragmitis*	0,701	*Paecilomyces* sp. vs. *Phoma typhae*	0,701	**Legenda:**	
		Fusarium culmorum vs. *Selenophoma straussiana*	0,701	*Paecilomyces* sp. vs. *Ulocladium botrytis*	0,701	korelacja wysoka (zależność znaczna) 0,6-0,8	
				Paecilomyces sp. vs. *Verticillium* sp.	0,701	korelacja bardzo wysoka (zależność bardzo duża) 0,8-0,9 zależność pełna 0,9-1,0	

Załącznik 4, zawiera dendrogram – graficzne przedstawienie struktury hierarchicznej grupowania gatunków grzybów na podstawie podobieństwa między nimi. Wysokość poziomych gałęzi dendrogramu odzwierciedla odległość między grupami gatunków, a długość pionowych linii wskazuje, jak bardzo różnią się między sobą poszczególne grupy.

Dendrogram został podzielony na cztery odmienne klastry. W klastrze 2 wykazano największe zróżnicowanie grupowe. Największe podobieństwo wariantów, w tym klastrze, wykazano pomiędzy *Ascochyta melicae* i *Septoria tritici* oraz pomiędzy *Ascochyta melicae*, a *Stagonosopora nodorum*. Kolejnym dużym podobieństwem charakteryzowały się gatunki *Phyllosticta nupharis* oraz *Ascochyta kirulisii*. W tym samym klastrze, w kolejne odnodze duże podobieństwo wykazały gatunki *Trichothecium roseum* i *Puccinia caricina.* We wszystkich powyżej przypadkach poziom podobieństwa wynosi ponad 0,96.

W klastrze 1, największe podobieństwo gatunków grzybów wykazano pomiędzy *Septoria cryptica* i *Acremoniella atra*, a poziom podobieństwa wynosi również powyżej 0,96.

Klaster 3 charakteryzuje się już nieco mniejszym zróżnicowaniem grupowym, i tutaj największe podobieństwo gatunkowe wykazano pomiędzy *Puccinia* sp. oraz *Septoria caricicola*, gdzie poziom podobieństwa jest powyżej 0,96. Nieco wyżej otrzymano podobieństwo pomiędzy *Sphaerellopsis filum* oraz *Uromyces caricis-sempervirentis,* u których poziom podobieństwa wynosi 0,95.

Ostatni, 4 klaster jest najmniej zróżnicowany pod względem grup. Największe podobieństwo pomiędzy wariantami wynosi poniżej 0,86, a są to gatunki *Cladosporium cladosporioides* oraz *Alternaria alternata.*

Na podsumowanie taksonomiczno-ekologicznej części wyników należy szczególną uwagę zwrócić na 9 gatunków – są to nowe bądź interesujące dla Polski (Tab. 16.).

Tab. 16. Nowe i interesujące gatunki grzybów dla Polski
Table 16. New and interesting species of mushrooms for Poland

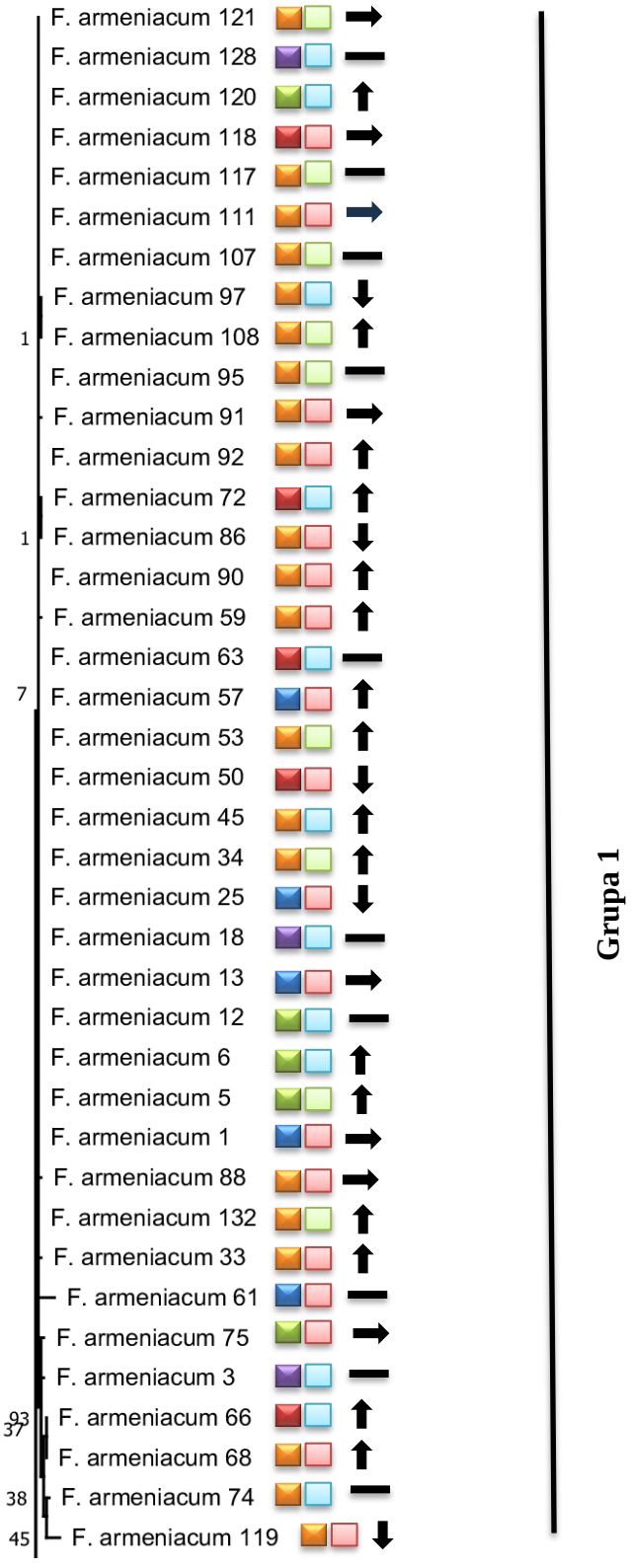
Lp.	Gatunek grzyba	Żywiciel własny	Nowy dla Polski (wg bazy GBIF oraz dostępnej literatury)	Prawdopodobnie nowy dla Polski	Inny żywiciel (wg dostępnej literatury)
1.	*Ascochyta calami* Bres. Punith. = basionim: *Stagonospora calami* Bres.	*Acorus calami* L.	+	+	-
2.	*Asteromella acorella* (Sacc. & Penz.) H. Ruppr. = basionim: *Phyllosticta acorella* Sacc. & Penz.	*Acorus calamus* L.	+	+	-

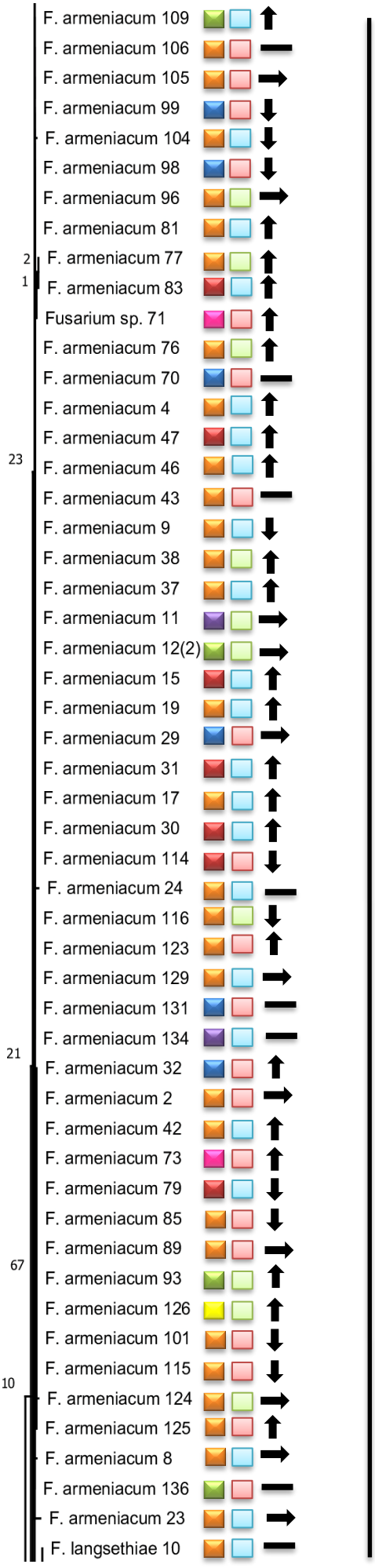
3.	*Chaetospermum chaetosporum* (Pat.) A.L. Sm. & Ramsb. = basionim: *Tubercularia chaetospora* Pat.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb., *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud, *Carex acutiformis* L., *Typha angustifolia* L.	+	+	*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn., *Pinus sylvestris* L., *Valeriana officinalis* L., *Epilobium hirsutum* L.,
4.	*Neottiospora caricina* (Desm.) Höhn. = basionim: *Sphaeria caricina* Desm.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	-	-	*Carex riparia* Curtis, *Carex pendula* Huds., *Carex* sp.,
5.	*Pseudoseptoria donacis* (Pass.) B. Sutton = basionim: *Septoria donacis* Pass.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	-	-	*Alopecurus pratensis* L., *Arrenatherum elatius* (L.) P. Beauv. ex J. Presl & C. Presl, *Dactylis glomerata* L., *Festuca rubra* L., *Phleum phleoides* (L.) H. Karst., *Phleum pratense* L., *Poa compressa* L., *Poa pratensis* L.
6.	*Scopinella caulincola* (Fuckel) Malloch = basionim: *Ceratostoma caulicola* Fuckel	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	-	-	*Acer pseudoplatanus* L., *Quercus petraea* (Matt.) Liebl., *Quercus robur* L.
7.	*Scopinella solani* (Zukal) Malloch = basionim: *Melanospora solani* Zukal	*Typha angustifolia* L.	+	+	*Pinus sylvestris* L., *Brachypodium pinnatum* (L.) P. Beauv., *Dactylis glomerata* L., *Elytrigia repens* (L.) Desv. ex Nevski
8.	*Selenophoma scrophulariae* B. Sutton	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	+	+	*Bambusa tuldoides* Munro,
9.	*Selenophoma straussiana* (Sacc.) Luc = basionim: *Neopatella straussiana* Sacc.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	+	+	Brak danych

Analizy z zakresu biologii molekularnej dla grzybów z rodzaju *Fusarium*

Wyniki amplifikacji i sekwencjonowania regionu ITS oraz Ef1α przedstawia drzewo filogenetyczne (Ryc. 15.). Gatunki, które zostały zidentyfikowane podczas badań

molekularnych różnią się od wyników uzyskanych przy metodach klasycznych. Dlatego, gatunki te, nie są zawarte w tabeli 7. Drzewo filogenetyczne zawiera*: F. acuminatum, F. armeniacum, F. asiaticum, F. cerealis, F. graminearum, F. langsethiae, F. sibiricum, Fusarium* sp., *F. sporotrichioides* i *F. tricinctum* oraz 3 inne gatunki: *Bjerkandera adusta, Clonostachys rosea* i *Fungal* sp..





Grupa 1

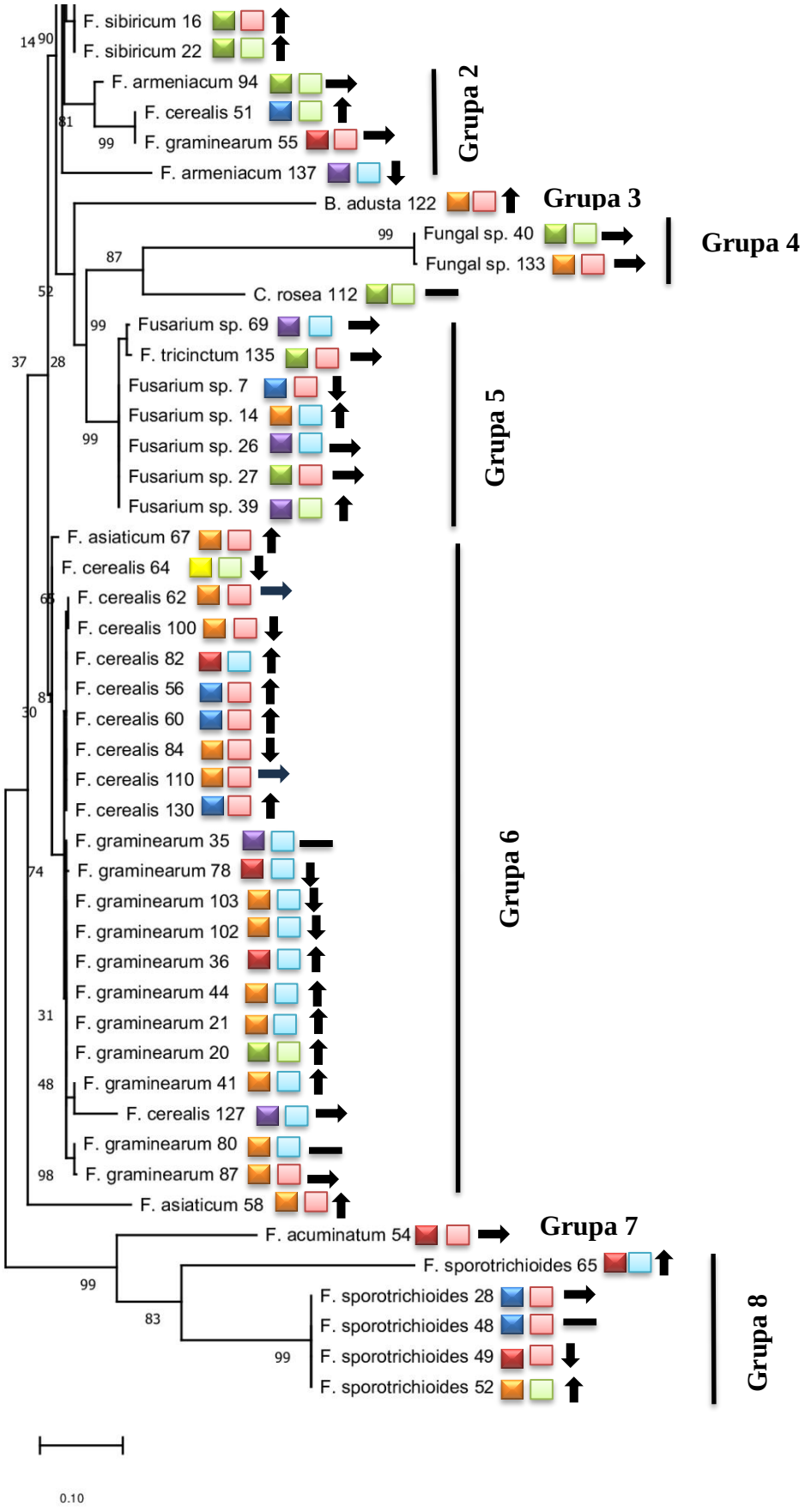
Legenda:

- ***Phragmites***
- ***Acorus***
- ***Carex***
- ***Schoenoplectus***
- ***Typha***
- ***Glyceria***
- ***Nuphar***

Skanda
Długie
Kortowskie

Wartości DON:

0-0,2 brak
0,2-0,5 niski
0,5-0,8 średni
>0,8 wysoki



Ryc. 15. Drzewo filogenetyczne z sekwencjonowania regionów ITS i Ef1, z uwzględnieniem roślin żywicielskich, jeziora i wartości DON

Figure 15. Phylogenetic tree from sequencing of the ITS and Ef1 regions, including host plants, lake and DON values

W skład pierwszej grupy zróżnicowania filogenetycznego dla genów ITS i EF1α wchodziły 93 izolaty *Fusarium* spp. W skład tej grupy wchodziło 90 izolatów *F. armeniacum*, dwa izolaty *F. sibiricum* i jeden *F. langsethiae*. Zdecydowana większość izolatów *F. armeniacum* w tej grupie nie wykazywała zróżnicowania w obrębie analizowanych genów. Izolaty 61 i 119 były najbardziej odmienne i wykazywały zróżnicowanie na poziomie 0,02. W obrębie tej grupy nie zaobserwowano powiązania gatunku *Fusarium* z rośliną gospodarzem, jeziorem ani stopniem produkcji DON.

W skład drugiej grupy wchodziły dwa izolaty *F. armeniacum* i po jednym szczepie *F. cerealis* i *F. graminearum*. Maksymalne zróżnicowanie pomiędzy sekwencjami było na poziomie 0,12, niemniej jednak pomiędzy sekwencjami izolatów *F. cerealis* i *F. graminearum* zaobserwowano najmniejsze zróżnicowanie.

Do grupy trzeciej i czwartej wchodziły cztery izolaty nie należące do rodzaju *Fusarium*, dlatego pominięto ich dalszą charakterystykę.

Grupę piątą stanowiło siedem izolatów *Fusarium* należących prawdopodobnie do *F. tricinctum* lub *F. avenaceum*. U pięciu z nich nie zaobserwowano zmienności w obrębie analizowanych sekwencji, ale też nie zaobserwowano powiązania z badanymi cechami.

Grupę szóstą stanowiły: 10 izolatów – *F. cerealis*, 11 – *F. graminearum* i dwa *F. asiaticum*. W obrębie 8 izolatów *F. cerealis* nie zaobserwowano różnic, ale niemal wszystkie z nich zostały wyizolowane z Jeziora Długiego. W przypadku *F. graminearum* także zaobserwowano małe zróżnicowanie sekwencji lub jego brak, a niemal wszystkie izolaty pochodziły z Jeziora Skanda. Zaobserwowano również, że izolaty w tej grupie najchętniej zasiedlały *Phragmites* jako roślinę gospodarza.

Do grupy siódmej zaklasyfikowano jeden izolat, tj. *F. acuminatum* (58), natomiast do grupy ósmej *F. acumiantum* i pięć izolatów *F. sporotrichioides*, gdzie cztery z nich nie wykazywały zróżnicowania pomiędzy sekwencjami. Większość izolatów pochodziła z jeziora Długiego, ale nie zaobserwowano powiązania z rośliną żywicielem i nasileniem produkcji DON.

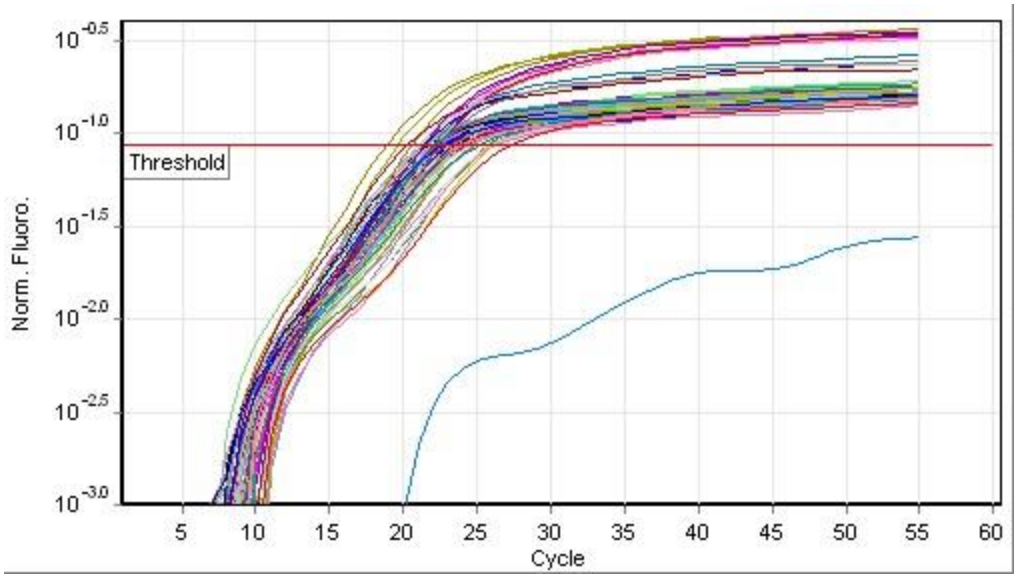
Analiza ekspresji genu Tri5 w reakcji PCR, przedstawia rycina 16 i 17. Na osi X przedstawiono kolejne cykle PCR (Cycle), a na osi Y – wartości fluorescencji. Fluorescencja jest miarą akumulacji produktów amplifikacji w trakcie reakcji PCR i stanowi wskaźnik ilości DNA.

Punkty danych na wykresie reprezentują wartości fluorescencji w poszczególnych cyklach reakcji PCR dla wybranych próbek. Każdy punkt odpowiada konkretnemu cyklowi

reakcji i jest wynikiem detekcji fluorescencji emitowanej przez sondy hybrydyzacyjne z amplikonem genu Tri5.

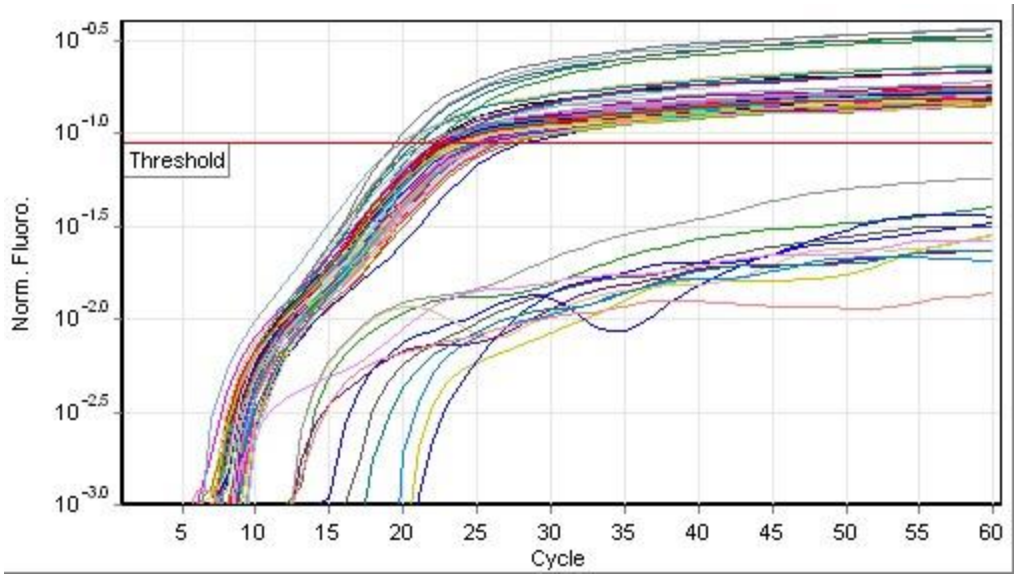
Wyniki wykresu wskazują na obecność genu Tri5 w badanych próbkach i wykazują zmianę fluorescencji w kolejnych cyklach PCR. W miarę postępu reakcji PCR, wzrasta ilość produkowanego DNA, co powoduje wzrost fluorescencji. Oś X przedstawia próbki, które zostały poddane analizie fluorescencji. Zaś oś Y wyświetla wartości norm fluorescencji dla poszczególnych próbek.

Na rycinie 16 widać, że jedna z badanych próbek z *Fusarium* nie wykazuje praktycznie fluorescencji, co może wskazywać na brak amplifikacji genu Tri5 (brak obecności genu Tri5).



Ryc. 16. Analiza ekspresji genu Tri5 w reakcji PCR
Figure 16. Analysis of Tri5 gene expression in the PCR reaction

W kolejnej partii natomiast widać kilka próbek, które praktycznie nie wykazują fluorescencji, czyli jest brak amplifikacji genu Tri5 – próbki te nie posiadają genu Tri5 (Ryc.17.).



Ryc. 17. Analiza ekspresji genu Tri5 w reakcji PCR
Figure 17. Analysis of Tri5 gene expression in the PCR reaction

W analizie grupowania aglomeracyjnego (AHC) na dendrogramie zostało wykrytych łącznie 8 klastrów (Tab. 17.), na co wskazuje legenda zawarta na dendrogramie – Załącznik 5. Wyraźnie widoczne na dendrogramie są cztery klastry. Pozostałe cztery mogą być słabo widoczne lub nie wyraźnie zdefiniowane na dendrogramie. Brak widoczności może wynikać z różnych czynników, takich jak słaba różnorodność w grupach, niewielka liczba próbek w klastrach lub innych, np. czynników termicznych.

W tabeli 17 przedstawiono poszczególne klastry i liczbę izolatów *Fusarium*. W klastrze 1 wykazano, że aż 76 izolatów *Fusarium* jest mniej lub bardziej podobnych do siebie. Nie widoczne na dendrogramie są klastry 3,4,5 oraz 7, które wykazują od 1 do 3 izolatów na grupę.

Tab. 17. Tablea przedstawiająca klastry z liczbą danych gatunków, utworzona na podstawie rejonów minisatelitarnych DNA
Table 17. A table showing clusters with the number of given species, based on DNA minisatellite regions

Klaster	Liczba izolatów *Fusarium*
Klaster 1	76 izolatów
Klaster 2	38 izolatów
Klaster 3	1 izolat
Klaster 4	3 izolaty
Klaster 5	2 izolaty
Klaster 6	14 izolatów
Klaster 7	1 izolat
Klaster 8	3 izolaty

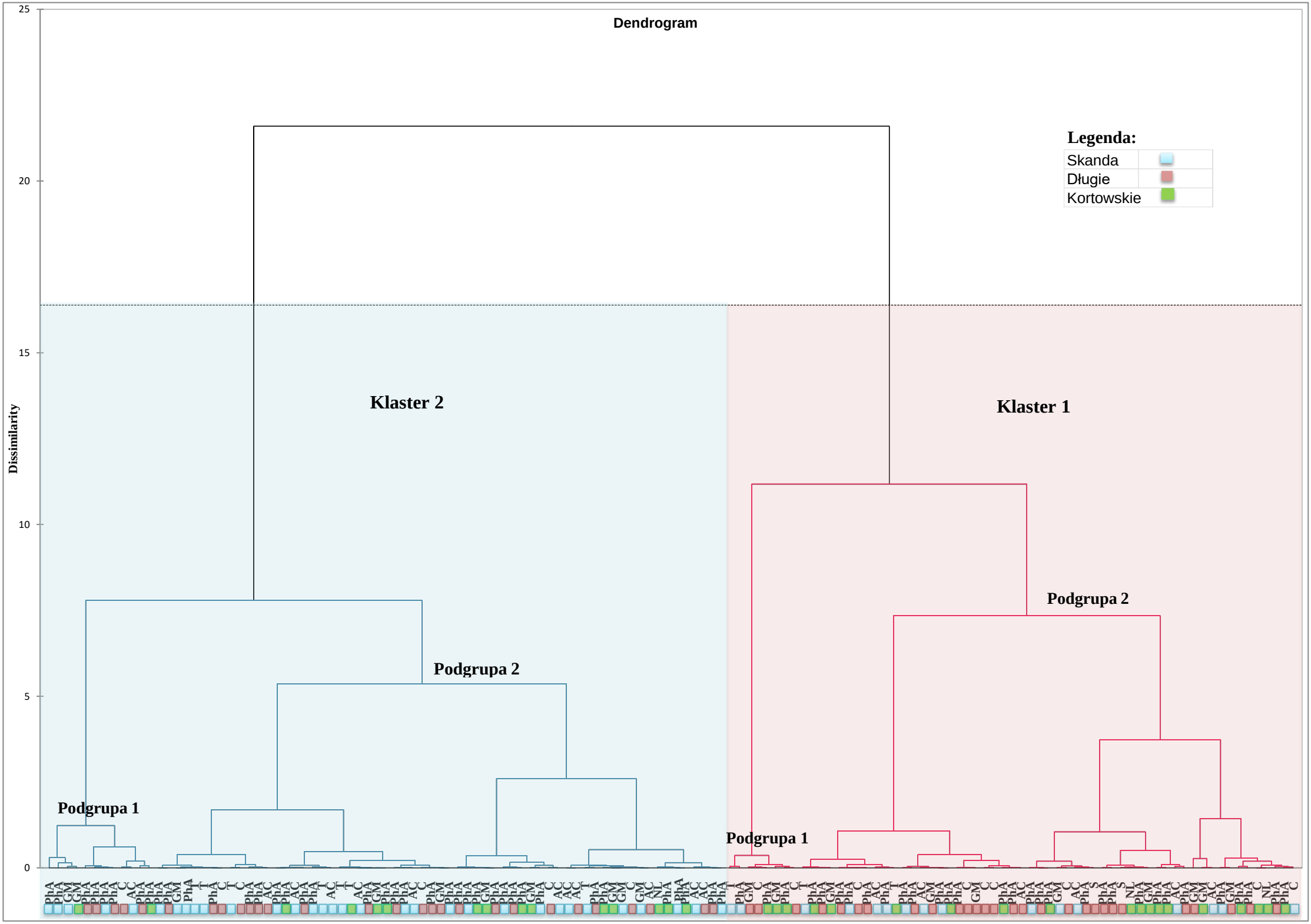
Rycina 18 przedstawia dendrogram, prezentujący wyniki analizy klastrów izolatów *Fusarium* na badanych jeziorach, uwzględniając poziomy DON (deoksyniwalenol), ekspresję genu Tri5 oraz stężenia OD (gęstość optyczna) w próbkach.

Na dendrogramie wyróżniono dwa główne klastry, które grupują izolaty *Fusarium* występujące w badanych jeziorach. W pierwszym klastrze izolaty *Fusarium* tworzą zbliżony wzorzec pod względem poziomów DON, Tri5 oraz OD, co wskazuje na podobieństwo między tymi izolatami. Może to oznaczać, że izolaty w tym klastrze wykazują wspólne cechy lub pochodzą z podobnego źródła.

Drugi klaster, przedstawia grupę izolatów charakteryzujących się innym wzorcem poziomów DON, Tri5 oraz OD. Izolaty w tym klastrze mogą różnić się od izolatów w pierwszym klastrze pod względem badanych parametrów.

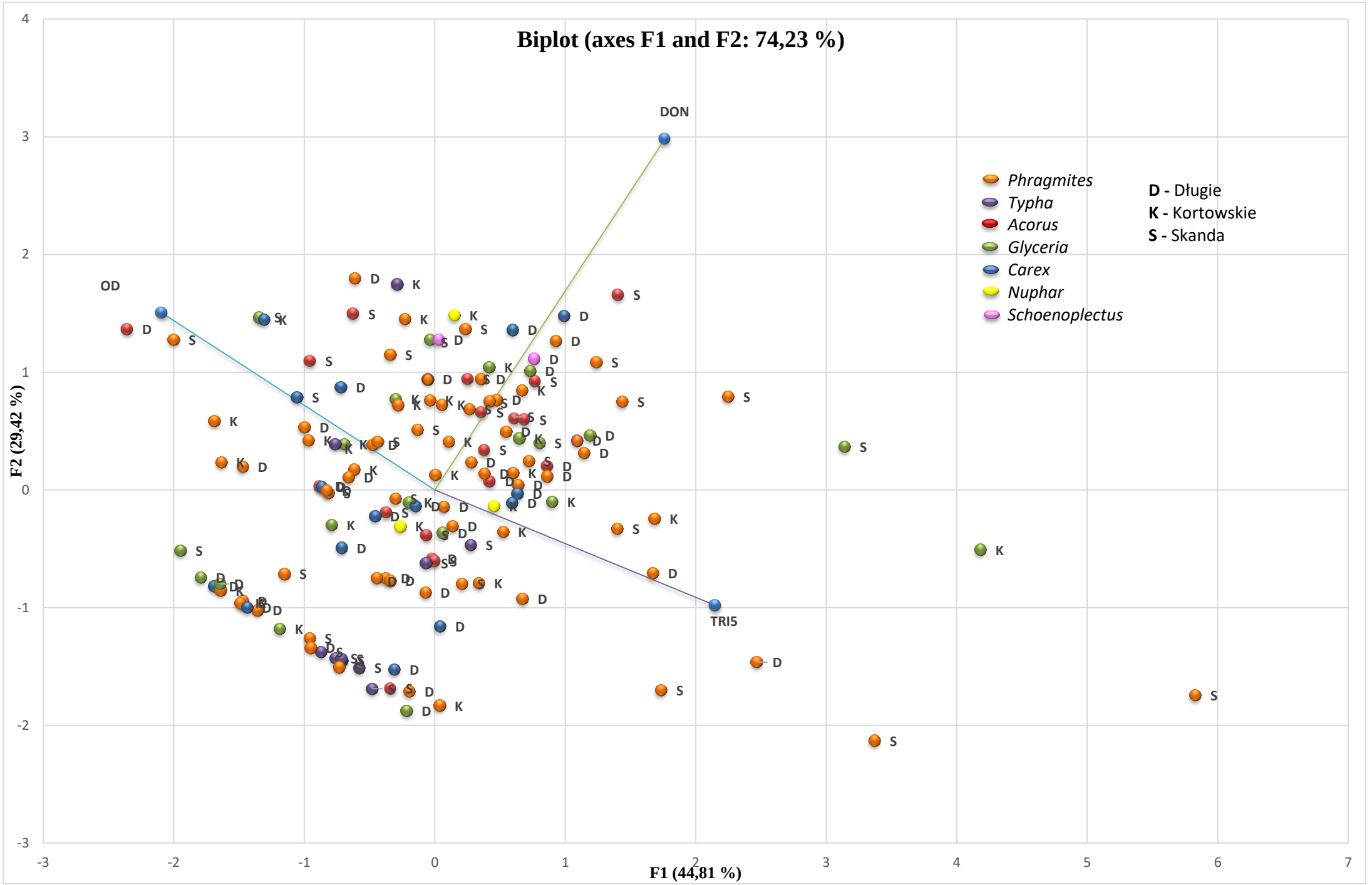
Ryc. 18. Dendrogram zróżnicowania izolatów *Fusarium* spp. utworzony na podstawie DON, Tri5 oraz OD →

Figure 18. Dendrogram of diversity of Fusarium spp. isolates based on DON, Tri5 and OD →


Dendrogram
Legenda:
Skanda
Długie
Kortowskie
Dissimilarity
25
20
15
10
5
0
Klaster 2
Klaster 1
Podgrupa 2
Podgrupa 1
Podgrupa 2
Podgrupa 1

Rycina 19 przedstawia wykres PCA (*Principal Component Analysis*), który jest techniką analizy danych wielowymiarowych, pozwalający zredukować wielowymiarowe dane do mniejszej liczby wymiarów. W tym przypadku PCA zostało zastosowane w celu zrozumienia zależności między poziomami DON, OD i Tri5 w izolatach *Fusarium* pochodzących z różnych roślin żywicielskich.

Punkty na wykresie reprezentują różne rośliny żywicielskie, a ich położenie w przestrzeni PCA jest determinowane przez poziomy DON, OD i Tri5. Rośliny żywicielskie, które są blisko siebie na wykresie, wykazują podobne poziomy DON, OD i Tri5, co sugeruje, że mogą mieć podobne oddziaływanie z izolatami *Fusarium*. Natomiast, te rośliny które są oddalone od siebie na wykresie, różnią się od siebie wyżej wymienionymi poziomami, co wskazuje na różnice w oddziaływaniu z izolatami *Fusarium*.



Ryc. 19. Analiza PCA z uwzględnieniem DON, Tri5 i OD

Figure 19. PCA analysis including DON, Tri5 and OD

Fusarium – mykotoksyny i dynamika wzrostu

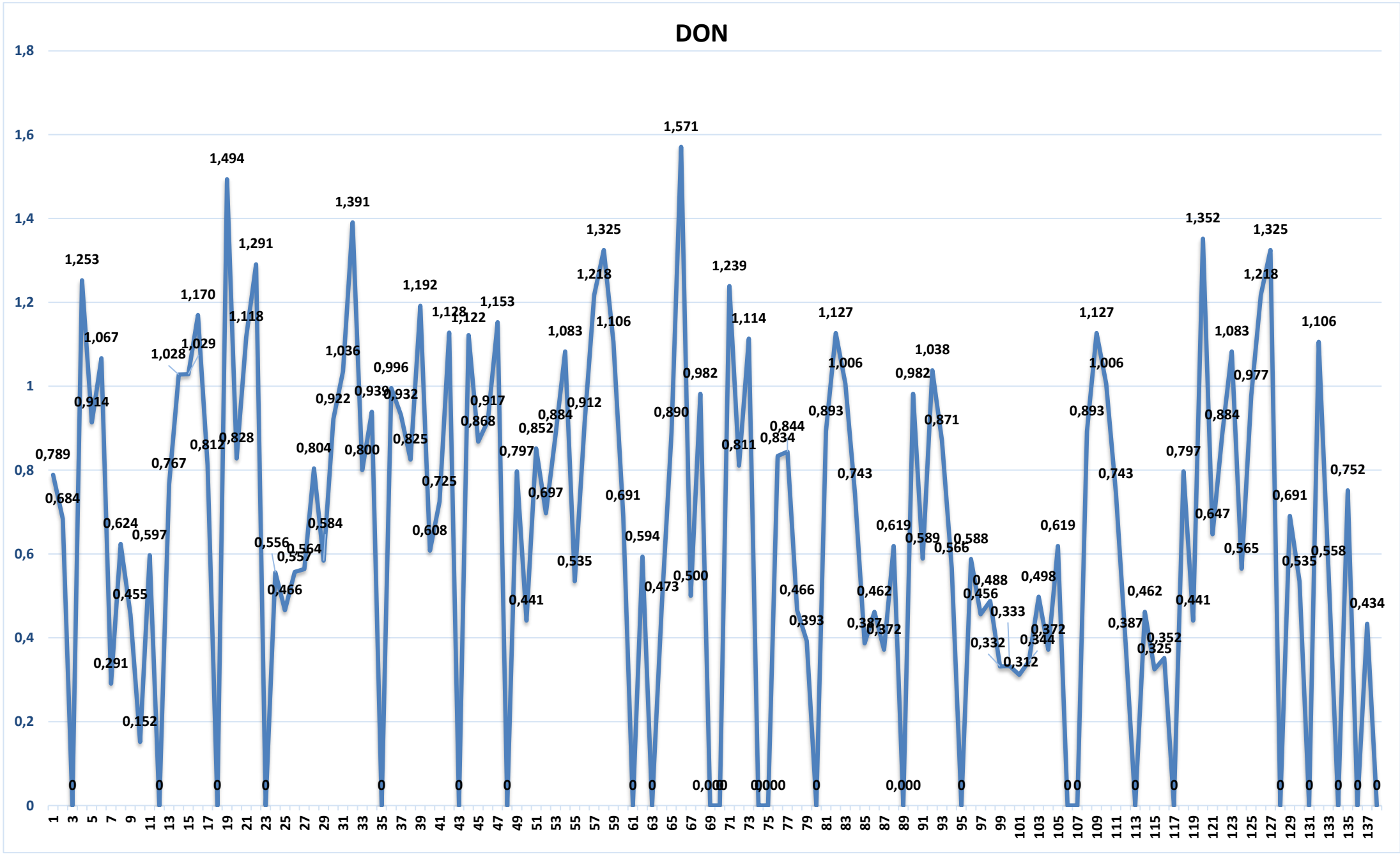
Przeprowadzone testy konkurencyjne bezpośrednim testem ELISA, Veratox for DON 5/5, pozwoliły na uzyskanie dokładnych stężeń mykotoksyn (deoksyniwalenolu) w badanych próbkach. Na rycinie 19, zostały przedstawione wyniki dla analizowanych próbek z izolatami *Fusarium*. Oś X przedstawia próbki, które zostały poddane testowi, a oś Y wyświetla wartości wyników. Wartość określającą wielkość produkcji deoksyniwalenolu podano jako wynik absorbancji odczytany przy długości fali 600 nm.

Stężenia wartości DON uzyskano dla szczepów *F. acuminatum, F. armeniacum, F. asiaticum, F. cerealis, F. graminearum, F. langsethiae, F. sibiricum Fusarium* sp., *F. sporotrichioides* i *F.tricinctum.* Jednak niektóre z tych samych szczepów nie posiadały badanej toksyny, jak np. *F. armeniacum* czy *F. graminearum*. Największe stężenie wartości DON, uzyskano dla próbki 66 wynoszące 1,571 (*Acorus* – wg wyników sekwencjonowania regionu ITS – *F. sporotrichioides*). Nieco mniejsza wartość DON została zaobserwowana dla próby 19 (*Phragmites* – wg wyników sekwencjonowania regionu ITS – *F. armeniacum*), która wynosi 1,494 .

Dla dwudziestu dwóch próbek uzyskano wartości zerowe, co oznacza, że te izolaty nie produkują deoksyniwalenolu (Tab. 18.).

Tab. 18. Izolaty nie posiadające badanej mykotoksyny - deoksyniwalenol (DON)
Table 18. Isolates without the tested mycotoxin - deoxynivalenol (DON)

Numer próby	Roślina żywicielska	Gatunek *Fusarium* – wg wyników sekwencjonowania regionu ITS
3	*Typha*	*F. armeniacum*
10	*Phragmites*	*F. langsethiae*
12	*Glyceria*	*F. armeniacum*
18	*Typha*	*F. armeniacum*
24	*Phragmites*	*F. armeniacum*
35	*Typha*	*F. graminearum*
43	*Phragmites*	*F. armeniacum*
48	*Carex*	*F. sporotrichioides*
61	*Carex*	*F. armeniacum*
63	*Acorus*	*F. armeniacum*
70	*Carex*	*F. armeniacum*
74	*Phragmites*	*F. armeniacum*
80	*Phragmites*	*F. graminearum*
95	*Phragmites*	*F. armeniacum*
106	*Phragmites*	*F. armeniacum*
107	*Phragmites*	*F. armeniacum*
112	*Glyceria*	*Clonostachys rosea*
117	*Phragmites*	*F. armeniacum*
128	*Typha*	*F. armeniacum*
131	*Carex*	*F. armeniacum*
134	*Typha*	*F. armeniacum*
136	*Glyceria*	*F. armeniacum*



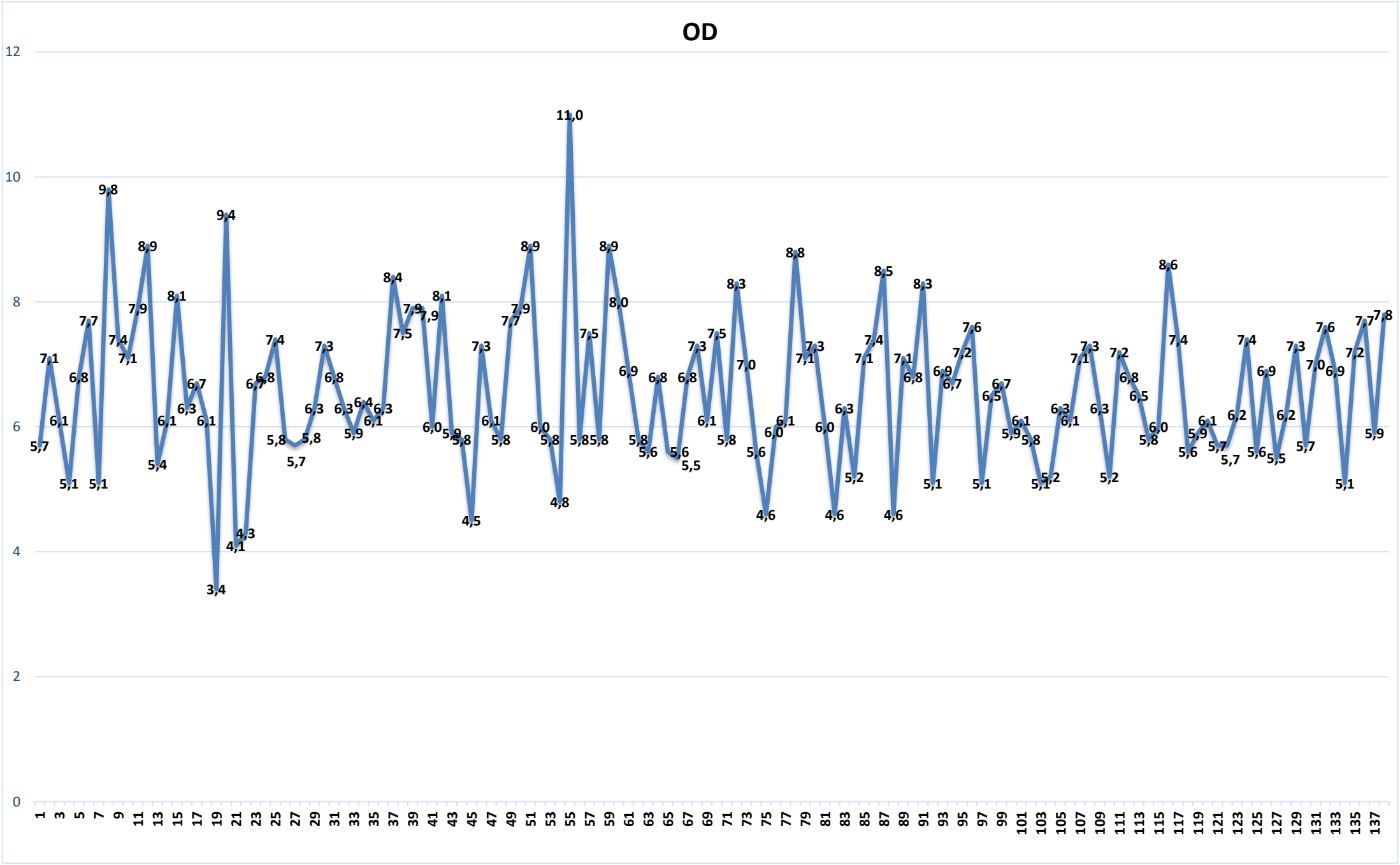
Ryc. 20. Wykres stężenia DON (deoksyniwalenol) w wybranych izolatach *Fusarium*
Figure 20. Graph of DON (deoxynivalenol) concentration in selected Fusarium isolates

Badane próbki zostały przeanalizowane również pod kątem ich dynamiki wzrostu (OD). Zmiany w gęstości optycznej wskazują na tempo wzrostu analizowanych prób. Rycina 20 przedstawia wykres z wartościami gęstości optycznej dla poszczególnych prób zawierających izolaty *Fusarium*. Wzrost gęstości optycznej może sugerować obecność i potencjalną produkcję takich toksyn, jak np. deoksyniwalenol (DON).

Powyżej wartości 10 units, wzrost zaobserwowano w próbce 55 (*Acorus* – wg wyników sekwencjonowania regionu ITS – *F. acuminatum*), wynosi 11 units. Dla czternastu prób wynik wynosił od 8 do 10 units.

Tab. 19. Izolaty posiadające OD od 8 do 10 units
Table 19. Isolates having an OD of 8 to 10 units

Numer próby	Roślina żywicielska	Gatunek *Fusarium* – wg wyników sekwencjonowania regionu ITS
8	*Phragmites*	*F. armeniacum*
12	*Glyceria*	*F. armeniacum*
15	*Acorus*	*Fusarium* sp.
20	*Glyceria*	*F. armeniacum*
37	*Phragmites*	*F. graminearum*
42	*Phragmites*	*F. graminearum*
51	*Carex*	*F. armeniacum*
59	*Phragmites*	*F. asiaticum*
60	*Carex*	*F. armeniacum*
72	*Acorus*	*Fusarium* sp.
78	*Phragmites*	*F. armeniacum*
87	*Phragmites*	*F. armeniacum*
91	*Phragmites*	*F. armeniacum*
116	*Phragmites*	*F. armeniacum*



Ryc. 21. Wykres dynamiki wzrostu (OD) *Fusarium*

Figure 21. Fusarium growth dynamics (OD) chart

5. Dyskusja

Przeprowadzone badania potwierdziły sugestie, wynikające z obserwacji wstępnych, że fyllosfera roślinności przybrzeżnej jest niszą ekologiczną licznych mikrogrzybów. Wyniki dotyczące zróżnicowania taksonomicznego grzybów korespondują ze spostrzeżeniami innych autorów (MAJEWSKI 1971; MUŁENKO 1995; ADAMSKA i in. 1999; ADAMSKA I BŁASZKOWSKI 2000; SUCHARZEWSKA I DYNOWSKA 2005; SUCHARZEWSKA 2007, 2009, 2010; ADAMCZEWSKI 2007; GOŁĘBNIAK I KAROLEWSKI 2008; CZERNIAWSKA i in. 2010; KIZIEWICZ i in. 2011; RUSZKIEWICZ-MICHALSKA i in. 2012; MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ i in. 2012, 2016; CZERWIŃSKA 2014; NOWACKA 2015), ale należy podkreślić, że większość z nich brała pod uwagę wszystkie grzyby występujące na konkretnej roślinie, a w niniejszych badaniach skupiono się głównie na grzybach fitopatogenicznych, o szczególnym znaczeniu w mykologii medycznej.

Na tle wymienionych wyżej opracowań hydromykologicznych liczba 127 gatunków mikrogrzybów, w zdecydowanej większości pasożytów roślin, wyizolowanych z 11 gatunków żywicieli, wydaje się jedną z najwyższych w Polsce.

Analizy statystyczne dotyczące różnorodności uzyskanych grzybów, wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy dwoma badanymi latami. Mogło to być wynikiem zmian zachodzących w środowisku fyllosfery uwarunkowanych sezonowością, anomaliami pogodowymi lub naturalnymi fluktuacjami związanymi z porami roku. Należy też brać pod uwagę zmiany w otoczeniu gospodarczym. Również czynniki losowe, mogły wpływać na uzyskane różnice. Aby móc sprecyzować najbardziej prawdopodobne przyczyny tych różnic, badania powinny trwać znacznie dłużej (PEŁECHATY I PRONIN 2015).

Zaobserwowano także, wysoce istotne statystycznie różnice pomiędzy badanymi jeziorami, dotyczące obecności różnych gatunków roślin żywicielskich. Przykładem może być *Acorus calamus, Juncus bulbosus* oraz *Schoenoplectus lacutris* występujące na dwóch z badanych jezior – Długie oraz Skanda, na jeziorze Kortowskim tych gatunków brak. *Nymphaea alba* wystąpiła tylko na jeziorze Skanda, a *Nuphar lutea* odnotowano na jeziorze Kortowskim i Skandzie. Potwierdza to związek przyczynowo - skutkowy pomiędzy jeziorami a gatunkami roślin i jednocześnie podkreśla zasadniczy wpływ jeziora na zróżnicowanie żywicieli.

Czynniki takie jak dostępność składników odżywczych, wilgotność gleby, nasłonecznienie czy interakcje z innymi organizmami, a także mikroorganizmów związanych z nimi, mogą mieć istotny wpływ na morfologię, fizjologię oraz metabolizm roślin żywicielskich. Możliwe również, że różnice w genetycznym potencjale poszczególnych

gatunków tych roślin spowodowały różnice w uzyskanych wynikach (PEŁECHATY I PRONIN 2015).

Występowanie grzybów fitopatogenicznych na roślinności szuwarowej jest jednym z determinantów kondycji zdrowotnej tych roślin (ZAŁACHOWSKI 1997). Głównym składnikiem roślinności szuwarowej stanowiącej naturalną strefę ekotoniczną jest przede wszystkim *Phragmites australis* (PEŁECHATY i PRONIN 2015). Roślina ta jest uważana przez wielu naukowców za komponent glebowej oczyszczalni ścieków, dzięki silnie rozbudowanemu i głębokiemu systemowi korzeniowemu (CZERNIAWSKA i in. 2010). System rozłogów i kłączy pełni rolę naturalnego filtratora. To szczególne znaczenie *Phragmites australis* w ekologii zbiornika, podkreśliła już w 2001 roku GOLIŃSKA (2001), prowadząc obserwacje w parkach narodowych. Z punktu widzenia gospodarczego trzcina jest cennym paliwem energetycznym (biomasa), a w szczególnych przypadkach naturalnym surowcem budowlanym do wyrobu strzech (CZYŻ i DAWIDOWSKI 2003).

Na *Phragmites australis*, odnotowano najwięcej grzybów – 64 gatunki. Z literatury wynika, że zróżnicowanie taksonomiczne grzybów związanych z trzciną waha się od 18 gatunków (APINIS i in. 1972; BRANDENBURGER 1985) do 71 (ELLIS i ELLIS 1985; POON I HYDE 1998A, B). CZERWIŃSKA (2014), w Drawieńskim Parku Narodowym, odnotowała aż 93 gatunki, zasiedlające tą roślinę. Zmieniającą się różnorodność gatunkową grzybów na trzcinie opisuje także HYDE i in. (1996), który podaje dla niej nowy gatunek grzyba – *Nawawia dendroidea*.

W badaniach własnych, z *Phragmites australis* wyizolowano także trzy gatunki interesujące bądź nowe dla Polski. Pierwszym z nich jest *Pseudoseptoria donacis*, który dotychczas w Polsce był odnotowany na *Dactylis glmerata* L., *Phleum phleoides* (L.) H. Karst., *Poa compressa* L. (RUSZKIEWICZ-MICHALSKA 2006) oraz *Alopecurus pratensis* L., *Arrhenatherum elatius* (L.) P. Beauv. Ex J. Presl & C. Presl,, *Festuca rubra* L., *Phleum pratense* L. i *Poa pratense* L. (ZGÓRKIEWICZ 1972; MADEJ I MIĘTKIEWSKI 1974; MIKOŁAJSKA 1974; MUŁENKO i in. 2008). W innych częściach Europy gatunek ten odnotowano na *Arundo donax* L., *Bromus* L., *Deschampsia cespitosa* (L.) P. Beauv., *Hordeum vulgare* L. oraz *Poa trivialis* L. (GUBLEIFSSON 1981A; BRANDENBURGER 1985; GARRIGÓS I GARCÍA 1992A; JAGE i in. 2013A). Prawdopodobnie *Phragmites australis* jest nowym żywicielem dla *Pseudoseptoria donacis*.

Nowym taksonem dla trzciny jest *Selenophoma straussiana*, który jak dotąd nie był notowany w Polsce. Według dostępnej literatury, brak danych na temat żywicieli tego gatunku.

Trzecim z interesujących gatunków jest *Chaetospermum chaetosporum,* który został wyizolowany również z *Glyceria maxima, Carex acutiformis* oraz *Typha angustifolia.* Według NBN (*National Biodiversity Network Trust*) atlas, dotychczas notowany był na *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn., *Pinus sylvestris* L., *Valeriana officinalis* L. oraz *Epilobium hirsutum* L.. Najprawdopodobniej rośliny wymienione w badaniach własnych są nowymi żywicielami dla *Chaetospermum chaetosporum*.

Duże bogactwo gatunkowe mykobioty charakteryzowało *Glyceria maxima* oraz *Carex* sp., które zasiedlone były odpowiednio przez 41 i 40 gatunków. ADAMCZEWSKI (2007) oraz MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ i in. (2012) odnotowali na *Glyceria maxima* 46 taksonów, a z różnych gatunków *Carex* łącznie – 62 taksony. Natomiast CZERWIŃSKA (2014), odnotowała na 12 gatunkach *Carex* łącznie 126 grzybów.

W badaniach własnych, z *Glyceria maxima* wyizolowano również interesujące lub nowe dla Polski grzyby. Jednym z nich jest *Neottiospora caricina* izolowana dotychczas z *Carex riparia* Curtis, *Carex pendula* Huds. oraz *Carex* sp., co sugeruje, że *Glyceria maxima* jest nowym żywicielem dla *Neottiospora caricina*. Kolejnym gatunkiem grzyba jest *Scopinella caulincola,* w Polsce notowana na *Acer pseudoplatanus* L. (KOWALSKI I ROJEK 2013). Według bazy GBIF (*Global Biodiversity Information Facility*) gatunek ten był notowany w Norwegii, Brazylii, Wielkiej Brytanii, Szwecji, Niemczech, Stanach Zjednoczonych, Belgii oraz Austrii. Ciekawym gatunkiem wyizolowanym z *Glyceria maxima* jest *Selenophoma scrophulariae,* który dotychczas był wyizolowany z *Bambusa tuldoides* Munro (JIANG i in. 2022).

Kontynuując wątek grzybów ważnych dla mykobioty Polski, należy zwrócić uwagę na nowy gatunek wyizolowany z *Acorus calamus* – jest nim *Ascochyta calami*. Prawie 50 lat temu DURSKA (1974) podała ten gatunek z Pojezierza Mazurskiego, nie precyzując dokładnego stanowiska. Po około 30 latach SAŁATA (2002) nie ujął *Ascochyta calami* w swojej monografii, obejmującej grzyby mitosporowe z rodzaju *Ascochyta*. Sugeruje tylko, że gatunek ten może występować na *Acorus calamus*. Według bazy GBIF notowany był w Austrii, Japonii, Niemczech, Wielkiej Brytanii, Łotwie oraz Niderlandach. Jest monofagiem *Acorus calamus*. Kolejnym gatunkiem grzyba wyizolowanym z *Acorus calamus* jest *Asteromella acorella,* odnotowana w 1925 roku przez ZWEIGBAUMÓWNĘ (MUŁENKO i in. 2008).

Stwierdzono także nowy gatunek na *Typha angustifolia* – jest nim *Scopinella solani*. W Polsce, w 1954 roku został on opisany przez KRZEMIENIEWSKĄ I BADURĘ (MUŁENKO i in. 2008) – uzyskano go z gleby oraz ściółki leśnej lasu bukowego w rezerwacie Muszkowice, w województwie wrocławskim. CHLEBICKI (2002) podaje *Scopinella solani* na *Dryas octopetala* L. ze stanowiska w Pieninach, w Karpatach Zachodnich. W 2007 PASTIRČÁK i

PASTIRČÁKOVÁ (2007) podają ten gatunek na *Brachypodium pinnatum* (L.) P. Beauv., *Dactylis glomerata* L. oraz *Elytrigia repens* (L.) Desv. ex Nevski na terenach Słowacji oraz Czech. Wszystkie gatunki, wymienione jako nowe bądź interesujące dla Polski, powinny zostać poddane dalszym analizom makroskopowym, mikroskopowym oraz molekularnym, a zawarte w niniejszej pracy informacje na ich temat należy traktować jako istotne wskazówki.

Najmniejszą różnorodność gatunkową grzybów odnotowano na *Nuphar lutea* – 7 oraz na *Nymphaea alba* – 2 gatunki. RYBIŃSKA (2019), na stanowiskach Pobrzeża Szczecińskiego, odnotowała odpowiednio 50 oraz 46 taksonów. MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ i in. (2016) podali z jeziora Płociczno, 37 gatunków z *Nuphar lutea* oraz 12 z *Nymphaea alba*. Potwierdzeniem własnych danych są wyniki analizy różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona oraz wskaźnik równomierności Pielou.

Roślinność przybrzeżna stanowi podstawowy komponent stref buforowych lub tworzy inne formy kumulujące zanieczyszczenia. Jedną z takich form jest tworzenie zakotwiczonych, pływających po zanieczyszczonym zbiorniku wodnym wysp. Dzięki tym strukturom roślinnym, substancje biogenne są pobierane przez wolno zwisające korzenie oraz kłącza, które także stanowią miejsce rozrodu oraz rozwoju zooplanktonu i ryb. Takie wyspy raczej są zakotwiczane na większych głębokościach, aby nie utrudniały rozwoju roślinom zanurzonym (SENDER I JARUGA 2017).

Podkreślić należy, że zdrowa i różnorodna roślinność ma zdolność do utrzymania dobrej jakości wód. Badania wskazują, że rozbudowana pod względem gatunkowym i fitocenotycznym roślinność może skutecznie przyczyniać się do regulacji parametrów wód oraz zapewnienia odpowiednich warunków środowiskowych dla innych organizmów (SENDER I JARUGA 2017). Jest to istotne dla stabilności ekosystemu wodnego oraz jego zdolności do samoregulacji (PEŁECHATY I PRONIN 2015). Biorąc pod uwagę funkcję roślinności przybrzeżnej i praktyczne wykorzystywanie niektórych gatunków należy, zwrócić uwagę na kilka z nich. Są to, obok *Phragmites australis* i *Glyceria maxima, Typha latifolia, Acorus calamus, Schoenoplectus lacustris, Sparganium ramosum* L. Emend. Rchb. S. Str. i *Lemna minor* L. wykorzystywane najczęściej w oczyszczalniach hydrofitowych. Charakteryzują się one szybkim oraz sprawnym pobieraniem wszelkiego rodzaju zanieczyszczeń, zdolnością do kumulowania dużych ilości pierwiastków w swoich tkankach, powolnym wzrostem, zdolnością zatrzymywania zawiesin, wzbogacaniem osadu dennego oraz wody w tlen (CZUCHRA 1997; OZIMEK 1991; HELMAN 1998; SZMEJA 2006; SZOSZKIEWICZ i in. 2010; OBARSKA-PEMPKOWIAK i in. 2010; SENDER I JARUGA 2017). Największe ilości azotu w swoich tkankach kumuluje *Glyceria maxima* (SENDER I JARUGA 2017; KŁODOWSKA 2021), fosforu i potasu *Acorus*

calamus, zaś sodu *Typha latifolia*. W mniejszych ilościach azot wbudowuje w swe tkanki *Schoenoplectus lacustris*, zaś fosfor, potas oraz sód *Phragmites australis* (OBARSKA-PEMPKOWIAK 2010; SENDER I JARUGA 2017).

Nawiązując do frekwencji grzybów na poszczególnych roślinach żywicielskich stwierdzono, że do gatunków występujących masowo należał *Alternaria alternata*. CZERWIŃSKA (2014) również przedstawiła ten gatunek, jako występujący masowo w badanych przez nią jeziorach. Gatunki: *Cladosporium cladosporiodies* oraz *Cladosporium herbarum* stanowiły grupę gatunków występujących pospolicie. U CZERWIŃSKIEJ (2014) gatunki te znajdowały się w grupie gatunków masowych.

Do grzybów występujących często należały *Epicoccum nigrum, Fusarium* sp. oraz *Ramularia aromatica*. U CZERWIŃSKIEJ (2014) *Epicoccum nigrum* zaliczony został także do gatunków występujących masowo na *Carex acutiformis*.

Na podkreślenie zasługuje fakt, że na wszystkich roślinach żywicielskich i w ich fitocenozach, w każdym ze zbiorników wodnych, dominują gatunki występujące rzadko i sporadycznie, które mają największy udział w kształtowaniu różnorodności mykologicznej. Podobne wyniki obserwowane były w badaniach prowadzonych na innych terenach lub też w innych zbiorowiskach roślin (MUŁENKO 1988, 1989A; RUSZKIEWICZ-MICHALSKA 2006; ADAMSKA i in. 2010; ADAMSKA 2013; CZERWIŃSKA 2014).

Analizując występowanie grzybów na poszczególnych roślinach, w każdym z badanych jezior, z wykorzystaniem współczynnika Jaccarda-Sörensena, stwierdzono 29 gatunków wspólnych na *Phragmites australis* i *Glyceria maxima* w jeziorach Kortowskie i Skanda.. W przypadku *Carex, Typha angustifolia* oraz *Typha latifolia* najwyższa wartość tego współczynnika została odnotowana dla jezior Kortowskie i Długie, w których stwierdzono odpowiednio 19, 8 oraz 5 wspólnych taksonów.

Dendrogram przedstawiający charakterystykę wariantów mykobioty fyllosfery badanych roślin wskazuje na wyraźne podobieństwa pomiędzy tymi samymi żywicielami w jeziorach Kortowskie, Skanda i Długie. Można przypuszczać, że ten sam gatunek żywicielski, będzie miał najprawdopodobniej te same bądź podobne gatunki grzybów.

Zróżnicowanie gatunkowe grzybów zostało przeanalizowane również pod kątem usytuowania stanowiska, z podziałem na stanowiska kapieliskowe i „dzikie". Porównując każde z jezior w poszczególnych latach, uzyskano podobne wyniki, a mianowicie, zaobserwowano większe zróżnicowanie gatunkowe na stanowiskach „dzikich". Na tych stanowiskach odnotowano najwięcej potencjalnych antropopatogenów. Może to być spowodowane tym, że stanowiska „dzikie" charakteryzowały się większą różnorodnością

gatunkową żywicieli niż stanowiska kąpieliskowe. Miejsca stanowiące dostępność turystyczno-rekreacyjną charakteryzują się względnie, czystą wodą, a wzdłuż brzegów mają piaszczyste dno i z reguły ubogą oraz jednostajną roślinność. Dostęp do jeziora w miejscach kąpieliskowych najczęściej jest przejrzysty a zbyt bujna roślinność utrudnia go, jednak z ekologicznego punktu widzenia stanowi ona istotny czynnik buforujący dostawę zanieczyszczeń z otoczenia jeziora (KORZUCHOWSKI 2005).

Wyniki dotyczące zróżnicowania ekologicznego roślin w badanych jeziorach sugerują dobry stan ekologiczny tych jezior – najlepszy w Jeziorze Długim i Skanda, słaby w jeziorze Kortowskim. Wyniki te potwierdzają charakterystykę ekologiczną jezior Długie i Kortowskie zamieszczaną w ogólnie dostępnych opracowaniach, natomiast znacznie różnią się od opisów hydrobotanicznych jeziora Skanda, które podkreślają zły stan ekologiczny tego zbiornika.

Wśród wyizolowanych grzybów odnotowano 40 gatunków, potencjalnych antropopatogenów oraz 22 gatunki o przypuszczalnych właściwościach chorobotwórczych. Analizując ekofizjologię wyizolowanych grzybów fitopatogenicznych przez pryzmat ich cudzożywności, w kontekście wpływu na zdrowie człowieka, szczególną uwagę należy zwrócić na pasożyty fakultatywne (nekrotroficzne) oraz saprotrofy fakultatywne, których właściwości w pełni wpisują się w definicję grzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka (RICHARDSON I WARNOCK 2003). Dominującą grupę stanowią pasożyty fakultatywne (nekrotroficzne, względne). Żyją one powszechnie jako saprotrofy, a w pewnych warunkach przechodzą na pasożytniczy tryb życia wykazując niski stopień specjalizacji i powinowactwo do roślin osłabionych. Działając na tkanki enzymami i toksynami, powodują ich obumieranie, aby czerpać pokarm z martwego podłoża. Mniejszą grupę stanowią saprotrofy fakultatywne, które w pewnych okolicznościach są saprotrofami i rozwijają się na martwych szczątkach roślinnych, jednak nie mogą odbyć całego cyklu rozwojowego bez pasożytowania. Ich cechą charakterystyczną jest przechodzenie w cyklu rozwojowym fazy pasożytniczej i saprotroficznej, przy czym w fazach tych są zdolne do określonego sposobu rozmnażania. Stadium płciowe, najczęściej workowe, rozwija się w fazie saprotroficznej na martwych szczątkach roślin, a stadium bezpłciowe, czyli konidialne w fazie pasożytniczej, tylko w żywych tkankach (MARCINKOWSKA 2003). Wśród wymienionych grup fitopatogenów notuje się najwięcej potencjalnych antropopatogenów (*Acremonium, Alternaria, Bipolaris, Botrytis, Chaetomium, Cladosporium, Curvularia, Exophiala, Fusarium, Phialophora, Phoma*) ze wskazaniem na saprotrofy fakultatywne. Wszystkie, to grzyby oportunistyczne, które atakują w momencie załamania równowagi ogólnobiologicznej organizmu, w stanach dysfunkcji układu immunologicznego, po przebytych chorobach lub w trakcie oraz po leczeniu

antybiotykami przeciwbakteryjnymi o szerokim spektrum działania, cytostatykami czy kortykosterydami (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Na uwarunkowania w jakich dochodzi do kolonizacji grzybów w ontosferze człowieka i czynniki predysponujące do infekcji, zwrócono uwagę w rozdziale 1.2.

Najwięcej miejsca w mykologii medycznej zajmują fitopatogeny wywołujące mykoalergozy, powodowane przez alergeny zawarte w zarodnikach lub/i grzybni oraz mykotoksykozy, których przyczyną są metabolity wtórne tych grzybów. W etiologii chorób znacznie rzadziej analizuje się fitopatogeny zdolne do wywoływania grzybic powierzchniowych i narządowych.

Największe znaczenie w alergologii mają grzyby niedoskonałe (*Deuteromycota*), głównie *Alternaria* i *Cladosporium* (JAHNZ-RÓŻYK 2008). Już w księgach Starego Testamentu pojawiły się pierwsze wzmianki na temat wpływu „pleśni" na zdrowie człowieka. W XII wieku *Moses Maimonides* zaobserwował występowanie objawów astmy oskrzelowej w warunkach ciepłej oraz wilgotnej pogody. W 1873 roku Charles Blackley, w książce o katarze siennym, pisze o alergii na grzyby opisując występowanie bezgłosu, a następnie bronchospazmu po inhalacji zarodnikami *Penicillium* (BARAN 1998). Sezonowość występowania zarodników grzybów oraz ich wysokie stężenia są osiągane w sezonie letnim, kiedy jest najwięcej substancji odżywczych w podłożu, a także dzięki sprzyjającym warunkom, takim jak temperatura czy wilgotność. Zarodniki *Alternaria* i *Cladosporium* bytują w powietrzu, a ich nasilenie pojawia się, gdy po deszczu występują dni pogodne, suche oraz wietrzne. Powszechnie występują w środowisku zewnętrznym, ale także i wewnątrz pomieszczeń, do których dostają się wraz z przemieszczającym się powietrzem bądź są przenoszone mechanicznie przez ludzi lub zwierzęta (BEGUIN I NOLARD 1994; JAHNZ-RÓŻYK 2008). W szczególności dotyczy to pomieszczeń zamkniętych o wysokiej wilgotności, bądź są wadliwe wentylacje lub urządzenia klimatyzacyjne (HARRISON 1999; NOLARD 2001).

Jak wcześniej wspomniano alergologów szczególnie interesują alergie wziewne, wywoływane przez zarodniki grzybów, które dysponują potencjałem alergennym porównywalnym z pyłkami roślin. Antygeny odpowiedzialne za odczyny alergiczne mogą także występować w grzybni (BARAN 1998). Najlepszym przykładem są wcześniej wymienione grzyby z rodzaju *Alternaria* i *Cladosporium*. Obok *Aspergillus, Penicillium* oraz *Fusarium, Botrytis* czy *Helminthosporium* (często występuje łącznie z *Alternaria*), a także *Puccinia* są one najczęściej odpowiedzialne za alergiczny nieżyt nosa, zapalenie spojówek, astmę oskrzelową aż do zapalenia pęcherzyków płucnych: *Alternaria* – „płuco pracownika przemysłu drzewnego", *Cladosporium* – „płuco pracownika przemysłu tytoniowego", *Botrytis* – „płuco

pracownika winnic", *Fusarium* (i wyżej wymienione) – „płuco farmera" (BARAN 1998; GLIŃSKI I RUDZKI 2002). Najobficiej w powietrzu notuje się zarodniki *Cladosporium* oraz *Alternaria*. Obliczono, że w skali światowej na 1 zarodnik *Alternaria* przypada 50 zarodników *Cladosporium*. Potencjał alergenny *Cladosporium* jest znacznie niższy niż *Alternaria*, jednak konkurencyjny ze względu na liczebność i wielkość zarodników (GLIŃSKI I RUDZKI 2002). Duże zarodniki *Alternaria* czy też makrokonidia *Fusarium* pozostają zwykle w górnych drogach oddechowych, mniejsze (<5μm) trafiają głębiej, aż do przestrzeni pęcherzyków płucnych.

W literaturze medycznej donoszono także o obfitości konidiów *Torula herbarum* w powietrzu, które w znacznym stopniu mogą wpływać na sezonowość alergii u niektórych osób (BOGOMOLOVA I MINTER 2003). Wśród kontrowersyjnych antropopatogenów znalazły się grzyby z rodzaju *Stachybotrys*. TERR (2001), analizując dostępną literaturę od 1966 roku, dotyczącą zakażeń *Stachybotrys* stwierdza, że nie ma przekonujących doniesień o ludzkiej chorobie alergicznej bądź infekcji wywołanej grzybami z tego rodzaju. Jednak w ostatnich latach, na jeden z gatunków *Stachybotrys* zwrócono szczególną uwagę. Jest nim *Stachybotrys chartarum* wymieniany wśród 10 najbardziej niebezpiecznych grzybów na świecie (DYLĄG i in. 2022). Jest on typowym, kosmpolitycznym grzybem saprotroficznym (HOSSAIN i in. 2004; LI I YANG 2005). W naturalnym środowisku rozkłada celulozę bądź inną martwą materię roślinną. W dostępnej bazie, jeden artykuł opisuje jego rolę w inwazji soi (LI i in. 2002).

Kolejnym grzybem alergizującym okazał się *Ulocladium botrytis*, związany głównie z alergicznym grzybiczym zapaleniem zatok (KAUR i in. 2010). Chociaż *Ulocladium botrytis* uważany jest za typowego saprotrofa, powinien być traktowany, jako potencjalny antropopatogen, zwłaszcza że w obrębie rodzaju *Ulocladium* są gatunki wywołujące także grzybice narządowe. BADENOCH i in. (2006) opisują przypadek zapalenia rogówki przez *Ulocladium atrum* u 43-letniego mężczyzny, będącego kierowcą ciężarówki w Australii.

Powietrze, a ściśle bioaerozol, którym oddychamy, nie jest wprawdzie środowiskiem życia grzybów ale bardzo ważną drogą ich przenoszenia. Epidemiologiczna rola powietrza, powiązana z klimatycznymi (a często mikroklimatycznymi) uwarunkowaniami danego regionu, ma podstawowe znaczenie dla szeregu chorób o etiologii grzybiczej oraz obserwowanej sezonowości nasilenia się zachorowań, nawrotów czy chronicznych zaostrzeń. Ma to szczególne znaczenie w kontekście infekcji grzybami fitopatogenicznymi, których występowanie wiąże się z cyklem rozwojowym roślin żywicielskich i samych grzybów. Udowodniono, że każdy wzrost notowania grzybów u ludzi świadczy o wzroście ich występowania w środowisku zewnętrznym (DYNOWSKA I BIEDUNKIEWICZ 2001). Dlatego

ważne są badania środowiskowe dotyczące ekofizjologii grzybów zdolnych do zasiedlenia organizmu człowieka. Do takich należy duża grupa grzybów fitopatogenicznych, których diaspory krążą w całym środowisku zamykając koło infekcji mających swoje źródło na skolonizowanych roślinach lub w grzybni powstającej w glebie, wodzie czy też na rozkładających się szczątkach roślin.

Różnego typu stany nadwrażliwości – alergie skórne, pokarmowe, wziewne mogą wywoływać także metabolity wtórne grzybów fitopatogenicznych, określane ogólnie jako mykotoksyny (GLIŃSKI I RUDZKI 2002). Są one szczególnie groźne nie dlatego, że należą do jednych z najsilniejszych trucizn lecz dlatego, że są niezmiernie trudne do unieszkodliwienia. Działają już w bardzo niskich, podprogowych stężeniach, a swoje chorobotwórcze działanie mogą przejawiać po wielu latach, dzięki kumulacji w narządach miąższowych subtoksycznych dawek, wnikających drogą pokarmową, inhalacyjną i śródskórnie (DYNOWSKA 2006).

Według GRAJEWSKIEGO i TWARUŻEK (2004) zasadnicza część mykotoksyn tworzy się w wodnych kroplach wydzieliny, widocznych na powierzchni grzybni większości grzybów pleśniowych i jest kumulowana w zarodnikach (GRAJEWSKI I TWARUŻEK 2004). Podkreślić należy, że każda wchłonięta drogą wziewną do organizmu diaspora grzyba toksynotwórczego może zawierać jedną bądź kilka „zamaskowanych" mykotoksyn (GAREIS 1994A; TWARUŻEK 2005), które działają na różne narządy wielokierunkowo i wielopoziomowo prowadząc niejednokrotnie do kompleksu dolegliwości (TWARUŻEK 2005). Dotyczy to zwłaszcza osób z obniżoną odpornością.

Kryteria podziału mykotoksyn są różne, a jednym z nich jest uszkadzany narząd. W kontekście mykotoksykoz najczęściej wymienia się hepatotoksyny, uszkadzające wątrobę oraz nefrotoksyny, działające toksycznie na nerki. Pulmotoksyny powodują obrzęki płuc. Neurotoksyny działają w obrębie centralnego układu nerwowego, kardiotoksyny uszkadzają mięsień sercowy i powodują zmiany w obrębie całego układu krwionośnego, a dermatotoksyny prowadzą do uszkodzeń skóry i błon śluzowych. Wśród mykotoksyn wydzielono dodatkowo: mykohormony, mające wpływ na regulację hormonalną, immunotoksyny, które negatywnie wpływają na odporność organizmu oraz karcinotoksyny inicjujące powstawanie nowotworów (FINK-GRERNMELS 1999; GRAJEWSKI 2006; CHEŁKOWSKI 2010).

Coraz większe zainteresowanie w mykologii lekarskiej stanowią grzyby z rodzaju *Fusarium*. Szczególna uwaga skupia się na ich mykotoksynach i gatunkach, zdolnych do produkcji znacznej liczby metabolitów działających w wieloraki sposób. Są to: trichoteceny (T-2 toksyna, HT-2 toksyna, neosolaniol, diacetoksyscirpenol), niwalenol, deoksyniwalenol, zearalenon (F-2 toksyna), moniliformina, fusariogenina. Trichoteceny wywołują „syndrom

krwotoczny" z objawami wewnętrznymi w postaci wybroczyn i nekroz podskórnych oraz wewnętrznych, krwawych wybroczyn, powstających wskutek uszkodzeń naczyń włosowatych. Nekrozy skóry pojawiają się również w przypadku bezpośredniego kontaktu naskórka z wymienionymi związkami. T-2 toksyna hamuje syntezę białek i DNA. Niwalenol i deoksyniwalenol, oprócz podrażnień skóry, powoduje występowanie „syndromu wymiotnego" i zanik łaknienia. Zearalenon, produkowany przez najgroźniejsze patogeny zbóż i innych traw (*F. culmorum* (Wm. G. Sm.) Sacc., *F. tricinctum* (Corda) Sacc., *F. nivale* Ces. ex Berl. & Voglino) także hamuje syntezę białek i DNA oraz powoduje wystąpienie „syndromu estrogennego" (hiperestrogenicznego), objawiającego się przerostem narządów rodnych, a u osobników męskich wywołującego zmiany feminizacyjne i atrofię jąder prowadzącą do bezpłodności. Moniliformina jest inhibitorem enzymów łańcucha oddechowego i najprawdopodobniej jest przyczyną chorób serca, związanych z niedotlenieniem go. Fusariogenina – stanowi główną przyczynę, szeroko opisywanej w literaturze, toksycznej aleukii pokarmowej (ATA) zwanej też – „żywieniową białaczką toksyczną", poraża układ nerwowy, zaburza funkcję nerek i wątroby (GRAJEWSKI 2006; DYNOWSKA i in. 2016).

Grzyby *Fusarium* spp. wyizolowane z jezior wskazały na pewne ogólne tendencje. Najliczniej izolowany *F. armeniacum* pomimo niskiego zróżnicowania sekwencji ITS i EF1α lub jego braku rozprzestrzeniał się z łatwością, co wskazuje występowanie w każdym z badanych jezior. Ponadto, kolonizował każdą z badanych gatunków roślin, najchętniej *Phragmites*, a niechętnie *Nuphar*. W drugiej najliczniejszej grupie filogenetycznej, tj. *F. cerealis/F. graminearum*, zaobserwowano duże powinowactwo co do jeziora, co wskazuje na trudność pokonania bariery terytorialnej lub emisję konkretnego gatunku z przylegających siedlisk, np. pól uprawnych albo występowanie innego czynnika determinującego ich występowanie w określonym jeziorze. Występujący brak zróżnicowania pomiędzy sekwencjami w obrębie gatunku wskazuje na niską presję środowiska oraz rozmnażanie się tych grzybów poprzez zarodniki z pominięciem stadium płciowego (DESJARDINS 2006).

W badaniach własnych przeprowadzono analizę ekspresji genu Tri5, który koduje enzym syntazę trichodienu, katalizujący cyklizację oraz izomeryzację fosforanu furanylu do trichodienu. Stanowi on pierwszy gen, który bierze udział w biosyntezie trichotecenów. (EDWARDS i in. 2002). Trichoteceny podzielono na 4 grupy, pod względem ich budowy – A, B, C oraz D. Powszechnie występującymi trichotecenami w środowisku, są te należące do grupy A (T-2 toksyna, HT-2 toksyna, diacetoksycirpenol oraz neosolaniol), a także do grupy B (deoksyniwalenol i jego pochodne, niwalenol oraz fuzaryna X) (DESJARDINS 2006; PACKA 2006). Przeprowadzone testy komercyjne (bezpośredni test ELISA, Veratox for DON 5/5)

wykazały zerowe wartości dla 22 próbek, co oznacza, że te izolaty nie syntetyzują deoksyniwalenolu. Stanowi to zaledwie 16% wszystkich przebadanych prób. Pozostałe 84% izolatów *Fusarium* produkuje DON, a największe jego stężenia stwierdzono wśród izolatów *F. sporotichioides* na *Acorus calamus* oraz *F. armeniacum* na *Phragmites australis*. Może to oznaczać, że warunki ekofizjologiczne panujące w fyllosferze tych roślin oraz czynniki środowiskowe sprzyjają produkcji tej mykotoksyny. Jednocześnie należy zauważyć, że więcej niż połowę izolatów niezdolnych do syntezy DON stanowią próby z *F. armeniacum* pochodzące także z *Phragmites australis* oraz *Typha angustifolia* i *Glyceria maxima*. Tym samym potwierdzono, że zdolność grzybów do produkcji mykotoksyn jest cechą szczepu, a nie gatunku i zależy od bardzo wielu czynników (TAN I NIESSEN 2003; CHEŁCHOWSKI 2010).

We wszystkich jeziorach najwięcej prób z DON uzyskano ze stanowisk „dzikich", co wskazuje, że w miejscach tych mogło być największe stężenie mykotoksyn fuzaryjnych. Należy jednak pamiętać, że są to miejsca o największym zróżnicowaniu gatunkowym mikrogrzybów oraz ich roślin żywicielskich i tu należałoby szukać przyczyny korelacji między stężeniem mykotoksyn a typem środowiska.

Nawiązując do grzybic powierzchniowych i narządowych, najczęściej fitopatogeny wymienia się wśród czynników etiologicznych feohyfomykozy, keratomykozy, onychomykozy, hialohyfomykozy i grzybicy płuc. Rzadziej są one przyczyną otomykozy i chromoblastomykozy.

Feohyfomykoza to podskórne i głębokie grzybice wywoływane przez brązowo zabarwione grzyby, które w zakażonych tkankach występują w postaci fragmentów septowanej grzybni. Z dostępnej literatury wynika, że liczba grzybów wywołujących feohyfomykozy, wzrasta. W dalszym ciągu jednak, jako czynniki etiologiczne feohyfomykoz, najczęściej wymienia się grzyby z rodzajów *Alternaria, Exophiala, Bipolaris* czy *Curvularia*. Do jej postaci klinicznych należą: zakażenie rogówki, zmiany skórne o charakterze powierzchniowym i podskórnym (głównie po infekcjach pourazowych) dotyczącym głównie ramion i nóg, rzadziej innych części ciała (BARAN 1998; RICHARDSON I WARNOCK 2003), uogólnione zmiany narządowe z zajęciem mózgu, płuc, serca, nerek oraz kości (rzadziej wątroby, śledziony i węzłów chłonnych) (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Inną postacią kliniczną jest feohyfomykoza zatok przynosowych (głównie *Alternaria, Bipolaris, Curvularia*), która może rozsiewać się na sąsiednie tkanki. Rozpoczyna się zwykle od alergicznego nieżytu nosa i bólu twarzy. Grzyby z rodzajów *Alternaria* i *Culvularia* mogą być przyczyną martwiczych zmian przegrody nosa u osób z leukemią i immunosupresją. Bardzo niebezpieczna jest feohyfomykoza mózgu, która może powstać wskutek rozsiewu zakażenia drogą krwionośną z

płuc lub bezpośredniego zakażenia z zatok przynosowych (*Cladosporium, Bipolaris, Exophiala*). Feohyfomykoza notowana była także u osób z cukrzycą. Grzyby wnikają najczęściej przez mechaniczne uszkodzenia skóry, pod którą rozrastająca się grzybnia tworzy guzki, a z czasem otorbione ropnie (BARAN 1998; RICHARDSON I WARNOCK 2003; KRZYŚCIAK i in. 2011).

Wśród często wymienianych czynników sprawczych feohyfomykoz jest *Alternaria* alternata (HATTAB i in. 2019), *A. tenuissima, A. longipes* (GENÉ i in. 1995; DE HOOG I HORRÉ 2002). W próbkach klinicznych obserwowano również inne gatunki *Alternaria*, jak np. *A. chlamydospora* (CHARTOIS-LÉAUTÉ i in. 1995; BARTOLOME i in. 1999), *A. dianthicola* (MITCHELL i in. 1983) oraz kilka innych (PASTOR I GUARRO 2008).

ROLSTON i in. (1985) opisując przypadek zdrowej, młodej kobiety z przewlekłym zapaleniem zatok, podaje za sprawcę feohyfomykozy *Drechslera spicifera.* Sugerowano, że infekcje wywoływane przez gatunki z rodzaju *Drechslera* mogą w rzeczywistości stanowić zagrożenie dla zdrowego gospodarza (ROLSTON i in. 1985). Również KRZYŚCIAK i in. (2011) podaje przykład feohyfomykozy, która rozwinęła się u osoby z prawidłową odpornością. Wywołała ją *Curvularia*, która skolonizowała zatoki przynosowe inicjując przewlekłe, niespecyficzne, alergiczne zapalenie zatok, z zajęciem mózgu.

Feohyfomykozę opisali także CAMPBELL I AL.-HEDAITHY (1993) wywołaną przez *Ramichloridium mackenziei* C.K. Campb. & Al.-Hedaithy, u 8 pacjentów z Bliskiego Wschodu. Gatunek ten jest uważany za niebezpieczny, śmiertelny grzyb neurotropowy. Zgłoszono go także jako czynnik etiologiczny ropnia mózgu u mężczyzny z Indii (BADALI i in. 2010).

Kolejnym zakażeniem są tzw. keratomykozy, definiowane jako inwazyjne zakażenia zrębu rogówki. Powstają w wyniku wniknięcia zarodników grzyba do nabłonka rogówki podczas urazu mechanicznego. Notowane są głównie u osób pracujących na wolnym powietrzu, a czynnikami etiologicznymi keratomykozy mogą być różne grzyby pleśniowe. Spośród fitopatogenów najczęściej są to grzyby z rodzaju *Fusarium* (głównie *F. solani* i *F. oxysporum*), *Acremonium, Curvularia* i *Phoma* (BARAN 1998; RICHARDSON I WARNOCK 2003; KRZYŚCIAK i in. 2011). Infekcja rozpoczyna się bólem i zaczerwienieniem oczu. Z czasem pojawia się światłowstręt, osłabienie widzenia, owrzodzenia rogówki i nacieki (TANURE i in. 2000).

HOTTA i in. (2017), u kobiety zakażonej w przeszłości trądem, opisali przypadek nadinfekcji rogówki wywołanej przez *Acremonium, Stemphylium* oraz *α-Streptococcus*. Takie wielodrobnoustrojowe zapalenie rogówki z grzybami i bakteriami, może doprowadzić do ślepoty i jest bardzo trudne do leczenia. Według dostępnej literatury jest to pierwszy taki

przypadek, wywołany przez grzyby z rodzaju *Stemphylium*, rozpowszechnione na całym świecie i obejmujące przede wszystkim grzyby chorobotwórcze dla roślin (FRANCO i in. 2015). We wspomnianym przypadku, prawdopodobnie zarodniki grzybów zostały przeniesione ze środowiska zewnętrznego do rogówki pacjentki, której układ odpornościowy został poważnie osłabiony wcześniejszą chorobą i nie zdołał odbudować się. Bardzo rzadkie, grzybicze zapalenie rogówki wywołane przez gatunki z rodzaju *Periconia* opisali GUNASEKARAN i in. (2021). Jest to pierwsze doniesienie z ostatnich lat na temat ludzkiej keratomykozy spowodowanej przez wymienione wyżej grzyby.

Do bardzo częstych grzybic należy onychomykoza – grzybica paznokci (ściślej palucha). Jako czynniki etiologiczne podawane są głównie dermatofity, rzadko fitopatogeny. Jednak coraz częściej donosi się o zakażeniach wywołanych przez grzyby niedermatofitowe, lecz pleśniowe m.in. gatunki z rodzajów *Aspergillus, Fusarium, Acremonium* czy *Chaetomium*. Grzybice paznokci wywoływane przez grzyby pleśniowe stanowią od 1,45% do 17,6% wszystkich przypadków dermatomykoz (GIANNI i in. 2000). W 2013 roku KIM i in. (2013) opisali, pierwszy przypadek grzybicy paznokci wywołany przez *Chaetomium globosum* u 35-letniego mężczyzny, a MHMOUD i in. (2019) przypadek eumycetomy czarnego ziarna wytwarzanego przez *Chaetomium atrobrunneum* L.M. Ames u 32-letniego rolnika z Białego Nilu, w Sudanie Środkowym. Czynnikami czarnego ziarna, głównie w Afryce Zachodniej i Indiach, są również *Leptosphaeria senegalensis* Segretain, Baylet, Darasse & Camain oraz *L. tompkinsii* El-Ani (REVANKAR I SUTTON 2010).

W kontekście przyjętych badań badawczych nie sposób pominąć hialohyfomykoz. Są to grzybice powierzchniowe i głębokie wywoływane przez grzyby o strzępkach hialinowych. Podobnie jak w przypadku keratomykozy, powodowane są przez liczne grzyby, ale najczęściej wymienia się grzyby z rodzaju *Fusarium*, którym w niniejszej pracy poświęcono najwięcej zainteresowania.

Od człowieka, grzyby z rodzaju *Fusarium,* po raz pierwszy wyizolowali RITCHIE I PINKERTON w 1959 roku, ze zmienionych chorobowo paznokci stóp. W latach 60-tych i 70-tych, ZAIAS opisał kilka przypadków onychomykozy wywoływanej przez *F. oxysporum* (ZAIAS 1966; ZAIAS i in. 1969; ZAIAS 1972), a także donoszono o keratomykozach wywoływanych przez *F. solani*, czy też izolacji *Fusarium* spp. z owrzodzeń podudzi ran oparzeniowych (ENGLISH i in. 1971; ENGLISH 1972) oraz raz chirurgicznych (RICHARDSON I WARNOCK 1995). *F. oxysporum* należy do najczęstszych czynników etiologicznych zmian skórnych paznokci, głównie paluchów, natomiast *F. solani* wymieniany jest jako podstawowa przyczyna keratomykoz (OJI I STEELE 1982; ZAPATER I ARRECHEA 1975) oraz zmian międzypalcowych

stóp (PLOMER-NIEZGODA i in. 1994). Przyczyną keratomykoz mogą być również inne gatunki, na przykład *F. oxysporum* czy *F. verticillioides* (VISMER i in. 2002; GUARRO I GENÉ 1995).

Zakażenia grzybami z rodzaju *Fusarium* w większości przypadków występują w regionach umiarkowanych oraz subtropikalnych, jednak dzięki ich zdolnościom adaptacyjnym, notowane są biosferze wszystkich stref klimatycznych, zarówno w ekstremalnych obszarach arktycznych, pustyniach, czy też zielonych obszarach klimatu tropikalnego (WOLNY-KOŁADKA 2014). Przykładami występowania zakażeń grzybami z rodzaju *Fusarium* w różnych regionach świata, mogą być badania VISMERA i in. (2002), prowadzone na terenie Południowej Afryki. Autorzy Ci, z owrzodzenia rogówki wyizolowali bardzo rzadki gatunek – *F. dimerum*. Był on opisywany wcześniej jako przyczyna infekcji oczu, skóry, dróg moczowych, krwi i zapalenie wsierdzia (CAMIN i in. 1999) u pacjentów z neutropenią (POIROT i in. 1985). RAMAKRISHNA i in. (2010) opisują przypadek izolacji *F. solani* z owrzodzenia powstałego wskutek niewielkiego urazu stopy, u mężczyzny zmagającego się z cukrzycą typu II. Podobny przypadek został opisany także przez VAN DIJK i in. (1980).

W Polsce hialohyfomykozy wywołane przez grzyby z rodzaju *Fusarium* są notowane bardzo rzadko. Mogą o tym świadczyć 20-letnie badania mikologiczne przeprowadzone w Katedrze i Klinice Dermatologii i Wenerologii we Wrocławiu, podczas których grzyby z rodzaju *Fusarium* wyizolowano ze zmian skórnych 36 chorych, a tylko w 14 przypadkach *Fusarium* sp. było jedynym izolowanym grzybem (PLOMER-NIEZGODA i in. 1994). Po raz pierwszy w Polsce konkretny gatunek – *Fusarium solani* został wyizolowany przez DYNOWSKĄ (1998) z martwiczego owrzodzenia rany podudzia, powstałej wskutek zakłucia suchą łodygą kopru. Był to moment, kiedy w Katedrze Mykologii UWM w Olsztynie, grzyby z rodzaju *Fusarium* zaczęto traktować jako potencjalne czynniki etiologiczne (DYNOWSKA i in. 2011, 2016).

Pozostając w tematyce grzybic powodowanych przez fitopatogeny należy podkreślić, że do rzadkości należą grzybice płuc, głównie wywoływane przez grzyby z rodzaju *Aspergillus, Penicillium,* czy *Mucor,* co nie wyklucza znaczenia etiologicznego tych pierwszych zwłaszcza u osób z obniżoną odpornością (DYNOWSKA 2006). Do bardzo ciekawych należy przypadek pacjenta immunokompetentnego z zakażeniem płuc wywołanym przez *Botrytis* sp. opisany przez HASHIMOTO i in. (2019). Na kontrolnym badaniu rentgenowskim klatki piersiowej, u zdrowego, 62-letniego Japończyka zaobserwowano guzkowaty cień w prawym górnym polu płuca. Wyniki badania histopatologicznego wykazały martwicze ziarniaki oraz „kulę grzybową" zawierającą strzępki w kształcie litery Y. Analiza materiału po biopsji płuc, wykazała obecność *Botrytis* sp. Po resekcji płuc, nawrót nie nastąpił, a pacjent nie wymagał

dodatkowych leków. U osób z obniżoną odpornością, ciężkie infekcje oportunistyczne powodują także grzyby z rodzaju *Scolecobasidium*, które najczęściej powodują zmiany ziarniakowe płuc oraz mózgu (PUNDHIR i in. 2017).

Jeszcze rzadziej niż grzybica płuc wywołana przez fitopatogeny w literaturze opisywana jest grzybica ucha – otomykoza oraz zakażenia skóry właściwej lub naskórka. Otomykoza zazwyczaj dotyka zewnętrznego kanału słuchowego, jednak rzadko może obejmować ucho wewnętrzne, w szczególności u immunokompetentnych gospodarzy. Najczęściej identyfikowanymi gatunkami otomykozy są grzyby z rodzajów *Aspergillus* i *Candida* (ANWAR I GOHAR 2014), a spośród grzybów związanych z roślinami *Fusarium* spp. i *Botrytis* spp.

Należy podkreślić, że w literaturze, nie tylko z ostatnich lat, można znaleźć szereg konkretnych informacji dotyczących fitopatogenów jako czynników etiologicznych grzybic u ludzi. Najciekawsze przypadki dotyczą fitopatogenów rzadko wymienianych w etiologii grzybic. Jednym z nich jest *Arthrinium phaeospermum* grzyb chorobotwórczy rozprzestrzeniony na całym świecie, wyizolowany także w badaniach własnych. Jego gospodarzami są nie tylko rośliny, ale także zwierzęta i ludzie (LI i in. 2020). Po raz pierwszy został opisany w Chinach przez ZHAO i in. (1990) jako grzyb powodujący u ludzi grzybicę skóry. Potwierdzono wówczas, że grzyb ten może zniszczyć mieszki włosowe oraz gruczoły łojowe. Wytwarza liczne związki lipofilowe, które mogą doprowadzić do trwałego uszkodzenia skóry. BLOOR (2008) wykazał, że *A. phaeospermum* podczas infekowania ludzi może wytwarzać kwas artrynowy, a RAI (2010) wyizolował ze skóry pacjenta z węzłami rumieniowymi, *A. phaeospermum* var. *indicum*. DYLĄG i in. (2017), odnotowali obecność *Arthrinium arundinis* (Corda) Dyko & Sutton w płytce paznokciowej z grzybicą obejmującą 75% płytki u pacjenta z cukrzycą insulinozależną, ale autorzy Ci podkreślili, że ogólny stan mężczyzny był dobry.

Niezwykły przypadek związany jest z wyizolowaniem *Cercospora apii* Fresen. od 12-letniego indonezyjskiego chłopca, opisany został przez EMMONS i in. (1957) w artykule *„Basidiobolus and Cercospora from Human Infections*". Chłopiec miał całą twarz pokrytą zlewającymi się, niebiesko-czerwonymi obszarami stwardnienia, przypominającymi kwiaty kalafiora. Zmiany zaczęły się 11 lat wcześniej, od niewielkiego guzka na policzku. Biopsja wykazała obecność strzępek grzybów, a morfologia i wymiary zarodników potwierdziły obecność *Cercospora apii*. Należy zauważyć, że gatunki z rodzaju *Cercospora* wyizolowane w badaniach własnych, nie notowane były jako czynniki patogeniczności wobec ludzi. Jednakże przy odpowiednich uwarunkowaniach, mogą przypuszczalnie stanowić zagrożenie dla człowieka, szczególnie jeżeli mieści się on w grupie ryzyka.

Badania prowadzone w różnych krajach wskazują na rozszerzanie się spektrum antropopatogenów wśród grzybów związanych z roślinami. Oprócz wcześniej wymienionych przykładów należałoby zwrócić uwagę na rodzaje: *Epicoccum,* zwłaszcza *E. nigrum* (MD NOOR I AZIRA 2010), *Curvularia*, głównie *C. geniculata* (TERADA i in. 2014), *Acremonium, Verticillium* i *Paecilomyces*. Już wiele lat temu *Acremonium* sp. = *Cephalosporium* został uznany za przyczynę infekcji skóry (GUARRO i in. 1997). Infekcje wywoływane u ludzi przez grzyby należące do rodzaju *Acremonium*, występują dość rzadko, a jeśli dojdzie do infekcji, dotykają osób immunokompetentnych (FINCHER i in. 1991), jak również z obniżoną odpornością (DAS i in. 2010). W dostępnej literaturze, odnotowano kilka przypadków zlokalizowanych i ogólnoustrojowych infekcji obejmujących wiele narządów, w tym nawet mózg (FINCHER i in. 1991). W 2021, w Pakistanie, ANIS i in. (2021) opisują niezwykły przypadek ropnia mózgu spowodowany przez *Acremonium,* u 18-letniego mężczyzny, który doświadczył incydentu bliskiego utonięcia. Najprawdopodobniej w wodzie znajdowały się zarodniki *Acremonium*. Na uwagę zasługuje rodzaj *Verticillium* od wielu lat wymieniany jako czynnik etiologiczny keratomykozy, infekcji skórnych, zapalenia otrzewnej i zmian wątorobowo-śledzionowych (AMICI i in. 1994; SHIN i in. 2002; BASHIR i in. 2006; NEHEMY i in. 2006; WU i in. 2008; BADREDDINE i in. 2017), a ostatnio grzybiczego zapalenia jamy ustnej (HABIB i in. 2023). Natomiast *Paecilomyces* został wyizolowany od człowieka jeszcze w 1963 roku przez NEWSOMA i in. (1967), jako przyczyna śmiertelnego zapalenia wsierdzia, po wymianie zastawki mitralnej, a w ostatnich latach jest podawany jako przyczyna zapalenia płuc (BATARSEH i in. 2020).

Jak podkreślono wcześniej, grzybice wywoływane przez fitopatogeny notowane są głównie w krajach tropikalnych i subtropikalnych, ale coraz częściej dotyczą klimatu umiarkowanego (KRZYŚCIAK i in. 2011; KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018). Najprawdopodobniej jest to wynik ocieplania się klimatu oraz swobodnego przemieszczania się ludności i towarów w różne rejony świata. W transmisji mikrogrzybów czynnik antropogeniczny odgrywa istotną rolę, zarówno w aspekcie turystycznym jak i gospodarczym, co bezpośrednio przekłada się na znaczenie epidemiologiczne.

Przypadki chorób wywoływanych przez fitopatogeny są trudne do zdiagnozowania ze względu na bardzo podobne objawy początkowe i przebieg, często identyczny jak przy zakażeniu innymi grzybami pleśniowymi (np. *Aspergillus*). Zdecydowana ich większość, wnika przez uszkodzoną skórę lub rogówkę, rzadziej drogą inhalacyjną (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018).

Analizując strukturę taksonomiczną wyizolowanych mikrogrzybów w kontekście celu pracy i przyjętych hipotez należy stwierdzić, że zdrowotność roślin żywicielskich i ich ekologiczna kondycja jest dobra, zdecydowanie lepsza na stanowiskach o mniejszej antropopresji. W znacznym stopniu determinuje to dobry stan ekologiczny jezior położonych na terenie Olsztyna, które wykorzystywane są rekreacyjnie. Kilkadziesiąt gatunków mikrogrzybów kolonizujących fyllosferę *Phragmites australis, Glyceria maxima* czy *Carex* spp. świadczy, że rośliny te charakteryzuje wysoka odporność na rozwój infekcji. Jednocześnie, biorąc pod uwagę zdolność kumulacji wszelkiego rodzaju zanieczyszczeń przez roślinność przybrzeżną (zwłaszcza rodzaje wyżej wymienione) można przypuszczać, że zgromadzone w ich tkankach pierwiastki wpływają pozytywnie na rozwój grzybów. Najprawdopodobniej potencjał chorobotwórczy fitopatogenów, w połączeniu z uwarunkowaniami środowiskowymi i stanem fizjologicznym roślin jest na tyle słaby, że nie pozwala na rozwój infekcji, tylko na kolonizację.

Patrząc na uzyskane wyniki przez pryzmat znaczenia grzybów w ocenie sanitarnej jezior i ewentualnego zagrożenia epidemiologicznego należy przypuszczać, że znaczna część diaspor grzybów wyizolowanych z fyllosfery zbadanych roślin krąży w bioaerozolu wdychanego powietrza lub dostaje się do wody. W wodzie może tworzyć formy przetrwalnikowe i czekać na sprzyjające warunki do rozwoju. Mogą to być różnego typu szczątki organiczne zalegające w wodzie, naskórek lub skóra czy błony śluzowe osób kąpiących się. Jeżeli są to osoby predysponowane (KURNATOWSKA I KURNATOWSKI 2018) niebezpieczeństwo infekcji istnieje. Dlatego też, niezwykle ważne jest przestrzeganie higieny osobistej przed i po kąpieli w jeziorze oraz reagowanie na wszelkiego rodzaju zmiany pojawiające się na skórze, błonach śluzowych oraz na trudności w oddychaniu. W takim przypadku konieczna jest konsultacja medyczna i diagnostyka mikrobiologiczna, ze wskazaniem na grzyby potencjalnie chorobotwórcze.

Podsumowując, środowiskowe badania mykologiczne, nawet tak małej niszy ekologicznej jaką jest fyllosfera makrohydrofitów, mogą dostarczyć wiele cennych informacji dla biologów różnych specjalności: od taksonomów, ekologów i hydrobotaników, poprzez fitopatologów do mykologów medycznych. Dla tych pierwszych, najważniejsze wydają się być dane dotyczące gatunków nienotowanych w Polsce, dla fitopatologów – nowi żywiciele patogenów roślin, a dla ostatnich – informacje o liczebności i zróżnicowaniu gatunków potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka i ich naturalnych rezerwuarach.

6. Wnioski

1. Uzyskane wyniki dowodzą, że fyllosfera roślinności przybrzeżnej jezior w środowisku antropogenicznym charakteryzuje się dużym zróżnicowaniem mikrogrzybów o różnym statusie troficznym, w tym bardzo licznych fitopatogenów, interesujących w kontekście chorób o etiologii grzybiczej.
2. Zróżnicowanie roślinności przybrzeżnej jest determinowane przez jezioro (jego charakter, usytuowanie, sposób użytkowania), natomiast zróżnicowanie mikrogrzybów z nią związanych przez warunki ekofizjologiczne panujące w fyllosferze.
3. Występowanie, we wszystkich zbadanych jeziorach, wspólnych gatunków mikrogrzybów na tych samych roślinach żywicielskich (np. *Phragmites australis, Glyceria maxima*) świadczy, że warunki środowiskowe panujące w fyllosferze tych roślin są podobne i preferowane przez te same gatunki grzybów.
4. Biorąc pod uwagę doniesienia literaturowe oraz fakt wyizolowania z *Phragmites australis* aż 3 gatunków grzybów nie notowanych w Polsce (*Chaetospermum chaetosporum, Pseudoseptoria donacis, Selenophoma straussiana*) należy sądzić, że roślina ta jest sukcesywnie zasiedlana przez nowe gatunki mikrogrzybów. Może to wynikać z braku badań w tym kierunku, spadku odporności trzciny lub wzrastającej ekspansywności grzybów.
5. Ponad 1/3 wszystkich wyizolowanych gatunków fitopatogenów stanowią grzyby potencjalnie chorobotwórcze dla człowieka, które są bardzo rzadko analizowane w polskiej mykologii medycznej jako czynniki etiologiczne. Wyjątek stanowią rodzaje *Cladosporium* i *Alternaria.*
6. Zdecydowanie więcej uwagi należałoby poświęcić także innym rodzajom grzybów związanych troficznie z roślinami, które dysponują potencjałem chorobotwórczym pozwalającym na skolonizowanie ontosfery człowieka, a w określonych warunkach na wywołanie choroby.
7. Najbardziej niebezpieczne i działające najwszechstronniej wydają się być grzyby z rodzaju *Fusarium,* które u osób predysponowanych, zdolne są do wywołania mykozy, mykotoksykozy i mykoalergozy. Szczególnej uwagi wymagają środowiska bytowania *Fusarium*, a jednym z nich jest środowisko wodne i roślinność z nim związana, stosunkowo słabo zbadane pod kątem występowania tych grzybów.

8. Należałoby zmienić dotychczasowe podejście większości diagnostów laboratoryjnych do obecności fitopatogenów w materiałach klinicznych i traktowania tych grzybów jako potencjalne czynniki chorobotwórcze, a nie jak zanieczyszczenia.

7. Piśmiennictwo

1. ABDELWEHAB S.A., EL-NAGERABI S.A.F., ELSHAFIE A.E. 2014. Mycobiota Associated with Imported Seeds of Vegetable Crops in Sudan. The Open Mycology Journal, Vol.8: 156-173. https://doi.org/10.2174/1874437001408010156
2. ADAMCZEWSKI A. 2007. Grzyby mikroskopowe roślin szuwarowych jezior Marta i Sitno w Drawieńskim Parku Narodowym. Praca magisterska. Akademia Rolnicza w Szczecinie. Wydział Nauk o Żywności i Rybactwa, Szczecin.
3. ADAMSKA I., MADEJ T., CZERNIAWSKA B., BŁASZKOWSKI J. 1999. Parasitic and saprotrophic fungi from Słowiński National Park. Acta Mycol. Vol.34(1): 97-103. https://doi.org/10.5586/am.1999.008
4. ADAMSKA I., BŁASZKOWSKI J. 2000. Microscopic fungus-like organisms and fungi of the Słowiński National Park. I. Acta Mycol. Vol. 35(2): 243-259. https://doi.org/10.5586/am.2000.023
5. ADAMSKA I., CZERNIAWSKA B., DZIĘGIELEWSKA M. 2010. Grzyby pasożytnicze roślinności oczek śródpolnych na terenach użytkowanych rolniczo. Proceedings of ECOpole 4(1): 93-98.
6. ADAMSKA I. 2013. Zróżnicowanie zbiorowisk grzybów mikroskopijnych w odniesieniu do zróżnicowania zbiorowisk roślinnych w Słowińskim Parku Narodowym. Rozprawa habilitacyjna. Wydawnictwo Uczelniane Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie, s. 1-247.
7. ADAMSKI Z., BATURA-GABRYEL H. (red.) 2007. Mikologia lekarska. Uniwersytet Medyczny im. Karola Marcinkowskiego, Poznań: 7-8.
8. ADAMSKI Z., HENKE K., ZAWIRSKA A., KUBISIAK-RZEPCZYK H. 2008. Rola grzybów w etiopatogenezie chorób alergicznych. (Wrocław, 2008) W: BARAN E. (red.) Mikologia – co nowego?: 30-42.
9. AMICI G., GRANDESSO S., MOTTOLA A., VIRGA G., TEODORI T., MARESCA M.C., BOCCI C. 1994. *Verticillium* Peritonitis in a Patient on Peritoneal Dialysis. Am J Nephrol 14(3): 216-219. https://doi.org/10.1159/000168718
10. ANIS A., SAMEEULLAH F., BHATTI J.M. 2021. A Rare Case of Brain Abscesses Caused by *Acremonium* Species. Cureus 13(4): e14396. https://doi.org/10.7759/cureus.14396
11. ANWAR K., GOHAR M.S. 2014. Otomycosis; Clinical features, predisposing factors and treatment implications. Pakistan Journal of Medical Sciences Online, 30(3): 564-7. https://doi.org/10.12669/pjms.303.4106

12. APINIS A.E., CHESTERS C.G.C., TALIGOOLA H.K. 1972. Colonisation of Phragmites communis leaves by fungi. Nova Hedvigia 23: 113−124.
13. BADALI H., CHANDER J., BANSAL S., AHER A., BORKAR S.S., MEIS J.F., DE HOOG G.S. 2010. First Autochthonous Case of *Rhinocladiella mackenziei* Cerebral Abscess Outside the Middle East. Journal of Clinical Microbiology, Vol.48(2): 646-649. https://doi.org/10.1128/JCM.01855-09
14. BADENOCH P.R., HALLIDAY C.L., ELLIS D.H., BILLING K.J., MILLS R.A.D. 2006. *Ulocladium atrum* Keratitis. Journal of Clinical Microbiology, Vol. 44(3): 1190-1193. https://doi.org/10.1128/JCM.44.3.1190-1193.2006
15. BADREDDINE S., AL AMOUDI A., ABDELRAUF B., AL-KATHEERI A., ALMUTAWA A., AL-GHAMDI S. 2017. *Verticillium* species skin infection in a renal transplant patient. Exp Clin Transplant. 1: 105–7. https://doi.org/10.6002/ect.2016.0144
16. BAJEROWSKI T. 1982. Inwentaryzacja i próba oceny terenów otwartych miasta Olsztyna. Praca magisterska. Akademia Rolniczo-Techniczna w Olsztynie. Wydział Geodezji i Urządzeń Rolnych, Olsztyn.
17. BARAN E. 1998. Zarys mikologii lekarskiej. Volumed, Wrocław.
18. BARNETT H.L. 1960. Ilustrated of Genera of Imperfect Fungi. Second Edition. Burgess Publishing Company, Morgantown.
19. BARTOLOME B., VALKS R., FRAGA J., BUENDíA V., FERNÁNDEZ-HERRERA J., GARCíA-DíEZ A. 1999. Cutaneous alternariosis due to *Alternaria chlamydospora* after bone marrow transplantation. Act Derm Venereol; 79: 244. https://doi.org/10.1080/000155599750011165
20. BARTOSZUK H. 2003. Wpływ terminu wykaszania na zdolność odnawiania się trzciny i skład gatunkowy zbiorowisk. Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie, T.3, z.1: 139-155.
21. BASHIR G., THOKAR M., AHMAD S., FOMDA B., LONE R., FAZILI T. 2006. Fungemia caused by *Verticillium* species in an immunocompromised child. Ind J Med Microbiol. 24(1). https://doi.org/10.4103/0255-0857.19901
22. BATARSEH R.Y., SHEHATA M., BECKER M.D., SIGDEL S., HE P., SHWEIHAT Y.R. 2020. *Paecilomyces* in an immune competent host. IDCases, Vol.21: e00885. https://doi.org/10.1016/j.idcr.2020.e00885
23. BEGUIN H., NOLARD N. 1994. Mould biodiversity in homes. II. Air and surface analysis of 130 dwellings. Aerobiologia, 10,157-166.
24. BIEDUNKIEWICZ A., KOWALSKA K., SCHULZ L., STOJEK K., DYNOWSKA M., EJDYS E., SUCHARZEWSKA E., KUBIAK D. 2014. Mycological monitoring of selected aquatic

ecosystems in the context of epidemiological hazards. Drinking water. Annals of Parasitology, 60(3): 191-198.

25. BIEDUNKIEWICZ A., GÓRALSKA K. 2016. Microfungi Potentially Pathogenic for Humans Reported in Surface Waters Utilized for Recreation. Clean – Soil, Air, Water 2016, 44(6): 599-609. https://doi.org/10.1002/clen.201500696
26. BIEDUNKIEWICZ A., SUCHARZEWSKA E., KULESZA K., NOWACKA K., KUBIAK D. 2020. Phyllosphere of Submerged Plants in Bathing Lakes as a Reservoir of Fungi – Potential Human Pathogens. Microb Ecol 79, 552-561. https://doi.org/10.1007/s00248-019-01447-y
27. BLOOR S. 2008. Arthrinic Acid, a Novel Antifungal Polyhydroxyacid from *Arthrinium phaeospermum*. J. Antibiot. 61(8): 515-517. https://doi.org/10.1038/ja.2008.69
28. BŁASZKOWSKI J. 1995. Biotic effects of mycoflora of leaves, glumes and seeds on *Septoria nodorum* following *Triticum aestivum* treatment with fungicides. Acta Mycol. 30, 223-232. https://doi.org/10.5586/am.1995.020
29. BOGOMOLOVA E. V., MINTER D. W. 2003. *Torula herbarum*. Descriptions of Fungi and Bacteria. Descriptions of Fungi and Bacteria. CABI. https://doi.org/10.1079/DFB/20056401559
30. BOJANOWSKA I., BIELICKA A., GANCZAREK P., ŚWIERK K. 2004. Azot i fosfor – substancje odżywcze czy toksyczne. Konferencja Naukowa – Polska Chemia w Unii Europejskiej, Gdańsk.
31. BRANDENBURGER W. 1985. Parasitische Pilze an Gefößpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verglag. Stuttgart – New York.
32. BRASILEIRO B.T.R.V., COIMBRA M.R.M., DE MORAIS JR. M.A., DE OLIVEIRA N.T. 2004. Genetic Variability within *Fusarium solani* Specie as Revealed by PCR-Fingerprinting Based on PCR Markers. Brazillian Journal of Microbiology, 35: 205-210. ISSN 1517-8382. https://doi.org/10.1590/S1517-83822004000200006
33. BUZZINI P., BRANDA E., GORETTI M., TURCHETTI B. 2012. Psychrophilic yeasts from worldwide glacial habitats: diversity, adaptation strategies and biotechnological potential. FEMS Microbiol Ecol 82: 217-241. https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2012.01348.x
34. CAMIN A.M., MICHELET C., LANGANAY T., et al. 1999. Endocarditis due to *Fusarium dimerum* four years after coronary artery bypass grafting. Clin Infect Dis 28: 150.

35. CAMPBELL C.K., AL-HEDAITHY S.S.A. 1993. Phaeohyphomycosis of the brain caused by *Ramichloridium mackenziei* sp. nov. in middle eastern countries. Journal of Medical and Veterinary Mycology 31: 325-332. https://doi.org/10.1080/02681219380000391
36. CHARTOIS-LÉAUTÉ AG., WOLFROM E., DE BIÉVRE C., GENIAUX M., COUPRIE B. 1995. Alternariose cutanéeá *Alternaria chlamydospora*. J Mycol Méd; 5: 182–183.
37. CHEŁKOWSKI J. 2010. Mikotoksyny, grzyby toksynotwórcze i mikotoksykozy (online). https://www.cropnet.pl/dbases/mycotoxins.pdf.pl.2010
38. CHISCHOLM S.T., COAKER G., DAY B., STASKAWICZ B.J. 2006. Host-microbe interactions: shaping the evolution of the dant immune response. Cell. 124, 803-814. https://doi.org/10.1016/j.cell.2006.02.008
39. CHLEBICKI A. 2002. Biogeographic relationships between fungi and selected glacial relict plants. Monogr. Bot. 90: 1–230.
40. CIECIERSKA H., HOŁDYŃSKI CZ. 2013. Interdyscyplinarne i aplikacyjne znaczenie nauk botanicznych. Dziedzictwo Przyrodnicze Warmii, Mazur i Powiśla. Przewodnik do warsztatów terenowych 56. Zjazdu Polskiego Towarzystwa Botanicznego, Olsztyn, 24-30 czerwca 2013.
41. CROUS P.W., GIRALDO A., HAWKSWORTH D.L., ROBERT V., KIRK P.M., GUARRO J., ROBBERTSE B., SCHOCH C.L., DAMM U., TRAKUNYINGCHAROEN T., GROENEWALD J.Z. 2014. The Genera of Fungi: fixing the application of type species of generic names. IMA FUNGUS, Vol.5(1): 141-160. https://doi.org/10.5598/imafungus.2014.05.01.14
42. CZACHOROWSKI S. 2004. Opisywanie biocenozy – zoocenologia, skrypt elektroniczny dla magistrantów. Maszynopis dostępny w formacie PDF na www.uwm.edu.pl/czachor/publik/pdf-inne/zoocenozy.pdf
43. CZERNIAWSKA B., ADAMSKA I., DZIĘGIELEWSKA M. 2010. Grzyby pasożytnicze występujące na roślinności szuwarowej eutroficznego jeziora Wąsosze. Proceedings of ECOpole, Vol. 4(2): 329-333.
44. CZERWIŃSKA D. 2014. *Micromycetes* roślin w zbiorowiskach szuwarowych Drawieńskiego Parku Narodowego. Praca doktorska, Wydział Nauk o Żywności i Rybactwa, Katedra Hydrobiologii, Ichtiologii i Biotechnologii Rozrodu, Szczecin.
45. CZUCHRA K. 1997. Hydrobotaniczne oczyszczalnie ścieków. Wydawnictwo Zielone Brygady, 22, Kraków.
46. CZYŻ H., DAWIDOWSKI B. 2003. Surowce odnawialne i ich wykorzystanie. Materiały z konferencji „Energia odnawialna na Pomorzu Zachodnim", Szczecin 2003; 163-172.

47. DAS S., SAHA R., DAR S.A., RAMACHANDRAN V.G. 2010. *Acremonium* species: a review of the etiological agents of emerging hyalohyphomycosis. Mycopathologia, 170(6): 361-75. https://doi.org/10.1007/s11046-010-9334-1
48. DE HOOG GS, HORRÉ R. 2002. Molecular taxonomy of the *Alternaria* and *Ulocladium* species from humans and their identification in the routine laboratory. Mycoses; 45: 259–276. https://doi.org/10.1046/j.1439-0507.2002.00747.x
49. DESJARDINS A.E. 2006. *Fusarium*, mycotoxins, chemistry, genetics and biology. APS Press, St. Paul, USA pp. 259.
50. DUNALSKA J., CIECIERSKA H., NAPIÓRKOWSKA-KRZEBIETKE A., RUSZCZYŃSKA J., SIEŃSKA J., SZYMAŃSKI D. 2017. Jeziora Olsztyna – najpiękniejszy dar natury. Stan troficzny i ekologiczny. Wyd. Mantis, Olsztyn.
51. DURSKA B. 1974. Studia nad grzybami pasożytniczymi roślin występujących w litoralu zbiorników wodnych Pojezierza Mazurskiego. Acta Mycol. Vol. X(1): 73-141.
52. DYLĄG M., HRYNCEWICZ-GWÓŹDŹ A., JAGIELSKI T. 2017. *Onychomycosis* Due to *Arthrinium arundinis*: A Case Report. Acta Derm Venereol. 6; 97(7): 860-861. https://doi.org/10.2340/00015555-2673
53. DYLĄG M., SPYCHAŁA K., ZIELINSKI J., ŁAGOWSKI D., GNAT S. 2022. Update on *Stachybotrys chartarum* – Black Mold Perceived as Toxigenic and Potentially Pathogenic to Humans. Biology (Basel) 11(3: 352. https://doi.org/10.3390/biology11030352
54. DYNOWSKA M. 1983. Badania nad grzybami z rodzaju *Typhula* Fr. emend Karst. Pochodzącymi z terenu województwa olsztyńskiego. I. Acta Mycol. 19(2): 283-296.
55. DYNOWSKA M. 1984. Badania nad grzybami z rodzaju *Typhula* . *II.* Właściwości biologicze. Acta Mycol. 20(1): 71-94.
56. DYNOWSKA M. 1986. *Typhula variabilis* Riess. Acta Mycol. 22(1): 35-42. https://doi.org/10.5586/am.1986.003
57. DYNOWSKA M. 1993. Wrażliwość niektórych grzybów pasożytniczych na zanieczyszczenia miejskie. Materiały z Sympozjum „Biotyczne środowisko uprawne a zagrożenia chorobowe roślin" ART, Olsztyn: 157-161.
58. DYNOWSKA M. 1994. A comparison of urban and suburban occurrence of *Erysiphales* with special emphasis on degree of host infection. Acta Soc. Bot. Pol. 63: 341-344. https://doi.org/10.5586/asbp.1994.047

59. DYNOWSKA M. 1995. Drożdże i grzyby drożdżopodobne jako czynniki patogenne i bioindykatory ekosystemów wodnych. Praca habilitacyjna. Studia i Materiały WSP, Nr 77, Olsztyn.
60. DYNOWSKA M. 1996. Attempt at application of *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl. in bioindication. Phytopathol. Pol. 11: 93-96.
61. DYNOWSKA M. 1998. Hialophyphomycosis of the shank caused by *Fusarium solani.* Mikol. Lek., 5(4): 241-245.
62. DYNOWSKA, M., BIEDUNKIEWICZ, A. 1998. Comparison of enzymatic activity of selected yeast – like fungi isolated from lakes and astatic reservoirs. Acta Mycologica, 33(1): 37-42.
63. DYNOWSKA M., FIEDOROWICZ G., KUBIAK D. 1999. Contributions the distribution of *Erysiphales* in Poland. Acta Mycol. 34(1): 141-146. https://doi.org/10.5586/am.1999.006
64. DYNOWSKA M., EJDYS E. 1999. Grzyby chorobotwórcze dla człowieka. *Fungi pathogenic for humans*. Biologia w Szkole, 1, 21–26.
65. DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A. 2001. Grzyby o wzrastającej ekspansywności. Wiad. Parazytol. 47: 609-613.
66. DYNOWSKA M., SUCHARZEWSKA E. 2001. Grzyby fitopatogeniczne w bioindykacji. Acta Bot. Warmiae et Masuriae 1: 141-146.
67. DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A., EJDYS E. 2001. Pathogenic yeast – like fungi with bioindicators properties, „Polish Journal of Environmental Study", 10: 13–16.
68. DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ-ZIOMEK A., KISICKA I. 2005. Enzymatic activity of yeast-like fungi isolated from different types of waters, „Ecohydrology and Hydrobiology", 5: 147–153.
69. DYNOWSKA M. 2006. Kliniczne aspekty zakażeń grzybami pleśniowymi. [W] GRAJEWSKI J. (red.) Mikotoksyny i grzyby pleśniowe. Zagrożenia dla człowieka i zwierząt. Wyd. UKW, Bydgoszcz: 64-80.
70. DYNOWSKA M., PACYŃSKA J. 2009. Miejsce grzybów w monitoringu środowiskowym . [W:] GARBACZ J.K. (red.) Diagnozowanie stanu środowiska. Materiały badawcze-prognozy. Prace Komisji Ekologii i Ochrony Środowiska Bydgoskiego Towarzystwa Naukowego, Bydgoszcz, t. III: 55-61.
71. DYNOWSKA M. 2011. Podstawy diagnostyki laboratoryjnej grzybów potencjalnie chorobotwórczych z różnych grup morfologicznych i ekofizjologicznych. [W:]

DYNOWSKA M., EJDYS E. (red.): Mikologia laboratoryjna. Wyd. Uniw. Warmińsko-Mazurskiego, Olsztyn 2011, 147-155.

72. DYNOWSKA M., EJDYS E. 2011. Mikologia laboratoryjna. Wyd. Uniw. Warmińsko-Mazurskiego, Olsztyn.
73. DYNOWSKA M., GÓRALSKA K., BARAŃSKA G., TROSKA P., EJDYS E., SUCHARZEWSKA E., TENDERENDA M. 2011 (A). Importance of Potato-Dextrose Agar medium in isolation and identification of fungi of the genus *Fusarium* obtained from clinical materials. Medical Mycology/Mikologia. 18(3): 159-164.
74. DYNOWSKA M., SUCHARZEWSKA E., BARAŃSKA G., TROSKA P. 2011 (B). Grzyby z rodzaju *Fusarium* w mikologii medycznej. Sympozjum Naukowe PTFit: „Fitopatologia, zdrowe rośliny – zdrowi ludzie". Bydgoszcz, 20-22.09.2011: 132-134.
75. DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A. 2013. Mikrogrzyby o potencjalnych właściwościach bioindykacyjnych. [W:] DYNOWSKA M., CIECIERSKA H. (red.) Biologiczne metody oceny stanu środowiska. T. II – Ekosystemy wodne. UWM w Olsztynie, Wyd. Mantis, s.284-309.
76. DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A., EJDYS E., SUCHARZEWSKA E., KUBIAK D. 2013. Propozycje zastosowania wybranych mikrogrzybów w monitoringu ekosystemów wodnych (w) Diagnozowanie stanu środowiska. Metody badawcze – prognozy, red. J.K. Garbacz, BTN Bydgoszcz, Tom VII, s.95-102.
77. DYNOWSKA M., TROSKA P., EJDYS E., SUCHARZEWSKA E., BIEDUNKIEWICZ A. 2016. Udział fitopatogenów w etiologii schorzeń grzybiczych – *Fusarium* spp. Materiały 57 Zjazdu PTB „Botanika – tradycja i nowoczesność". Lublin, 27.06-3.07.2016: 212.
78. DYNOWSKA M. 2018A. Zmienność natury grzybów i jej znaczenie. [W:] KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. (red.): Mykologia medyczna. Edra Urban & Partner, Wrocław: 17-25.
79. DYNOWSKA M. 2018B. Grzyby w zakażeniach szpitalnych. [W:] KURNATOWSKA A. KURNATOWSKI P. (red.) Mykologia Medyczna. Edra Urban & Partner, Wrocław: 250-261.
80. DZIKA E., KUSZTAŁA M., KOZŁOWSKI J. 2008. Metazoan parasite fauna of fish species from Lake Kortowskie. Archives of Polish Fisheries. Vol. 16, Fasc,1: 75-86. https://doi.org/10.2478/s10086-008-0006-4
81. EDWARDS S.G., O'CALLAGHAN J., DOBSON D.W. 2002. PCR-based detection and quantification of mycotoxigenic fungi-review. Mycol. Res. 106: 1005-1025. https://doi.org/10.1017/S0953756202006354

82. ELLIS M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Conmonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.
83. ELLIS M.B., ELLIS J.D. 1985. Microfungi on Land Plants. An Identification Handbook, Macmillan Publishing Company, New York.
84. EMMONS C.W., LIE-KIAN-JOE, NJO-INJO TJOEI ENG, POHAN A., KERTOPATI S., VAN DER MEULEN A. 1957. *Basidiobolus* and *Cercospora* from human infections. Mycologia, Vol. XLIX, No.1: 1-10. https://doi.org/10.2307/3755723
85. ENGLISH M.P., SMITH R.J., HARMAN R.R. 1971. The fungal flora of ulcerated legs. Br. J. Dermatol., 84: 567-581.
86. ENGLISH M.P. 1972. Observations on strains of *Fusarium solani, Fusarium oxysporum* and *Candida parapsilosis* from ulcerated legs. Sabouraudia, 10: 35-42.
87. FALIŃSKA K. 1997. *Ekologia roślin.* Wydawnictwo Naukowe PWN, Poznań: 1-456.
88. FESLIE J.F., SUMMERELL B.A. 2006. The *Fusarium* Laboratory Manual. Blackwell Publishing, USA.
89. FINCHER R.M., FISHER J.F., LOVELL R.D., NEWMAN C.L., ESPINEL-INGROFF A., SHADOMY H.J. 1991. Infection due to the fungus *Acremonium* (*Cephalosporium*). Medicine (Baltimore), 70(6): 398-409. https://doi.org/10.1097/00005792-199111000-00005
90. FINK-GRERNMELS J. 1999. Mycotoxins: Their implications for human and animal health. Veterinary Quarterly, 21(4): 115-120. https://doi.org/10.1080/01652176.1999.9695005
91. FISZER A., DWORECKI Z. 2012. Badania współczynnika trwałości peletów z trzciny pospolitej. Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering, Vol.57 (2): 69-72.
92. FRANCO M.E., LÓPEZ S., MEDINA R., SAPARRAT M.C., BALATTI P. 2015. Draft genome sequence and gene annotation of *Stemphylium lycopersici* strain CIDEFI-216. Genome Announc.;3:e01069. https://doi.org/10.1128/genomeA.01069-15
93. FURGAŁA-SELEZNIOW G., CUDNIK M., SKRZYPCZAK A., MAMCARZ A. 2011. Zmiany w przestrzeni turystycznej jezior pod wpływem użytkowania rekreacyjnego ich strefy brzegowej (na przykładzie jezior Skanda i Kortowskie). [W:] (red.) DURYDIWKA M., DUDA-GROMADA K. Przestrzeń turystyczna. Czynniki, różnorodność, zmiany. Uniwersytet Warszawski Wydział Geografii i Studiów Regionalnych, Warszawa.
94. GAREIS M. 1994A. Maskierte Mykotoxine. Übers. Tierernährg., 22: 104-113.

95. GARRIGÓS A.R., GARCÍA M.H. 1992. Catálogo Actualizado de Los Hongos Superiores de La Provincia de Albacete. Instituto de Estidios Albacetenses de la Excma. Diputación de Albacete, Sere 1 – Estudios – Núm.61.
96. GAWROŃSKA H., LOSSOW K., GROCHOWSKA J. 2005. Rekultywacja Jeziora Długiego w Olsztynie. Wyd. Edycja, Olsztyn.
97. GENÉ J., AZÓN-MASOLIVER A., GUARRO J. et al. 1995. Cutaneous phaeohyphomycosis caused by *Alternaria longipes* in an immunosuppressed patient. J Clin Microbiol; 33: 2774–2776. https://doi.org/10.1128/jcm.33.10.2774-2776.1995
98. GERLACH D. 1972. Zarys mikrotechniki botanicznej. PWRiL, Warszawa.
99. GIANNI C., CERRI A., CROSTI C. 2000. Non-dermatophyticonychomycosis. An understimated entity? A study of 51 cases. Mycoses; 43: 29-33. https://doi.org/10.1046/j.1439-0507.2000.00547.x
100. GLIŃSKI W., RUDZKI E. 2002. Alergologia dla lekarzy. Czelej, Lublin
101. GOLIŃSKA B. 2001. Tajemnice trzciny pospolitej. Poradnik gospodarski 12: 14-15.
102. GOŁĘBNIAK B., KAROLEWSKI Z. 2008. Wpływ warunków atmosferycznych na występowanie chorób na ozdobnych krzewach liściastych w wybranych parkach Poznania w latach 2006-2007. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 531: 51-56.
103. GRAJEWSKI J., TWARUŻEK M. 2004. Zdrowotne aspekty oddziaływania grzybów pleśniowych i mikotoksyn. Alergia, 3: 45-49.
104. GRAJEWSKI J. 2006. Mikotoksyny i grzyby pleśniowe. Zagrożenia dla człowieka i zwierząt. Wyd. UKW, Bydgoszcz.
105. GROCHOWSKA J., BRZOZOWSKA R., ŁOPATA M. 2013. Durability of changes in phosphorus compounds in water of an urban lake after application of two reclamation methods. Water Science and Technology, 68,1, 234-239. https://doi.org/10.2166/wst.2013.249
106. GROCHOWSKA E. 2013. Rezerwat Redykajny – olsztyńskie torfowisko. Moje Mazury, Olsztyn.
107. GUARRO J., GENÉ J. 1995. Opportunistic fusarial infectionsin humans. Eur J Clin Microbiol Infect Dis 14: 741-754.
108. GUARRO J., GAMS W., PUJOL I., GENÉ J. 1997. *Acremonium* species: new emerging fungal opportunists – in vitro antifungal susceptibilities and review. Clin Infect Dis, 25(5): 1222-9. https://doi.org/10.1086/516098
109. GUBLEIFSSON B.E. 1981A. Some foliicolous fungi on grasses in North Iceland. Acta Bot. Isl. 6: 3-10.

110. GUNASEKARAN R., JANAKIRAMAN D., RAJAPANDIAN S.G.K., APPAVU S.P., VENKATESH P.N., PRAJNA L. 2021. *Periconia* species – An unusual fungal pathogen causing mycotic keratitis. Indian Journal of Medical Microbiology, Vol.39(1): 36-40. https://doi.org/10.1016/j.ijmmb.2020.10.006
111. HABIB S., NAVED N., AWAN M.S. 2023. Oral mycotic infection caused by a rare *Verticillium* species – a case report. BMC Oral Health 23: 441. https://doi.org/10.1186/s12903-023-03128-2
112. HARRISON P.T. 1999. Creature comforts-living with mites and moulds. Clin. Exper. Allergy, 29, 148-149.
113. HASHIMOTO S., TANAKA E., UEYAMA M., TERADA S., INAO T., KAJI Y., YASUDA T. et al. 2019. A case report of pulmonary *Botrytis* sp. infection in an apparently healthy individual. BMC Infect Dis. 19: 684. https://doi.org/10.1186/s12879-019-4319-2
114. HATTAB Z., LASFAR N.B., ABID M., BELLAZREG F., FATHALLAH A., HACHFI W., LETAIEF A. 2019. *Alternaria alternata* infection causing rhinosinusitis and orbital involvement in an immunocompetent patient. New Microbes New Infect. 32: 100561. https://doi.org/10.1016/j.nmni.2019.100561
115. HELMAN M. 1998. Zastosowanie systemów hydrofitowych do porządkowania gospodarki wodno-ściekowej w gminie. Metody oczyszczania ścieków. Ogólnopolskie Towarzystwo Zagospodarowywania Odpadów „3R", Kraków. Towarzystwo na Rzecz Ziemi, Andrychów.
116. HOSSAIN M.A., MOHAMED S.A., GHANNOUM M.A. 2004. Attributes of *Stachybotrys chartarum* and its association with human disease. Journal of Allergy and Clinical Immunology 113(2): 200-8. https://doi.org/10.1016/j.jaci.2003.12.018
117. HOTTA F., EGUCHI H., NISHIMURA K., KOGISO M., ISHIMARU M., KUSAKA S., SHIMOMURA Y., YAGUCHI T. 2017. A super-infection in the cornea caused by *Stemphylium, Acremonium,* and α-*Streptococcus*. Ann Clin Microbiol Antimicrob. 16: 11. https://doi.org/10.1186/s12941-017-0187-z
118. HYDE K.D., GOH T.H., STEINKE T. 1996. *Nawawia dendroidea,* a new synnematous hyphomycete from submergea *Phragmites* in South Africa. Mycol. Res. 100(7): 810-814.
119. JAGE H., KRUSE J., KUMMER V., CASPARI S., REGIN H., SCHMITT J.A. 2013A. Beitrag zur Kenntnis der Phytoparasitenflora (Fungi, Chromista) des Saarlandes. Abh. DELATTINIA 39: 27-78.

120. JAHNZ-RÓŻYK K. 2008. Wprowadzenie do alergii na antygeny grzybów pleśniowych. Pol. Merk. Lek., XXIV, Supl. 1,7.
121. JESTOI M. 2008. Emerging fusarium-mycotoxins fusaproliferin, beauvericin, enniatins, and moniliformin: a review. Crit Rev Food Sci Nutr. Jan;48(1): 21-49. https://doi.org/10.1080/10408390601062021
122. JEZIERSKA-MADZIAR M., PIŃSKWAR P. 2008. Zagrożenia dla gospodarki rybackiej wynikające z postępującej eutrofizacji śródlądowych wód powierzchniowych. Użytkownik Rybacki – Nowa Rzeczywistość. PZW, Poznań, 70-77.
123. JIANG H., PHOOKAMSAK R., HONGSANAN S., BHAT D.J., MORTIMER P.E., et al. 2022. A review of bambusicolous *Ascomycota* in China with an emphasis on species richness in southwest China. Studies in Fungi 7:20. https://doi.org/10.48130/SIF-2022-0020
124. KAJAK Z. 2001. Hydrobiologia i limnologia: ekosystemy wód śródlądowych. Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa.
125. KAUR R., WADHWA A., GULATI A., AGRAWAL A.K. 2010. An unusual phaeoid fungi: *Ulocladium*, as a cause of chronic allergic fungal sinusitis. Iran J Microbiol. 2(2): 95-97. PMID: 22347556; PMCID: PMC3279772.
126. KIM D.M., LEE M.H., SUH M.K., HA G.Y., KIM H., CHOI J.S. 2013. Onychomycosis Caused by *Chaetomium globosum*. Ann Dermatol. 25(2): 232-236. https://doi.org/10.5021/ad.2013.25.2.232
127. KIZIEWICZ B., ZDROJKOWSKA E., GAJO B., GODLEWSKA A., MUSZYŃSKA E., MAZALSKA B. 2011. Occurrence of fungus-like organisms in the Horodnianka River in the vicinity of Białystok, Poland. Wiad. Parazytol. 57(3): 159-164. PMID: 22165737.
128. KŁODOWSKA I.M. 2021. Systemy hydrofitowe przyjazne środowisku. Warmińsko-Mazurski Ośrodek Doradztwa Rolniczego z Siedzibą w Olsztynie.
129. KŁOSOWSKI S. 2006. Metody identyfikacji zbiorowisk i analizy ich amplitudy ekologicznej. W: J. SZMEJA (red.) Przewodnik do badań roślinności wodnej. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk: 367-391.
130. KORNIŁŁOWICZ T., SZEMBER A. 1991. Ocena liczebności grzybów *Micromycetes* w litoralu jezior Piaseczno i Głębokie (Pojezierze Łęczyńsko-Włodawskie) różniących się troficznością. Studia Ośr. Dok. Fizjograf. 19, s.273-284.
131. KORNIŁŁOWICZ T.1991. Występowanie i rozmieszczenie saprofitycznych grzybów w środowiskach przybrzeżnych jezior Piaseczno i Głębokie (Pojezierze Łęczyńsko-Włodawskie) różniących się troficznością. Studia Ośr. Dok. Fizjograf. 19, s.285-306.

132. KORZUCHOWSKI K. 2005. Walory przyrodnicze w turystyce i rekreacji. Wyd. Kurpisz. Poznań.
133. KOWALSKI T., ROJEK P. 2013. Ustalenie przyczyn i uwarunkowań zamierania jesionów i jaworów dla wypracowania podstaw postępowania hodowlano-ochronnego. Cz. II Klon jawor (*Acer pseudoplatanus* L.). Prace Naukowe.
134. KREBS CH.J. 2001. Ekologia: eksperymentalna analiza rozmieszczenia i liczebności. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, s. 638-640.
135. KRZEMIENIEWSKA H., BADURA L. 1954. Z badań nad mikoflorą lasu bukowego. Acta Soc. Botan. Polon. 23, 545–587.
136. KRZYŚCIAK P., SKÓRA M., MACURA A. 2011. Atlas grzybów chorobotwórczych człowieka. Med. Pharm Polska, Wrocław.
137. KUBIAK D. 2005. Lichens and lichenicolous fungi of Olsztyn town (NE Poland). Acta Mycol. 40(2): 293-332. https://doi.org/10.5586/am.2005.026
138. KUBIAK D., ZALEWSKA A., FIEDOROWICZ G. 2013. Porosty i grzyby wielkoowocnikowe na tle zbiorowisk leśnych południowej Warmii i Mazur. [W:] CIECIERSKA H., HOŁDYŃSKI C. Dziedzictwo przyrodnicze Warmii, Mazur i Powiśla. Przewodnik do warsztatów terenowych 56. Zjazdu Polskiego Towarzystwa Botanicznego pt.” Interdyscyplinarne i aplikacyjne znaczenie nauk botanicznych”. Wydawnictwo Mantis, Olsztyn.
139. KUBIAK, D., SUCHARZEWSKA, E., EJDYS, E. 2016. Gatunki porostów i grzybów naporostowych nowe dla obszaru miasta Olsztyna (Species of lichens and lichenicolous fungi new to the area of Olsztyn town (NE Poland)). Acta Botanica Cassubica, 14, 39–50.
140. KUBIAK J., TÓRZ A. 2005. Eutrofizacja. Podstawowe problemy ochrony wód jeziornych na Pomorzu Zachodnim. Słupskie Prace Biologiczne, 2, 17-36.
141. KUCHARSKA K., WACHOWSKA U. 2014. Mikrobiom liści roślin uprawnych. Post. Mikrobiol., 53,4: 352-359.
142. KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. 2006. Mikologia medyczna. Promedi, Łódź.
143. KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. 2018. Mykologia medyczna. Edra Urban & Partner, Wrocław.
144. KURNATOWSKA A. 2018. Charakterystyka wybranych gatunków grzybów potencjalnie chorobotwórczych. [W:] KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI (red.): Wyd. Edra Urban Partner. Wrocław: 67- 78.

145. LI S., HARTMAN G.L., JARVIS B.B., TAK H. 2002. A *Stachybotrys chartarum* isolate from soybean. Mycopathologia, 154: 41-49. https://doi.org/10.1023/a:1015297907991
146. LI DW., YANG C.S. 2005. Taxonomic history and current status of *Stachybotrys chartarum* and related species. Indoor Air 15, Suppl 9(s9): 5-10. https://doi.org/10.1111/j.1600-0668.2005.00339.x
147. LI S., TANG Y., FANG X., QIAO T., HAN S., ZHU T. 2020. Whole-genome sequence of *Arthrinium phaeospermum*, a globally distributed pathogenic fungus. Genomics, Vol.112(1): 919-929. https://doi.org/10.1016/j.ygeno.2019.06.007
148. LIN Y., WAGNER G.J. 1994. Surface disposition and stability of pest-interactive, trichome – exudated diterpenes and sucrose esters of tobacco. J. Chem. Ecol. 20, 1907-1921. https://doi.org/10.1007/BF02066232
149. LINDOW S.E., BRANDL M.T. 2003. Microbiology of the phyllosphere. Appl. Environ. Microbiol. 69, 1875-1883. https://doi.org/10.1128/AEM.69.4.1875-1883.2003
150. LIU L., BRUHN T., GUO L.D., GÖTZ D.C.G., BRUN B.R., STICH A., CHE Y.S., BRINGMANN G. 2011. Chloropupukeanolides C–E: Cytotoxic Pupukeanane Chlorides with a Spiroketal Skeleton from *Pestalotiopsis fici*. Chem. Europ. J. 17, 2604-2613. https://doi.org/10.1002/chem.201003129
151. LOSSOW K., GAWROŃSKA H., MIENTKI CZ., WIŚNIEWSKI G. 2005. Jeziora Olsztyna – stan troficzny, zagrożenia. Wyd. „Edycja" Olsztyn.
152. MAJEWSKI T. 1971. Rare and new *Laboulbeniales* from Poland. Acta Mycol. Vol.7(2): 269-277. https://doi.org/10.5586/am.1971.020
153. MANO H., MORISAKI H. 2008. Endophytic bacteria in the rice plant. Microb. Environ. 23, 109-117. https://doi.org/10.1264/jsme2.23.109
154. MARCINKOWSKA J. 2003. Oznaczanie rodzajów grzybów ważnych w patologii roślin. Fundacja Rozwoju SGGW, Warszawa, s. 328.
155. MATUSZKIEWICZ W. 2001. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 1-537.
156. MATUSZKIEWICZ J.M. 2011. Changes in the forest associations of Poland's Białowieża Primeval Forest in the second half of the 20th century. Czasopismo Geograficzne 82: 69-105.
157. MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K., WRÓBEL M., SILICKI A., WOLSKA M. 2006. Studies on phytopathogenic and saprotrophic fungi in rush associations of Lake Glinno (NW Poland). Acta Mycol. 41(1): 125-138. https://doi.org/10.5586/am.2006.016

158. MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K., ŁADCZUK D., WOLSKA M. 2012. Mikroorganizmy fitopatogeniczne zasiedlające trzcinę pospolitą (*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud.). Progress in Plant Protection 52(1): 82-87. ISSN 1427-4337.
159. MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K., GOLIANEK A., ŁOPUSIEWICZ Ł. 2016. Microscopic fungi on *Nymphaeaceae* plants of the Lake Płociczno in Drawa National Park (NW Poland). Acta Mycol., 51(1): 1079. https://dx.doi.org/10.5586/am.1079
160. MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K., RYBIŃSKA A., ŁOPUSIEWICZ Ł. 2017. Microscopic fungi on *Schoenoplectus lacustris* in Płociczno and Płciowe lakes in Drawa National Park (northwest Poland). Acta Mycol. 52(2): 1099. https://doi.org/10.5586/am.1099
161. MD NOOR S.S., AZIRA N. 2010. Intramuscular *Epicoccum nigrum* infection in an immunocompromised patient: A case report. International Journal of Imfectious Diseases. https://doi.org/10.1016/S1201-9712(10)60135-X
162. MECHAMBER W. 2002. Mapping uncharted territory: nanoscale leaf surface topology (w) Phyllosphere Microbiology, red. S.E. Lindow, E.I. Hecht-Poinar, V.J. Elliott, APS Press, St. Paul, USA, s.43-50.
163. MEL'NIK V.A. 2000. Key to the fungi of the genus *Ascochyta* Lib. (*Coelomycetes*). Mitteilungen aus der Bidogischen Bundesanstalt für Lan – und Forstwirtschaft, Berlin – Dahlem.
164. MEYER K.M., LEVEAU J.H. 2012. Microbiology of the phyllosphere: a playground for testing ecological concepts. Oecologia, 168, 621-629. https://doi.org/10.1007/s00442-011-2138-2
165. MHMOUD N.A., SANTONA A., FIAMMA M., SIDDIG E.E., DELIGIOS M., BAKHIET S.M., RUBINO S., FAHAL A.H. 2019. *Chaetomium atrobrunneum* causing human eumycetoma: The first report. PLoS Negi Trop Dis. 13(5): e0007276. https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007276
166. MIKOŁAJSKA J. 1960. Z badań nad występowaniem i ekologią chorób traw pochodzenia grzybowego. Zeszyty Naukowe WSR Olsztyn 10: 403-408.
167. MIKOŁAJSKA J. 1974. Badania pojawów grzybów pasożytniczych traw na tle zmian ekologicznych siedliska łąk w dolinie Łyny. Zeszyty Naukowe ART Olsztyn 6: 3-49.
168. MIKOŁAJSKA J., DYNOWSKA M. 1982(1986). Materiały do znajomości grzybów pasożytniczych Pojezierza Mazurskiego I. *Erysiphales.* Acta Mycol. 18(2): 213-222.
169. MITCHELL A.J., SOLOMON A.R., BENEKE E.S., ANDERSON T.F. 1983. Subcutaneous alternariosis. J Am Acad Dermatol; 8: 673–676.

170. MUŁENKO W. 1988. Mikroskopowe grzyby fitopatogeniczne Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego. I. Udział grzybów pasożytniczych w zbiorowiskach roślinnych i ich fenologia. Acta Mycologica, Vol. 24(1): 3-49. https://doi.org/10.5586/am.1988.001
171. MUŁENKO W. 1989A. Mikroskopowe grzyby fitopatogeniczne Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego. II. Acta Mycologica 24: 125-171.
172. MUŁENKO W. 1995. Description of the computer database. [in:] J.B. FALIŃSKI and W. MUŁENKO, eds., Cryptogamous plants in the forest communities of Białowieża National Park. General problems and taxonomic groups analysis (Project CRYPTO [2]) Phytocoenosis 7 (N.S.), Archivum Geobotanicum 4: 35-38.
173. MUŁENKO W. 1997. A review of the methods used for studies on parasitic fungi in natural plant communities. Acta Mycologica 32(2): 323-346.
174. MUŁENKO W., MAJEWSKI T., RUSZKIEWICZ-MICHALSKA M. 2008. A preliminary checklist of micromycetes in Poland. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.
175. NEHEMY M.B., VASCONCELOS-SANTOS D.V., TORQUETI-COSTA L., MAGALHAES E.P. 2006. Chronic endophthalmitis due to *Verticillium* species after cataract surgery treated (or managed) with pars plana vitrectomy and oral and intravitreal voriconazole. Retina. 26(2): 225–7. https://doi.org/10.1097/00006982-200602000-00019
176. NEWSOM S.W., LEE W.R., REES J.R. 1967. Fatal fungal infection following open-heart surgery. British Heart Journal, Vol.29(3): 457-460. https://doi.org/10.1136/hrt.29.3.457
177. NEWTON A.C., FITT B.D.L., ATKINS S.D., WALTERS D.R., DANIEL T.J. 2010. Pathogenesis parasitism and mutualism in the trophic space of microbe – plant interactions. Trend. Microbiol. 18, 365-373. https://doi.org/10.1016/j.tim.2010.06.002
178. NIEWOLAK S. 1974. Distribution of microorganisms in the waters of the Kortowskie Lake. Pol. Arch. Hydrobiol. 20: 394-469.
179. NOLARD N. 2001. Mold allergy: 25 years of indoor and outdoor studies in Belgium. Allerg. Immunol. (Paris), 2001 Feb;33(2):101-2.
180. NOWACKA K. 2015. Grzyby fitopatogeniczne fyllosfery makrofitów wybranych jezior Olsztyna. Praca magisterka, Wydział Biologii i Biotechnologii, Katedra Mykologii, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie.
181. NOWACKA K., KULESZA K., GLINKA P., SUCHARZEWSKA E., DYNOWSKA M. 2018. The phyllosphere as a little-known reservoir of the *Fusarium* genus, a fungi of

importance to medical mycology. Annals of Parasitology, 64(3): 225-228. https://doi.org/10.17420/ap6403.156

182. NOWAK A., LIBUDZISZ Z. 2004. Mutagenne i karcynogenne metabolity tworzone przez mikroflorę jelita grubego człowieka. Post. Mikrobiol. 43, 3, 321-339.
183. NOWAKOWSKI J.J., DULISZ B., LEWANDOWSKI K. 2006. Ptaki Olsztyna. Olsztyn.
184. OBARSKA-PEMPKOWIAK H., GAJEWSKA M, WOJCIECHOWSKA E. 2010. Hydrofitowe oczyszczanie wód i ścieków. Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa, 307.
185. *Odkryj Olsztyn. Wśród lasów i jezior…*
186. OJI E.O., STEELE D.M. 1982. *Fusarium solani* keratitis. East Afr. Med. J., 59: 632-638.
187. OZIMEK T. 1991. Makrofity jako filtry biologiczne w procesie oczyszczania ścieków. Wiadomości Ekologiczne 3: 271–281.
188. PACKA D. 2006. Mikotoksyny zagrożeniem dla ludzi, zwierząt i roślin. Rolnicze ABC, II, 5-6 XI.
189. PASTOR F.J., GUARRO J. 2008. *Alternaria* infections: laboratory diagnosis and relevant clinical features. Clin Microbiol Infect, 14: 734-746. https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2008.02024.x
190. PARSZUTO K., TANDYRAK R., GROCHOWSKA J., SIEŃSKA J. 2018. Rekultywacja trzech jezior w Olsztynie w kontekście rozwoju przestrzeni rekreacyjnej miasta. Praca i Studia Geograficzne, 63,4, Wydział Geografii i Studiów Regionalnych Uniwersytetu Warszawskiego, Warszawa, 129-144.
191. PASTIRČÁK M., PASTIRČÁKOVÁ K. 2007. *Scopinella solani* on graminicolous hosts in Slovakia and the Czech Republic. Mycotaxon, Vol. 102: 383-387.
192. PAWLIK-DOBROWOLSKI J., ŁEMPICKA A. 2003. Znaczenie mokrego i suchego opadu zanieczyszczeń w eutrofizacji wód w stawach na przykładzie rezerwatu „Stawy raszyńskie*”.* Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie t.3 z. specj. (6): 167-177.
193. PEŁECHATY M., PRONIN E. 2015. Rola roślinności wodnej i szuwarowej w funkcjonowaniu jezior i ocenie stanu ich wód. Studia Limnologica et Telmatologica, 9, 1: 25-34.
194. PINCEBOURDE S., WOODS H.A. 2012. Climate uncertainty on leaf surfaces: the biophysics of leaf microclimates and their consequences for leaf – dwelling organisms. Funct. Ecol. 26, 844-853. https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2012.02013.x
195. PLOMER-NIEZGODA E., SZPIETOWSKI J., BARAN E., WALÓW B. 1994. Izolacja grzybów z rodzaju *Fusarium* ze zmian skórnych. Mikol. Lek., 1(2): 81-84.

196. PLOMER-NIEZGODA E., BARAN E., MAJ J., CZARNECKA A., HRYNCEWICZ-GWÓŹDŹ A. 1998. Patogenność grzybów z rodzaju *Alternaria, Cladosporium* i *Chrysosporium*. Mikol. Lek. 5: 187-190.
197. PODBIELKOWSKI Z., TOMASZEWICZ H. 1996. Zarys hydrobotaniki. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 1-516.
198. POON, M. O. K., HYDE, K. D. 1998A. Biodiversity of intertidal estuarine fungi on *Phragmites* at Mai Po marshes, Hong Kong. Botanica Marina. 41(1-6), 141-156.
199. POON M. O. K., HYDE K. D. 1998B. Evidence for the vertical distribution of saprophytic fungi on senescent *Phragmites australis* culms at Mai Po Marshes, Hong Kong. Botanica Marina. 41: 285–292.
200. POIROT J.L., LAPORTE J.P., GUÉHNO E., et al. 1985. Deep mycosis caused by *Fusarium*. Presse Medical 14: 2300-2301.
201. PUNDHIR P., TUDA C., VINCENTELLI C., MORLOTE D., RIVERA C. 2017. *Scolecobasidium* granulomatous pneumonia and abscess – an emerging opportunistic fungal pathogen: a case report. Int J STD AIDS. 28(1): 94-96. https://doi.org/10.1177/0956462416646688
202. RAI M.K. 2010. Mycosis in man due to *Arthrinium phaeospermum* var. *indicum*. First case report. Mycoses, 32: 472-475. https://doi.org/10.1111/j.1439-0507.1989.tb02285.x
203. RAMAKRISHNA P., REKHA B., K. SHREEVIDYA, DIVAKAR S. 2010. *Fusarium solani:* An Emerging Fungus in Chronic Diabetic Ulcer. J Lab Physicians 2(1): 37-39. https://doi.org/10.4103/0974-2727.66710
204. REVANKAR S.G., SUTTON D.A. 2010. Melanized Fungi in Human Disease. Clinical Microbiology Reviews, Vol.23(4): 884-928. https://doi.org/10.1128/CMR.00019-10
205. RICHARDSON M.D., WARNOCK D.W. 1995. W: Grzybice. Rozpoznawanie i leczenie. Springer PWN, Warszawa.
206. RICHARDSON M.D., WARNOCK D.W. 2003. Fungal infection – diagnosis and management. Blackwell Publishing. Oxford.
207. RICHARDSON M., LASS-FLÖRL C. 2008. Changing epidemiology of systemic fungal infections. Clinical Microbiology and Infection. 14 supl. 4: 5-24. https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2008.01978.x
208. Rippon J.W., Larson R.A., Rosenthal D.M., Clayman J. 1978. Disseminated cutaneous and peritoneal hyalohyphomycosis caused by *Fusarium* species: three cases and review of the literature. Mycopathologia 101: 105-111.

209. RITCHIE E.B., PINKERTON M.E. 1959. *Fusarium oxysporum* infection of the nail. Arch. Dermatol., 79:705-708.
210. RODRIGUEZ R.J., WHITE J.F., ARNOLD A.E., REDMAN R.S. 2009. Fungal endophytes: diversity and functional roles. New Phytol. 182, 314-330. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.02773.x
211. ROLSTON K.V.I., HOPFER R.L., LARSON D.L. 1985. Infections Caused by *Drechslera* Species: Case Report and Review of the Literature. Reviews of Infectious Diseases, Vol.7(4): 525-529. https://doi.org/10.1093/clinids/7.4.525
212. RUSZKIEWICZ-MICHALSKA M. 2006. Mikroskopijne grzyby pasożytnicze w zbiorowiskach roślinnych Wyżyny Częstochowskiej. Monographiae Botanicae, Vol.96.
213. RUSZKIEWICZ-MICHALSKA M., TKACZUK C., DYNOWSKA M., SUCHARZEWSKA E., SZKODZIK J., WRZOSEK M. 2012. Preliminary studies of fungi in the Biebrza National Park (NE Poland). I. Micromycetes. Acta Mycologica, Vol. 47(2): 213-234. https://doi.org/10.5586/am.2012.026
214. RYBIŃSKA A. 2019. Mykobiota związane z nymfeidami wybranych stanowisk Pobrzeża Szczecińskiego. Rozprawa doktorska. Wydział Nauk o Żywności i Rybactwa, Katedra Hydrobiologii, Ichtiologii i Biotechnologii Rozrodu. Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie.
215. SAŁATA B. 2002. Polskie gatunki grzybów mitosporowych z rodzaju *Ascochyta*. Wydawnictwo UMCS, Lublin.
216. SCHERLACH K., HERTWECK C. 2009. Triggering cryptic natural product biosynthesis in microorganism. Org. Biomol. Chem. 7, 1753-1760. https://doi.org/10.1039/B821578B
217. SENDER J., JARUGA C. 2017. Eutrofizacja wód zbiorników zaporowych oraz rola makrofitów w tym procesie. Ecological Engineering, Vol. 18, Iss 3, s.227-244. https://doi.org10.12912/23920629/69374
218. SHEPHERD R.W., WAGNER G.J. 2006. Phylloplane proteins: emerging defenses at the aerial frontline? Trend. Plant. Sci. 12, 51-56. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2006.12.003
219. SHIN J-Y., KIM H-M., HONG J-W., DRAGICEVICH J. 2002. Keratitis caused by *Verticillium* species. Cornea. 21(2): 240–2. https://doi.org/10.1097/00003226-200203000-00027

220. SKUPSKI M. (red.) 2001. Olsztyn – Studium uwarunkowań i kierunków zagospodarowania przestrzennego. Wydział Strategii i Planowania Przestrzennego Urzędu Miasta Olsztyn. Materiały niepublikowane.
221. SMOTER K., BORSIAK D., DOWEJKO A., JĘDRYCHOWSKA G. 2015. Assessment of the water of the lakes examined in 2014. Wojewódzki Inspektorat Ochrony Środowiska w Olsztynie.
222. SROCZYŃSKI W. (red.) 2006. Studium form i mechanizmów degradacji środowiska w systemach rekreacyjnych brzegów jezior zaporowych południowo-wschodniej Polski. IGSM i EPAN, Kraków.
223. STYPIŃSKI P. 1995. Dendroflora Olsztyna i jej środowisko ekologiczne. Rocznik Dendrologiczny nr 43.
224. SUCHARZEWSKA E., DYNOWSKA M. 2001. Gatunki monofagiczne i polifagiczne a stopień porażenia roślin żywicielskich. Materiały Sesji i Sympozjów 52 Zjazdu PTB, Poznań 24-28.09.2001: 185.
225. SUCHARZEWSKA E., DYNOWSKA M. 2002. Biologiczne aspekty różnych reakcji *Erysiphales* na zanieczyszczenia środowiska. XI Sympozjum Naukowe PTFit. „Fitopatologia polska w Europie", Warszawa 17-19.09.2002: 65.
226. SUCHARZEWSKA E., DYNOWSKA M. 2005. Life strategies of *Erysiphe palczewskii* in the conditions of diversified anthropopressure. Acta Mycol. Vol. 40(1): 103-112. https://doi.org/10.5586/am.2005.010
227. SUCHARZEWSKA E. 2006. Strategie życiowe grzybów z rzędu *Erysiphales* w warunkach zróżnicowanej antropopresji. Wydział Biologii, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie. Praca doktorska (mscr.).
228. SUCHARZEWSKA, E. 2007. Strategie życiowe wybranych grzybów z rzędu Erysiphales w warunkach zróżnicowanej antropopresji [Life strategies of selected fungi of the order Erysiphales in conditions of diverse anthropopressure] [Unpublished doctoral dissertation]. Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie.
229. SUCHARZEWSKA E. 2009. The development of *Erysiphe alphitoides* and *E. hypophylla* in the urban environment. Acta Mycologica, 44(1): 109–123. https://doi.org/10.5586/am.2009.010
230. SUCHARZEWSKA E. 2010. Key survival strategies of the *Sawadaea tulasnei* parasite on its *Acer platanoides* host under conditions of varied anthropopression. Polish Journal of Environmental Studies, 19(5), 1013–1017.

231. SUNDIN G.W. 2002. Ultraviolet radiation on leaves: its influence on microbial communities and their adaptations (w) Phyllosphere Microbiology, red. S.E. Lindow, E.I. Hecht-Poinar, V.J. Elliott, APS Press, St. Paul, USA, s.27-41.

232. SURYANARAYANAN T.S., MURALI T.S., THIRUNAVUKKARASU N., RAJULU M.B.G., VENKATESAN G., SUKUMAR R. 2011. Endophytic fungal communities in woody perennials of three tropical forest types of the Western Ghats, Southern India. Biodivers. Conerv. 20, 913-928. https://10.1007/s10531-011-0004-5

233. SUTTON B.C. 1980. The *Coelomycetes*. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. Conmonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.

234. SZMEJA J. 2006. Przewodnik do badań roślinności wodnej. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk, 412.

235. SZOSZKIEWICZ K., JUSIK SZ., ZGOŁA T. 2010. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych. Inspekcja Ochrony Środowiska, Warszawa.

236. SZYMAŃSKI D., DUNALSKA J.A., JAWORSKA B., BIGAJ I., ZIELIŃSKI R., NOWOSAD E. 2013. Sezonowa zmienność produkcji pierwotnej i respiracji fitoplanktonu w litoralu jeziora eutroficznego. Środkowo-Pomorskie Towarzystwo Naukowe Ochrony Środowiska. Tom 15(3) ISSN 1506-218X, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski, Olsztyn: 2573-2590.

237. ŚNIEŻEK T., DEGÓRSKA A. 2006. 1.3. Program pomiarowy. C1: Chemizm opadów atmosferycznych. Instytut Ochrony Środowiska w Warszawie.

238. ŚRUTKOWSKI T. 2002. Lasy Olsztyna. Wyd. Edytor WERS, Olsztyn, s: 60-61.

239. TAN M., NIESSEN L. 2003. Analysis of rDNA ITS sequences to determine genetic relationships among, and provide a basis for simplified diagnosis of, *Fusarium* species causing crown rot and head blight of cereals. Mycol. Res. 107, 811–821. https://doi.org/10.1017/s0953756203008013

240. TANURE M.A., COHEN E.J., SUDESH S., RAPUANO C.J., LAIBSON P.R. 2000. Spectrum of fungal keratitis at Wills Eye Hospital, Philadelphia, Pennsylvania. Cornea 19: 307-312. https://doi.org/10.1097/00003226-200005000-00010

241. TERADA M., OHKI E., YAMAGISHI Y., NISHIYAMA Y., SATOH K., UCHIDA K., YAMAGUCHI H., MIKAMO H. 2014. Fungal peritonitis associated with *Curvularia geniculata* and *Pithomyces* species in a patient with vulvar cancer who was successfully treated with oral voriconazole. The Journal of Antibiotics 67: 191-193. https://doi.org/10.1038/ja.2013.108

242. TERR A.I. 2001. *Stachybotrys:* relevance to human disease. Annals of Allergy, Asthma & Immunology, Vol. 87 (6): 57-63. https://doi.org/10.1016/S1081-1206(10)62343-5

243. TIKHONOVICH I.A., PROVOROV N.A. 2009. From plant – microbe interactions to symbiogenetics: a universal paradigm for the interspecies genetic integration. Annals of Applied Biology, Vol. 154, Issue 3: 341-350. https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2008.00306.x

244. TRAKUNYINGCHAROEN T., LOMBARD L., GROENEWALD J.Z., CHEEWANGKOON R., TOANUN CH., ALFENAS A.C., CROUS P.W. 2014. Mycoparasitic species of *Sphaerellopsis*, and allied lichenicolous and other genera. IMA FUNGUS, 5(2): 391-414. https://doi.org/10.5598/imafungus.2014.05.02.05

245. TROSKA P. 2017. Prewalencja i wybrane cechy grzybów wyizolowanych od pacjentów z rakiem jelita grubego., Rozprawa doktorska., Wydział Lekarski; Uniwersytet Medyczny w Łodzi.

246. TWARUŻEK M. 2005. Wykorzystanie biologicznych testów (MTT, Premi®Test) w ocenie skażeń pomieszczeń mieszkalnych mikotoksynami grzybów pleśniowych. Praca doktorska. Wydział Nauk Przyrodniczych, Instytut Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Kazimierza Wielkiego, Bydgoszcz.

247. VAN DIJK E., VAN DEN BERG W.H., LANDWEHR A.J. 1980. *Fusarium solani* infection of a hypertensive leg ulcer in a diabetic. Mykosen 23: 603-606

248. VEGI A., WOLF-HALL C. E. 2013. Multiplex Real-Time PCR Method for Detection and Quantification of Mycotoxigenic Fungi Belonging to Three Different Genera. Journal of Food Science, 78: M70-M76. https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.03008.x

249. VELASQUEZ-ZAPATA V., PALACIO-RUA K., CANO LUZ E., GAVIRIA-RIVERA A. 2022. Assessment of genotyping markers in the molecular characterization of a population of clinical isolates of *Fusarium* in Colombia**.** *Biomed.* [online]. 2022, vol.42, n.1, pp.18-30. Epub Mar 01, 2022. ISSN 0120-4157. https://doi.org/10.7705/biomedica.5869.

250. VISMER H.F., MARASAS W.F.O., RHEEDER J.P., JOUBERT J.J. 2002. *Fusarium dimerum* as a cause of human eye infections. Med Mycol 40: 399-406

251. WALUGA J., CHMIELEWSKI H. 1996. Jeziora okolic Olsztyna. Przewodnik wędkarski. Wydawnictwo IRS, Olsztyn.

252. WHIPPS J.M., HAND P., PINK D., BENDING G.D. 2008. Phyllosphere microbiology with special reference to diversity and plant genotype. J. Appl. Microbiol. 105, 1744-1755. https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2008.03906.x

253. Wirtualny Atlas Roślin *https://atlas.roslin.pl/*

254. WOLNY-KOŁADKA K. 2014. Grzyby z rodzaju *Fusarium* – występowanie, charakterystyka i znaczenie w środowisku. KOSMOS, Prob Nauk Biol 63(4): 623-633.

255. WOŁCZAŃSKA A. 2013. Grzyby z rodzaju *Septoria* w Polsce. Wydawnictwo UMCS, Lublin.

256. Wu C-J., Chang T.C., Lee H-C., Chen T-Y., Lee N-Y., Chang C-M., et al. 2008. *Verticillium* infection – a rare cause of hepatosplenic abscesses. Diagn Microbiol Infect Dis. 62(4): 427–9. https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2008.07.012

257. WURZBACHER C.M., BÄRLOCHER F., GROSSART H.P. 2010. Fungi in lake ecosystems. Aquat Microb Ecol. Vol. 59: 125-149. https://doi.org/10.3354/ame01385

258. WYSOCKI Cz., SIKORSKI P. 2000. Zarys fitosocjologii stosowanej. SGGW, Warszawa.

259. WYSOCKI Cz., SIKORSKI P. 2002. Fitosocjologia stosowana. Wydawnictwo SGGW, Warszawa: 1-480

260. YUAN Z., ZHANG C., LIN F. 2010. Role of diverse non-systemic fungal endophytes in plant performance to stress: progress and approaches. J. Plant Growth Reg. 29, 116-126. https://doi.org/10.1007/s00344-009-9112-9

261. ZABALGOGEAZCOA I. 2008. Fungal endophytes and their interaction with plant pathogens. Span. J. Agric. Res. 6, 138-146. https://doi.org/10.5424/sjar/200806S1-382

262. ZAIAS N. 1966. Superficial white onychomycosis. Sabouraudia, 5: 99-103.

263. ZAIAS N., OERTEL I., ELLIOTT D.F. 1969. Fungi in toe nails. J. Invest. Dermatol., 53: 140-142.

264. ZAIAS N. 1972. Onychomycosis. Arch. Dermatol., 105: 263-274.

265. ZAŁACHOWSKI W. 1997. Fishes. PWN, Warszawa (In Polish).

266. ZAPATER R.C., ARRECHEA A. 1975. Mycotic keratitis by *Fusarium.* Ophtalmologica, 170: 1-2

267. ZARZYCKI K., TRZCIŃSKA-TACIK H., RÓŻAŃSKI W., SZELĄG Z., WOŁEK J., KORZENIAK U. 2002. *Ecological indicator values of vascular plants of Poland.* Ekologiczne liczby wskaźnikowe roślin naczyniowych Polski, W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

268. ZBAWSKI J., BARAN E. 1998. Charakterystyka częściej występujących grzybów chorobotwórczych i grzybów oportunistycznych z podgromad: *Zygomycotina, Ascomycotina i Deuteromycotina.* [W:] (red.) E. BARAN: Zarys mikologii lekarskiej. Volumed, Wrocław: 37-254.

269. ZGÓRKIEWICZ A. 1972. Występowanie chorób traw nasiennych na terenie Polski w latach 1965-1967. Biul. Inst. Ochr. R. 53: 95-132.
270. ZWEIGBAUMÓWNA Z. 1925. Grzyby okolic Skierniewic (Les champignons des environs de Skierniewi ce). Acta Soc. Bot. Pol. 2: 275 301.

8. Wykaz tabel

Tab. 1. Powierzchnia jezior Olsztyna 22
Tab. 2. Terminy pobierania prób roślin z litoralu wybranych jezior Olsztyna 36
Tab. 3. Skala frekwencji grzybów mikroskopowych według MUŁENKO (1997) 38
Tab. 4. Grupy dominacji według CZACHOROWSKIEGO (2006) 39
Tab. 5. Wyniki analizy wariancji Permanova 48
Tab. 6. Wyniki analizy wariancji Permanova 49
Tab. 7. Klasyfikacja systematyczna wyizolowanych grzybów z wyróżnieniem potencjalnych antropopatogenów 50
Tab. 8. Częstość występowania oraz grupy dominacji uzyskanych gatunków grzybów na poszczególnych roślinach żywicielskich w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-2018 .. 58
Tab. 9. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla badanych jezior 63
Tab. 10. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla par jezior 64
Tab. 11. Zróżnicowanie gatunkowe mykobioty wybranych gatunków roślin żywicielskich z uwzględnieniem badanych jezior 64
Tab. 12. Wyniki różnorodności gatunkowej grzybów dla badanych roślin 68
Tab. 13. Wskaźniki różnorodności gatunkowej Shannona i Simpsona dla par roślin żywicielskich 69
Tab. 14. Grzyby wyizolowane z wybranych gatunków roślin żywicielskich (2017, 2018) na stanowiskach kąpieliskowych i „dzikich" w poszczególnych jeziorach 75
Tab. 15. Korelacja Spearmana dla poszczególnych gatunków grzybów 82
Tab. 16. Nowe i interesujące gatunki grzybów dla Polski 84
Tab. 17. Tablea przedstawiająca klastry z liczbą danych gatunków, utworzona na podstawie rejonów minisatelitarnych DNA 91
Tab. 18. Izolaty nie posiadające badanej mykotoksyny - deoksyniwalenol (DON) 96
Tab. 19. Izolaty posiadające OD od 8 do 10 units 98

Table 1. Area of Olsztyn lakes 22
Table 2. Dates of sampling plants from the littoral of selected lakes in Olsztyn 36
Table 3. Frequency scale of microscopic fungi according to MUŁENKO (1997) 38
Table 4. Dominance groups according to CZACHOROWSKI (2006) 39
Table 5. Permanov analysis of variance results 48
Table 6. Permanov analysis of variance results 49
Table 7. Systematic classification of isolated fungi, highlighting potential anthropopathogens 50
Table 8. Frequency of occurrence and dominance groups of obtained fungal species on individual host plants in lakes selected for research, 2017-2018 58
Table 9. Shannon and Simpson species diversity indices for the studied lakes 63
Table 10. Shannon and Simpson species diversity indices for lake pairs 64
Table 11. Species diversity of mycobiota of selected host plant species, including the studied lakes 64
Table 12. Fungi species diversity results for the studied plants 68
Table 13. Shannon and Simpson species diversity indices for host plant pairs 69
Table 14. Fungi isolated from selected species of host plants (2017, 2018) at swimming and "wild" sites in individual lakes 75
Table 15. Spearman's correlation for individual mushroom species 82
Table 16. New and interesting species of mushrooms for Poland 84
Table 17. A table showing clusters with the number of given species, based on DNA minisatellite regions 91
Table 18. Isolates without the tested mycotoxin - deoxynivalenol (DON) 96
Table 19. Isolates having an OD of 8 to 10 units 98

9. Wykaz rycin

Ryc. 1. Położenie jezior Kortowskie, Skanda i Długie 25
Ryc. 2. Jezioro Kortowskie – stanowiska badawcze/punkty poboru prób 27
Ryc. 3. Jezioro Skanda – stanowiska badawcze/punkty poboru prób 28
Ryc. 4. Jezioro Długie - stanowiska badawcze/punkty poboru prób 29
Ryc. 5. Buteleczki zawierające kontrole DON 44
Ryc. 6. Buteleczki zawierające roztwory do przeprowadzenia dalszej procedury 45
Ryc. 7. Procentowy udział prób z izolatami grzybów Figure 7. Percentage of samples with fungal isolates 46
Ryc. 8. Procentowy udział prób dodatnich w poszczególnych jeziorach 46
Ryc. 9. Porównanie udziału prób dodatnich i ujemnych w poszczególnych jeziorach, w 2017 roku 47
Ryc. 10. Porównanie udziału prób dodatnich i ujemnych w poszczególnych jeziorach, w 2018 roku 48
Ryc. 11. Frekwencja grzybów na gatunkach roślin żywicielskich w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-2018 56
Ryc. 12. Dominacja ogólna gatunków grzybów na wszystkich gatunkach roślin w wybranych do badań jeziorach, lata 2017-218 57
Ryc. 13. Wartości współczynnika podobieństwa gatunkowego grzybów Jaccarda-Sörensena na wybranych roślinach żywicielskich w poszczególnych parach jezior, lata 2017-2018 71
Ryc. 14. Podobieństwo wariatów grzybów występujących na poszczególnych roślinach żywicielskich, lata 2017-2018 72
Ryc. 15. Drzewo filogenetyczne z sekwencjonowania regionów ITS i Ef1, z uwzględnieniem roślin żywicielskich, jeziora i wartości DON 88
Ryc. 16. Analiza ekspresji genu Tri5 w reakcji PCR 90
Ryc. 17. Analiza ekspresji genu Tri5 w reakcji PCR 91
Ryc. 18. Dendrogram zróżnicowania izolatów *Fusarium* spp. utworzony na podstawie DON, Tri5 oraz OD → 92
Ryc. 19. Analiza PCA z uwzględnieniem DON, Tri5 i OD 95
Ryc. 20. Wykres stężenia DON (deoksyniwalenol) w wybranych izolatach *Fusarium* 97
Ryc. 21. Wykres dynamiki wzrostu (OD) *Fusarium* 99

Figure 1. Location of the Kortowskie, Skanda and Długie lakes 25
Figure 2. Lake Kortowskie - research stations/sampling points 27
Figure 3. Lake Skanda - research stations/sampling points 28
Figure 4. Lake Długie - research stations/sampling points 29
Figure 5. Bottles containing DON controls 44
Figure 6. Bottles containing solutions for further procedure 45
Figure 7. Percentage of samples with fungal isolates 46
Figure 8. Percentage of positive samples in individual lakes 46
Figure 9. Comparison of the share of positive and negative samples in individual lakes in 2017 47
Figure 10. Comparison of the share of positive and negative samples in individual lakes in 2018 48
Figure 11. Frequency of fungi on host plant species in lakes selected for research, 2017-2018 56
Figure 12. General dominance of fungal species on all plant species in lakes selected for research, 2017-2018 57
Figure 13. Values of the Jaccard-Sorensen species similarity coefficients of fungi on selected host plants in individual pairs of lakes, 2017-2018 71
Figure 14. Similarity of fungal variants occurring on individual host plants, 2017-2018 73
Figure 15. Phylogenetic tree from sequencing of the ITS and Ef1 regions, including host plants, lake and DON values 88
Figure 16. Analysis of Tri5 gene expression in the PCR reaction 90
Figure 17. Analysis of Tri5 gene expression in the PCR reaction 91
Figure 18. Dendrogram of diversity of *Fusarium* spp. isolates based on DON, Tri5 and OD → 92
Figure 19. PCA analysis including DON, Tri5 and OD 95
Figure 20. Graph of DON (deoxynivalenol) concentration in selected *Fusarium* isolates 97
Figure 21. *Fusarium* growth dynamics (OD) chart 99

10. ZAŁĄCZNIKI – SZCZEGÓŁOWE WYNIKI BADAŃ

Załącznik 1. Spis izolatów grzybów fitopatogenicznych i roślin żywicielskich

Lp.	Gatunek grzyba	Liczba izolatów	Roślina żywicielska	Zbiór	Rok	Stanowisko
1.	*Acremoniella atra* (Corda) Sacc.	8	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	2(5)^{K1}, 2(5)^{K2}, 4(8)^{K2}, 4(14)^{S2}, 8(32)^{S2}, 7(29)^{S2}, 3(26)^{S3}, 6(14)^{K3}
		1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	8(24)^{D3}
2.	*Acremonium alternarum* Link	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2018	8(25)^{D1}
		1	*Acorus calamus* L.	3	2018	2(5)^{D3}
3.	*Acremonium* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	2(5)^{S1}
		4	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(13)^{S1}, 5(9)^{K1}, 5(15)^{D1}, 1(4)^{K1}
		1		3	2018	7(27)^{S3}
		1	*Acorus calamus* L.	1	2017	2(5)^{D1}
		2		1,2	2018	2(5)^{D1}, 8(25)^{D2}
		2	*Carex* sp.	1,3	2017	2(6)^{D1}, 3(9)^{D3}
		2		2	2018	6(19)^{D2}, 7(22)^{D2}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2018	8(27)^{D2}
4.	*Alternaria alternata* (Fr.) Keissl.	20	*Typha angustifolia* L.	1,2,3	2017	5(16)^{S1}, 7(29)^{S1}, 4(15)^{S1}, 5(11)^{K1}, 3(9)^{S1}, 6(24)^{S1}, 1(3)^{S1}, 1(2)^{K1}, 1(2)^{K2}, 9(34)^{S2}, 1(1)^{S2}, 1(2)^{D2}, 3(12)^{S2}, 5(15)^{S2}, 8(24)^{D3}, 9(18)^{S3}, 1(1)^{D3}, 6(7)^{S3}, 1(19)^{S3}, 1(2)^{K3}
		20		1,2,3	2018	5(6)^{K1}, 2(7)^{S1}, 3(12)^{S1}, 2(3)^{K1}, 6(24)^{S1}, 3(12)^{S2}, 8(27)^{D2}, 3(12)^{D2}, 2(2)^{K2}, 2(5)^{S2}, 8(31)^{S2}, 9(35)^{S2}, 5(8)^{K2}, 3(12)^{D2}, 2(6)^{S3}, 3(10)^{S3}, 6(23)^{S3}, 9(35)^{S3}, 7(15)^{K3}, 3(4)^{K3}
		8	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,2,3	2017	1(2)^{S1}, 6(17)^{D1}, 3(9)^{D1}, 3(11)^{D2}, 6(17)^{D2}, 6(6)^{S3}, 8(16)^{S3}, 6(19)^{D3}
		12		1,2,3	2018	5(18)^{S1}, 6(18)^{D1}, 3(9)^{D1}, 6(23)^{S1}, 6(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 3(11)^{D2}, 6(23)^{S2}, 2(7)^{S2}, 2(8)^{S3}, 6(25)^{S3}, 4(13)^{D3}

		24	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	7(26)^{S1}, 2(5)^{S1}, 4(8)^{K1}, 3(10)^{S1}, 1(1)^{S1}, 5(17)^{S1}, 6(14)^{K1}, 1(3)^{K1}, 5(16)^{S2}, 5(10)^{K2}, 6(25)^{S2}, 3(10)^{S2}, 1(2)^{S2}, 1(3)^{K2}, 4(7)^{K2}, 2(5)^{S2}, 7(28)^{S2}, 5(3)^{S3}, 4(8)^{K3}, 3(24)^{S3}, 7(11)^{S3}, 6(15)^{K3}, 5(12)^{K3}, 1(20)^{S3}
		26		1,2,3	2018	5(8)^{K1}, 3(11)^{S1}, 5(15)^{S1}, 8(33)^{S1}, 1(1)^{S1}, 7(29)^{S1}, 1(4)^{D2}, 4(16)^{S2}, 3(10)^{S2}, 5(7)^{K2}, 5(21)^{S2}, 8(30)^{S2}, 8(17)^{K2}, 9(34)^{S2}, 2(2)^{S2}, 7(28)^{S2}, 2(3)^{K2}, 5(8)^{K3}, 2(4)^{S3}, 9(33)^{S3}, 7(28)^{S3}, 5(21)^{S3}, 4(18)^{S3}, 3(12)^{S3}, 8(30)^{S3}, 6(14)^{K3}
		52	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	3(8)^{D1}, 4(13)^{S1}, 5(9)^{K1}, 6(21)^{S1}, 3(12)^{S1}, 5(15)^{D1}, 4(11)^{D1}, 2(4)^{D1}, 8(21)^{D1}, 1(2)^{D1}, 9(32)^{S1}, 2(5)^{K1}, 8(30)^{S1}, 1(4)^{K1}, 2(6)^{S1}, 3(6)^{K1}, 6(12)^{K1}, 1(4)^{S2}, 6(26)^{S2}, 4(13)^{D2}, 6(19)^{D2}, 4(8)^{K2}, 4(14)^{S2}, 5(21)^{S2}, 3(8)^{D2}, 6(13)^{K2}, 5(9)^{K2}, 2(6)^{D2}, 1(4)^{K2}, 1(1)^{D2}, 8(32)^{S2}, 7(29)^{S2}, 3(6)^{K2}, 5(16)^{D2}, 3(13)^{S2}, 9(33)^{S2}, 2(7)^{S2}, 3(10)^{D3}, 8(22)^{D3}, 5(15)^{D3}, 2(23)^{S3}, 4(1)^{S3}, 1(21)^{S3}, 1(2)^{D3}, 3(26)^{S3}, 7(21)^{D3}, 2(7)^{D3}, 4(12)^{D3}, 4(7)^{K3}, 2(5)^{K3}, 3(6)^{K3}, 9(17)^{S3}
		55		1,2,3	2018	8(15)^{K1}, 8(25)^{D1}, 1(2)^{D1}, 5(7)^{K1}, 6(16)^{D1}, 5(19)^{S1}, 3(11)^{D1}, 2(1)^{K1}, 8(32)^{S1}, 9(36)^{S1}, 3(4)^{K1}, 2(6)^{D1}, 2(8)^{S1}, 4(14)^{S1}, 1(4)^{S1}, 6(26)^{S1}, 7(27)^{S1}, 3(13)^{S1}, 8(26)^{D2}, 8(16)^{K2}, 4(6)^{K2}, 3(5)^{K2}, 5(9)^{K2}, 6(24)^{S2}, 3(8)^{S2}, 6(10)^{K2}, 1(1)^{S2}, 6(18)^{D2}, 9(36)^{S2}, 8(33)^{S2}, 1(1)^{D2}, 4(13)^{D2}, 5(16)^{D2}, 2(5)^{D2}, 3(8)^{D2}, 7(12)^{K2}, 5(20)^{S2}, 1(2)^{D3}, 2(2)^{K3}, 8(26)^{D3}, 5(9)^{K3}, 4(11)^{D3}, 1(2)^{S3}, 3(8)^{D3}, 3(9)^{S3}, 7(27)^{S3}, 5(15)^{D3}, 1(1)^{K3}, 9(34)^{S3}, 6(17)^{D3}, 5(22)^{S3}, 4(6)^{K3}, 8(32)^{S3}, 4(16)^{S3}, 2(4)^{D3}
		18	*Carex* sp.	1,2,3	2017	8(23)^{D1}, 1(1)^{D1}, 7(20)^{D1}, 1(3)^{D1}, 4(13)^{D1}, 6(18)^{D1}, 2(6)^{D1}, 2(7)^{D2}, 3(9)^{D2}, 4(14)^{D2},

						6(18)^{D2}, 1(3)^{D2}, 7(21)^{D2}, 8(26)^{D2}, 3(9)^{D3}, 5(16)^{D3}, 6(18)^{D3}, 2(6)^{D3}
		18		1,2,3	2018	2(7)^{D1}, 8(24)^{D1}, 3(10)^{D1}, 7(20)^{D1}, 1(1)^{D1}, 5(15)^{D1}, 6(19)^{D2}, 2(7)^{D2}, 8(24)^{D2}, 7(22)^{D2}, 1(2)^{D2}, 5(17)^{D2}, 3(10)^{D2}, 6(18)^{D3}, 1(1)^{D3}, 7(22)^{D3}, 2(6)^{D3}, 3(7)^{D3}
		11	*Carex acutiformis* L.	1,2,3	2017	6(23)^{S1}, 1(1)^{K1}, 3(7)^{S1}, 4(14)^{S1}, 5(11)^{K2}, 7(30)^{S2}, 6(24)^{S2}, 1(1)^{K2}, 3(25)^{S3}, 5(5)^{S3}, 1(1)^{K3}
		19		1,2,3	2018	2(6)^{S1}, 7(13)^{K1}, 1(2)^{S1}, 7(28)^{S1}, 8(34)^{S1}, 3(10)^{S1}, 3(13)^{S2}, 7(14)^{K2}, 4(18)^{S2}, 2(4)^{K2}, 5(22)^{S2}, 2(3)^{S2}, 3(13)^{S2}, 6(13)^{K3}, 5(10)^{K3}, 2(5)^{S3}, 7(17)^{K3}, 3(15)^{S3}, 5(20)^{S3}
		30	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 5(18)^{S1}, 8(22)^{D1}, 3(11)^{S1}, 2(5)^{D1}, 7(27)^{S1}, 8(31)^{S1}, 7(19)^{D1}, 2(4)^{S1}, 2(6)^{S2}, 7(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 1(4)^{D2}, 5(18)^{S2}, 5(15)^{D2}, 7(29)^{S2}, 2(5)^{D2}, 8(31)^{S2}, 8(22)^{D2}, 8(23)^{D3}, 2(22)^{S3}, 5(4)^{S3}, 6(10)^{S3}, 1(4)^{D3}, 7(20)^{D3}, 4(13)^{D3}, 2(5)^{D3}, 8(14)^{S3}, 5(14)^{D3}, 3(27)^{S3}
		28		1,2,3	2018	5(17)^{S1}, 5(14)^{D1}, 1(3)^{D1}, 8(22)^{D1}, 7(19)^{D1}, 6(22)^{S1}, 1(3)^{S1}, 8(31)^{S1}, 2(5)^{S1}, 2(6)^{D2}, 2(6)^{S2}, 8(25)^{D2}, 3(9)^{S2}, 7(29)^{S2}, 7(21)^{D2}, 3(9)^{D2}, 1(3)^{D2}, 5(19)^{S2}, 8(32)^{S2}, 5(15)^{D2}, 2(5)^{D3}, 7(26)^{S3}, 6(20)^{D3}, 1(3)^{D3}, 5(14)^{D3}, 3(11)^{S3}, 8(31)^{S3}, 7(21)^{D3}
		2	*Typha latifolia* L.	2,3	2017	8(23)^{D2}, 4(9)^{K3}
		5		1,2,3	2018	3(8)^{D1}, 3(9)^{S1}, 8(16)^{K1}, 8(19)^{K2}, 3(10)^{D3}
		5	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	5(19)^{S1}, 3(10)^{D1}, 3(10)^{D2}, 4(12)^{D2}, 6(22)^{S2}
		1	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	1	2017	6(13)^{K1}
		3		3	2018	7(12)^{K1}, 6(20)^{S1}, 3(14$^{)S3}$
5.	*Alternaria longipes* (Ellis & Everh.) E.W. Mason	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	1(2)^{D1}
		1		3	2018	1(1)^{K3}
		2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2017	1(2)^{S2}, 1(3)^{K2}
		1		2	2018	7(15)^{K2}

		1	*Acorus calamus* L.	2	2017	8(22)^{D2}
		1		1	2018	2(5)^{D1}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2018	3(10)^{D3}
6.	*Alternaria longissima* Deighton & MacGarvie	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	9(32)^{S1}
7.	*Alternaria tenuissima* (Kunze) Wiltshire	1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	5(19)^{S1}
		3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2	2017	6(21)^{S1}, 5(20)^{S1}, 8(24)^{D2}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2017	3(9)^{D1}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	1(3)^{K1}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2017	1(1)^{S2}
		1		1	2018	2(7)^{S1}
		1	*Typha latifolia* L.	1	2018	3(9)^{S1}
8.	*Arthrinium phaeospermum* (Corda) M.B. Ellis	4	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2,3	2017	1(4)^{S2}, 1(4)^{K2}, 3(10)^{D3}, 2(23)^{S3}
		8		2,3	2018	4(6)^{K2}, 5(9)^{K2}, 1(1)^{S2}, 1(1)^{D2}, 4(13)^{D2}, 3(8)^{D2}, 2(2)^{K3}, 5(22)^{S3}
		2	*Acorus calamus* L.	2,3	2017	2(5)^{D2}, 7(20)^{D3}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2018	2(5)^{S2}
		1	*Carex acutiformis* L.	2	2018	2(4)^{K2}
9.	*Arthrinium* sp.	1	*Carex* sp.	3	2018	3(7)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2018	6(13)^{K3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2018	7(16)^{K3}
10.	*Ascochyta acori* Oudem.	4	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	2(5)^{D1}, 7(20)^{D2}, 2(5)^{D2}, 1(4)^{D3}
		1		1	2018	2(5)^{D1}
11.	*Ascochyta calami* (Bres.) Punith.	5	*Acorus calamus* L.	1,2	2017	5(14)^{D1}, 8(31)^{S1}, 7(19)^{D1}, 5(15)^{D2}, 8(31)^{S2}
12.	*Ascochyta caricicola* Melnik	1	*Carex* sp.	1	2017	3(7)^{D1}
13.	*Ascochyta caricina* Melnik	1	*Carex* sp.	1	2017	4(14)^{D2}
14.	*Ascochyta caricis-arenariae* Melnik	2	*Carex* sp.	2,3	2018	3(10)^{D2}, 3(7)^{D3}

15.	*Ascochyta kirulisii* H. Ruppr.	1	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	3	2018	3(14)^{S3}
16.	*Ascochyta melicae* (Died.) Melnik	3	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2	2017	7(26)^{S1}, 2(5)^{S1}, 6(25)^{S2}
		3		2,3	2018	3(10)^{S2}, 2(4)^{S3}, 9(33)^{S3}
17.	*Ascochyta* sp.	4	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2,3	2017	6(25)^{S2}, 1(3)^{K2}, 1(2)^{S2}, 6(15)^{K3}
		2		1,2	2018	7(29)^{S1}, 5(21)^{S2}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2017	6(6)^{S3}
		1	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	3	2017	5(11)^{K3}
		1		1	2018	6(20)^{S1}
		1	*Carex* sp.	3	2017	6(18)^{D3}
		1	*Acorus calamus* L.	1	2018	2(5)^{D1}
		1	*Nymphaea alba* L.	1	2018	6(21)^{S1}
18.	*Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola* Punith.	1	*Carex* sp.	2	2018	3(10)^{D2}
19.	*Aspergillus niger* Tiegh.	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2018	3(4)^{K1}, 7(11)^{K1}
		4	*Typha angustifolia* L.	2	2018	3(12)^{S2}, 2(5)^{S2}, 9(35)^{S2}, 7(27)^{S2}
		1	*Acorus calamus* L.	2	2018	5(19)^{S2}
20.	*Asteromella acorella* (Sacc. & Penz.) H. Ruppr.	1	*Acorus calamus* L.	3	2018	6(20)^{D3}
21.	*Asteromella* sp.	2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	7(26)^{S1}, 4(8)^{K1}
		1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	6(16)^{D1}
		1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	6(24)^{S1}
22.	*Botrytis cinerea* Pers.	2	*Carex*	1,3	2017	2(6)^{D1}, 2(6)^{D3}
		3	*Acorus calamus* L.	2,3	2017	3(11)^{S2}, 1(4)^{D2}, 2(5)^{D3}
		3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2,3	2017	9(33)^{S2}, 6(14)^{K3}, 9(17)^{S3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	4(8)^{K3}
23.	*Cercospora junci-filiformis* Melnik	3	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	6(22)^{S1}, 9(35)^{S2}, 6(22)^{S2}

24.	*Cercospora juncicola* (Kasai) Vassiljevsky	1	*Juncus bulbosus* L.	2	2017	4(12)^{D2}
25.	*Cercospora* sp.	1	*Acorus calamus* L.	1	2017	7(19)^{D1}
		1	*Carex* sp.	1	2017	2(6)^{D1}
		1		2	2018	6(9)^{D2}
		1	*Carex acutiformis* L.	2	2017	6(24)^{S2}
		2		1,2	2018	7(13)^{K1}, 3(13)^{S2}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2018	4(12)^{D1}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2018	3(10)^{D3}
26.	*Chaetomium elatum* Kunze	1	*Typha angustifolia* L.	3	2018	6(23)^{S3}
27.	*Chaetomium globosum* Kunze	1	*Acorus calamus* L.	3	2017	7(20)^{D3}
28.	*Chaetomium* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2018	3(11)^{S1}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2018	7(27)^{S3}
29.	*Chaetospermum chaetosporum* (Pat.) A.L. Sm. & Ramsb.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2017	5(16)^{S2}
		2		2	2018	4(16)^{S2}, 2(3)^{K2}
		2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	3(6)^{K3}, 5(10)^{K3}
		1		2	2018	4(17)^{S2}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2017	7(12)^{S3}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2018	6(25)^{S2}
30.	*Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries	10	*Typha angustifolia* L.	1,2,3	2017	5(16)^{S1}, 7(29)^{S1}, 4(15)^{S1}, 5(11)^{K1}, 3(9)^{S1}, 6(24)^{S1}, 1(3)^{S1}, 1(1)^{S2}, 8(24)^{D3}, 1(1)^{D3}
		12		1,2,3	2018	5(6)^{K1}, 8(23)^{D1}, 3(12)^{S1}, 2(3)^{K1}, 3(12)^{S2}, 8(27)^{D2}, 3(12)^{D2}, 2(5)^{S2}, 8(31)^{S2}, 3(12)^{D2}, 1(1)^{S3}, 3(4)^{K3}
		7	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,3	2017	1(2)^{S1}, 3(8)^{S1}, 3(9)^{D1}, 4(11)^{D3}, 6(6)^{S3}, 8(16)^{S3}, 6(19)^{D3}
		7		1,2,3	2018	5(18)^{S1}, 3(9)^{D1}, 3(11)^{S2}, 6(23)^{S2}, 4(14)^{D2}, 2(7)^{S2}, 4(13)^{D3}
		10	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	7(26)^{S1}, 3(10)^{S1}, 1(1)^{S1}, 5(17)^{S1}, 6(14)^{K1}, 3(10)^{S2}, 1(2)^{S2}, 5(3)^{S3}, 4(8)^{K3}, 7(11)^{S3}

		13		1,2,3	2018	$3(11)^{S1}$, $5(15)^{S1}$, $7(15)^{K2}$, $3(10)^{S2}$, $8(17)^{K2}$, $2(2)^{S2}$, $7(28)^{S2}$, $5(8)^{K3}$, $2(4)^{S3}$, $7(28)^{S3}$, $5(21)^{S3}$, $4(18)^{S3}$, $3(12)^{S3}$
		38	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	$3(8)^{D1}$, $4(13)^{S1}$, $5(9)^{K1}$, $6(21)^{S1}$, $3(12)^{S1}$, $5(15)^{D1}$, $4(7)^{K1}$, $4(11)^{D1}$, $2(4)^{D1}$, $8(21)^{D1}$, $7(28)^{S1}$,$1(2)^{D1}$, $9(32)^{S1}$, $5(20)^{S1}$, $2(5)^{K1}$, $8(30)^{S1}$, $1(4)^{K1}$, $2(6)^{S1}$, $3(6)^{K1}$, $1(4)^{S2}$, $6(26)^{S2}$, $4(13)^{D2}$, $6(19)^{D2}$, $4(8)^{K2}$, $4(14)^{S2}$, $3(8)^{D2}$, $5(9)^{K2}$, $2(6)^{D2}$, $1(4)^{K2}$, $8(24)^{D2}$, $3(6)^{K2}$, $3(13)^{S2}$, $2(7)^{S2}$, $5(15)^{D3}$, $8(15)^{S3}$, $1(2)^{D3}$, $2(5)^{K3}$, $5(10)^{K3}$
		32		1,2,3	2018	$8(15)^{K1}$, $1(2)^{D1}$, $5(7)^{K1}$, $6(16)^{D1}$, $3(11)^{D1}$, $2(1)^{K1}$, $8(32)^{S1}$, $9(36)^{S1}$, $3(4)^{K1}$, $4(13)^{D1}$, $1(4)^{S1}$, $6(26)^{S1}$, $8(26)^{D2}$, $8(16)^{K2}$, $3(8)^{S2}$, $1(1)^{S2}$, $8(33)^{S2}$, $1(1)^{D2}$, $5(16)^{D2}$, $3(8)^{D2}$, $1(2)^{D3}$, $2(2)^{K3}$, $5(9)^{K3}$, $4(11)^{D3}$, $1(2)^{S3}$, $3(5)^{K3}$, $3(9)^{S3}$, $5(15)^{D3}$, $1(1)^{K3}$, $6(17)^{D3}$, $5(22)^{S3}$, $2(4)^{D3}$
		11	*Carex* sp.	1,2,3	2017	$8(23)^{D1}$, $1(1)^{D1}$, $7(20)^{D1}$, $1(3)^{D1}$, $6(18)^{D1}$, $3(7)^{D1}$, $2(6)^{D1}$, $4(14)^{D2}$, $6(18)^{D2}$, $1(3)^{D2}$, $6(18)^{D3}$
		13		1,2,3	2018	$2(7)^{D1}$, $3(10)^{D1}$, $7(20)^{D1}$, $1(1)^{D1}$, $6(17)^{D1}$, $6(19)^{D2}$, $2(7)^{D2}$, $8(24)^{D2}$, $3(10)^{D2}$, $6(18)^{D3}$, $7(22)^{D3}$, $2(6)^{D3}$, $3(7)^{D3}$
		8	*Carex acutiformis* L.	1,2,3	2017	$6(23)^{S1}$, $1(1)^{K1}$, $4(14)^{S1}$, $5(11)^{K2}$, $6(24)^{S2}$,$1(1)^{K2}$, $3(25)^{S3}$, $6(13)^{K3}$
		13		1,2,3	2018	$6(25)^{S1}$, $1(2)^{S1}$, $2(2)^{K1}$, $3(10)^{S1}$, $3(13)^{S2}$, $7(14)^{K2}$, $4(18)^{S2}$, $2(4)^{K2}$,$5(22)^{S2}$, $3(13)^{S2}$, $6(13)^{K3}$, $5(10)^{K3}$, $3(15)^{S3}$
		12	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	$5(14)^{D1}$, $8(22)^{D1}$, $3(11)^{S1}$, $7(27)^{S1}$, $8(31)^{S1}$, $7(19)^{D1}$, $2(4)^{S1}$, $5(15)^{D2}$, $2(5)^{D2}$, $8(31)^{S2}$, $5(4)^{S3}$, $6(10)^{S3}$
		6		1,2,3	2018	$8(31)^{S1}$, $3(9)^{S2}$, $3(9)^{D2}$, $2(5)^{D3}$, $1(3)^{D3}$, $3(11)^{S3}$

		5	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	6(16)^{D1}, 4(12)^{D1}, 3(10)^{D1}, 4(12)^{D2}, 6(22)^{S2}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2017	4(9)^{K3}
		3		1,3	2018	8(16)^{K1}, 6(12)^{K3}, 3(10)^{D3}
		1	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	3	2017	5(11)^{K3}
		1		3	2018	4(7)^{K3}
31.	*Cladosporium herbarum* (Pers.) Link	15	*Typha angustifolia* L.	1,2,3	2017	5(16)^{S1}, 7(29)^{S1}, 5(11)^{K1}, 3(9)^{S1}, 6(24)^{S1}, 1(2)^{K1}, 1(2)^{K2}, 9(34)^{S2}, 1(2)^{D2}, 3(12)^{S2}, 5(15)^{S2}, 9(18)^{S3}, 1(1)^{D3}, 6(7)^{S3}, 1(2)^{K3}
		7		1,2,3	2018	9(37)^{S1}, 2(7)^{S1}, 8(23)^{D1}, 8(27)^{D2}, 3(12)^{D2}, 6(23)^{S3}, 3(4)^{K3}
		15	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	7(26)^{S1}, 3(10)^{S1}, 1(1)^{S1}, 6(14)^{K1}, 1(3)^{K1}, 5(10)^{K2}, 6(25)^{S2}, 3(10)^{S2}, 1(2)^{S2}, 1(3)^{K2}, 4(7)^{K2}, 2(5)^{S2}, 3(24)^{S3}, 6(15)^{K3}, 5(12)^{K3}
		11		1,2,3	2018	5(8)^{K1}, 3(11)^{S1}, 5(15)^{S1}, 1(4)^{D1}, 7(29)^{S1}, 5(7)^{K2}, 8(17)^{K2}, 2(3)^{K2}, 5(8)^{K3}, 9(33)^{S3}, 4(18)^{S3}
		47	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	3(8)^{D1}, 4(13)^{S1}, 5(9)^{K1}, 6(21)^{S1}, 3(12)^{S1}, 5(15)^{D1}, 4(7)^{K1}, 4(11)^{D1}, 2(4)^{D1}, 7(28)^{S1}, 9(32)^{S1}, 5(20)^{S1}, 2(5)^{K1}, 8(30)^{S1}, 1(4)^{K1}, 2(6)^{S1}, 3(6)^{K1}, 6(12)^{K1}, 6(26)^{S2}, 4(13)^{D2}, 6(19)^{D2}, 4(8)^{K2}, 4(14)^{S2}, 5(21)^{S2}, 3(8)^{D2}, 6(13)^{K2}, 5(9)^{K2}, 2(6)^{D2}, 1(1)^{D2}, 8(32)^{S2}, 7(29)^{S2}, 5(16)^{D2}, 9(33)^{S2}, 2(7)^{S2}, 3(10)^{D3}, 8(22)^{D3}, 5(15)^{D3}, 2(23)^{S3}, 4(1)^{S3}, 1(21)^{S3}, 3(26)^{S3}, 7(21)^{D3}, 2(7)^{D3}, 4(12)^{D3}, 4(7)^{K3}, 6(14)^{K3}, 3(6)^{K3}
		21		1,2,3	2018	8(15)^{K1}, 1(2)^{D1}, 5(7)^{K1}, 6(16)^{D1}, 5(19)^{S1}, 2(1)^{K1}, 8(32)^{S1}, 9(36)^{S1}, 3(4)^{K1}, 2(6)^{D1}, 2(8)^{S1}, 4(14)^{S1}, 7(27)^{S1}, 4(6)^{K2}, 3(5)^{K2}, 6(24)^{S2}, 7(12)^{K2}, 2(2)^{K3}, 7(27)^{S3}, 8(32)^{S3}, 4(16)^{S3}
		15	*Carex* sp.	1,2,3	2017	8(23)^{D1}, 1(1)^{D1}, 1(3)^{D1}, 4(13)^{D1}, 6(18)^{D1}, 3(7)^{D1}, 2(6)^{D1}, 2(7)^{D2}, 3(9)^{D2}, 6(18)^{D2}, 1(3)^{D2}, 7(21)^{D2}, 8(26)^{D2}, 3(9)^{D3}, 5(16)^{D3}

		8		1,2,3	2018	2(7)^{D1}, 8(24)^{D1}, 3(10)^{D1}, 5(15)^{D1}, 6(17)^{D1}, 7(22)^{D2}, 1(2)^{D2}, 1(1)^{D3},
		3	*Carex acutiformis* L.	1,2,3	2017	3(7)^{S1}, 6(24)^{S2}, 5(5)^{S3},
		11		1,2,3	2018	6(25)^{S1}, 2(6)^{S1}, 7(13)^{K1}, 7(28)^{S1}, 2(2)^{K1}, 8(34)^{S1}, 3(13)^{S2}, 6(13)^{K3}, 2(5)^{S3}, 7(17)^{K3}, 5(20)^{S3}
		14	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 3(11)^{S1}, 2(5)^{D1}, 8(31)^{S1}, 2(6)^{S2}, 7(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 1(4)^{D2}, 5(15)^{D2}, 2(5)^{D2}, 8(22)^{D2}, 2(22)^{S3}, 1(4)^{D3}, 4(13)^{D3}
		5		1,2	2018	1(3)^{D1}, 8(22)^{D1}, 1(3)^{S1}, 8(31)^{S1}, 7(29)^{S2}
		6	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,2,3	2017	3(8)^{S1}, 6(17)^{D1}, 3(9)^{D1}, 3(11)^{D2}, 4(11)^{D3}, 6(19)^{D3}
		7		1,2,3	2018	4(12)^{D1}, 5(18)^{S1}, 3(9)^{D1}, 6(23)^{S1}, 4(14)^{D2}, 2(7)^{S2}, 2(8)^{S3}
		6	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	6(16)^{D1}, 4(12)^{D1}, 3(10)^{D1}, 6(22)^{S1}, 3(10)^{D2}, 6(22)^{S2}
		2	*Typha latifolia* L.	2,3	2017	8(23)^{D2}, 4(9)^{K3}
		4			2018	3(9)^{S1}, 8(16)^{K1}, 8(19)^{K2}, 6(12)^{K3}
32.	*Cladosporium* sp.	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2017	6(17)^{D2}
		2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	4(8)^{K1}, 7(26)^{S1}
		7	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	3(8)^{D1}, 4(13)^{S1}, 9(32)^{S1}, 5(20)^{S1}, 6(12)^{K1}, 5(9)^{K2}, 1(4)^{K3}
		6		1,3	2018	1(2)^{D1}, 9(36)^{S1}, 2(8)^{S1}, 4(14)^{S1}, 5(15)^{D3}, 1(1)^{K3}
		1	*Carex* sp.	1	2017	1(3)^{D1}
		1		1	2018	1(1)^{D1}
		3	*Typha angustifolia* L.	1,3	2017	3(9)^{S1}, 1(2)^{K1}, 3(28)^{S3}
		3		1,2,3	2018	8(23)^{D1}, 8(27)^{D2}, 6(23)^{S3}
		1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	6(22)^{S1}
		2	*Typha latifolia* L.	3	2018	6(12)^{K3}, 3(10)^{D3}
33.	*Curvularia* sp.	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2017	3(11)^{D2}

		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2017	$4(13)^{D2}$
34.	*Dendryphion* sp.	1	*Acorus calamus* L.	3	2018	$7(21)^{D3}$
35.	*Drechslera* sp.	8	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	$1(1)^{S1}$, $5(16)^{S2}$, $5(10)^{K2}$, $6(25)^{S2}$, $3(10)^{S2}$, $1(3)^{K2}$, $7(28)^{S2}$, $3(24)^{S3}$
		2		1,3	2018	$5(8)^{K1}$, $5(8)^{K3}$
		8	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2	2017	$1(4)^{S2}$, $6(19)^{D2}$, $4(8)^{K2}$, $4(14)^{S2}$, $5(21)^{S2}$, $3(8)^{D2}$, $6(13)^{K2}$, $9(33)^{S2}$
		5		1,2	2018	$1(4)^{S1}$, $4(6)^{K2}$, $1(1)^{K2}$, $8(33)^{S2}$, $4(13)^{D2}$
		2	*Carex* sp.	2	2017	$2(7)^{D2}$, $3(9)^{D2}$
		1	*Carex acutiformis* L.	2	2017	$3(8)^{S2}$
		2	*Typha angustifolia* L.	2	2017	$1(1)^{S2}$, $3(12)^{S2}$
		2		1,2	2018	$9(37)^{S1}$, $8(27)^{D2}$
36.	*Epicoccum nigrum* Link	7	*Typha angustifolia* L.	1,2,3	2017	$5(16)^{S1}$, $9(34)^{S2}$, $1(2)^{D2}$, $8(24)^{D3}$, $9(18)^{S3}$, $1(1)^{D3}$, $1(2)^{K3}$
		1		1	2018	$2(7)^{S1}$
		4	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,2	2017	$1(2)^{S1}$, $3(9)^{D1}$, $3(11)^{D2}$, $6(17)^{D2}$
		1		2	2018	$2(7)^{S2}$
		18	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	$3(8)^{D1}$, $4(11)^{D1}$, $1(2)^{D1}$, $1(4)^{K1}$, $6(26)^{S2}$, $4(8)^{K2}$, $4(14)^{S2}$, $5(21)^{S2}$, $3(8)^{D2}$, $6(13)^{K2}$, $1(4)^{K2}$, $7(29)^{S2}$, $8(24)^{D2}$, $3(13)^{S2}$, $8(22)^{D3}$, $5(15)^{D3}$, $2(23)^{S3}$, $2(7)^{D3}$
		9		1,2,3	2018	$3(11)^{D1}$, $8(32)^{S1}$, $2(8)^{S1}$, $3(13)^{S1}$, $8(16)^{K2}$, $4(11)^{D3}$, $5(15)^{D3}$, $1(1)^{K3}$, $8(32)^{S3}$
		8	*Carex* sp.	1,3	2017	$8(23)^{D1}$, $1(1)^{D1}$, $1(3)^{D1}$, $4(13)^{D1}$, $6(18)^{D1}$, $3(7)^{D1}$, $2(6)^{D1}$, $6(18)^{D3}$
		2		1	2018	$2(7)^{D1}$, $6(17)^{D1}$
		2	*Carex acutiformis* L.	1,2	2017	$3(7)^{S1}$,$7(30)^{S2}$
		4		1,2,3	2018	$2(6)^{S1}$, $3(10)^{S1}$, $2(4)^{K2}$, $6(13)^{K3}$
		2	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	$3(10)^{D1}$, $3(10)^{D2}$
		6	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	$3(10)^{S1}$, $1(1)^{S1}$, $6(14)^{K1}$, $3(10)^{S2}$, $3(24)^{S3}$, $6(15)^{K3}$
		3		1,3	2018	$3(11)^{S1}$, $5(8)^{K3}$, $5(21)^{S3}$
		2	*Acorus calamus* L.	1,2	2017	$7(19)^{D1}$, $8(22)^{D2}$

		1	*Typha latifolia* L.	3	2017	4(9)^{K3}
		1		3	2018	6(12)^{K3}
37.	*Fusarium armeniacum* (G.A. Forbes, Windels & L.W. Burgess) L.W. Burgess & Summerell	1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	7(29)^{S1}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	8(22)^{D3}
		3		1	2018	8(15)^{K1}, 1(2)^{D1}, 8(32)^{S1}
38.	*Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	2(6)^{S1}
39.	*Fusarium culmorum* (Wm. G. Sm.) Sacc.	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(13)^{S1}, 2(5)^{K1}
40.	*Fusarium graminearum* Schwabe	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2018	8(25)^{D1}
41.	*Fusarium* sp.	5	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	2(5)^{S1}, 4(8)^{K1}, 6(25)^{S2}, 2(5)^{S2}, 3(24)^{S3}
		5		1,2,3	2018	3(11)^{S1}, 1(4)^{D2}, 8(30)^{S2}, 5(8)^{K3}, 6(14)^{K3}
		10	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 3(11)^{S1}, 2(5)^{D1}, 7(19)^{D1}, 2(4)^{S1}, 2(6)^{S2}, 3(11)^{S2}, 5(15)^{D2}, 6(10)^{S3}, 2(5)^{D3}
		9		1,2,3	2018	5(14)^{D1}, 1(3)^{D1}, 8(31)^{S1}, 2(5)^{D1}, 2(6)^{D2}, 2(6)^{S2}, 7(21)^{D2}, 5(15)^{D2}, 6(20)^{D3}
		23	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	5(9)^{K1}, 4(13)^{S1}, 3(12)^{S1}, 5(15)^{D1}, 2(4)^{D1}, 1(2)^{D1}, 2(5)^{K1}, 1(4)^{K1}, 6(12)^{K1}, 1(4)^{S2}, 6(26)^{S2}, 6(19)^{D2}, 4(8)^{K2}, 6(13)^{K2}, 1(4)^{K2}, 1(1)^{D2}, 5(16)^{D2}, 2(7)^{S2}, 7(13)^{S3}, 5(15)^{D3}, 4(1)^{S3}, 1(2)^{D3}, 2(5)^{K3}
		17		1,2,3	2018	6(16)^{D1}, 1(4)^{S1}, 8(16)^{K2}, 5(9)^{K2}, 1(1)^{K2}, 3(8)^{S2}, 6(10)^{K2}, 9(36)^{S2}, 8(33)^{S2}, 5(16)^{D2}, 2(5)^{D2}, 8(26)^{D3}, 5(9)^{K3}, 4(11)^{D3}, 3(5)^{K3}, 6(17)^{D3}, 4(6)^{K3}
		6	*Typha angustifolia* L.	1,2,3	2017	4(15)^{S1}, 3(9)^{S1}, 9(34)^{S2}, 5(15)^{S2}, 9(18)^{S3}, 6(7)^{S3}
		5		2,3	2018	2(5)^{S2}, 5(8)^{K2}, 3(12)^{D2}, 3(10)^{S3}, 8(29)^{S3}
		6	*Carex* sp.	1,2,3	2017	1(1)^{D1}, 4(13)^{D1}, 3(7)^{D1}, 6(18)^{D2}, 7(21)^{D2}, 1(3)^{D3}
		6		1,2,3	2018	8(24)^{D1}, 1(1)^{D1}, 6(19)^{D2}, 7(22)^{D2}, 1(2)^{D2}, 3(7)^{D3}
		2	*Carex acutiformis* L.	1,2	2017	1(1)^{K1}, 1(1)^{K2}

		6		2,3	2018	8(18)^{K2}, 4(18)^{S2}, 6(13)^{K3}, 5(10)^{K3}, 7(17)^{K3}, 3(15)^{S3}
		1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	6(22)^{S1}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2017	6(6)^{S3}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2017	4(9)^{K3}
		3		1,2,3	2018	8(16)^{K1}, 8(19)^{K2}, 6(12)^{K3}
		1	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	1	2018	6(20)^{S1}
42.	*Fusarium sporotrichioides* Sherb.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2018	1(2)^{D1}
		1	*Typha latifolia* L.	1	2018	3(9)^{S1}
43.	*Gibberella zeae* (Schwein.) Petch	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,3	2017	6(21)^{S1}, 6(14)^{K3}
		5		3	2018	5(9)^{K3}, 3(8)^{D3}, 3(9)^{S3}, 7(27)^{S3}, 8(32)^{S3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2017	4(7)^{K2}
		1		3	2018	6(14)^{K3}
44.	*Gonatobotrys simplex* Corda	12	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	7(28)^{S1}, 9(32)^{S1}, 1(4)^{S2}, 4(13)^{D2}, 5(21)^{S2}, 3(8)^{D2}, 5(9)^{K2}, 7(29)^{S2}, 3(6)^{K2}, 3(13)^{S2}, 4(14)^{S2}, 2(23)^{S3}
		1		2	2018	8(26)^{D2}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	5(17)^{S1}
		2	*Typha angustifolia* L.	2,3	2017	9(34)^{S2}, 9(18)^{S3}
		1		2	2018	8(27)^{D2}
45.	*Hendersonia culmiseda* Sacc.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(13)^{S1}
46.	*Hendersonia* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2017	3(10)^{S2}
47.	*Hymenopsis* sp.	2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	6(15)^{K3}, 5(12)^{K3}
		1		3	2018	3(3)^{K3}
		2	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,3	2017	3(9)^{D1}, 6(19)^{D3}
		1		3	2018	4(13)^{D3}
		2	*Acorus calamus* L.	2,3	2018	3(9)^{D2}, 8(25)^{D3}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2018	5(8)^{K2}

		1	*Carex* sp.	3	2018	3(7)^{D3}
48.	*Hymenopsis trochiloides* (Sacc.) Sacc.	5	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	4(13)^{S1}, 9(32)^{S1}, 6(13)^{K2}, 3(13)^{S2}, 3(26)^{S3}
		1		2	2018	3(5)^{K2}
49.	*Leptosphaeria acorella* Cooke	16	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 8(22)^{D1}, 3(11)^{S1}, 8(31)^{S1}, 7(19)^{D1}, 7(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 2(5)^{D2}, 8(31)^{S2}, 8(22)^{D2}, 5(4)^{S3}, 6(10)^{S3}, 7(20)^{D3}, 4(13)^{D3}, 2(5)^{D3}, 5(14)^{D3}
		16		1,2,3	2018	5(14)^{D1}, 1(3)^{D1}, 7(19)^{D1}, 6(22)^{S1}, 1(3)^{S1}, 2(6)^{D2}, 8(25)^{D2}, 7(21)^{D2}, 3(9)^{D2}, 2(5)^{D3}, 8(25)^{D3}, 7(26)^{S3}, 1(3)^{D3}, 5(14)^{D3}, 8(31)^{S3}, 7(21)^{D3}
50.	*Leptosphaeria arundinacea* (Sowerby) Sacc.	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(11)^{D1}, 9(32)^{S1}
51.	*Leptospaheria caricicola* Fautrey	1	*Carex* sp.	1	2017	8(23)^{D1}
52.	*Leptospaheria epicarecta* (Cooke) Sacc.	2	*Carex* sp.	1	2017	4(13)^{D1}, 6(18)^{D1}
		1		3	2018	2(6)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2018	4(17)^{S3}
53.	*Leptosphaeria herpotrichoides* De Not.	1	*Carex* sp.	3	2018	1(1)^{D3}
54.	*Leptosphaeria scirpina* G. Winter	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2018	4(13)^{D3}
55.	*Leptosphaeria* sp.	2	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2017	6(6)^{S3}, 6(19)^{D3}
		1		1	2018	5(18)^{S1}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2017	1(4)^{K2}
		3	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	4(8)^{K3}, 6(15)^{K3}, 5(12)^{K3}
56.	*Leptosphaeria typhae* (P. Karst.) Sacc.	1	*Typha latifolia* L.	2	2017	8(23)^{D2}
		1		3	2018	3(10)^{D3}
57.	*Leptosphaeria typharum* (Desm.) P. Karst.	2	*Typha angustifolia* L.	3	2017	3(28)^{S3}, 1(2)^{K3}
		2		3	2018	6(23)^{S3}, 1(1)^{S3}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2018	6(12)^{K3}
58.	*Melanospora* sp.	1	*Acorus calamus* L.	3	2018	7(21)^{D3}

59.	*Myrothecium cinctum* (Corda) Sacc.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	2(5)^{K3}
		2	*Typha angustifolia* L.	2,3	2018	8(31)^{S2}, 3(10)^{S3}
60.	*Neottiospora caricina* (Desm.) Höhn.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	6(14)^{K1}
61.	*Paecilomyces* sp.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	4(1)^{S3}
		1	*Typha angustifolia* L.	1	2018	3(12)^{S1}
62.	*Periconia byssoides* Pers.	3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	7(13)^{S3}, 1(2)^{D3}, 4(7)^{K3}
		1		3	2018	1(1)^{K3}
		1	*Typha angustifolia* L.	3	2018	9(35)^{S3}
63.	*Periconia digitata* (Cooke) Sacc.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	3(26)^{S3}
64.	*Periconia hispidula* (Pers.) E.W. Mason & M.B. Ellis	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	1(4)^{K1}
65.	*Periconia minutissima* Corda	1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	8(24)^{D3}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	5(10)^{K3}
		2		3	2018	5(9)^{K3}, 1(1)^{K3}
		2	*Carex* sp.	1,3	2018	6(17)^{D1}, 1(1)^{D3}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2018	6(23)^{S2}
		2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2,3	2018	5(21)^{S2}, 3(3)^{K3}
		1	*Nymphaea alba* L.	2	2018	3(14)^{S2}
		1	*Acorus calamus* L.	3	2018	1(3)^{D3}
66.	*Periconia* sp.	1	*Acorus calamus* L.	3	2017	3(27)^{S3}
		1		2	2018	2(6)^{S2}
		1	*Carex* sp.	1	2017	6(18)^{D1}
		2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	5(3)^{S3}, 5(12)^{K3}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	3(6)^{K3}
67.	*Periconia typhicola* E.W. Mason & M.B. Ellis	1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	8(24)^{D3}

68.	*Phoma glomerata* (Corda) Wollenw. & Hochapfel	11	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2	2017	4(13)^{S1}, 4(7)^{K1}, 2(4)^{D1}, 8(30)^{S1}, 3(6)^{K1}, 6(12)^{K1}, 4(8)^{K2}, 4(14)^{S2}, 5(21)^{S2}, 2(6)^{D2}, 3(6)^{K2}
		3		2,3	2018	3(5)^{K2}, 8(26)^{D3}, 1(1)^{K3}
		1	*Acorus calamus* L.	1	2017	2(5)^{D1}
		1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	1(1)^{D3}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2017	8(16)^{S3}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2017	4(9)^{K3}
69.	*Phoma* sp.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	9(32)^{S1}
70.	*Phoma typhae* Pass.	1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	3(9)^{S1}
71.	*Phyllosticta caricis* (Fuckel) Sacc.	1	*Carex* sp.	1	2018	5(15)^{D1}
72.	*Phyllosticta coralliobola* Bubák & Kabát	6	*Typha angustifolia* L.	2,3	2017	1(2)^{K2}, 1(1)^{S2}, 3(12)^{S2}, 9(18)^{S3}, 6(7)^{S3}, 1(19)^{S3}
		8		1,2,3	2018	8(23)^{D1}, 3(12)^{S1}, 2(3)^{K1}, 2(2)^{K2}, 9(35)^{S2}, 3(10)^{S3}, 7(15)^{K3}, 3(4)^{K3}
		1	*Typha latifolia* L.	1	2018	8(16)^{K1}
73.	*Phyllosticta nupharis* Allesch.	2	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	1,2	2017	6(13)^{K1}, 6(12)^{K2}
		2		2,3	2018	6(11)^{K2}, 4(7)^{K3}
74.	*Phyllosticta phragmitis* Nagorny	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	5(9)^{K1}, 5(20)^{S1}
		4		1	2018	6(16)^{D1}, 5(19)^{S1}, 3(11)^{D1}, 4(13)^{D1}
75.	*Phyllosticta* sp.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(13)^{S1}
		1		2	2018	3(5)^{K2}
		1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	6(16)^{D1}
		2	*Typha angustifolia* L.	1	2017	5(11)^{K1}, 6(24)^{S1}
		1		1	2018	2(7)^{S1}
		3	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,3	2017	1(3)^{K1}, 3(24)^{S3}, 7(11)^{S3}
		1		2	2018	7(15)^{K2}
		1	*Carex* sp.	3	2018	2(6)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2018	4(17)^{S3}
76.	*Phyllosticta typina* Sacc. & Malbr.	8	*Typha angustifolia* L.	1,3	2017	5(16)^{S1}, 7(29)^{S1}, 1(3)^{S1}, 1(2)^{K1}, 5(2)^{S3}, 6(7)^{S3}, 3(28)^{S3}, 1(2)^{K3}

		6		1,2,3	2018	5(6)^{K1}, 9(37)^{S1}, 8(23)^{D1}, 2(5)^{S2}, 6(23)^{S3}, 3(4)^{K3}
		1	*Typha latifolia* L.	1	2018	8(16)^{K1}
77.	*Piricularia* sp.	1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	8(24)^{D3}
78.	*Pithomyces chartarum* (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis	1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	3(10)^{D1}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2017	3(11)^{D2}
		1	*Typha angustifolia* L.	3	3017	8(24)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2017	3(25)^{S3}
		1		2	2018	4(18)^{S2}
		2	*Carex* sp.	2,3	2018	1(2)^{D2}, 7(22)^{D3}
		1	*Typha latifolia* L.	3	2017	4(9)^{K3}
		2		3	2018	6(12)^{K3}, 3(10)^{D3}
		5	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2,3	2018	8(26)^{D2}, 5(9)^{K2}, 1(1)^{K3}, 5(22)^{S3}, 2(4)^{D3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2018	5(21)^{S2}
79.	*Pleurophragmium* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	1(20)^{S3}
		1		2	2018	3(10)^{S2}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2017	1(2)^{S1}
80.	*Pseudocercospora* sp.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	3(12)^{S1}
81.	*Pseudocercosporella herpotrichoides* (Fron) Deighton	1	*Carex acutiformis* L.	1	2018	1(2)^{S1}
82.	*Pseudocercosporella scirpi* (Moesz) Deighton	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2018	3(9)^{D1}
83.	*Pseudocercosporella* sp.	1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	5(11)^{K1}
84.	*Pseudorobillarda phragmitis* (Cunnell) M. Morelet	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2018	7(12)^{K2}
85.	*Pseudoseptoria donacis* (Pass.) B. Sutton	3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2017	4(14)^{S2}, 5(21)^{S2}, 3(6)^{K2}
		1		2	2018	4(6)^{K2}

86.	*Puccinia caricina* DC.	3	*Carex acutiformis* L.	3	2017	5(5)^{S3}, 6(13)^{K3}, 1(1)^{K3}
87.	*Puccinia coronata* Corda	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	1(20)^{S3}
		1		3	2018	8(30)^{S3}
88.	*Puccinia magnusiana* Körn.	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	3(10)^{D3}, 4(7)^{K3}
89.	*Puccinia phragmitis* (Schumach.) Tul.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	3(12)^{S1}
90.	*Puccinia* sp.	5	*Carex* sp.	1,2,3	2017	3(7)^{D1}, 3(9)^{D2}, 7(21)^{D2}, 1(3)^{D3}, 6(18)^{D3}
91.	*Pyrenophora scirpicola* (DC.) E. Müll.	3	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,3	2017	3(9)^{D1}, 6(6)^{S3}, 8(16)^{S3}
		9		1,2,3	2018	9(35)^{S1}, 6(18)^{D1}, 6(23)^{S1}, 6(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 3(11)^{D2}, 6(23)^{S2}, 6(25)^{S3}, 3(9)^{D3}
92.	*Ramichloridium* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	4(8)^{K3}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2018	1(1)^{D2}
93.	*Ramularia aromatica* (Sacc.) Höhn.	27	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 5(18)^{S1}, 8(22)^{D1}, 3(11)^{S1}, 7(27)^{S1}, 8(31)^{S1}, 7(19)^{D1}, 2(4)^{S1}, 2(6)^{S2}, 7(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 1(4)^{D2}, 5(18)^{S2}, 5(15)^{D2}, 2(5)^{D2}, 8(31)^{S2}, 8(22)^{D2}, 8(23)^{D3}, 2(22)^{S3}, 5(4)^{S3}, 6(10)^{S3}, 7(20)^{D3}, 4(13)^{D3}, 2(5)^{D3}, 8(14)^{S3}, 5(14)^{D3}, 3(27)^{S3}
		24		1,2,3	2018	5(17)^{S1}, 5(14)^{D1}, 1(3)^{D1}, 8(22)^{D1}, 7(19)^{D1}, 6(22)^{S1}, 1(3)^{S1}, 8(31)^{S1}, 2(5)^{D1}, 2(5)^{S1}, 2(6)^{S2}, 8(25)^{D2}, 7(29)^{S2}, 7(21)^{D2}, 5(19)^{S2}, 8(32)^{S2}, 5(15)^{D2}, 8(25)^{D3}, 6(20)^{D3}, 1(3)^{D3}, 5(19)^{S3}, 5(14)^{D3}, 8(31)^{S3}, 7(21)^{D3}
94.	*Ramularia* sp.	1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	3(9)^{S1}
		1	*Carex* sp.	1	2017	3(7)^{D1}
		3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	4(13)^{S1}, 5(9)^{K2}, 6(17)^{D3}
		3		2	2018	1(1)^{S2}, 9(36)^{S2}, 2(5)^{D2}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2017	4(7)^{K2}
		1		1	2018	5(15)^{S1}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2018	2(7)^{S2}

95.	*Scolecobasidium* sp.	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2018	3(3)^{K3}
96.	*Scopinella caulincola* (Fuckel) Malloch	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	3(10)^{S1}
97.	*Scopinella solani* (Zukal) Malloch	1	*Typha angustifolia* L.	3	2017	8(24)^{D3}
98.	*Seimatosporium* sp.	1	*Carex* sp.	1	2017	2(6)^{D1}
		7	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	5(14)^{D1}, 8(22)^{D1}, 7(19)^{D1}, 8(22)^{D2}, 5(4)^{S3}, 6(10)^{S3}, 4(13)^{D3}
		1		3	2018	8(31)^{S3}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2017	1(4)^{K2}
99.	*Selenophoma scrophulariae* B. Sutton	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	6(14)^{K1}
100.	*Selenophoma straussiana* (Sacc.) Luc	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	9(32)^{S1}
		1		1	2018	5(19)^{S1}
101.	*Septoria arundinis* Mont.	16	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	4(13)^{S1}, 4(7)^{K1}, 1(2)^{D1}, 5(20)^{S1}, 2(5)^{K1}, 8(30)^{S1}, 2(6)^{S1}, 3(6)^{K1}, 6(12)^{K1},5(21)^{S2}, 2(6)^{D2}, 8(32)^{S2}, 3(6)^{K2}, 3(13)^{S2}, 9(33)^{S2}, 3(10)^{D3}
		6		1	2018	8(15)^{K1}, 6(16)^{D1}, 5(19)^{S1}, 2(1)^{K1}, 3(4)^{K1}, 7(27)^{S1}
102.	*Septoria caricicola* Sacc.	2	*Carex* sp.	1,3	2017	8(23)^{D1}, 5(16)^{D3}
		1	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	3(10)^{D1}
103.	*Septoria cryptica* Priest	3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2	2017	5(20)^{S1}, 5(21)^{S2}, 5(9)^{K2}
104.	*Septoria lineolata* Sacc. & Speg.	1	*Carex* sp.	1	2017	3(7)^{D1}
		1		1	2018	2(7)^{D1}
105.	*Septoria phragmitis* Sacc.	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	3(8)^{D1}, 4(13)^{S1}
106.	*Septoria* sp.	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2017	4(11)^{D3}
		1		3	2018	4(13)^{D3}
		3	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	7(26)^{S1}, 1(3)^{K2}, 6(15)^{K3}
		1		1	2018	8(33)^{S1}

		8	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	6(12)^{K1}, 4(14)^{S2}, 6(13)^{K2}, 5(9)^{K2}, 1(1)^{D2}, 8(32)^{S2}, 3(13)^{S2}, 2(23)^{S3}
		7		1,3	2018	1(2)^{D1}, 2(2)^{K3}, 4(11)^{D3}, 1(2)^{S3}, 3(8)^{D3}, 7(27)^{S3}, 6(17)^{D3}
		1	*Acorus calamus* L.	1	2017	8(31)^{S1}
		1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	1(3)^{S1}
		1	*Juncus bulbosus* L.	2	2017	4(12)^{D2}
		1	*Carex* sp.	3	2017	3(9)^{D3}
		2	*Typha latifolia* L.	1,3	2018	8(16)^{K1}, 6(12)^{K3}
107.	*Septoria tritici* Roberge ex Desm.	2	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2	2017	7(26)^{S1}, 3(10)^{D2}
		1		2	2018	2(2)^{S2}
108.	*Spharellopsis filum* (Biv.) B. Sutton	1	*Carex* sp.	1	2017	3(7)^{D1}
109.	*Stachybotrys atra* Corda	1	*Carex acutiformis* L.	2	2017	7(30)^{S2}
		3	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2,3	2018	5(7)^{K2}, 9(33)^{S3}, 6(14)^{K3}
		3	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2018	3(8)^{D3}, 4(6)^{K3}, 6(11)^{K3}
110.	*Stagonospora anglica* Cunnell	2	*Carex* sp.	1,2	2017	3(7)^{D1}, 1(3)^{D2}
		1		1	2018	2(7)^{D1}
		5	*Carex acutiformis* L.	1,2	2017	1(1)^{K1}, 6(23)^{S1}, 4(14)^{S1}, 1(1)^{K2}, 3(8)^{S2}
		1	*Acorus calamus* L.	1	2017	7(27)^{S1}
111.	*Stagonospora aquatica* (Sacc.) Sacc.	1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2017	3(9)^{D1}
112.	*Stagonospora caricinella* Brunaud	1	*Carex* sp.	1	2017	6(18)^{D1}
		1		2	2018	1(2)^{D2}
		2	*Carex acutiformis* L.	1	2017	6(23)^{S1}, 1(1)^{K1}
		1		2	2018	7(14)^{K2}
		2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	8(21)^{D1}, 1(2)^{D1}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2018	4(12)^{D1}
113.	*Stagonospora caricis* (Oudem.) Sacc.	1	*Carex* sp.	1	2017	8(23)^{D1}
		5		1,2,3	2018	5(15)^{D1}, 1(2)^{D2}, 6(18)^{D3}, 1(1)^{D3}, 2(6)^{D3}

		1	*Carex acutiformis* L.	2	2017	6(24)^{S2}
		2		2,3	2018	2(3)^{S2}, 3(15)^{S3}
		2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2017	3(10)^{D3}, 8(22)^{D3}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2018	5(18)^{S1}
		1	*Typha angustifolia* L.	2	2018	8(27)^{D2}
114.	*Stagonospora gigaspora* (Niessl) Sacc.	1	*Carex acutiformis* L.	2	2018	7(14)^{K2}
115.	*Stagonospora junciseda* (Sacc.) Mussat	1	*Juncus bulbosus* L.	2	2017	3(10)^{D2}
116.	*Stagonospora macropycnidia* Cunnell	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	6(21)^{S1}, 1(2)^{D1}
		1	*Carex* sp.	1	2017	1(3)^{D1}
		3		2,3	2018	8(24)^{D2}, 7(22)^{D2}, 6(18)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	2	2018	2(4)^{K2}
117.	*Stagonospora nodorum* (Berk.) E. Castell. & Germano	1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1	2017	1(1)^{S1}
		2		2,3	2018	1(4)^{D2}, 3(12)^{S3}
118.	*Stagonospora* sp.	15	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	5(9)^{K1}, 4(13)^{S1}, 2(4)^{D1}, 2(6)^{S1}, 6(12)^{K1}, 6(26)^{S2}, 4(13)^{D2}, 4(8)^{K2}, 5(21)^{S2}, 6(13)^{K2}, 8(32)^{S2}, 7(29)^{S2}, 3(13)^{S2}, 2(23)^{S3}, 5(12)^{K3}
		4		1,3	2018	8(25)^{D1}, 2(2)^{K3}, 1(2)^{S3}, 8(32)^{S3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	5(12)^{K3}
		1		1	2018	7(29)^{S1}
		1	*Carex acutiformis*	3	2017	1(1)^{K3}
		1	*Carex* sp.	2	2018	2(7)^{D2}
		1	*Acorus calamus* L.	2	2018	3(9)^{S2}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	2	2018	4(14)^{D2}
119.	*Stagonospora vitensis* Unamuno	2	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1	2017	4(13)^{S1}, 1(2)^{D1}
		2	*Juncus bulbosus* L.	1	2017	6(16)^{D1}, 4(12)^{D1}

		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1	2017	6(17)^{D1}
		3	*Carex* sp.	1	2017	1(1)^{D1}, 7(20)^{D1}, 3(7)^{D1}
		2		1,2	2018	7(20)^{D1}, 5(17)^{D2}
		1	*Carex acutiformis* L.	1	2017	3(7)^{S1}
		1		2	2018	7(26)^{S2}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	2	2018	2(2)^{S2}
120.	*Stemphylium botryosum* Wallr.	6	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2	2017	3(8)^{D1}, 4(13)^{S1}, 3(8)^{D2}, 5(9)^{K2}, 2(6)^{D2}, 9(33)^{S2}
		1	*Typha latifolia* L.	1	2018	3(9)^{S1}
121.	*Stemphylium* sp.	1	*Carex* sp.	2	2017	4(14)^{D2}
		1	*Acorus calamus* L.	3	2017	4(13)^{D3}
122.	*Tetranacrium gramineum* H.J. Huds. & B. Sutton	1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	2	2017	8(32)^{S2}
		1		3	2018	4(11)^{D3}
123.	*Torula herbarum* (Pers.) Link	1	*Acorus calamus* L.	3	2017	8(14)^{S3}
		3		2,3	2018	2(6)^{S2}, 5(19)^{S3}, 7(21)^{D3}
		1	*Carex* sp.	3	2017	2(6)^{D3}
		1	*Carex acutiformis* L.	3	2017	6(13)^{K3}
		1	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	3	2017	1(20)^{S3}
		2		3	2018	7(28)^{S3}, 3(3)^{K3}
		2	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	2,3	2018	6(11)^{K2}, 3(14)^{S3}
		1	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	3	2018	6(25)^{S3}
		1	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	3	2018	4(6)^{K3}
124.	*Trichothecium roseum* (Pers.) Link	1	*Carex acutiformis* L.	2	2017	3(8)^{S2}
125.	*Ulocladium botrytis* Preuss	1	*Typha angustifolia* L.	1	2017	3(9)^{S1}
126.	*Uromyces caricis-sempervirentis* E. Fisch.	5	*Carex* sp.	1,2	2017	1(1)^{D1}, 3(7)^{D1}, 2(7)^{D2}, 3(9)^{D2}, 4(14)^{D2}
		2	*Carex acutiformis* L.	1,3	2017	1(1)^{K1}, 3(25)^{S3}
127.	*Verticillium* sp.	1	*Typha angustifolia* L.	1	2018	3(12)^{S1}
128.	Izolaty nieoznaczone	8		1,2,3	2017	3*1(2)^{S1}, 3(9)^{S2}, 3*3(11)^{D2}, 6(6)^{S3}

		11	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla	1,2,3	2018	6(18)^{D1}, 6(23)^{S1}, 3(11)^{S2}, 3*4(14)^{D2}, 2(8)^{S3}, 2*6(25)^{S3}, 2*4(13)^{D3}
		25	*Acorus calamus* L.	1,2,3	2017	2*5(14)^{D1}, 8(22)^{D1}, 2*7(19)^{D1}, 4*2(4)^{S1}, 7(20)^{D2}, 3(11)^{S2}, 1(4)^{D2}, 5(15)^{D2}, 2*8(31)^{S2}, 8(22)^{D2}, 3*8(23)^{D3}, 5(4)^{S3}, 6(10)^{S3}, 1(4)^{D3}, 4(13)^{D3}, 5(14)^{D3}, 3(27)^{S3}
		30		1,2,3	2018	5(14)^{D1}, 7(19)^{D1}, 6(22)^{S1}, 8(31)^{S1}, 2*8(25)^{D2}, 3(9)^{S2}, 7(29)^{S2}, 2*7(21)^{D2}, 1(3)^{D2}, 8(32)^{S2}, 2*5(15)^{D2}, 2(5)^{D3}, 3*8(25)^{D3}, 4*7(26)^{S3}, 2*1(3)^{D3}, 5(19)^{S3}, 5(14)^{D3}, 3(11)^{S3}, 8(31)^{S3}, 2*7(21)^{D3}
		6	*Juncus bulbosus* L.	1,2	2017	4(12)^{D1}, 9(35)^{S2}, 4*5(20)^{S2}
		11	*Carex acutiformis* L.	1,2,3	2017	3(7)^{S1}, 4*7(30)^{S2}, 3(8)^{S2}, 3(25)^{S3}, 7(12)^{S3}, 6(18)^{D3}, 6(8)^{S3}, 6(13)^{K3}
		20		1,2,3	2018	2*1(2)^{S1}, 2(2)^{K1}, 2*2(4)^{K2}, 8(18)^{K2}, 5(22)^{S2}, 2*2(3)^{S2}, 3*6(13)^{K3}, 2*2(5)^{S3}, 7(17)^{K3}, 3(15)^{S3}, 4(17)^{S3}, 3*5(20)^{S3}
		15	*Carex* sp.	1,2,3	2017	8(23)^{D1}, 1(1)^{D1}, 2*7(20)^{D1}, 6(18)^{D1}, 3(7)^{D1}, 2*2(6)^{D1}, 3(9)^{D2}, 2*1(3)^{D2}, 7(21)^{D2}, 5(16)^{D3}, 2(6)^{D3}, 6(18)^{D3}
		19		1,2,3	2018	2*1(1)^{D1}, 2*5(15)^{D1}, 3*6(17)^{D1}, 6(19)^{D2}, 2*7(22)^{D2}, 2*1(2)^{D2}, 5(17)^{D2}, 2*8(24)^{D3}, 1(1)^{D3}, 7(22)^{D3}, 2(6)^{D3}, 5(16)^{D3}
		53	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud	1,2,3	2017	5(15)^{D1}, 2*7(28)^{S1}, 1(2)^{D1}, 2*5(20)^{S1}, 2*8(30)^{S1}, 1(4)^{K1}, 2(6)^{S1}, 6(12)^{K1}, 3*2(5)^{K2}, 2*1(4)^{S2}, 6(26)^{S2}, 2*4(13)^{D2}, 6(19)^{D2}, 4*4(14)^{S2}, 5(21)^{S2}, 5*5(9)^{K2}, 2*2(6)^{D2}, 2*1(4)^{K2}, 1(1)^{D2}, 2*7(29)^{S2}, 2*3(13)^{S2}, 2*3(10)^{D3}, 2*7(13)^{S3}, 8(22)^{D3}, 2*8(15)^{S3}, 2*1(2)^{D3}, 3(26)^{S3}, 4(7)^{K3}, 3(6)^{K3}, 2*5(10)^{K3}
		56		1,2,3	2018	3*5(7)^{K1}, 5(19)^{S1}, 3(11)^{D1}, 8(32)^{S1}, 4(14)^{S1}, 2*1(4)^{S1}, 7(27)^{S1}, 3(13)^{S1}, 2*8(16)^{K2}, 4(6)^{K2}, 2*5(9)^{K2}, 6(24)^{S2}, 1(1)^{K2}, 2*3(8)^{S2}, 2*6(10)^{K2}, 6(18)^{D2}, 2*8(33)^{S2}, 1(1)^{D2}, 4(13)^{D2}, 5(16)^{D2}, 7(12)^{K2}, 4(17)^{S2}, 2*2(2)^{K3},

						2*8(26)^{D3}, 2*5(9)^{K3}, 5*4(11)^{D3}, 1(2)^{S3}, 2*3(8)^{D3}, 7(27)^{S3}, 2*1(1)^{K3}, 2*9(34)^{S3}, 6(17)^{D3}, 2*5(22)^{S3}, 3*8(32)^{S3}, 2(4)^{D3}
		9	*Typha angustifolia* L.	1,3	2017	2*3(9)^{S1}, 6(24)^{S1}, 2*1(2)^{K1}, 2*8(24)^{D3}, 2*1(1)^{D3}
		13		1,2,3	2018	9(37)^{S1}, 2(7)^{S1}, 2(5)^{S2}, 2*8(31)^{S2}, 2*6(25)^{S2}, 5(8)^{K2}, 3(12)^{D2}, 2*8(29)^{S3}, 7(15)^{K3}, 3(4)^{K3}
		11	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb.	1,2,3	2017	1(1)^{S1}, 3*6(14)^{K1}, 2*5(16)^{S2}, 5(10)^{K2}, 1(3)^{K2}, 5(12)^{K3}, 2*1(20)^{S3}
		24		1,2,3	2018	1(4)^{D1}, 7(29)^{S1}, 7(14)^{K1}, 2*1(4)^{D2}, 4(16)^{S2}, 2*8(30)^{S2}, 2*7(28)^{S2}, 2*2(3)^{K2}, 2(4)^{S3}, 9(33)^{S3}, 2*7(28)^{S3}, 3(12)^{S3}, 3*3(3)^{K3}, 3*8(30)^{S3}, 6(14)^{K3}
		3	*Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm.	2,3	2017	2*9(36)^{S2}, 5(11)^{K3}
		4		1,2,3	2018	7(12)^{K1}, 3(15)^{S2}, 2*4(7)^{K3}
		2	*Typha latifolia* L.	3	2018	2*6(12)^{K3}

D – Jezioro Długie, K – Jezioro Kortowskie, S – Jezioro Skanda

Załącznik 2. Spis wyizolowanych gatunków grzybów i roślin żywicielskich

Lp.	Roślina żywicielska	Wyizolowane gatunki grzybów	Liczba
1.	*Nymphaea alba* L. (Grzybienie białe)	brak izolatów	**0**
2.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Phyllosticta typhina, Epicoccum nigrum*	**5**
3.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Alternaria alternata, Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Pleurophragmium* sp. **3 nieoznaczone**	**4**
4.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb) (Manna Mielec)	*Ascochyta melicae, Septoria tritici, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Asteromella* sp., *Septoria* sp., *Cladosporium* sp.	**8**
5.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Fusarium armeniacum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Phyllosticta typhina*	**5**
6.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Ascochyta melicae, Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Acremonium* sp.	**4**
7.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin, ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Stemphylium botryosum, Septoria phragmitis, Cladosporium* sp.	**7**
8.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stagonospora vitenis, Alternaria alternata, Phoma glomerata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Fusarium culmorum, Ramularia* sp., *Septoria phragmitis, Phyllosticta* sp., *Cladosporium* sp., *Stemphylium botryosum, Hendersonia culmiseda, Acremonium* sp., *Hymenopsis trochiloides, Fusarium* sp., *Septoria arundinis, Stagonospora* sp.	**17**
9.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Leptosphaeria cariciola, Stagonospora caricis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Septoria cariciola* **1 nieoznaczony**	**7**
10.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Ascochyta calami, Ramularia aromatica, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Seimatosporium* sp. **2 nieoznaczone**	**8**
11.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Asteromella* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Fusarium* sp.	**4**
12.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stagonospora* sp., *Phyllosticta phragmitis, Acremonium* sp., *Fusarium* sp.	**7**
13.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora anglica, Stagonospora caricinella*	**4**
14.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	brak izolatów	**0**

15.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Alternaria tenuissima, Alternaria alternata*	**2**
16.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp.	**3**
17.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Phyllosticta nupharis, Alternaria alternata*	**2**
18.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**2**
19.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica*	**2**
20.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Gibberella zeae, Stagonospora macropycnidia, Alternaria alternata, Alternaria tenuissima, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**6**
21.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Asteromella* sp., *Phyllosticta* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stagonospora vitensis*	**5**
22.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Stagonospora vitensis, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**
23.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stagonospora vitensis* **1 nieoznaczony**	**3**
24.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Pseudocercospora* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp., *Puccinia phragmitis*	**6**
25.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Stagonospora vitensis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Uromyces caricis-sempervirentis* **1 nieoznaczony**	**7**
26.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Pseudocercosporella* sp.	**5**
27.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
28.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Seimatosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
29.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Stagonospora vitensis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**3**
30.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Cladosporium herbarum, Ramularia aromatica, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria acorella*	**6**
31.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Alternaria tenuissima, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Pyrenophora scirpicola Hymenopsis* sp., *Stagonospora aquatica*	**8**

32.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Stagonospora macropycnidia, Cladosporium* sp.	**6**
33.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Phoma glomerata, Septoria arunidnis, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**4**
34.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Fusarium* sp., *Phoma typhae, Ramularia* sp., *Ulocladium botrytis* **2 nieoznaczone**	**8**
35.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ascochyta acori, Fusarium* sp., *Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Phoma glomerata, Acremonium* sp.	**6**
36.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Leptosphaeria epicarecta, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp., *Epicoccum nigrum*	**5**
37.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Leptosphaeria arundinacea, Epicoccum nigrum*	**5**
38.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria epicarecta, Stagonospora caricinella, Epicoccum nigrum, Periconia* sp., *Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**7**
39.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora anglica*	**4**
40.	*Carex acutiformis* L. (Turzyca błotna)	*Stagonospora caricinella, Uromyces caricis-sempervirentis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Stagonospora anglica*	**6**
41.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Asteromella* sp., *Alternaria alternata, Phyllosticta* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
42.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Septoria caricicola, Alternaria alternata, Pithomyces chartarum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum*	**6**
43.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stagonospora* sp., *Fusarium* sp., *Phoma glomerata, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides*	**6**
44.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stagonospora caricinella, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**3**
45.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Scopinella caulincola, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum*	**5**
46.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Gonatobotrys simplex* **2 nieoznaczone**	**3**
47.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Stagonospora vitensis* **1 nieoznaczony**	**4**

48.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stagonospora caricinella, Stagonospora macropycnidia, Alternaria longipes, Cladosporium cladosporioides, Septoria arundinis, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Stagonospora vitensis* **1 nieoznaczone**	**9**
49.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Ascochyta calami, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella, Septoria* sp.	**7**
50.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Leptosphaeria arundinacea,* ***Selenophoma straussiana,*** *Phoma* sp., *Gonatobotrys simplex, Hymenopsis trochiloides, Alternaria longissima, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Alternaria alternata*	**10**
51.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum,* ***Stagonospora nodorum,*** *Alternaria alternata, Dreschlera* sp. **1 nieoznaczone**	**6**
52.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	***Cerospora junci-filiformis,*** *Cladosporium herbarum, Fusarium* sp., *Cladosporium* sp.	**4**
53.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Ascochyta calami, Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Cercospora sp., Seimatosporium* sp. **2 nieoznaczone**	**9**
54.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Phyllosticta phragmitis,* ***Septoria cryptica****, Cladosporium herbarum, Septoria arunidnis, Alternaria tenuissima, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium* sp. **2 nieoznaczone**	**7**
55.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Stagonospora anglica*	**3**
56.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Septoria arunidnis, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Fusarium culmorum*	**7**
57.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Stagonospora anglica, Sphaerellopsis filum, Stagonospora vitensis, Septoria lineolata, Cladosporium cladosporioides, Ascochyta caricicola, Cladosporium herabrum, Epicoccum nigrum, Uromyces caricis-sempervirentis, Fusarium* sp., *Ramularia* sp., *Puccinia* sp. **1 nieoznaczony**	**12**
58.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Phoma glomerata, Cladosporium herbarum, Septoria arundinis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**5**
59.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Gonatobotrys simplex, Cladosporium cladosporioides*	**3**

60.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Acremonium* sp. *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Periconia hispidula* **1 nieoznaczony**	**7**
61.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Botrytis cinerea, Cercospora* sp., *Acremonium* sp., *Seimatosporium* sp. **2 nieoznaczone**	**8**
62.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria arundinis, Stagonospora* sp., *Alternaria alternata, Fusarium avenaceum, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides* **1 nieoznaczony**	**6**
63.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	***Neottiospora caricina,*** *Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum,* ***Selenophoma scrophularie*** **3 nieoznaczone**	**6**
64.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria tenuissima, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Phyllosticta* sp.	**4**
65.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria arundinis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Phoma glomerata*	**5**
66.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta typhina, Septoria* sp.	**4**
67.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria* sp., *Stagonospora* sp., *Phoma glomerata, Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Cladosporium* sp., *Cladosporium herbarum, Septoria arundinis* **1 nieoznaczony**	**8**
68.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Cladosporium herbarum, Phyllosticta typhina* **2 nieoznaczone**	**4**
69.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides* **4 nieoznaczone**	**4**
70.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Dreschlera* sp., *Alternaria alternata, Chaetospermum chaetosporum* **2 nieoznaczone**	**3**
71.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata*	**2**
72.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	**2 nieoznaczone**	**0**
73.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	brak izolatów	**0**
74.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	brak izolatów	**0**
75.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Epicoccum nigrum, Stachybotrys atra, Alternaria alternata* **4 nieoznaczone**	**3**

76.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	**1 nieoznaczony**	**0**
77.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	brak izolatów	**0**
78.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra* **3 nieoznaczone**	**1**
79.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Cercospora junci-filiformis* **1 nieoznaczony**	**1**
80.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Phyllosticta nupharis*	**1**
81.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	**4 nieoznaczone**	**0**
82.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Stagonospora junciseda, Septoria tritici*	**5**
83.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Dreschlera* sp., *Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Gonatobotrys simplex, Arthrinium phaeospermum* **2 nieoznaczone**	**6**
84.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Uromyces caricis-sempervirentis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Dreschlera* sp.	**4**
85.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	brak izolatów	**0**
86.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Curvularia* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Pithomyces chartarum* **3 nieoznaczone**	**5**
87.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stagonospora* sp. **1 nieoznaczony**	**6**
88.	*Nymphaea alba* L. (Grzybienie białe)	W preparacie widoczne same pyknidia	**0**
89.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta coralliobola, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**
90.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Dreschlera* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
91.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum Dreschlera* sp., *Fusarium* sp., *Ascochyta melicae, Ascochyta* sp.	**6**
92.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Alternaria alternata,* ***Cercospora juncicola****, Cladosporium cladosporioides, Septoria* sp.	**4**
93.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Hendersonia* sp., *Dreschlera* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum*	**6**
94.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Gonatobotrys simplex, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp.	**5**

95.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stagonospora* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Gonatobotrys simplex, Curvularia* sp. **2 nieoznaczone**	**6**
96.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp., *Ramularia aromatica*	**4**
97.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Dreschlera* sp., *Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta coralliobola, Alternaria alternata, Alternaria tenuissima*	**5**
98.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Uromyces caricis-sempervirentis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Dreschlera* sp., *Puccinia* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
99.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Ramularia aromatica, Ascochyta acori, Leptosphaeria acorella* **1 nieoznaczony**	**5**
100.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Uromyces caricis-sempervirentis, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Stemphylium* sp., *Ascochyta caricina*	**5**
101.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Dreschlera* sp., *Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
102.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp.	**4**
103.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora caricis, Cercospora* sp.	**5**
104.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Leptosphaeria typhae, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**
105.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra, Epicoccum nigrum, Cladosporium herbarum, Dreschlera* sp., *Alternaria alternata, Phoma glomerata, Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Stagonospora* sp.	**9**
106.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora anglica* **2 nieoznaczone**	**4**
107.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Cladosporium herbarum, Leptosphaeria acorella, Botrytis cinerea, Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**6**
108.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Phoma glomerata, Epicoccum nigrum, Dreschlera* sp., *Cladosporium cladosporioides, Septoria* sp., *Acremoniella atra, Pseudoseptoria donacis, Gonatobotrys simplex* **4 nieoznaczone**	**10**
109.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Gonatobotrys simplex, Phoma glomerata, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Epicoccum nigrum, Dreschlera* sp.,	**10**

		Septoria cryptica, Stagonospora sp., *Septoria arundinis, Pseudoseptoria donacis*	
110.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium herbaum, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Alternaria longipes, Ascochyta* sp.	**5**
111.	*Juncus bulbosus* L. (Sit drobny)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Cercospora junci-filiformis*	**4**
112.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Dreschlera* sp., *Gonatobotrys simplex, Stemphylium botryosum*	**7**
113.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Stagonospora anglica, Alternaria alternata*	**4**
114.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, młode Epicoccum nigrum*	**3**
115.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Botrytis cinerea, Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**4**
116.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Epicoccum nigrum, Dreschlera* sp., *Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Hymenopsis trochiloides, Stagonospora* sp., *Septoria* sp.	**8**
117.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica*	**2**
118.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Gonatobotrys simplex, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stemphylium botryosum, Ramularia* sp., *Alternaria alternata, Septoria cryptica, Cladosporium* sp., *Septoria* sp. **5 nieoznaczonych**	**9**
119.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta coralliobola, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Dreschlera* sp.	**4**
120.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria arundinis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Stemphylium botryosum, Phoma glomerata* **2 nieoznaczone**	**6**
121.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Ascochyta calami* **1 nieoznaczony**	**6**
122.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Arthrinium phaeosphermum, Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Seimatosporium* sp., *Leptosphaeria* sp. **2 nieoznaczone**	**7**
123.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp., *Septoria* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
124.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Tetranacrium gramineum, Septoria arundinis, Septoria* sp., *Stagonospora* sp.	**7**

125.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Puccinia* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
126.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra, Alternaria alternata, Epicoccum nigrum, Gonatobotrys simplex, Cladosporium herbarum, Stagonospora* sp. **2 nieoznaczone**	**6**
127.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Arthrinium phaeosphermum, Leptosphaeria acorella, Ascochyta calami, Ramularia aromatica*	**7**
128.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Dreschlera* sp., *Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Alternaria longipes, Septoria* sp,, *Ascochyta* sp. **1 nieoznaczony**	**6**
129.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Alternaria tenuissima*	**3**
130.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Ascochyta calami, Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**5**
131.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Phoma glomerata, Gonatobotrys simplex, Cladosporium cladosporioides, Septoria arunidinis, Pseudoseptoria donacis*	**6**
132.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**3**
133.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Leptosphaeria acorella, Alternaria longipes, Seimatosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**7**
134.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**
135.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Ramularia* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Gibberella zeae*	**4**
136.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Gonatobotrys simplex, Septoria arundinis, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Septoria* sp., *Hymenopsis trochiloides, Stagonospora* sp. **2 nieoznaczone**	**8**
137.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**3**
138.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stemphylium botryosum, Septoria arundinis, Alternaria alternata, Dreschlera* sp., *Cladosporium herbarum, Botrytis cinerea*	**6**
139.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**3**

140.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp.	**4**
141.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Epicoccum nigrum*	**3**
142.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Dreschlera* sp., *Alternaria alternata*	**2**
143.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Trichothecium roseum, Dreschlera* sp., *Stagonospora anglica* **1 nieoznaczony**	**3**
144.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	***Scopinella solani,*** *Acremoniella atra, Epicoccum nigrum, Pithomyces chartarum, Alternaria alternata, Periconia minutissima, Periconia typhicola, Cladosporium cladosporioides, Piricularia* sp. **2 nieoznaczone**	**9**
145.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria arundinis, Puccinia magnusiana, Stagonospora caricis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Arthrinium phaeosphermum* **2 nieoznaczone**	**6**
146.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata* **3 nieoznaczone**	**2**
147.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Septoria* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**3**
148.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Periconia byssoides, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**2**
149.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Acremonium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Septoria* sp.	**4**
150.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Periconia* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**3**
151.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	**1 nieoznaczony**	**0**
152.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Uromyces caricis-sempervirentis, Cladosporium cladosporioides, Pithomyces chartarum, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**4**
153.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Fusarium* sp., *Phyllosticta coralliobola, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Gonatobotrys simplex*	**6**
154.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Epicoccum nigrum, Fusarium armeniacum, Stagonospora caricis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**5**
155.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp.	**5**
156.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Phoma glomerata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium*	**5**

		herbarum, Epicoccum nigrum **2 nieoznaczone**	
157.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Ramularia aromatica*	**3**
158.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Gonatobotrys simplex, Stagonospora* sp., *Arthrinium phaeosphermum, Septoria* sp.	**7**
159.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria* sp., *Ascochyta* sp. **1 nieoznaczny**	**6**
160.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Fusarium* sp., *Puccinia* sp.	**2**
161.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria acorella, Seimatosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
162.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Paecilomyces* sp., *Cladosporium herbarum*	**4**
163.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Seimatosporium* sp.	**6**
164.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**
165.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**1**
166.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta typhina*	**1**
167.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Ramichloridium* sp., *Alternaria alternata, Botrytis cinerea, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria* sp.	**5**
168.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Fusarium* sp., *Phyllosticta* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Dreschlera* sp.	**6**
169.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Puccinia caricina*	**3**
170.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta* sp.	**3**
171.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Leptosphaeria* sp., *Septoria* sp., *Epicoccum nigrum, Hymenopsis* sp., *Alternaria alternata, Ascochyta* sp., *Cladosporium herbarum*	**7**
172.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Periconia* sp., *Leptosphaeria* sp., *Cladosporium herbarum, Hymenopsis* sp., *Alternaria alternata, Stagonospora* sp. **1 nieoznaczony**	**6**
173.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata, Phoma glomerata*	**4**

174.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Fusarium* sp., *Phyllosticta typhina, Phyllosticta coralliobola, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**5**
175.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Periconia byssoides, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**4**
176.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ascochyta acori, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**3**
177.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Arthrinium phaeospermum, Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Chaetomium globosum, Ramularia aromatica*	**5**
178.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Acremoniella atra, Cladosporium herbarum, Hymenopsis trochiloides, Periconia digitata* **1 nieoznaczony**	**5**
179.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta typhina, Leptosphaeria typharum, Cladosporium* sp.	**3**
180.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**2**
181.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Phyllosticta coralliobola, Alternaria alternata*	**2**
182.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Phoma glomerata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Pithomyces chartarum*	**7**
183.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Epicoccum nigrum, Leptosphaeria typharum, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Phyllosticta typhina*	**5**
184.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Epicoccum nigrum, Cladosporium herbarum*	**3**
185.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**
186.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Claodsporium cladosporioides, Ascochyta* sp. **1 nieoznaczony**	**2**
187.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Cladosporium herbarum, Septoria caricicola, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**3**
188.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Hymenopsis* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Leptosphaeria* sp.	**5**
189.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Stemphylium* sp., *Leptosphaeria acorella, Seimatosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**6**
190.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Puccinia magnusiana, Cladosporium herbarum, Periconia byssoides, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**4**
191.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Botrytis cinerea, Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella*	**5**

192.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Torula herbarum, Alternaria alternata, Ramularia aromatica*	**3**
193.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Myrothecium cinctum*	**4**
194.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Torula herbarum, Cladosporium cladosporioides, Puccinia caricina* **1 nieoznaczony**	**3**
195.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium* sp., *Stagonospora* sp.	**2**
196.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Ascochyta* sp., *Puccinia* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
197.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremoniella atra, Botrytis cinerea, Gibberella zeae, Cladosporium herbarum*	**4**
198.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Stagonospora* sp., *Puccinia caricina* **2 nieoznaczone**	**3**
199.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**3**
200.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Chaetospermum chaetosporum, Alternaria alternata, Periconia* sp., *Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**4**
201.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Botrytis cinerea*	**2**
202.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Periconia* sp., *Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**3**
203.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Chaetospermum chaetosporum, Cladosporium cladosporioides, Periconia minutissima* **2 nieoznaczone**	**3**
204.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Puccinia coronata, Alternaria alternara, Torula herbarum, Pleurophargmium* sp. **2 nieoznaczone**	**4**
205.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Torula herbarum, Botrytis cinerea, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**3**
206.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Ramularia* sp.	**1**
207.	*Carex acutiformis* (Turzuca błotna)	*Chaetospermum chaetosporum* **1 nieoznaczony**	**1**
208.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata*	**2**
209.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Fusarium armeniacum, Alternaria alternata, Septoria arundinis*	**5**
210.	*Carex* acutiformis (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**2**

211.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola*	**1**
212.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Acremonium alternatum, Alternaria alternata, Fusarium graminearum, Stagonospora* sp.	**4**
213.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Alternaria alternata*	**1**
214.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium armeniacum, Fusarium sporotrichioides, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Septoria* sp.	**7**
215.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Alternaria tenuissima, Alternaria alternata, Stemphylium botryosum, Fusarium sporotrichioides, Cladosporium herbarum*	**5**
216.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Stagonospora caricinella, Cercospora* sp., *Cladosporium herbarum*	**3**
217.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**4**
218.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Stagonospora anglica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Septoria lineolata*	**6**
219.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Leptosphaeria* sp., *Cladosporium cladosporioides, Stagonospora caricis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**5**
220.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **3 nieoznaczone**	**3**
221.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Fusarium* sp., *Claodosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**
222.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**2**
223.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Dreschlera* sp., *Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**
224.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Cladosporium herbarum, Leptosphaeria acorella*	**5**
225.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Chaetomium* sp., *Alternaria alternata, Fusarium* sp.	**6**
226.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta typhina, Alternaria alternata*	**3**
227.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Septoria arundinis, Phyllosticta phragmitis, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**6**
228.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Phyllosticta phragmitis, Septoria arundinis, Selenophoma straussiana* **1 nieoznaczony**	**5**

229.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Epicoccum nigrum, Phyllosticta phragmitis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**4**
230.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Septoria arundinis, Claodpsorium herbarum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**4**
231.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium herbarum, Phyllosticta typhina, Dreschlera* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
232.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Pseudocercosporella scirpi, Alternaria alternata*	**4**
233.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum*	**3**
234.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**3**
235.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Ramularia aromatica*	**3**
236.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cercospora* sp.	**3**
237.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Ramularia* sp.	**4**
238.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**3**
239.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Ramularia aromatica, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**3**
240.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Alternaria tenuissima, Epicoccum nigrum, Phyllosticta* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
241.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Fusarium armeniacum* **1 nieoznaczony**	**5**
242.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**4**
243.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Aspergillus niger, Septoria arundinis, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides*	**5**
244.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	W preparacie widoczone same strzępki	**0**
245.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Phyllosticta phragmitis, Cladosporium cladosporiodies*	**2**
246.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Pseudocercosporella herpotrichoides, Cladosporium cladosporioides*	**3**
247.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**

248.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Cladosporium herbarum*	**4**
249.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Leptosphaeria acorella, Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Cladosporium herbarum*	**4**
250.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp., *Phyllosticta typhina, Phyllosticta coralliobola*	**5**
251.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Ramularia aromatica, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**5**
252.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
253.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria longipes, Fusarium* sp., *Ramularia aromatica, Ascochyta acori, Ascochyta* sp., *Acremonium* sp.	**6**
254.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Fusarium* sp., *Phyllosticta coralliobola, Phyllosticta typhina, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**6**
255.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Paecilomyces* sp., *Verticillium* sp., *Phyllosticta coralliobola*	**5**
256.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	W preparacie widoczne same strzępki	**0**
257.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta coralliobola*	**3**
258.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica*	**2**
259.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Drechslera* sp., *Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**4**
260.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora vitensis*	**3**
261.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata*	**2**
262.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium* sp., *Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**4**
263.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Cladosporium hebrarum, Phyllosticta caricis, Alternaria alternata, Stagonospora caricis* **2 nieoznaczone**	**4**
264.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**3**
265.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Periconia minutissima* **3 nieoznaczone**	**4**
266.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**

267.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides* **1 nieoznaczony**	**2**
268.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Septoria arundinis* **1 nieoznaczony**	**3**
269.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**
270.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Aspergillus niger*	**1**
271.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Epicoccum nigrum* **1 nieoznaczony**	**2**
272.	*Nymphaea alba* L. (Grzybienie białe)	*Ascochyta* sp.	**1**
273.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	brak izolatów	**0**
274.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**1**
275.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Septoria* sp., *Alternaria alternata*	**2**
276.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Ascochyta* sp.	**3**
277.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata*	**1**
278.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata*	**1**
279.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Epicoccum nigrum*	**3**
280.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**1**
281.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Ascochyta* sp., *Stagnospora* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
282.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	**1 nieoznaczony**	**0**
283.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Gonatobotrys simplex, Pithomyces chartarum*	**4**
284.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata*	**2**
285.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum* **2 nieoznaczone**	**4**
286.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Leptosphaeria acorella*	**3**
287.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Fusarium* sp., *Cladosporium herbarum, Alternaria alternata*	**3**

288.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Aspergillus niger, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata*	**3**
289.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Drechslera* sp., *Alternaria alternata, Arthrinium phaeospermum, Cladosporium herbarum, Pseudoseptoria donacis* **1 nieoznaczony**	**5**
290.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium herbarum, Hymenopsis trochiloides, Alternaria alternata, Phoma glomerata, Phyllosticta* sp.	**5**
291.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium* sp., *Gonatobotrys simplex, Acremonium* sp., *Drechslera* sp., *Cladosporium herbarum, Stagonospora caricis*	**8**
292.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**3**
293.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Torula herbarum, Periconia* sp.	**5**
294.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella, Acremonium* sp.	**4**
295.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
296.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata*	**2**
297.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**2**
298.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Phyllosticta coralliobola*	**2**
299.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**2**
300.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Cercospora* sp., *Fusarium* sp., *Acremonium* sp. **1 nieoznaczony**	**5**
301.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**3**
302.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora* sp.	**3**
303.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Periconia minutissima, Pyrenophora scirpicola, Alternaria alternata*	**4**
304.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Arthrinium phaeospermum, Fusarium* sp., *Pithomyces chartarum* **2 nieoznaczone**	**4**
305.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Arthrinium phaeospermum, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta typhina, Aspergillus niger* **1 nieoznaczony**	**6**
306.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora macropycnidia*	**3**

307.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**2**
308.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Drechslera* sp. **1 nieoznaczony**	**2**
309.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Acremonium* sp., *Stagonospora macropycnidia, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**5**
310.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Fusarium* sp. **1 nieoznaczony**	**1**
311.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**3**
312.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**2**
313.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Arthrinium phaeospermum, Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Ramularia* sp.	**4**
314.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria aletrnata, Fusarium* sp., *Cladosporium herbarum, Pithomyces chartarum, Stagonospora caricis, Stagonospora caricinella* **2 nieoznaczone**	**6**
315.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**1**
316.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora caricinella, Stagonospora gigaspora*	**4**
317.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Ramularia* sp., *Fusarium* sp.	**3**
318.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Fusarium* sp., *Leptosphaeria acorella* **2 nieoznaczone**	**4**
319.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Drechslera* sp. **2 nieoznaczone**	**4**
320.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria acorella, Hymenopsis* sp.	**4**
321.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Stagonospora vitensis* **1 nieoznaczony**	**2**
322.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Stagonospora nodorum* **2 nieoznaczone**	**3**
323.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Arthrinium phaeospermum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Ramichloridium* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
324.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Arthrinium phaeospermum, Alternaria alternata, Drechslera* sp. **1 nieoznaczony**	**3**

325.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Myrothecium cinctum* **2 nieoznaczone**	**3**
326.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides* **1 nieoznaczony**	**3**
327.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**1**
328.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria longipes, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta* sp.	**3**
329.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Aspergillus niger*	**3**
330.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Ramularia* sp.	**3**
331.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Pithomyces chartarum*	**4**
332.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Arthrinium phaeospermum, Epicoccum nigrum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora macropycnidia* **2 nieoznaczone**	**5**
333.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**2**
334.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Chaetospermum chaetosporum* **2 nieoznaczone**	**1**
335.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Arthrinium phaeospermum, Cladosporium cladosporioides*	**3**
336.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**3**
337.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Aspergillus niger, Alternaria alternata, Phyllosticta coralliobola*	**3**
338.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Hymenopsis* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
339.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Chaetospermum chaetosporum* **1 nieoznaczony**	**2**
340.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Stagonospora* sp. **3 nieoznaczone**	**3**
341.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Pleurophragmium* sp., *Ascochyta melicae*	**4**
342.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Ascochyta teretiuscula* var. *caricicola, Ascochyta caricis-arenariae, Cladosporium cladosporioides*	**4**
343.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**2**
344.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Stachybotrys atra*	**3**

345.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	**1 nieoznaczony**	**0**
346.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Ramularia* sp.	**5**
347.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Pseudorobillarda phragmitis* **1 nieoznaczony**	**3**
348.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Stagonospora caricis* **2 nieoznaczone**	**2**
349.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata*	**1**
350.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	brak izolatów	**0**
351.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Pithomyces chartarum, Ascochyta* sp., *Periconia minutissima*	**4**
352.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**2**
353.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Torula herbarum, Phyllosticta nupharis*	**2**
354.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Aspergillus niger*	**1**
355.	*Nymphaea alba* L. (Grzybienie białe)	*Periconia minutissima*	**1**
356.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbaurm*	**3**
357.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Stagnospora vitensis*	**1**
358.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria aletrnata*	**1**
359.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Septoria tritici, Stagonospora vitensis*	**4**
360.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Chaetospermum chaetosporum* **1 nieoznaczony**	**1**
361.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata* **2 nieoznaczone**	**2**
362.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Chaetospermum chaetosporum* **2 nieoznaczone**	**3**
363.	*Carex acutiformis* (Tutzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Cladosporium cladosporioides, Cercospora* sp.	**4**
364.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Fusarium* sp. **1 nieoznaczony**	**4**

365.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides*	**2**
366.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria acorella, Acremonium alternatum* **1 nieoznaczony**	**4**
367.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Fusarium* sp., *Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Pithomyces chartarum, Cladosporium* sp., *Cladosporium herbarum, Septoria* sp., *Leptosphaeria typharum* **2 nieoznaczone**	**8**
368.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Drechslera* sp.	**6**
369.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Arthrinium* sp. **3 nieoznaczone**	**6**
370.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata*	**1**
371.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Hymenopsis* sp., *Leptospaheria acorella* **3 nieoznaczone**	**3**
372.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum, Septoria* sp., *Stagonospora* sp., *Arthrinium phaeospermum* **2 nieoznaczone**	**6**
373.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Phoma glomerata, Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**3**
374.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Periconia minutissima, Gibberella zeae* **2 nieoznaczone**	**5**
375.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora caricis, Stagonospora macropycnidia*	**4**
376.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Tetranacrium gramineum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Fusarium* sp., *Septoria* sp. **5 nieoznaczonych**	**6**
377.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Stagonospora* sp., *Septoria* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
378.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Leptosphaeria acorella* **4 nieoznaczone**	**2**
379.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **1 nieoznaczony**	**2**
380.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosproium cladosporioides, Alternaria alternata, Ascochyta melicae* **1 nieoznaczony**	**3**
381.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Stachybotrys atra, Ascochyta melicae* **1 nieoznaczony**	**4**

382.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Septoria* sp., *Stachybotrys atra, Gibberella zeae* **2 nieoznaczone**	**4**
383.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp.	**2**
384.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Ramularia aromatica, Asteromella acorella*	**4**
385.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Arthrinium* sp.	**1**
386.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Gibberella zeae*	**3**
387.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Acremonium* sp., *Gibberella zeae, Septoria* sp., *Chaetomium* sp. **1 nieoznaczony**	**6**
388.	*Carex* sp. (Turzyca)	**2 nieoznaczone**	**0**
389.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Stagonospora caricis, Periconia minutissima, Leptosphaeria herpotrichioides* **1 nieoznaczony**	**5**
390.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Epicoccum nigrum, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium* sp.	**4**
391.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp.	**3**
392.	*Typha latifolia* L. (Pałka szerokolistna)	*Alternaria alternata, Cercospora* sp., *Alternaria longipes, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium* sp., *Pithomyces chartarum, Leptosphaeria typhae*	**7**
393.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Pithomyces chartarum* **1 nieoznaczony**	**3**
394.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum, Periconia byssoides, Pithomyces chartarum, Alternaria longpies, Phoma glomerata, Cladosporium* sp., *Periconia minutissima* **2 nieoznaczone**	**9**
395.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **2 nieoznaczone**	**2**
396.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata* **2 nieoznaczone**	**1**
397.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Fusarium* sp. **1 nieoznaczony**	**3**
398.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Stagonospora caricis* **1 nieoznaczony**	**4**

399.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Torula herbarum, Alternaria alternata, Pyrenophora scirpicola* **2 nieoznaczone**	**3**
400.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Phyllosticta coralliobola, Fusarium* sp., *Myrothecium cinctum*	**4**
401.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Fusarium* sp. **2 nieoznaczone**	**1**
402.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Chaetomium elatum, Leptosphaeria typharum, Phyllosticta typhina*	**6**
403.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Septoria* sp., *Leptosphaeria scirpina, Hymenopsis* sp. **2 nieoznaczone**	**5**
404.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria epicarecta, Phyllosticta* sp., *Stagonospora caricis* **1 nieoznaczony**	**5**
405.	*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla (Oczeret jeziorny)	*Pyrenophora scirpicola*	**1**
406.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Periconia byssoides, Alternaria alternata*	**2**
407.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Torula herbarum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**3**
408.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Ramularia aromatica, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria acorella, Periconia minutissima* **2 nieoznaczone**	**5**
409.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Torula herbarum, Ramularia aromatica* **1 nieoznaczony**	**2**
410.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Fusarium* sp., *Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Septoria* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
411.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Epicoccum nigrum*	**3**
412.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Cladosporium herbarum*	**3**
413.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Alternaria alternata, Phyllosticta coralliobola* **1 nieoznaczony**	**2**
414.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Torula herbarum. Alternaria alternata, Ascochyta kirulisii*	**3**
415.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata, Stagonospora nodorum* **1 nieoznaczony**	**3**
416.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Periconia minutissima, Scolecobasidium* sp., *Torula herbarum, Hymenopsis* sp. **3 nieoznaczone**	**4**
417.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Arthrinium phaeospermum, Pithomyces chartarum, Cladosporium cladosporioides* **2 nieoznaczone**	**4**

418.	*Nuphar lutea* (Grążel żółty)	*Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta nupharis* **2 nieoznaczone**	**2**
419.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum* **3 nieoznaczone**	**2**
420.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stachybotrys atra, Alternaria alternata, Torula herbarum, Fusarium* sp.	**4**
421.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella* **1 nieoznaczony**	**3**
422.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Cladosporium cladosporioides, Alternaria alternata* **1 nieoznaczony**	**2**
423.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum, Epicoccum nigrum, Stagonospora* sp., *Gibberella zeae* **3 nieoznaczone**	**5**
424.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella, Seimatosporium* sp. **1 nieoznaczony**	**4**
425.	*Carex* sp. (Turzyca)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Fusarium* sp., *Ascochyta caricis-arenariae, Arthrinium* sp., *Hymenopsis* sp.	**6**
426.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium cladosporioides, Leptosphaeria typharum*	**2**
427.	*Carex* sp. (Turzyca)	**1 nieoznaczony**	**0**
428.	*Typha angustifolia* L. (Pałka wąskolistna)	*Cladosporium herbarum, Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Phyllosticta typhina, Phyllosticta coralliobola* **1 nieoznaczony**	**5**
429.	*Carex acutiformis* (Turzyca błotna)	*Phyllosticta* sp., *Leptosphaeria epicarecta* **1 nieoznaczony**	**2**
430.	*Acorus calamus* L. (Tatarak zwyczajny)	*Alternaria alternata, Ramularia aromatica, Leptosphaeria acorella, Dendryphion* sp., *Melanospora* sp., *Torula herbarum* **2 nieoznaczone**	**6**
431.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Alternaria alternata, Puccinia coronata* **3 nieoznaczone**	**2**
432.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium herbarum*	**2**
433.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Alternaria alternata, Cladosporium cladosporioides, Pithomyces chartarum* **1 nieoznaczony**	**3**
434.	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud (Trzcina pospolita)	*Stachybotrys atra*	**1**
435.	*Glyceria maxima* (Hartm.) Holmb (Manna mielec)	*Stachybotrys atra, Alternaria alternata, Fusarium* sp., *Gibberella zeae* **1 nieoznaczony**	**4**

Załącznik 3. Metodyka oraz wyniki sekwencjonowania nanoporowego

W celu ogólnej charakterystyki mikroorganizmów epifitycznych

Badania przesiewowe mikrobioty zasiedlającej powierzchnie wykonano z zastosowaniem dwóch podejść do przygotowania próbek do sekwencjonowania ONT (Oxford Nanopore Technologies). Wstępnie z zebranej puli roślin z danego jeziora fragmentowano i około 10 g tkanek roślinnych wytrząsano w zbuforowanej wodzie peptonowej przez noc w 25°C. Pozyskany materiał odwirowano (8000 x g przez 10 min), a z otrzymanego osadu przeprowadzono izolację materiału genetycznego.

W pierwszym podejściu analizowano skład bakteriobiomu.

Sekwencjonowanie przeprowadzono przy użyciu sekwencera MinION Mk1B (Oxford Nanopore) i zestawu „16S Barcoding Kit 1-24". Sporządzono mieszaninę zawierającą: 25µl LongAmp Hot Start Taq 2xMaster Mix, 10µl DNA, po 1,2µl starterów (P1 i P2) i dopełniono wodą do pojemności 50µl. Przeprowadzono amplifikację, stosując następujące warunki procesu: wstępna denaturacja w temperaturze 95°C przez 1min, następnie 25 cykli denaturacji w 95°C przez 20 sek, przyłączanie starterów przez 30 sek w 55°C, rozszerzenie przez 2 min w 65°C i końcowe wydłużanie w 65°C przez 5 min. Otrzymane amplikony oczyszczono stosując Agencourt AMPure XP (Beckman Coulter). W celu standaryzacji biblioteki przeprowadzono łączenie w celu uzyskania mieszaniny próbek zawierającej 20 fmol amplikonów ~ 1500 bp w 10µl buforu Tris-HCl-NaCl. Następnie do 5µl mieszaniny bibliotek dodano 0,5µl adaptera do szybkiego sekwencjonowania (odczynnik RAP dołączony do zestawu).

W drugim podejściu zastosowano metodę pół-natywnego sekwencjonowania.

W podejściu tym nie używano starterów specyficznych, jedynie przeprowadzano amplifikację losowego DNA obecnego w próbkach. Do tego celu użyto połączenia zestawów PCR Barcode Expansion oraz Ligation Sequencing Kit (Oxford Nanopore Technologies). W pierwszym kroku przeprowadzono przygotowanie końców DNA (dodawanie ogona -dA) przy użyciu modułu odczynników NEBNext Ultra II End repair/dA-tailing (New England Biolabs). W skład mieszaniny wchodziło:

Reagent	Volume
<1 µg DNA	45 µl
Ultra II End-prep reaction buffer	7 µl
Ultra II End-prep enzyme mix	3 µl
Nuclease-free water	5 µl
Total	**60 µl**

Reakcję przyłączania -dA przeprowadzono w termocyklerze inkubując mieszaniny reakcyjne przez 5 min w 20°C i 5 min w 65°C.

Po tym kroku wykonano oczyszczanie magnetyczne kulkami magnetycznymi Agencourt AMPure XP (Beckman Coulter). Do tak przygotowanych próbek DNA dołączono adaptery do barkodingu. W tym celu użyto modułu odczynników NEB Blunt/TA Ligase Master Mix (New England Biolabs). W skład mieszaniny wchodziło:

Reagent	Volume
End-prepped DNA	30 µl
Barcode Adapter	20 µl
Blunt/TA Ligase Master Mix	50 µl
Total	**100 µl**

Tak przygotowaną reakcję dla każdej z próbek inkubowano w temperaturze pokojowej przez 10 min, a następnie oczyszczano je metodą magnetyczną.

W kolejnym kroku do losowych fragmentów DNA z przyłączonymi fragmentami adaptorowymi dołączano przez amplifikację sekwencje barkodingowe, specyficzne dla danej próbki. Amplikony uzyskano przez reakcję PCR z zastosowaniem mastermiksu repliQa HiFi ToughMix (Quantabio) (zamiast LongAmp Taq 2x-ponizsza tabela):

Reagent	Volume
PCR Barcode (one of BC1-BC96, at 10 µM)	1 µl
Adapter-ligated DNA	2 µl
LongAmp Taq 2x master mix	25 µl
Nuclease-free water	22 µl
Total volume	**50 µl**

Amplifikację przeprowadzono przeprowadzając wstępną denaturację w 98°C przez 30 s, a następnie 18 cykli składających się z: denaturacji w 98°C przez 15 s, przyłączaniu starterów

barkodingowych przez 5 s w 62°C i tworzeniu nowych nici DNA przez 15 s w 68°C. Końcowe tworzenie nici trwało przez 2 min w 68°C. Po tym kroku do każdej z próbek dodano 0,5 ul 20ng ml^{-1} Proteinazy K w celu rozkładu polimerazy i przystąpiono do oczyszczania amplikonów metodą magnetyczną.

Tak przygotowane biblioteki standaryzowano do jednakowego stężenia amplikonów DNA używając fluorymetru Quantus (Promega), a następnie przeprowadzono pooling (łączenie wszystkich próbek w jedną próbę zbiorczą do sekwencjonowania).

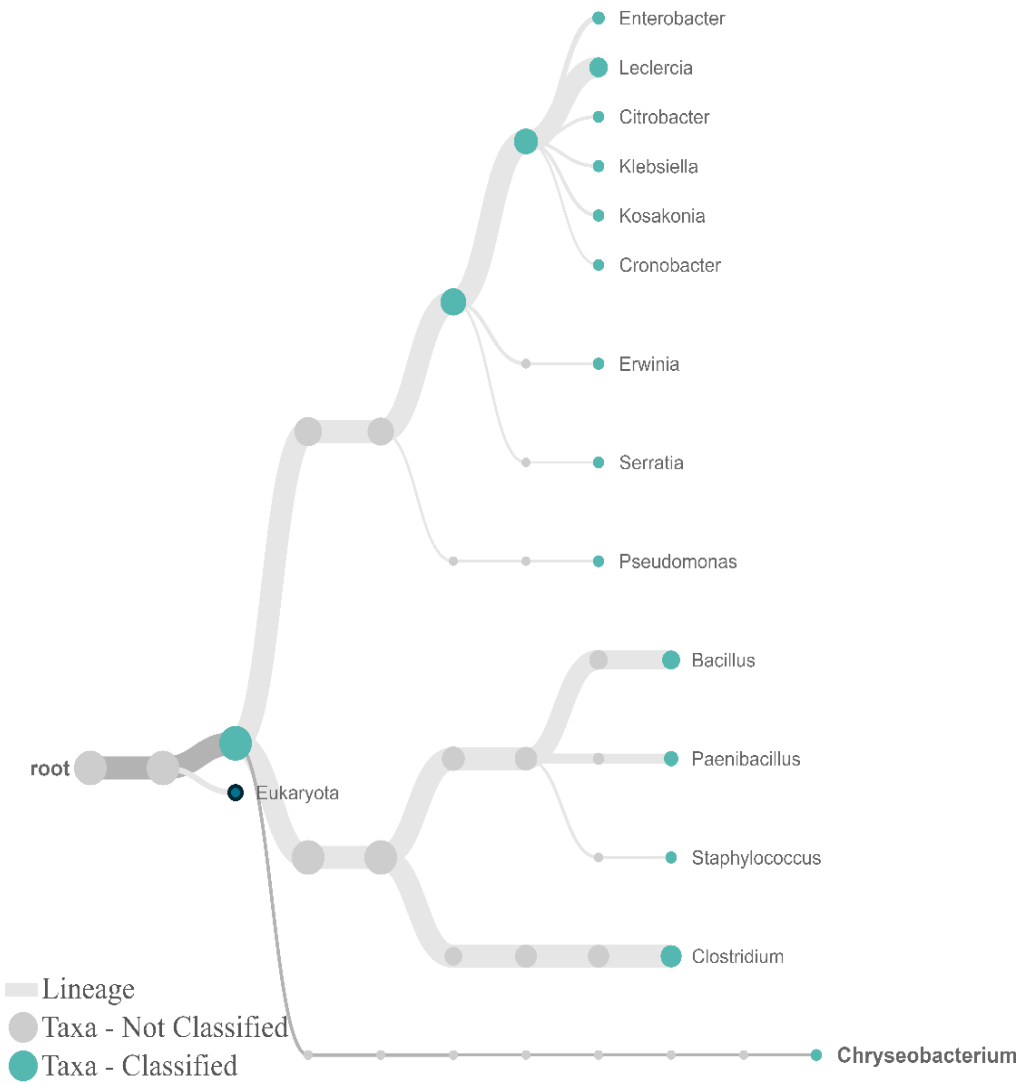
Do przygotowanej próbki zbiorczej bibliotek dołączono końce DNA do przyłączania adapterów ligacyjnych umożliwiających sekwencjonowanie. Końce -dA dołączono używając modułu odczynników NEBNext Ultra II End Repair / dA-tailing (New England Biolabs).

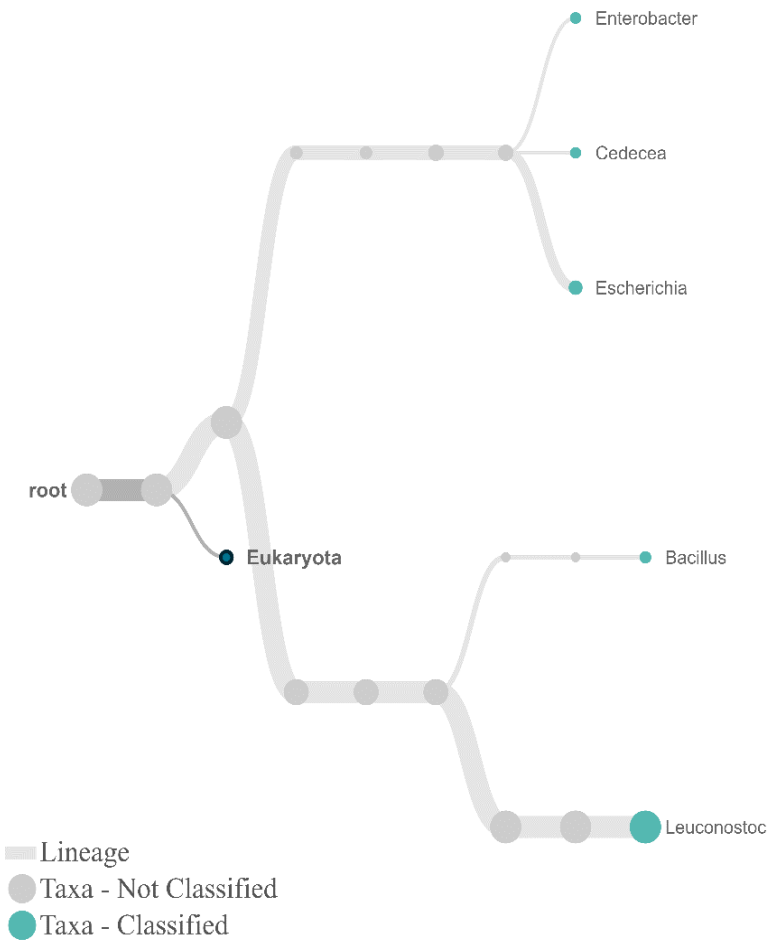
Reagent	Volume
DNA Control Sample (DCS)	1 µl
DNA	49 µl
Ultra II End-prep Reaction Buffer	7 µl
Ultra II End-prep Enzyme Mix	3 µl
Total	**60 µl**

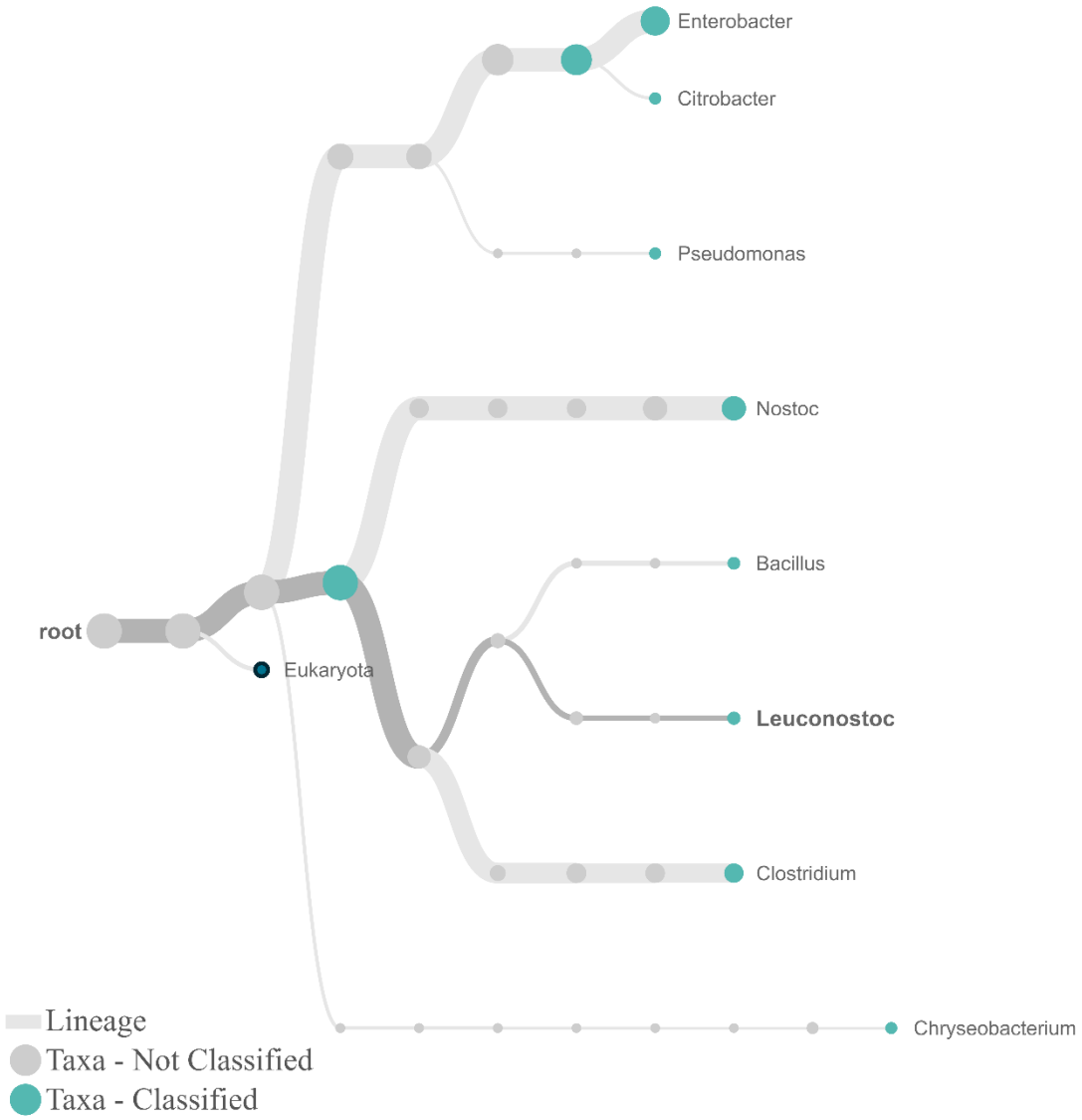
Tak przygotowaną mieszaninę inkubowano w termocyklerze przez 5 min w temperaturze 20°C i 5 min w 65°C. Po inkubacji przeprowadzono oczyszczanie metodą magnetyczną i przystąpiono do ligacji adapterów sekwencyjnych, w skład mieszaniny ligacyjnej wchodziło:

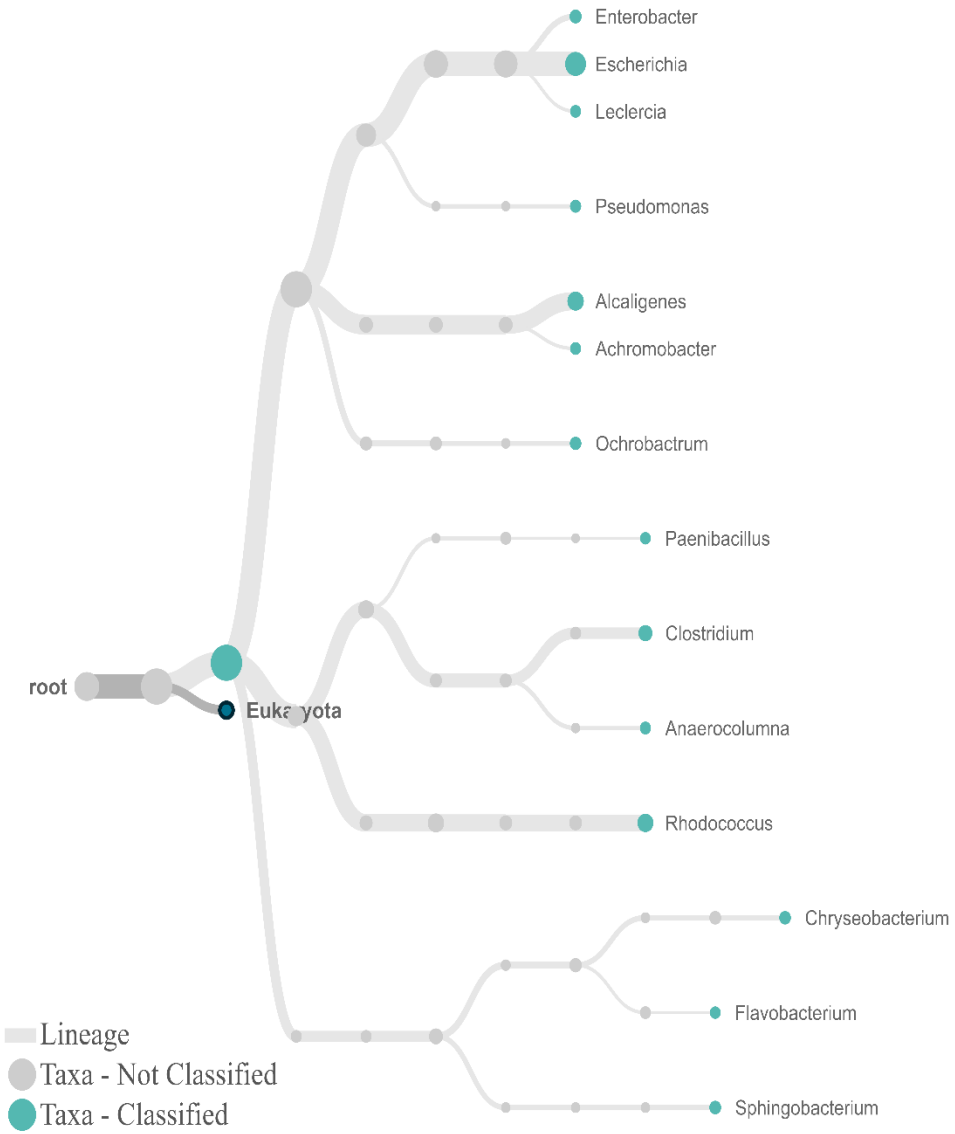
Reagent	Volume
DNA sample from the previous step	60 µl
Ligation Buffer (LNB)	25 µl
NEBNext Quick T4 DNA Ligase	10 µl
Adapter Mix (AMX)	5 µl
Total	**100 µl**

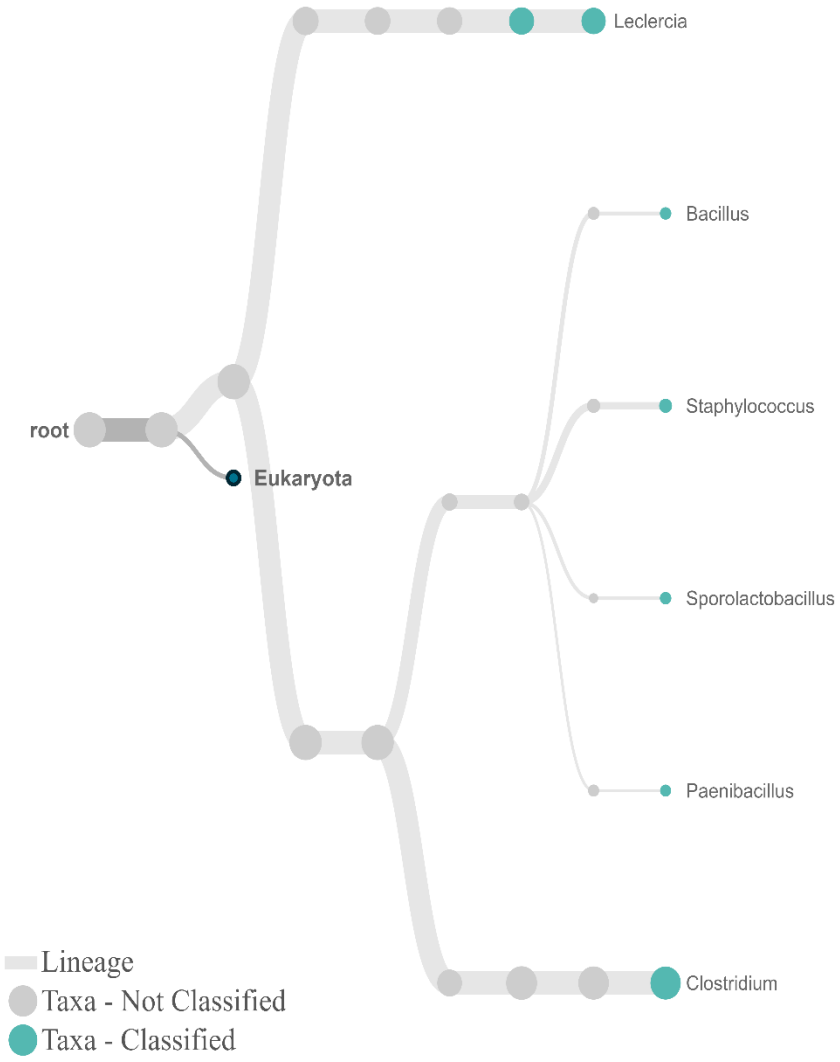
Tak przygotowaną próbkę zbiorczą bibliotek z adapterami sekwencyjnymi poddano sekwencjonowaniu. Do sekwencjonowania zastosowano komórkę przepływową „flow cell" typu Flongle. Sekwencjonowanie, filtrację danych i segregację odczytów (basecalling) przeprowadzono przy użyciu programu MinKnow, wersja 21.05.25.

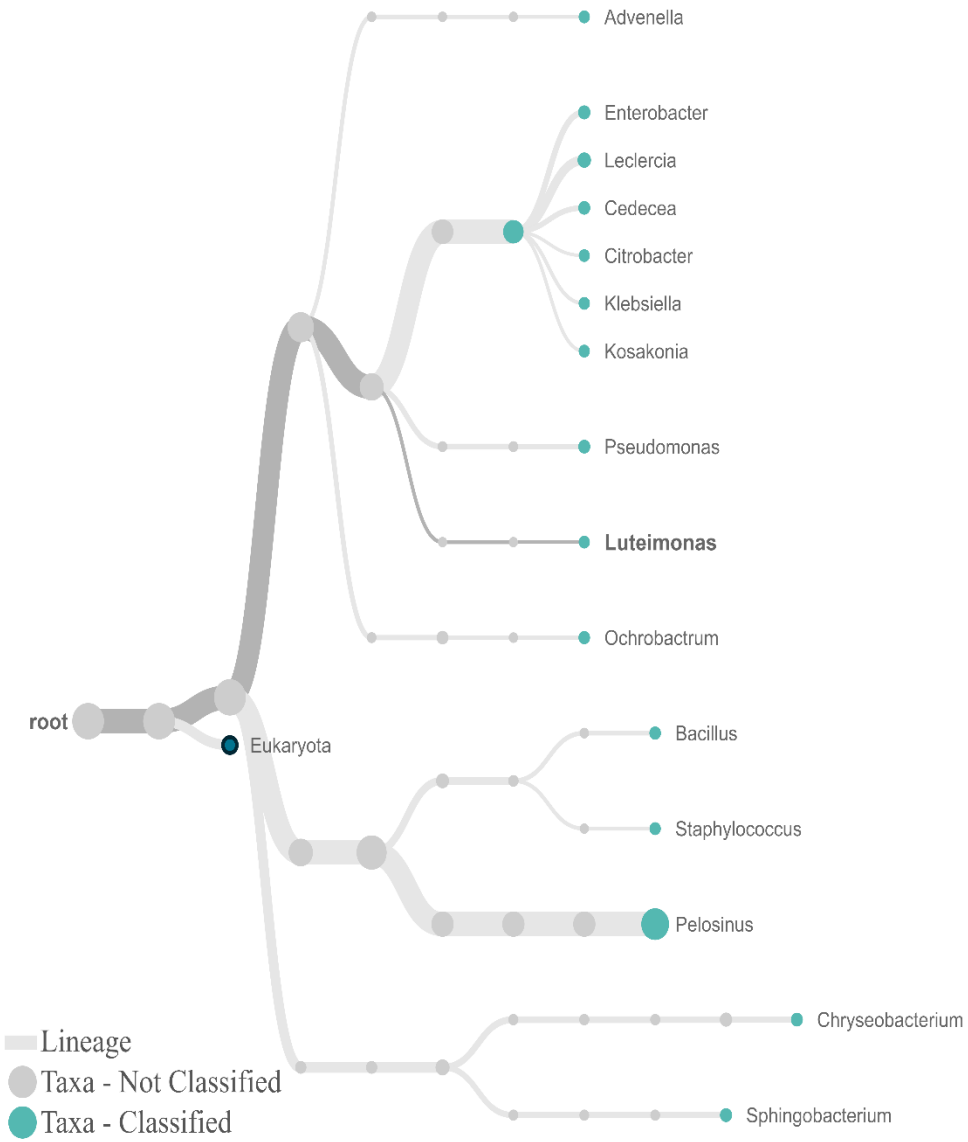

Enterobacter
Leclercia
Citrobacter
Klebsiella
Kosakonia
Cronobacter
Erwinia
Serratia
Pseudomonas
Bacillus
Paenibacillus
Staphylococcus
Clostridium
root
Eukaryota
Chryseobacterium
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified


Enterobacter
Cedecea
Escherichia
root
Eukaryota
Bacillus
Leuconostoc
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified

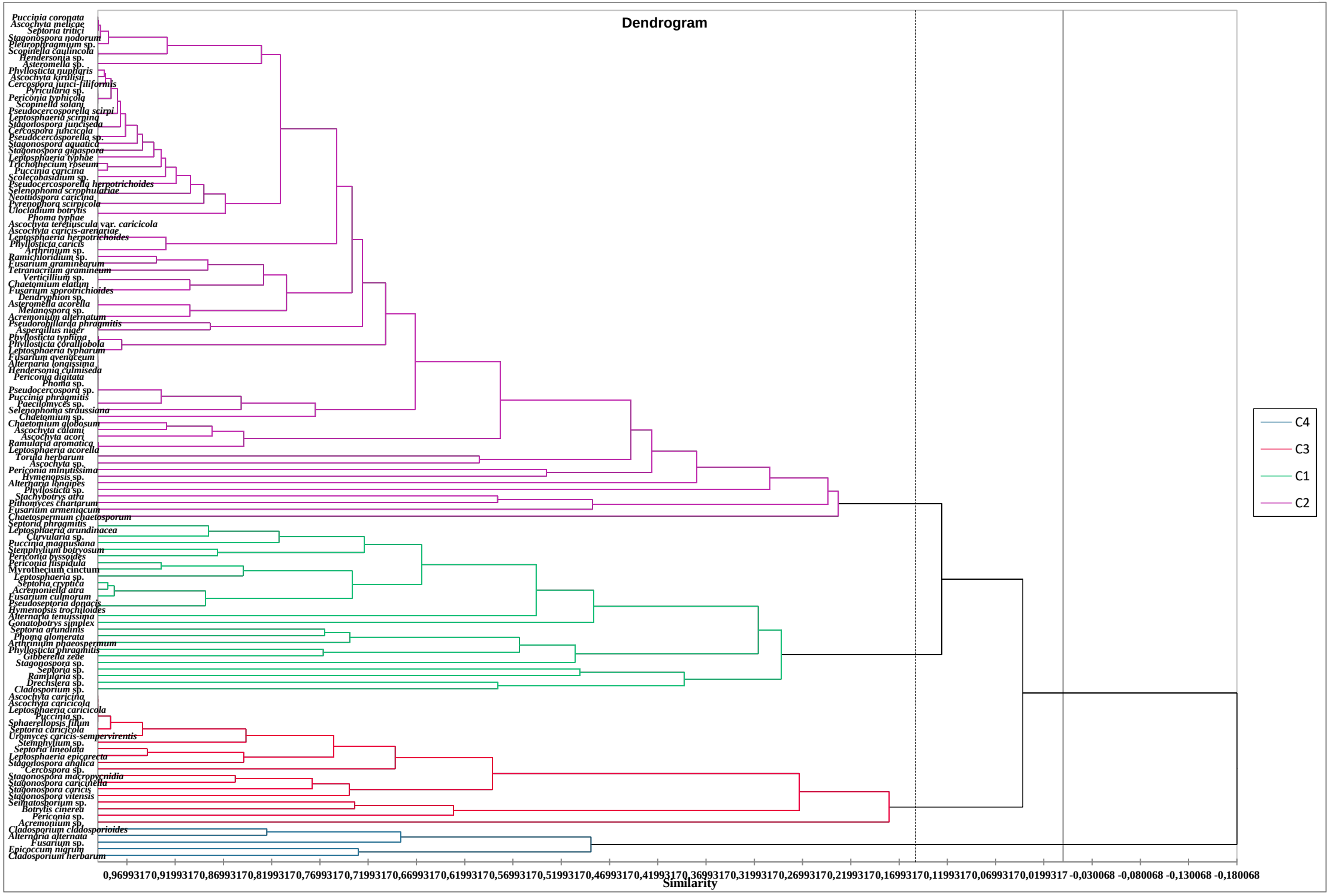

Enterobacter
Citrobacter
Pseudomonas
Nostoc
Bacillus
root
Eukaryota
Leuconostoc
Clostridium
Chryseobacterium
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified


Enterobacter
Escherichia
Leclercia
Pseudomonas
Alcaligenes
Achromobacter
Ochrobactrum
Paenibacillus
Clostridium
Anaerocolumna
Rhodococcus
Chryseobacterium
Flavobacterium
Sphingobacterium
root
Euka yota
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified


Leclercia
Bacillus
Staphylococcus
Sporolactobacillus
Paenibacillus
root
Eukaryota
Clostridium
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified


Advenella
Enterobacter
Leclercia
Cedecea
Citrobacter
Klebsiella
Kosakonia
Pseudomonas
Luteimonas
Ochrobactrum
root
Eukaryota
Bacillus
Staphylococcus
Pelosinus
Chryseobacterium
Sphingobacterium
Lineage
Taxa - Not Classified
Taxa - Classified

Załącznik 4. Podobieństwo Spearmana dla poszczególnych gatunków grzybów



Załącznik 5. Analiza grupowania aglomeracyjnego (AHC) dla grzybów z rodzaju *Fusarium*

