

**MYKOBIOTA ZWIĄZANE Z NYMFEIDAMI  
WYBRANYCH STANOWISK POBRZEŻA SZCZECIŃSKIEGO**

**MYCOBIOTA ASSOCIATED WITH NYMPHEIDS  
FROM THE CHOSEN TEST STATIONS OF POBRZEZE SZCZECINSKIE**

Aleksandra Rybińska

Rozprawa doktorska wykonana pod kierunkiem  
Prof. dr hab. Kingi Mazurkiewicz-Zapałowicz

w Katedrze Hydrobiologii, Ichtiologii i Biotechnologii Rozrodu

Szczecin, 2019

Pragnę złożyć podziękowania promotorce niniejszej pracy  
Pani **Prof. dr hab. Kindze Mazurkiewicz-Zapałowicz**  
za życzliwość oraz merytoryczne rady i wskazówki.

## SPIS TREŚCI

### SPIS TABEL, RYSUNKÓW I FOTOGRAFII

### WYKAZ SKRÓTÓW I SYMBOLI WYKORZYSTANYCH W PRACY

1. WSTĘP.....	1
2. CEL BADAŃ.....	2
3. PRZEGLĄD PIŚMIENICTWA .....	3
3.1. Znaczenie nymfeidów w ekosystemach wodnych.....	3
3.2. Ochrona prawna nymfeidów.....	8
3.3. Zastosowanie nymfeidów w medycynie i przemyśle .....	9
3.4. Znaczenie mykobiota dla hydrobiontów w ekosystemach wodnych .....	11
3.5. Znaczenie mykobiota w biologicznej ochronie roślin.....	13
3.6. Aktualny stan badań mykobiota związanych z nymfeidami na świecie.....	14
3.7. Aktualny stan polskich badań mykobiota związanych z nymfeidami .....	15
4. METODY I MATERIAŁ BADAŃ.....	17
4.1. Charakterystyka terenu badań.....	17
4.1.1. Teren badań a ochrona przyrody.....	24
4.1.2. Warunki pogodowe .....	26
4.1.3. Właściwości fizyczne i chemiczne wody.....	29
4.2. Badania laboratoryjne .....	31
4.2.1. Izolacja i oznaczanie mykobiota .....	31
4.2.2. Opracowanie wyników .....	33
4.3. Badania wybranych właściwości <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	35
4.3.1. Tempo wzrostu szczepów polskiego i holenderskiego <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	35
4.3.2. Aktywność enzymatyczna szczepów polskiego i holenderskiego <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	35
4.3.3. Aktywność celulolityczna szczepu polskiego <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	36
4.3.4. Test patogeniczności szczepu polskiego <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	37
4.3.5. Wpływ grzybów drożdżoidalnych na wzrost grzybni <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	37
5. WYNIKI .....	38
5.1. Ogólne bogactwo i skład gatunkowy mykobiota związanych z nymfeidami Pobreża Szczecińskiego .....	38

5.2. Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na gatunkach nymfeidów Pobrzeża Szczecińskiego.....	43
5.3. Bogactwo gatunkowe mykobiota na stanowiskach badań nymfeidów w poszczególnych latach .....	46
5.4. Frekwencja i dominacja mykobiota na gatunkach nymfeidów Pobrzeża Szczecińskiego.....	48
5.5. Podobieństwo gatunkowe mykobiota związanych z <i>Nymphaea alba</i> i <i>Nuphar lutea</i> .....	59
5.6. Wybrane właściwości <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	62
5.6.1. Tempo wzrostu <i>Colletotrichum nymphaeae</i> na różnych podłożach i w różnych warunkach termicznych.....	62
5.6.2. Aktywność enzymatyczna <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	64
5.6.3. Patogeniczność <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	67
5.6.4. Wpływ drożdży na wzrost grzybni <i>Colletotrichum nymphaeae</i> .....	68
6. DYSKUSJA.....	70
7. WNIOSKI.....	81
8. PIŚMIENNICTWO.....	82
STRZESZCZENIE .....	104
ANEKS: Mykobiota związane z nymfeidami Pobrzeża Szczecińskiego w latach 2015 – 2017 .....	107

## SPIS TABEL, RYSUNKÓW I FOTOGRAFII

### TABELE

Tab. 1. Współrzędne geograficzne stanowisk badawczych .....	18
Tab. 2. Gatunki nymfeidów zebranych na stanowiskach badawczych w latach 2015 – 2017 .....	20
Tab. 3. Termin zbioru materiału roślinnego .....	21
Tab. 4. Cechy morfometryczne wybranych zbiorników .....	22
Tab. 5. Cechy morfometryczne wybranych akwenów, nie ujętych w Tab. 4 .....	23
Tab. 6. Stanowiska badawcze NATURA 2000 .....	25
Tab. 7. Średnia dekadowa temperatura i wilgotność powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017.....	27
Tab. 8. Właściwości fizyczne wody badanych stanowisk w latach 2015 – 2017 .....	30
Tab. 9. Właściwości chemiczne wody badanych stanowisk w latach 2015 – 2017.....	31
Tab. 10. Skład podłoży mikrobiologicznych wykorzystanych do hodowli mykobiota .....	32
Tab. 11. Skala frekwencji mykobiota.....	34
Tab. 12. Skala dominacji mykobiota.....	34
Tab. 13. Mykobiota związane z nymfeidami wybranych stanowisk Pobrzeża Szczecińskiego w latach 2015 – 2017.....	39
Tab. 14. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na <i>Nymphaea alba</i> (NA) w latach 2015 – 2017 .....	59
Tab. 15. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na <i>Nymphaea alba</i> (NA) w kolejnych latach badań .....	60
Tab. 16. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na <i>Nuphar lutea</i> (NL) w latach 2015 – 2017 .....	60
Tab. 17. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota związanych z <i>Nuphar lutea</i> (NL) w kolejnych latach badań.....	61
Tab. 18. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota zidentyfikowanych na <i>Nymphaea alba</i> (NA) i <i>Nuphar lutea</i> (NL) w latach 2015 – 2017.....	62
Tab. 19. Wyniki testu API-ZYM dla szczepów polskiego (P) i holenderskiego (H) <i>Colletotrichum nymphaeae</i> hodowanych na różnych podłożach w temperaturze 15°C i 25°C .....	64

Tab.A 1. Mykobiota związane z <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> w 2015 r. ....	107
Tab.A 2. Mykobiota związane z <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> w 2016 r. ....	107
Tab.A 3. Mykobiota związane z <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> w 2017 r. ....	108
Tab.A 4. Mykobiota związane z <i>Nymphaea alba</i> w 2015 r. ....	109
Tab.A 5. Mykobiota związane z <i>Nymphaea alba</i> w 2016 r. ....	110
Tab.A 6. Mykobiota związane z <i>Nymphaea alba</i> w 2017 r. ....	111
Tab.A 7. Mykobiota związane z <i>Nymphaea candida</i> w 2016 r. ....	113
Tab.A 8. Mykobiota związane z <i>Nymphaea candida</i> w 2017 r. ....	113
Tab.A 9. Mykobiota związane z <i>Nuphar lutea</i> w 2015 r. ....	114
Tab.A 10. Mykobiota związane z <i>Nuphar lutea</i> w 2016 r. ....	115
Tab.A 11. Mykobiota związane z <i>Nuphar lutea</i> w 2017 r. ....	117
Tab.A 12. Gatunki grzybów anamorficzných związanych z <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> , <i>Nymphaea alba</i> , <i>N. candida</i> i <i>Nuphar lutea</i> na Pobrzeżu Szczecińskim w latach badań 2015 – 2017. ....	119

## **RYSUNKI**

Rys. 1. Lokalizacja stanowisk badawczych. ....	17
Rys. 2. Wykresy dekadowej temperatury powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017. ....	28
Rys. 3. Wykres dekadowej wilgotności powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017. ....	29
Rys. 4. Ogólna liczba taksonów i udział grup taksonomicznych w bogactwie gatunkowym mykobiota na <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> , <i>Nymphaea alba</i> , <i>N. candida</i> i <i>Nuphar</i> <i>lutea</i> na wszystkich stanowiskach w latach 2015 – 2017. ....	38
Rys. 5. Liczba taksonów i udział grup taksonomicznych w bogactwie gatunkowym mykobiota na roślinach żywicielskich ( <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> , <i>Nymphaea alba</i> , <i>N. candida</i> i <i>Nuphar</i> <i>lutea</i> ) w każdym roku badań oraz łącznie w latach w latach 2015 – 2017. ....	45
Rys. 6. Liczba gatunków roślin i liczba gatunków zasiedlających je mykobiota na stanowiskach badawczych w kolejnych latach badań 2015 – 2017. ....	47
Rys. 7. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na żabiścieku pływającym ( <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> ) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2016 – 2017. ....	49

Rys. 8. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na żabiścieku pływającym ( <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> ) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2016 – 2017.....	49
Rys. 9. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grzybieniach białych ( <i>Nymphaea alba</i> ) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2015 – 2017.....	51
Rys. 10. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grzybieniach białych ( <i>Nymphaea alba</i> ) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2015 – 2017.....	51
Rys. 11. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grążelu żółtym ( <i>Nuphar lutea</i> ) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2015 – 2017.....	53
Rys. 12. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grążelu żółtym ( <i>Nuphar lutea</i> ) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2015 – 2017.....	53
Rys. 13. Dendrogram wskaźnika Soerensena (WS) gatunków wspólnych mykobiota stwierdzonych na stanowiskach występowania <i>Nymphaea alba</i> (NA) w latach 2015 – 2017.....	59
Rys. 14. Dendrogram wskaźnika Soerensena (WS) gatunków wspólnych mykobiota stwierdzonych na stanowiskach występowania <i>Nuphar lutea</i> (NL) w latach 2015 – 2017.....	61
Rys. 15. Tempo wzrostu <i>Colletotrichum nymphaeae</i> [mm/dzień] na podłożach CDA, Mathur, PDA i SAB w temperaturze 15 i 25°C (słupki błędów wskazują błąd standardowy średniej).....	63

## FOTOGRAFIE

Fot. 1. Zbiorowisko <i>Nymphaea alba</i> i <i>Nuphar lutea</i> w strefie litoralu A) Zalewu Szczecińskiego w Trzebieży (9); B) na Jeziorze Świdwie (3) (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	18
Fot. 2. Symptomy chorobowe na roślinach wykorzystanych w badaniach, zaobserwowane w środowisku naturalnym: A) <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> – J. Dąbie: Lubczyzna (12); B) <i>Nymphaea alba</i> , odmiana o kwiatach różowych – J. Szmaragdowe (15); C) <i>Nymphaea candida</i> – J. Świdwie (3); D) <i>Nuphar lutea</i> – J. Świdwie (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	19
Fot. 3. Symptomy chorobowe na roślinach żywicielskich wykorzystanych w badaniach. <i>Nymphaea alba</i> : A) drobne nekrozy na liściach; B) rozległe nekrozy i gnicie liści; C) nekrozy kwiatów; <i>Nuphar lutea</i> : D) rozległe plamistości liści; E) drobne plamistości	

liści; F) drobne plamistości na ogonkach liściowych; G) <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> : drobne nekrozy liści (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	20
Fot. 4. Zbiór roślin <i>Nymphaea alba</i> na J. Myślibórz Wielki (7) (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	22
Fot. 5. Badanie patogeniczności <i>Colletotrichum nymphaeae</i> na liściu <i>Nymphaea alba</i> (Fot. A. Rybińska).....	37
Fot. 6. <i>Colletotrichum nymphaeae</i> : A) acerwulus; B) zarodniki konidialne (Fot. A. Rybińska).....	53
Fot. 7. A) <i>Tracya hydrocharidis</i> : przekrój przez kłębek zarodników; <i>Athelia rolfsii</i> : B) grzybnia i sklerocja na powierzchni liścia NL, pow. 5×; C) sklerocjum, pow. 400×; D) przekrój przez sklerocjum, pow. 630× (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	54
Fot. 8. <i>Elongisporangium undulatum</i> : oospory; B) <i>Rhizopus stolonifer</i> : sporangia z sporangiosporami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	54
Fot. 9. A) <i>Alternaria alternata</i> : trzonki i zarodniki konidialne; B) <i>Alternaria tenuissima</i> : zarodniki konidialne; <i>Fusarium incarnatum</i> : C) makrokonidia; D) łańcuszki chlamydospor; <i>Bipolaris</i> sp.: E) pęczki zarodników konidialnych na liściu NL; F – G) wrzecionowate zarodniki konidialne (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	55
Fot. 10. A) <i>Humicola grisea</i> : ciemna, kulista aleurospora na pojedynczym trzonku; B) <i>Ulocladium</i> sp.: zarodniki konidialne, pow. 400× (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	56
Fot. 11. A) <i>Phomopsis</i> sp.: nitkowate β-konidia, laskowato wygięte; B) <i>Botrytis cinerea</i> : zakończenia trzonków konidialnych z konidiami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	56
Fot. 12. <i>Phyllosticta</i> sp.: A) piknidia w tkance NL; B) piknidium z zarodnikami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	56
Fot. 13. A) <i>Fusarium sacchari</i> : zakończenie trzonków konidialnych; B) <i>Pithomyces</i> sp.: zarodniki konidialne; <i>Ascochyta kirulisii</i> : C) piknidium; D) zarodniki konidialne; <i>Fusarium sporotrichioides</i> : E) fialidy z makrokonidiami; F) makro- i mikrokonidia; <i>Boeremia exigua</i> : G) piknidium; H) zarodniki konidialne (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	57
Fot. 14. <i>Fusarium avenaceum</i> : A) przekrój przez sporodochium; B) makrokonidia; C) <i>F. acumiantum</i> : makrokonidia; D) <i>F. culmorum</i> : makrokonidia (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	58
Fot. 15. A) <i>Chaetomium globosum</i> : perytecja z askosporami; B) <i>Trichoderma viride</i> : trzonki i zarodniki konidialne (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz).....	58



- Fot. 16. Szczep *Colletotrichum nymphaeae* na pożywce PDA z dodatkiem błękitu bromotymolowego (1) i roztworu purpury bromokrezolowej (2) z żółtą barwą podłoża, potwierdzającą aktywność celulolityczną (Fot. A. Rybińska) ..... 67
- Fot. 17. Inokulum *Colletotrichum nymphaeae* (P) i rozwój grzybni patogenu na liściu *Nymphaea alba* w temperaturze 15°C ..... 68
- Fot. 18. Inokulum *Colletotrichum nymphaeae* (P) i rozwój grzybni patogenu na liściu *Nymphaea alba* w temperaturze 25°C ..... 68
- Fot. 19. Wpływ *Pichia fermentans* (A), *P. kudriavzevii* (B) i *Pichia fermentans* × *P. kudriavzevii* (C), obecnych na krążkach PDA na wzrost grzybni *Colletotrichum nymphaeae*, rozwijającej się na liściu *Nymphaeae alba* (NA); kontrola (D), tj. podłoże PDA umieszczone na grzybni *C. nymphaeae*, rozwijającej się na liściu *N. alba* ..... 69

## WYKAZ SKRÓTÓW I SYMBOLI WYKORZYSTANYCH W PRACY

Stanowiska badawcze:

1. Strumień Bogdanka
2. Rzeka Gunica
3. Jezioro Świdwie
4. Jezioro Stolsko
5. Jezioro Piaszynko
6. Jezioro Piaski
7. Jezioro Myślibórz Wielki
8. Nowe Warpno (Zalew Szczeciński)
9. Trzebież (Zalew Szczeciński)
10. Kopice (Zalew Szczeciński)
11. Stepnica (Zalew Szczeciński)
12. Staw w Świętej
13. Lubczyna (Jezioro Dąbie)
14. Bystra (Jezioro Dąbie)
15. Jezioro Szmaragdowe
16. Jezioro Dąbie (Lubczyna (13) i Bystra (14))

Gatunki nymfeidów:

*HMR* – *Hydrocharis morsus-ranae* (Żabiściek pływający)

*NA* – *Nymphaea alba* (Grzybienie białe)

*NC* – *Nymphaea candida* (Grzybienie północne)

*NL* – *Nuphar lutea* (Grąźel żółty)

Termin zbioru nymfeidów:

L – lipiec

S – sierpień

Podłoża mikrobiologiczne:

CDA – Czapek-Dox-Agar

PDA – Potato Dextrose Agar

SAB – Sabouraud

Enzymy:

Fo – fosfataza

Li – lipaza

Pr – proteaza

O – oksydoreduktaza

Gromady mykobiota:

A – Ascomycota

B – Basidiomycota

Oo – Oomycota

Z – Zygomycota

Wskaźniki:

F – frekwencja

M – masowy

Po – pospolity

Rz – rzadki

S – sporadyczny

D – dominacja

Ed – eudominant

Do – dominant

Sd – subdominant

R – recedent

Sr – subrecedent

WS – Wskaźnik Soerensena

## 1. WSTĘP

Nymfeidy są niezwykle cennym elementem przyrody Pobrzeża Szczecińskiego. Ich zbiorowiska występują zarówno na obszarach chronionych (m.in. w Rezerwacie Świdwie), jak i na terenach silnie zantropogenizowanych. Rośliny te odgrywają istotną rolę w funkcjonowaniu ekosystemów wodnych, szczególnie w małych, płytkich zbiornikach. Ponadto ich kolorowe kwiaty i duże, unoszące się na powierzchni wody liście, stanowią cenny walor dekoracyjny. Nymfeidy są wpisane w naturalny krajobraz Pobrzeża Szczecińskiego i tym samym stanowią istotną część dziedzictwa przyrodniczego tego regionu. Właśnie dlatego fitocenozy nymfeidów oraz ich siedliska zostały włączone do sieci NATURA 2000, a niektóre z nich podlegają w Polsce ochronie gatunkowej: grążel drobny (*Nuphar pumila*) i grzybieńczyk wodny (*Nymphoides peltata*) – ochronie ścisłej, a grzybienie białe (*Nymphaea alba*) i grzybienie północne (*Nymphaea candida*) – ochronie częściowej.

Degradacja siedlisk nie tylko ogranicza zasięg naturalnego występowania nymfeidów, ale także wiąże się z osłabieniem kondycji roślin, które w takich warunkach są szczególnie podatne na infekcje przez różne czynniki etiologiczne, wśród których najważniejsze, a jednocześnie najmniej poznane są grzyby i organizmy grzybopodobne (OGP). Zagrożenie jest tym bardziej niepokojące, że mykobiota wykazuje generalizm pasożytniczy, atakując wielu gospodarzy. Porażenie nymfeidów przez grzyby, a także przyspieszona dekompozycja tych fitocenoz ma pośredni jak i bezpośredni wpływ na populacje innych hydrobiontów, w tym ryb.

W kontekście nielicznych i bardzo fragmentarycznych danych o *micromycetes* towarzyszących wegetacji nymfeidów i determinujących ich zdrowotność w Polsce oraz braku takich informacji z terenu Pobrzeża Szczecińskiego podjęto niniejsze badania.

## 2. CEL BADAŃ

Istotne znaczenie nymfeidów w funkcjonowaniu ekosystemów wodnych oraz specjalna ochrona siedlisk, w których występują, wyznaczona zgodnie z wytycznymi Dyrektywy Habitatowej dla obszarów stanowiących wyjątkowo cenne zasoby przyrodnicze Europy, stanowiły podstawę do poznania kondycji zdrowotnej roślin tworzących te unikalne fitocenozy.

Celem podjętych badań było:

- określenie bogactwa gatunkowego mykobiota zagrażających zdrowotności nymfeidów w wybranych zbiornikach Pobrzeża Szczecińskiego,
- określenie aktywności *Colletotrichum nymphaeae* oraz możliwości ograniczenia jego rozwoju przez grzyby drożdżoidalne,
- wskazanie na potencjalne zagrożenie ichtiofauny, wynikające z obecności mykobiota na nymfeidach.

### 3. PRZEGLĄD PIŚMIENICTWA

#### 3.1. Znaczenie nymfeidów w ekosystemach wodnych

Nymfeidy to ekologiczna grupa roślin wodnych o liściach pływających zakorzenionych w dnie, przede wszystkim w strefie litoralu. W ujęciu fitosocjologicznym nymfeidy Pobrzeża Szczecińskiego należą do dwóch zespołów fitosocjologicznych: zespołu żabiścieku pływającego *Hydrocharitetum morsus-ranae* Langendonck 1935 oraz zespołu „lili w wodnych” z grążelem żółtym i grzybieniami białymi *Nupharo-Nymphaeetum albae* Tomasz. 1977 (MATUSZKIEWICZ 2002). Zespoły te występują głównie na Pojezierzach: Mazurskim, Pomorskim i Wielkopolskim (KLIMASZYK 2004) i są charakterystyczne dla zeutrofizowanych wolno płynących cieków oraz wypłyconych zbiorników wód stojących (MATUSZKIEWICZ 2002; PEŁECHATY I PRONIN 2015).

Pomimo braku ścisłej definicji „płytkiego jeziora” za takie zbiorniki uważa się te, w których nie występuje stratyfikacja termiczna, albo tworzy się ona tylko okresowo, jedynie w niektórych strefach zbiornika, zaś niewielka głębokość umożliwia docieranie światła do dna na całej jego powierzchni. Właśnie w ekosystemach takich zbiorników kluczową rolę odgrywają troficzne i pozatroficzne (warunki abiotyczne akwenu) procesy zachodzące wśród makrofitów strefy litoralu (PIECZYŃSKA 2008). Wśród roślinności tej strefy nymfeidy rzadko tworzą jednorodne zwarte pasy zieleni na tafli wody, natomiast częściej są to rozrzucone małe asocjacje roślin, niekiedy między roślinnością oczeretów. Wyjątkowo, w małych zanikających jeziorach, starorzeczach i zacisznych zatokach jezior, nymfeidy tworzą rozległe, zwarte skupiska, pokrywające tafle wody zwartymi płatami (RUDNICKI I IN. 1971). W zbiornikach mezoeutroficznych i eutroficznych roślinność nymfeidów rozwija się bardzo dynamicznie. Badania ROSIŃSKIEJ I IN. (2017) na Jeziorze Swarzędzkim, wypłyconym miejskim zbiorniku, wykazały, że zespół *Nupharo-Nymphaeetum albae*, stanowiący 11 – 16% fitolitoralu, rozrastał się intensywnie, powiększając swoją powierzchnię w tempie ok. 0,6 ha/rok. Z kolei na Zalewie Szczecińskim oszacowano, że na 1m<sup>2</sup> powierzchni wynurzonej nymfeidów przypada ponad 2,5 razy więcej ich powierzchni zanurzonej (WOLNOMIEJSKI I WITEK 2013).

W ekosystemach wodnych nymfeidy są producentami i warunkują istnienie organizmów na pozostałych poziomach troficznych, co umożliwia zwiększenie heterogeniczności zbiorników. Zgrupowania tych makrofitów tworzą środowisko życia licznych gatunków fauny (BEKLIOGLU I MOSS 1998; ŻBIKOWSKI I IN. 2010). Większa obfitość bezkręgowców związana z roślinami niż z osadami dennymi może wynikać z lepszych fizykochemicznych właściwości wód w ich pobliżu, m.in. dostatku tlenu i pożywienia (NESTERUK 2016). Hydrofitom towarzyszą liczne

gatunki epifitycznych mikroalg, tworzących zbiorowiska peryfitonu. Na *Nymphaea alba* (NA) i *Nuphar lutea* (NL) stwierdzono m.in. 135 taksonów okrzemek, w tym *Cyclotella* sp., *Cymbella* sp., *Eunotia* sp., *Gomphonema* sp., *Navicula* sp. i *Nitzschia* sp. (HAFNER I IN. 2013; TUNCA I IN. 2014). Fauna bezkręgowców związana z nymfeidami stanowi pożywienie dla innych organizmów. Dlatego im większa ilość i różnorodność nymfeidów oraz związanych z nimi organizmów fito- i zooperyfitonu, tym więcej gatunków bezkręgowców i kręgowców w strefie litoralu (SAYER I IN. 2010; ŻBIKOWSKI I IN. 2010; KURBATOVA I ERSHOV 2012; KAZEMI-DINAN I IN. 2014; NESTERUK 2016). Wykazano, że wysokie zagęszczenie *Hydrocharis morsus-ranae* (HMR) zwiększa liczbę i różnorodność bentosowych makrobezkręgowców (ZHU I IN. 2015). Podobnie, wraz ze wzrostem zagęszczenia NA zaobserwowano zwiększenie populacji bezkręgowców: chrzączki (Trichoptera), chrząszczy (Coleoptera), np. szarynki grzybieniówki (*Galerucella nymphaeae*), larw ważek (Odonata), pijawek (Hirudinea), m.in. *Haemopsis* sp. i *Erpobdella* sp., ślimaków (Gastropoda), w tym *Lymnaea* sp. i *Planorbis* sp. (PAILLISSON I MARION 2001) oraz wioślarek (Cladocera), np. *Ceriodaphnia* sp., *Daphnia* sp. i *Simocephalus* sp. (BEKLIOGLU I MOSS 1998; PERROW I IN. 1999; KUCZYŃSKA-KIPPEN I NAGENGAST 2006; KUCZYŃSKA-KIPPEN I MILECKA 2009). Wśród NL, nad lustrem wody, żyją liczne owady, m.in. zapylające muchówki wodne *Notiphila maritima* (NAGASAKI 2007) oraz *Cricotopus sylvestris*, *Endochironomus albipennis*, *Tanytarsus lauterborni* (BODAMER I OSTROFSKY 2010) oraz szarynka grzybieniówka (*Gallerucella nymphaea*) (KORNIJÓW I ŚCIBOR 1999B; PAPPERS I IN. 2001; GROHMANN I IN. 2014). Wśród tych roślin rozwijają się i przebywają ważki, np. tężnica wytworna (*Ischnura elegans*), chrzączki (KORNIJÓW I ŚCIBOR 1999A), wioślarki, m.in. rozwielitka pchłowata (*Daphnia pulex*) i *Sida crystallina* (NURMINEN I IN. 2007; 2010). Na liściach NL spotkać można liczne populacje ślimaków, np. błotniarki stawowej (*Lymnaea stagnalis*) (WAHL 2008) i przyczepki jeziornej (*Acroloxus lacustris*) (BASS I IN. 1997; KORNIJÓW I IN. 2016; NESTUK 2016) oraz małży (Bivalvia), m.in. racicznicy zmiennej (*Dressenia polymorpha*) (BODAMER I OSTROFSKY 2010). Wymienione gatunki zooplanktonu oraz innych gatunków bezkręgowców stanowią istotną bazę pokarmową dla narybku i młodych ryb, m.in. płoci (*Rutilus rutilus*) (GARNER 1996).

Poza stwarzaniem warunków gwarantujących rozwój organizmów, liście NL pełnią funkcję ochronną dla hydrobiontów, m.in. zabezpieczają embriony ślimaków, np. bardzo wrażliwych zatoczków (*Planorbis corneus*) przed ekspozycją na promienie UV, ponieważ blokują ponad 95% tego promieniowania (WAHL 2008). Ponadto nymfeidy stanowią schronienie dla wielu innych gatunków bezkręgowców przed drapieżnikami. Co ciekawe, w klimacie

śródziemnomorskim makrofity w mniejszym stopniu chronią zooplankton przed drapieżnikami niż w wodach chłodniejszego klimatu (CASTRO I IN. 2007).

Nymfeidy odgrywają też ważną rolę w biologii ryb. Rośliny te stanowią nieodłączny element jezior typu linowo-szczupakowego. W akwenach tych fitocenozy nymfeidów tworzą schronienie różnych gatunków ryb: karasia (*Carassius carassius*), lina (*Tinca tinca*), płoci (*Rutilus rutilus*) oraz wzdręgi (*Scardinius erythrophthalmus*). Ponadto są zapleczem pokarmowym dla ryb drapieżnych, m.in. szczupaka (*Esox lucius*) (MOSS 1998; BRYLIŃSKA 2000; NURMINEN I IN. 2007; 2010; KORNIJÓW I IN. 2016).

Wśród liści NA gniazdują i żerują liczne gatunki ptaków, m.in. rybitwa czarna (*Chilonides niger*), łyska zwyczajna (*Fulica atra*) (WINDEN I IN. 1996; PAILLISSON I MARION 2001), kaczka krzyżówka (*Anas platyrhynchos*) (SMITS I IN. 1989), krakwa (*Mareca strepera*), perkoz dwuczuby (*Podiceps cristatus*) (GOC 1986), łabędź niemy (*Cygnus olor*) i rybitwa rzeczna (*Sterna hirundo*) (KORNIŁOWICZ-KOWALSKA I IN. 2011).

Nymfeidy to nie tylko producenci czy środowisko bazy pokarmowej dla kręgowców, również tkanki tych roślin stanowią cenne źródło pożywienia. Liśćmi HMR odżywiają się różne gatunki owadów (ZHU 2014) oraz innych bezkręgowców, m.in. błotniarka stawowa (*Lymnaea stagnalis*) i *Rumia decoletta*, a także kręgowców, np. amur (*Ctenopharyngodon idella*) (MAGOMAEV 1973), kaczki (*Anas* sp.) (VAANANEN I NUMMI 2003) i bobry (*Castor* sp.) (SVIRIDENKO I IN. 1988). Tkanki NL i NA są chętnie zjadane przez błotniarkę stawową (ELGER I BARRAT-SEGRETAIN 2004) oraz ośliczkę wodną (*Asellus aquaticus*) (KOK I IN. 1992B). Dzięki rozbudowanemu systemowi korzeni i kłączy nymfeidy stanowią substrat i pożywienie dla różnych bezkręgowców także w okresie jesienno-zimowym (ŻBIKOWSKI I IN. 2010).

Nymfeidy nie tylko bezpośrednio uczestniczą w formowaniu i funkcjonowaniu ekosystemu wodnego, ale także znany jest ich pośredni allelopatyczny wpływ na inne gatunki, np. NL na rzęsę drobną (*Lemna minor*) (ELAKOVICH I WOOTEN 1991). Udowodniono też, że wydzielany przez NL rezokrynol wpływa letalnie na populacje rozwielitek (*Daphnia* sp.) (SÜTFELD I IN. 1996).

Nymfeidy kształtują warunki fizykochemiczne wód (BEKLIOGLU I MOSS 1998). Ich rola w procesie obiegu pierwiastków jest złożona (PIECZYŃSKA 2008). Na początku sezonu wegetacyjnego, w fazie intensywnego wzrostu roślin, obserwuje się najwyższe tempo bioakumulacji pierwiastków przez rośliny (POLECHOŃSKA I IN. 2017). Hydrofity te mają dużą zdolność akumulacji makroelementów (C, Ca, K, Mg, N, Na, P, S) i metali śladowych, w tym metali ciężkich (Ba, Co, Mn, Cd, Cr, Cu, Fe, Mn, Ni, Pb, Sr, Zn), w tkankach. Pierwiastki te są zazwyczaj pobierane z osadów dennych przez korzenie i transportowane



do liści. Nutrienty potrzebne nymfeidom do wzrostu są najintensywniej pobierane wiosną, co przyczynia się do obniżenia stężenia tych pierwiastków w wodzie (SKWIERAWSKI I SKWIERAWSKA 2013; HOLMROOS I IN. 2015). Szacuje się, że w 1m<sup>2</sup> nadziemnej masy *NL* może być zakumulowane ok. 349g organicznego węgla (CHERNOVA 2015). Natomiast jesienią, gdy kończy się sezon wegetacyjny, z obumierających martwych tkanek hydrofitów pierwiastki są uwalniane z powrotem do wody, a same tkanki zwiększają ilość osadów dennych. W wypłyconych zbiornikach makrofity stanowią większość materii organicznej (WETZEL 2001). Ze względu na to, że zawartość pierwiastków w tkankach tych roślin jest często silnie skorelowana z chemizmem wodnego środowiska ich życia, nymfeidy wykazują duży potencjał bioindykacyjny (SAMNECKA-CYMERMAN I KEMPERS 2001; MARION I PAILLISSON 2003; MALEVA I NEKRASOVA 2004; KLINK 2004; DUMAN I OBALI 2008; MAZEJ I GERM 2009; TOMASZEWICZ 2009; TOMASZEWICZ I CIECIERSKA 2009; POLECHOŃSKA I SAMECKA-CYMERMAN 2015; SKORBIŁOWICZ I IN. 2016; ENGIN I IN. 2017). Do tej pory udało się udokumentować istotną zależność między stężeniem Ba, Co, Cr, Cu, Fe, Mn i Sr w wodzie i osadach dennych a zawartością tych pierwiastków w tkankach *NA* i *NL* (SZYMANOWSKA I IN. 1999; KLINK 2004) oraz wykazano, że *HMR* rośnie w zbiornikach uważanych za skażone Cu, Cd, Fe, H, P i Pb (GAŁCZYŃSKA I BEDNARZ 2012; SKWIERAWSKI I SKWIERAWSKA 2013).

Makrofity poprawiają jakość wody nie tylko przez zmniejszenie stężenia nutrientów rozpuszczonych w wodzie, ale też przez zmniejszenie erozji podłoża (JAMES 1990), chroniąc osady denne przed wymywaniem (HOLMROOS I IN. 2015). Rośliny naczyniowe, w tym nymfeidy, stabilizują sedymentację osadów, co jest skutkiem przytłumionego wśród nich ruchu wody, co w efekcie podnosi jej przezroczystość. Warunki takie mogą inicjować tworzenie nowego habitatu, umożliwiając sukcesję i rozwój nowych gatunków roślin i zwierząt (PELECHATY I PRONIN 2015). Cykle pobierania i uwalniania przez rośliny pierwiastków biogennych, głównie azotu i fosforu, potwierdzają ich udział w regulowaniu żyzności wód.

Nymfeidy przyczyniają się do samooczyszczania wód. W tym zakresie znaczącą rolę przypisuje się stwarzaniu przez rośliny optymalnych siedlisk dla rozwoju filtratorów, odżywiających się fito- i zooplanktonem. Wzrost przezroczystości wody obserwuje się nie tylko w strefie rozwoju makrofitów, ale także poza nią (POLECHOŃSKA I SAMECKA-CYMERMAN 2015). Fakt ten wykorzystano podczas biologicznego oczyszczania wód płytkiego Jeziora Zwelmust (Holandia). Zbiornik obsadzono *NL* i ramienicą kruchą (*Chara globularis*), odłowiono wszystkie ryby, a następnie ponownie zarybiono wzdręgą i szczupakiem. Po dwóch latach zauważono istotną poprawę jakości wód zbiornika (DONK I IN. 1989).

Niektóre gatunki nymfeidów, m.in. *Eichhornia crassipes*, *Hydrocharis morsus-ranae*, *Nelumbo lucyfera*, *Nuphar lutea*, *Nymphaea alba*, *N. tetragona* i *Nymphoides peltata* znalazły zastosowanie w oczyszczalniach hydrofitowych. Ich adaptacja do życia w środowiskach wodnym i bagiennym oraz przystosowanie do szybko zmieniającego się chemizmu wód, intensywny wzrost i łatwy zbiór a także zdolność do efektywnego usuwania związków biogenych i metali ciężkich (Cd, Cr, Ni) czyni je bardzo dobrymi roślinami w obsadach jednogatunkowych i łączonych (np. z *Ceratophyllum demersum*) (REDDY 1985; VAJPAYEE I IN. 1995; BRASKERUD 2001; CHEN I IN. 2010; JAVADI I IN. 2010; ZAHEDI I IN. 2015; KHAN I IN. 2016; JABEEN I IN. 2017). Stwierdzono również, że tkanki *NL* akumulują intensywniej azot pochodzenia antropogenicznego niż naturalnego (WENTZELL I IN. 2016). Badania XU I IN. (2018) wykazały skuteczność oczyszczania wody przez *NA* ze środka owadobójczego (chlorpyrifos), co ma szczególne znaczenie przy oczyszczaniu wód śródpolnych. Zastosowanie *HMR* w oczyszczalniach hydrofitowych jest jednak ograniczone ze względu na jego niską biomasę (SKWIERAWSKI I SKWIERAWSKA 2013), pomimo wysokiego potencjału fitoremediacyjnego, wynikającego nie tylko z efektywnego tempa akumulacji pierwiastków, ale także z wysokiej odporności tego gatunku na zanieczyszczenia (POLECHOŃSKA I SAMECKA-CYMERMAN 2016; ENGIN I IN. 2017).

Poza pozytywnym aspektem występowania nymfeidów w ekosystemach wodnych nie można bagatelizować również niepożądanych efektów ich obecności. Nadmierny rozwój nymfeidów w sposób bardzo istotny zaburza ich funkcjonowanie, co prowadzi do zarastania zbiorników wodnych, a przez to ograniczania dostępu światła. Pływające liście nymfeidów, generując cień, hamują fotosyntezę fitoplanktonu (O'FARRELL I IN. 2009). Poza tym nadmiar roślinności utrudnia zwierzętom poruszanie się oraz dostęp do dna bezkręgowcom i rybom bentosożernym. Żabiściek pływający (*HMR*), tworząc rozległe maty na powierzchni wody, ogranicza wzrost i rozwój roślin zanurzonych, zmniejsza prędkość prądu w małych strumieniach, utrudnia transport wodny i połów, a także obniża walory estetyczne oraz zatyka дренаże. Poza tym często jest to gatunek dominujący w miejscach swojego występowania, co jest szczególnie niebezpieczne w siedliskach, gdzie stanowi element inwazyjny (USA) (CATLING I IN. 2003; ZHU 2014; ZHU I IN. 2014). Do ograniczenia wzrostu roślin *HMR* stosuje się metody chemiczne (herbicydy), fizyczne (zbiór ręczny, spuszczenie wody, zacienianie) i biologiczne (ZHU I IN. 2014; 2015). Podjęto próbę kontroli jego fitocenoz przez introdukcję błotniarki stawowej, odżywiającej się liśćmi *HMR*, jednak ze względu na małą liczbę tych ślimaków metoda ta okazała się nieefektywna. Niestety, wszelkie próby kontroli rozrostu *HMR* mogą stanowić zagrożenie dla ekosystemu. Aplikacja herbicydów może zanieczyścić wodę

oraz prowadzić do akumulacji szkodliwych substancji w osadach dennych, a zacienianie obniżyć populację obunogów (Amphipoda) (ZHU I IN. 2014; 2015). Nadmierna ekspansja populacji *NA* i *NL* może być skutecznie hamowana przez podnoszenie poziomu wód, szczególnie wiosną (PAILLISSON I MARION 2006; 2011). Takie zatapianie fitocenoz nenufarów uniemożliwia gniazdowanie rybitwy białowąsej (*Chlidonias hybridus*), więc konieczne jest znalezienie kompromisu między biokontrolą a ochroną miejsc lęgowych ptaków (PAILLISSON I IN. 2006). Nadmierne usuwanie makrofitów z akwenu może prowadzić także do wyczerpania rezerwuaru rozpuszczonego tlenu, czasem poniżej minimum niektórych gatunków zwierząt, czego konsekwencją jest, m.in. śnięcie ryb, szczególnie podczas surowych zim, w płytkich i zamulonych zbiornikach (przyducha zimowa) (NEWBOLD 1975; CATLING I IN. 2003). Każde takie działanie wymusza znalezienie odpowiedzialnych i przemyślanych metod, gwarantujących utrzymanie równowagi w ekosystemie. Ma to szczególne znaczenie w kontekście wykorzystania *NA*, *NL* i rdestnicy (*Potamogeton* sp.), jak i wielu innych hydrofitów, do określenia jakości wód powierzchniowych, zgodnie z założeniami Ramowej Dyrektywy Wodnej z dnia 23 października 2000 r. (Dyrektywy 2000/60/WE). Ocena stanu ekologicznego wód oparta na makrofitach jest w Polsce stosowana od 2007 r. Makrofitowy Indeks wykorzystuje 16 gatunków rdestnic, 26 gatunków innych roślin zanurzonych, 26 gatunków roślin naczyniowych wynurzonych jednoliściennych, 33 gatunki roślin naczyniowych wynurzonych dwuliściennych, 3 gatunki paprotników, 21 taksonów mchów, 10 taksonów wątrobowców i 15 taksonów glonów (SZOSZKIEWICZ I IN. 2010; CIECIERSKA I DYNOWSKA 2013). Nymfeidy wykorzystuje się też przy *Floristic Quality Assessment*, metodzie pozwalającej oszacować stan środowiska poprzez szatę roślinną terenu (WENTZEL I IN. 2016).

### 3.2. Ochrona prawna nymfeidów

Fitocenozy nymfeidów *Nupharo-Nymphaeetum albae* Tomasz. 1977 (zespół grążela żółtego i grzybieni białych), *Nupharetum pumili* Oberd. 1957 (zespół grążela drobnego), *Nymphaeetum candidae* Miljan 1958 (zespół grzybieni północnych), *Nymphoidetum peltatae* (All. 1922) Bellot 1951 (zespół grzybieńczyka wodnego) i *Hydrocharitetum morsus-ranae* Langendonck 1935 (zespół żabiścieku pływającego) są od 2010 r. chronione w ramach unijnego projektu NATURA 2000 jako komponenty siedliska Starorzecza i naturalne eutroficzne zbiorniki wodne ze zbiorowiskami z *Nympheion* i *Potamion* (kod: 3150) (KLIMASZYK 2004). Siedlisko to jest jednym z czterech siedlisk występujących na terenie Pomorza Zachodniego, obok jezior lobeliowych (3110), twarდowodnych oligo-

mezotroficznych zbiorników z podwodnymi łąkami ramienic (3140) oraz nizinnych i podgórskich rzek ze zbiorowiskami włosieniczników (3260) (INTERNET 3). Obszary specjalnej ochrony siedlisk (SOO), wyznaczone zgodnie z wytycznymi Dyrektywy Habitatowej (Dyrektywa Rady 92/43/EWG dnia 21 maja 1992 o ochronie siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory) oraz obszary specjalnej ochrony ptaków (OSO), utworzone w oparciu o Dyrektywę Ptasią (Dyrektywa Rady 79/409/EWG z dnia 2 kwietnia 1979 roku w sprawie ochrony dzikiego ptactwa) stanowią podstawę prawną ochrony zasobów przyrodniczych Europy.

Poza ochroną siedlisk, w których żyją nymfeidy, niektóre ich gatunki objęte są w Polsce ochroną gatunkową. Na mocy Rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 9 października 2014 r. grążel drobny (*Nuphar pumila*) i grzybieńczyk wodny (*Nymphoides peltata*) podlegają ochronie ścisłej, a grzybienie białe (*Nymphaea alba* (NA)) i grzybienie północne (*Nymphaea candida* (NC)) – ochronie częściowej. Natomiast zgodnie z wytycznymi Światowej Unii Ochrony Przyrody (IUCN) dwa gatunki: grążel drobny i grzybieńczyk wodny mają kategorię VU (narażony, ang. *vulnerable*), a grzybienie północne (*Nymphaea candida*) – NT (bliski zagrożenia, ang. *nearly threatend*) (KAŹMIERCZAKOWA I IN. 2016). Niestety, konieczność ochrony fitocenoz NA może być często pochopnie zawieszana. Niedawno NIERBAUER I IN. (2014) zasygnalizowali wątpliwości, dotyczące faktycznego rozprzestrzenienia dziko rosnących NA na terenie Niemiec. Autorzy sugerują, że obniżenie liczebności i ograniczenie zasięgu występowania tych roślin może być zamaskowane przez ozdobne hybrydy o białych kwiatach, które „uciekły” z hodowli i założeń ogrodowych, a które w terenie są praktycznie nie do odróżnienia od dzikich grzybieni białych.

### **3.3. Zastosowanie nymfeidów w medycynie i przemyśle**

Ekstrakty wodne i alkoholowe z korzeni, liści, kwiatów i kłaczy *Nymphaea alba* (NA) były stosowane w ziołolecznictwie już w czasach starożytnej Persji (GHADIRI I GORJI 2004). Do dziś mają one takie przeznaczenie, szczególnie w krajach Dalekiego i Bliskiego Wschodu. W Ajurwedzie wyciąg z grzybieni białych jest jednym z 8 składników Darvyadi Kvatha Curna, leku stosowanego na schorzenia ginekologiczne (TIWARI I IN. 2015). Warto zaznaczyć, że w Indiach znaczenie Ajurwedy jest ogromne, ponieważ stanowi ona 70 – 80% opieki zdrowotnej w tym kraju (VISWANATHAN I IN. 2003). Dane, pochodzące z Indii, Iranu, Pakistanu oraz Turcji wskazują na wykorzystanie tej rośliny także w terapii schorzeń żołądkowo-jelitowych (ATA I IN. 2011), oskrzeli (MATTA I IN. 2017), żółtaczk (NABATI I IN. 2012), zmian nowotworowych (YLDIRIM I IN. 2013) oraz chorób narządów płciowych (MATTA I IN. 2017).

Znana jest ich skuteczność w leczeniu kaszlu (MOHSENZADEH I IN. 2016) i bólu głowy (GHORBANIFARI I IN. 2014). W medycynie ludowej NA podawane były jako środki uspokajające (SARDARI I IN. 2015), znieczulające, antyseptyczne, ściągające, afrodyzujące (NABATHI I IN. 2012; YLDIRIM I IN. 2013) i łagodzące zakażenia bakteryjne (BONJAR 2004; YLDIRIM I IN. 2013). Jeszcze obecnie w Iranie preparaty na bazie NA stosuje się zwyczajowo w leczeniu wrzodów żołądka, aczkolwiek ich działanie nie zostało udowodnione farmakologicznie (FRAZAEI I IN. 2013). Współczesna medycyna potwierdziła jednak liczne inne lecznicze właściwości NA. Wynika to z zawartości alkaloidów (nufarynyna i nymfeina) (MADHUSUDHANAN I IN. 2011), flawonoidów (BOSE I IN. 2013; TAKU I IN. 1970; JAMBOR I SKRZYPCZAK 1991A), fenoli (VARGEER I VELDE 1997; DURDEVIĆ I IN. 2013), glikozydów (BOSE I IN. 2013), kwasów fenolowych (JAMBOR I SKRZYPCZAK 1991B) i tłuszczowych (MATTA I IN. 2017), polifenoli (BAKR I IN. 2017) oraz taniny (BOSE I IN. 2013). Dzięki szerokiemu spektrum substancji aktywnych wyciągi wodne i alkoholowe z grzybieni wykazują działanie antybakteryjne (BONJAR 2004; YLDIRIM I IN. 2013; YOUSEFIA I IN. 2012), antyoksydacyjne (MADHUSUDHANAN I IN. 2011; BAKR I IN. 2016), cytotoksyczne, hepatoprotekcyjne (BAKR I IN. 2016; 2017), moczopędne, nasenne (BOSE I IN. 2013; SHARIFI I IN. 2013; ABOLHASANZADEH I IN. 2017), przeciwbólne, przeciwnowotworowe (YLDIRIM I IN. 2013), przeciwzapalne (JACOB I IN. 2013), psychoaktywne (GORUN I IN. 2010) i ściągające. Znane są ich zastosowania w leczeniu biegunki (BOSE I IN. 2012) i kamicy moczowej (BHASKAR I SHELKE 2012).

Rośliny *Nymphaea candida* (NC) są znane chińskiej medycynie ludowej jako remedium na przeziębienie, kaszel, nadciśnienie, niewydolność serca i wątroby oraz stany lękowe (ZHAO I IN. 2017). Badania naukowe potwierdziły w nich obecność flawonoidów, substancji aktywnej *nicotiflorin* o działaniu hepatoprotekcyjnym oraz wysokim potencjale antyoksydacyjnym i immunoregulacyjnym. Gatunek ten jest źródłem kaempferolu o działaniu antyoksydacyjnym, cytotoksycznym i neuroprotektoryjnym (LIU I IN. 2007; ZHAO I IN. 2011; 2017).

Ekstrakty z *Nuphar lutea* (NL) wykorzystuje ludność Turcji (YLDIRIM I IN. 2013). Poza tym znane są dane historyczne o zastosowaniu specyfików przyrządzanych na bazie wyciągów z NL do przyspieszenia gojenia ran oraz leczenia upławów na terenach Polski, Litwy i Białorusi (KUJAWSKA I IN. 2017). Obecnie udowodniono ich działanie antyoksydacyjne i plemnikobójcze. Właściwości bakteriostatyczne oraz przeciwzapalne umożliwiają upowszechnienie wykorzystania tych ekstraktów w terapii leishmaniozy – choroby skóry powodowanej przez pasożytnicze wiciowce *Leishmania major* (EL-ON I IN. 2009; OZER I IN. 2010; 2015). Badania udowodniły także bardzo silną inhibicję rozrostu guzów nowotworowych przez wyciągi grązelowe (YLDIRIM I IN. 2013). Obecny w nich alkaloid (nufleina)

o właściwościach cytotoksycznych, wykazuje dużą skuteczność w terapii zmian rakowych szyjki macicy (FEDOTCHEVA I IN. 2017). Inne alkaloidy: nufarydyna i thioalkaloidy zapobiegają przerzutom (EFFERTH 2009; OZER I IN. 2009; 2017). Ponadto wykorzystuje się je do leczenia zapalenia skóry i wrzodów żołądka (KHAN I SULTANA 2005).

Dotychczas nie poznano prozdrowotnych właściwości *Hydrocharis morsus-ranae* (HMR) jednak gatunek ten jest wykorzystywany w badaniach fizjologii roślin ze względu na swoje duże jednokomórkowe włósniki i łatwość uprawy. Dzięki wysokiej zawartości surowego białka roślina ta jest też stosowana w produkcji pasz i kompostu (REDDY 1985).

### **3.4. Znaczenie mykobiota dla hydrobiontów w ekosystemach wodnych**

Na świecie bogactwo gatunkowe mykobiota, czyli grzybów właściwych i organizmów grzybopodobnych (OGP), szacuje się na 1,5 mln gatunków (choć opisano ich 10-krotnie mniej) (HYDE I IN. 2007), a w Polsce na 14,6 – 16,1 tys. (GRZYWACZ 2011). Mykobiota występujące w ekosystemach wodnych są organizmami mikroskopowymi, przeważnie rozmnażającymi się bezpłciowo. W każdym ekosystemie odgrywają kluczową rolę jako reducenty, inicjujący rozkład martwych tkanek. Przez pierwsze dni grzyby są głównymi reducentami, przewyższającymi 9-krotnie biomasą bakterie. Dopiero po upływie 1 – 4 dni mykobiota zostają przez bakterie zdominowane (FISCHER I IN. 2006; GESSNER I IN. 2007). W wodach, charakteryzujących się nagromadzeniem materii pochodzenia antropogenicznego (ścieki, odpady komunalne) dominują grzyby drożdżoidalne, z kolei w wodach o dużym stężeniu materii organicznej pochodzenia naturalnego – grzyby strzępkowe (SIERGIEJ I IN. 2017). Źródłem tych grzybów są najczęściej saprotrofy i fitopatogeny towarzyszące wegetacji roślin strefy litoralowej, w tym m.in. fyllosferze nymfeidów. Fakt ten nie jest obojętny dla innych hydrobiontów. Wpływ porażenia nymfeidów patogenicznymi mykobiota na ryby obserwuje się głównie w kontekście niedoborów tlenu spowodowanych nadmiernym rozkładem materii organicznej. Rozkład obumarłych makrofitów (lub ich fragmentów) skutkuje początkowo (w ciągu pierwszych 4 dni) gwałtownym uwolnieniem do wody nutrientów w związku z fizycznym uszkodzeniem tkanki, a następnie stopniowym ich uwalnianiem w wyniku rozkładu przez mikroorganizmy (SHARMA I GOEL 1986). Wzmózone wykorzystanie tlenu przez te drobnoustroje prowadzi do deficytu, który jest początkowo obserwowany w przydennych warstwach wody, a w miarę postępującej trofii również w warstwach bliższych powierzchni lustra wody. Brak tlenu w warstwach przydennych powoduje rozkład materii organicznej przez bakterie beztlenowe w wyniku czego wydzielany jest toksyczny siarkowodór i metan (KUBIAK I TÓRZ 2005; JEZIERSKA-MADZIAR I PIŃSKWAR 2008). Obumieranie hydrofitów w czasie

wegetacji może być przyspieszone przez rozwijające się fitopatogeny a następnie saprotrofy grzybowe. Skraca to bardzo wegetację a związki organiczne zdeponowane w dnie powodują wypływanie zbiorników. Jednym z następstw eutrofizacji wypłyconych zbiorników jest wypieranie gatunków zanurzonych (np. ramienic *Chara* sp.) przez nymfeidy, a tych z kolei przez rośliny wynurzone (np. *Scripus* sp., i *Typha* sp.) (EGERTSON I IN. 2004). Konsekwencją takiej sukcesji jest zmiana jakościowa i ilościowa składu gatunkowego zwierząt, w tym ryb w zbiornikach wodnych. W warunkach degradacji podwodnych łąk elodeidów ryby karpowate (karaś – *Carassius carassius*, lin – *Tinca tinca*) zmieniają strategię rozrodczą, składając ikrę na mniej preferowanym, bardziej twardym podłożu, m.in. właśnie na nymfeidach (MOSS 1998; BRYLIŃSKA 2000; NURMINEN I IN. 2007; 2010; KORNIJÓW I IN. 2016).

Bardzo słabo poznanym czynnikiem zagrażającym kondycji zdrowotnej ichtiofauny są mykotoksyny wytwarzane przez grzyby zasiedlające hydrofity. Wynika to prawdopodobnie z niskiego stężenia tych toksyn w naturalnych ekosystemach wodnych i ciągle jeszcze niedoskonałych metod badawczych we tym zakresie.

W ekosystemach wodnych opisano kilkadziesiąt gatunków grzybów i organizmów grzybobopodobnych, będących pasożytami ryb (GOZLAN I IN. 2014). Najczęściej notowanymi czynnikami chorób ryb są OGP, reprezentujące Oomycota z rodzajów *Saprolegnia* (wywołujące saprolegniozy – pleśniawki), *Aphanomyces*, *Achlya* i *Pythium*. Patogeny te powodują mykozy licznych gatunków ryb, *Saprolegnia parasitica* zakaża 12 gatunków ryb (do tej pory opisanych), w tym jesiotra kaspjskiego (*Acipenser persicus*) (GHIASI I IN. 2010), łososia (*Salmo salar*) (THOEN I IN. 2011), troć (*Salmo trutta*) (FREGENEDA-GRANDES I IN. 2007), a *Aphanomyces invadans* – 48 gatunków ryb, m. in. węgorza europejskiego (*Anguilla anguilla*) (OIDTMANN I IN. 2008), karpia (*Cyprinus carpio*) (HARIKRISHNAN I IN. 2005), czy pstrąga czerwonego (*Oncorhynchus mykiss*) (THOMPSON I IN. 1999). Warto zwrócić uwagę, że grzyby i OGP wykazują generalizm pasożytniczy, atakując wielu gospodarzy, nie tylko wśród ryb, ale także innych zwierząt oraz roślin. Mykobiota mają najszersze spektrum gospodarzy z wszystkich grup patogenów (bakterie, wirusy, protisty). w populacjach gospodarzy o dużej liczebności patogeny te mogą doprowadzić do infekcji wszystkich osobników zanim obniżenie liczby gospodarzy uniemożliwi dalsze zakażenia. Wynika to z wprost nieograniczonych właściwości adaptacyjnych mykobiota, związanych z wysokim potencjałem reprodukcyjnym, zdolnością do długotrwałej anabiozy i do zasiedlania alternatywnych gospodarzy (FISHER I IN. 2012). Rozprzestrzeniający się patogeniczny OGP *Spherothecum destruens* może spowodować bardzo wysoką śmiertelność (80 – 90%) smoltów czawyczy (*Oncorhynchus tshawytscha*) i łososia atlantyckiego (*Salmo salar*) w ciągu 20 – 30 dni (ARKUSH I IN. 2003;

GOZLAN I IN. 2005; 2014; ERCAN I IN. 2015). W Polsce takie zdziesiątkowanie populacji zaobserwowano w połowie XX wieku wśród raka błotnego (*Astacus leptodactylus*) i raka szlachetnego (*Astacus astacus*), gatunków do tej pory intensywnie poławianych (ŚMIETANA I IN. 2004). Przyczyną tego stanu rzeczy było zawleczenie do Europy *Aphanomyces astaci* (Oomycota), wywołującego tzw. dżumę raczą oraz rozprzestrzenianie tego patogenu przez raka przęgowatego (*Orconectes limosus*), inwazyjnego gatunku z Ameryki Północnej. Do drastycznego obniżenia liczebności populacji raka błotnego i szlachetnego przyczyniło się obniżenie jakości wód, degradacja siedlisk, a także presja drapieżnicza (ŚMIETANA I IN. 2004; STRUŻYŃSKI 2007; 2008; ULIKOWSKI I IN. 2014). Obecnie rak błotny i rak szlachetny widnieją na czerwonej liście gatunków ginących i zagrożonych jako narażone na wyginięcie (VU) i objęte są na terenie Polski częściową ochroną gatunkową. Znane są także przypadki przetrzebienia lokalnych populacji gatunków kręgowców, m. in. nietoperzy (FRICK I IN. 2010), żab (SKERRATT I IN. 2007) oraz żółwi (SARMIENTO-RAMÍREZ I IN. 2010) przez patogeniczne mykobiota. Stąd też grzyby uznano obecnie za najpowszechniejsze czynniki nowo występujących chorób zakaźnych, które stanowią zagrożenie dla bioróżnorodności oraz bezpieczeństwa żywieniowego (akwakultura) (FISHER I IN. 2012; ERCAN I IN. 2015). Warto też nadmienić, że dla wodnych ekosystemów naturalnych postuluje się wykorzystanie grzybów mikroskopowych do określania ich jakości sanitarnej (NIEWOLAK I IN. 2009; CUDOWSKI I IN. 2015).

### **3.5. Znaczenie mykobiota w biologicznej ochronie roślin**

Obecnie w produkcji rolniczej i ogrodniczej obserwuje się wzrost znaczenia biologicznej ochrony roślin. Ma ona stanowić alternatywę dla konwencjonalnej ochrony roślin. Jednym z elementów takiej praktyki jest zastępowanie chemicznych środków ochrony roślin biopestycydami, których substancją aktywną są cząsteczki wirusów, komórki bakterii lub zarodniki czy metabolity grzybów. W mykologicznych biofungicydach wykorzystano zdolność zawartych w nich żywych szczepów grzybów do infekowania mykobiota patogenicznych dla roślin uprawnych. Dzięki temu preparaty takie charakteryzuje wysoka selektywność. Najwięcej mikroorganizmów o udowodnionej skuteczności w walce z grzybowymi patogenami roślin należy do drożdży (JIJAKLI 2011). Są to przede wszystkim przedstawiciele z rodzajów *Aureobasidium*, *Candida*, *Debaryomyces*, *Metschnikowia*, *Pichia*, *Pseudozyma*, *Saccharomyces* i *Tilletiopsis* (SHARMA I IN. 2009; KORDOWSKA-WIATER 2011; LIU I IN. 2013). Drożdże wykazują wysoki potencjał reprodukcyjny oraz szerokie spektrum wytwarzanych enzymów. Dzięki tym właściwościom są zdolne do szybkiej kolonizacji roślin,



szczególnie w miejscach ich uszkodzeń mechanicznych, czyli właśnie tam, gdzie roślina jest najbardziej narażona na działanie patogenów. Grzyby drożdżoidalne rozwijając się w tych miejscach wykorzystują pulę składników pokarmowych dla innych organizmów, w tym potencjalnych patogenów. Prowadzi to do redukcji populacji chorobotwórczych mikroorganizmów (CASTORIA I IN. 2001). Udowodniono m.in., że mykotoksyny wytwarzane przez *Pichia caribbica* mają hamujący wpływ na wzrost grzybni *Aspergillus niger*, *Botrytis cinerea*, *Penicillium expansum* oraz *Rhizopus stolonifer* (FRIEL I IN. 2007; CAO I IN. 2013). Z kolei *Pichia anomala* spowalnia wzrost *Botrytis fabae*, *Rhizoctonia solani* i *Ophiostoma ulmi* (SCHMITT I BREINIG 2002). Do tej pory badania antagonistycznego oddziaływania drożdży najczęściej dotyczyły możliwości ograniczania patogenów roślin uprawnych. Sporadycznie podejmowano próby zwalczania fitopatogenów roślin dziko rosnących, jak np. *Ophiostoma ulmi*, który wywołuje holenderską chorobę wiązów i doprowadził w XX wieku do zdziesiątkowania europejskiej populacji tych drzew. Dotychczas brak badań o wpływie grzybów drożdżoidalnych na fitopatogeny hydrofitów. A właśnie w środowisku wodnym, gdzie dominują grzyby drożdżoidalne, mogą one być naturalnym inhibitorem rozwoju fitopatogenów, w tym tych, które występują na nymfeidach.

### 3.6. Aktualny stan badań mykobiota związanych z nymfeidami na świecie

Badania mykobiota towarzyszących nymfeidom są fragmentaryczne. Najwcześniej (w 1899 r.) opisanym patogenem *Nymphaea* na terenie Portugalii i Anglii był *Colletotrichum nymphaeae*. Później, w 1978 r., VAN DER AA wskazał na ten gatunek jako czynnik powodujący plamistość liści *Nymphaea alba* (Holandia). Zainfekowane rośliny wykazywały dwa typy objawów. Pierwszy to czarne plamy na blaszkach liściowych, początkowo bladobrazowe i małe (0,5 – 5 mm), z czasem ciemniejące do prawie czarnych, zazwyczaj ułożone liniowo, wzdłuż nerwu głównego. Drugi typ symptomów, mniej groźny, to bladobrazowe plamki, ułożone nieregularnie na blaszce liściowej. W miejscu wystąpienia plam liście łatwo się łamały. Obecność *C. nymphaeae* jako patogenu *NA* i *NL* potwierdziły później obserwacje VERGEER I VELDE (1997). Takie symptomy odnotowywano też m.in. na *NA* i *Nymphaea capensis* w Portugalii (ALLESCHER 1963) oraz *Nymphaea flava* i *N. odorata* (LINDAU 1963; PLAATS-NITERNIK 1981; BRANDENBURGER 1985). W drugiej połowie XX wieku w Europie z nektorycznych tkanek *Nymphaea*, poza *C. nymphaeae*, wyizolowano także *Epicoccum nigrum*, *Botrytis cinerea*, *Trichoderma viride*, *Ulocladium oudemansii*, *Arthrinium phaespermum*, *Elongisporangium undulatum* (= *Pythium undulatum*) i *Fusarium avenaceum* (KOK I IN. 1992A).

Grzybowe patogeny nymfeidów stwierdzano także w krajach klimatu tropikalnego i subtropikalnego. Na początku XX wieku (1912 r.) w Indiach zaobserwowano zmiany chorobowe na liściach i ogonkach liściowych *Nymphaea nauchali* i wykazano, że były one wywołane przez *Doassania nymphaea* (PIĄTEK I IN. 2008). W Korei na roślinach *Nymphaea tetragoni* stwierdzono występowanie *Entyloma nymphaeae* (PARK I IN. 2010). W Afryce na roślinach tego gatunku stwierdzono także *Doassanopsis tomasii* w Etiopii (VÁNKY 2006), Ugandzie (PIĄTEK 2006) i Kamerunie (PIĄTEK I IN. 2008). Inny gatunek tego rodzaju – *Doassanopsis nymphoides* wyizolowano z tkanek *Nymphoides rautaneni* w Kenii (NATTRASS 1961), Zimbabwie (WHITESIDE 1966) oraz Zambii, gdzie występował epidemicznie (VÁNKY 2002). Na Kostaryce wykazano występowanie *Doassanopsis ticonis* (na *Nymphaea blanda*) (PIPENBRING 1995). Ponadto EL-MORSY (2004) wymienił 22 gatunki mykobiota związane z *Eichhornia crassipes* (Egipt).

### **3.7. Aktualny stan polskich badań mykobiota związanych z nymfeidami**

W Polsce badania mikroskopijnych grzybów i OGP związanych z nymfeidami są nieliczne i ograniczają się do ostatnich kilkunastu lat. W Małopolsce i na Podkarpaciu mikroorganizmy związane z NA w oczkach wodnych badali KOWALIK I KRASNY (2009) oraz KOWALIK (2012A; 2012B). W badaniach tych stwierdzono łącznie 58 taksonów mykobiota, wśród których największe zagrożenie dla zdrowia NA stanowiły gatunki polifagiczne, tj. *Alternaria alternata*, *Aspergillus versicolor*, *Botrytis cinerea*, *Cladosporium cladosporioides*, *Epicoccum nigrum* oraz *Sordaria fimicola*, powodujące nekrozy tkanek. Pierwsze symptomy porażenia roślin (brązowa plamistość liści, nekrozy, gnicie) obserwowano w maju, a najintensywniej objawiały się one pod koniec okresu wegetacji: sierpień – październik (KOWALIK I KRASNY 2009; KOWALIK 2012A; 2012B). Ponadto na roślinach NA stwierdzono *Aspergillus niger* f. *niger*, *Fusarium poae*, *F. sporotrichioides*, *Penicillium aurantiogriseum*, *P. hirsutum* var. *hirsutum* oraz *P. verrucosum*, uważane za gatunki toksynotwórcze, intensyfikujące nekrozy (KOWALIK 2012A; 2012B). KOWALIK (2012A; 2012B) zwróciła uwagę na ryzyko porażenia NA przez polifagiczne gatunki mykobiota, obecne na innych gatunkach roślin żywicielskich (*Iris pseudoacorus*, *Typha latifolia* oraz *Acorus calamus*). Chociaż porażenie grzybowymi patogenami nie pogorszyło istotnie zdrowia roślin, to wyraźnie obniżyło ich wartość dekoracyjną. Dlatego w celu zapobieżenia rozwojowi chorób Autorka zaleca mechaniczne usuwanie zmienionych chorobowo liści z oczek wodnych (2012A).

Na Pomorzu Zachodnim badania nad zdrowotnością nymfeidów prowadzone były na Jeziorze Glinno (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2006), gdzie stwierdzono obecność 21

gatunków mykobiota na *NL* oraz w Drawieńskim Parku Narodowym (DPN) (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2008). Wśród oznaczonych mykobiota gatunki fitopatogeniczne stanowiły najmniej liczną grupę i były to *Ascochyta kirulisii* na *HMR*, *Botrytis cinerea* i *Colletotrichum nymphaeae* na *NL* oraz *Phyllosticta hydrophila* na *NA*. Podczas najnowszych badań w DPN (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2016) zidentyfikowano 12 taksonów grzybów i OGP związanych z *NA*, 4 taksony z *NC* oraz 37 z *NL*. Na nymfeidach na obszarze chronionym Parku Narodowego stwierdzono obecność m.in. *Alternaria alternata*, *Botrytis cinerea*, *Chaetomium globosum*, *Cladosporium cladosporioides*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium oxysporum* i *F. sporotrichioides*. Gatunek *Botrytis cinerea*, sprawca szarej pleśni, został wyizolowany nie tylko z liści i ogonków liściowych roślin, ale także z kwiatów *NA* i *NL*. Porażenie nymfeidów tym patogenem było wcześniej notowane na Pomorzu Zachodnim (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2006; MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2008) oraz w Polsce południowej (KOWALIKI KRASNY 2009; KOWALIK 2012A; 2012B). Powodowane przez ten gatunek nekrozy obniżają wartość dekoracyjną nymfeidów. Na terenie DPN po raz pierwszy w Polsce oznaczono mykobiota związane z *NC*: *Chaetomium globosum*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium sporotrichioides* oraz *Septoria nupharis*. Ponadto Autorzy zaobserwowali masowe występowanie *Colletotrichum nymphaeae* (na *NC* i *NL*) oraz *Septoria nupharis* (na *NA*, *NC* oraz *NL*). Gatunki te, obecne na nymfeidach dziko rosnących, nie były dotąd notowane na roślinach sztucznych zbiorników wodnych. Przyczyn takiego stanu rzeczy można doszukiwać się w większej odporności odmian dekoracyjnych, jakimi obsadzone są oczka wodne, w porównaniu z okazami dziko występującymi oraz odmiennych warunkach biotycznych i abiotycznych sztucznych ekosystemów (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN 2016).

Podczas badań w DPN zanotowano także masowe występowanie *Elongisporangium undulatum*, powodującego plamistość liści. Jest to tym bardziej groźne dla hydrofitów, że organizmy grzybopodobne, w tym *E. undulatum* są szczególnie przystosowane do życia w wodzie (wykorzystują ruch wody jako wektor roznoszący spory).

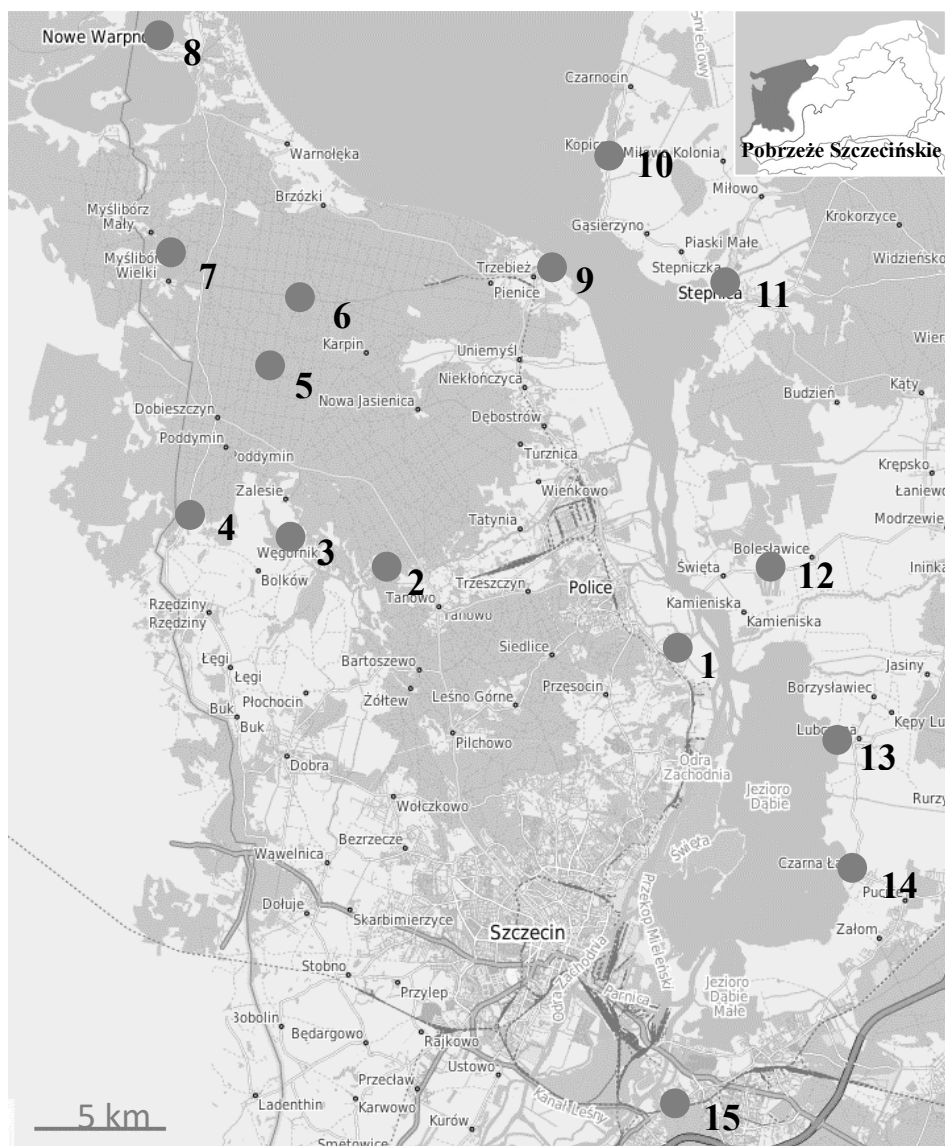
Do tej pory nie udało się potwierdzić występowania na nymfeidach patogenu *Entyloma nymphaeae*, wzmiankowanego przez KOCHMAN I MAJEWSKI (1973) jako potencjalne źródło zagrożenia dla zbiorowisk Nymphaeaceae w Polsce.

W warunkach doświadczalnych (CZECZUGA I IN. 2003; CZECZUGA 2005) wyizolowano mykobiota z *HMR* i *NL* Rzeki Biebrzy oraz z Narwi zbierając rośliny tych gatunków z naturalnego ich siedliska a następnie hodując je w kontenerach eksperymentalnych.

## 4. METODY I MATERIAŁ BADAŃ

### 4.1. Charakterystyka terenu badań

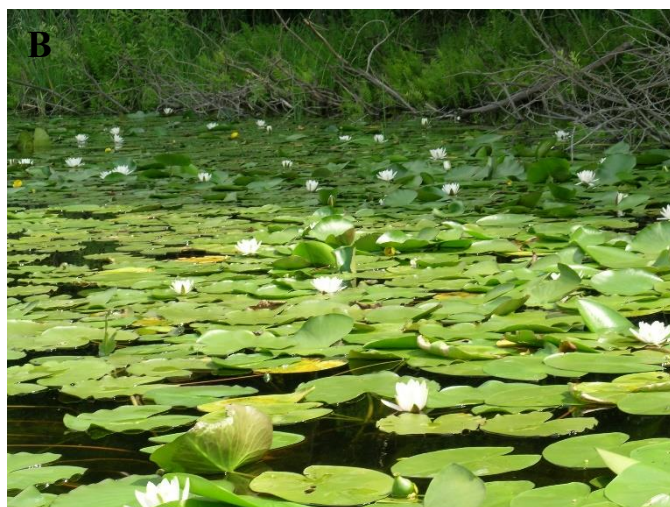
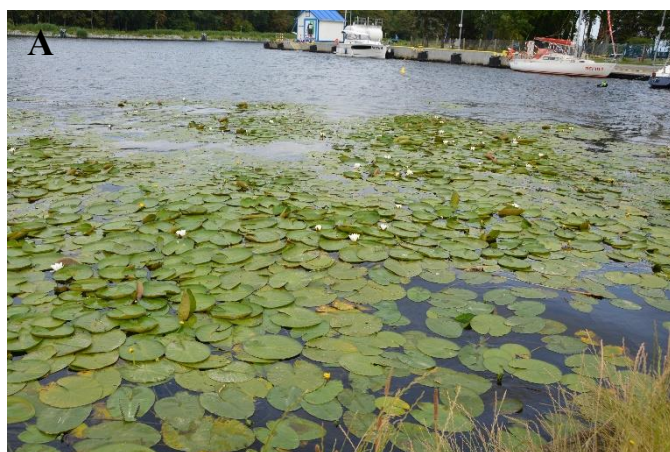
Badania terenowe przeprowadzono w trzech kolejnych sezonach wegetacyjnych 2015 – 2017 na 15. stanowiskach zlokalizowanych na terenie Pobrzeża Szczecińskiego (Rys. 1; Tab. 1). Na Jeziorze Dąbie umiejscowiono dwa stanowiska: Bystra (14) i Lubczyzna (13), natomiast nad Zalewem Szczecińskim cztery stanowiska: Kopice (10), Nowe Warpno (8), Stepnica (11), Trzebież (9; Fot. 1A). Na pozostałych zbiornikach wyznaczono pojedyncze stanowiska badawcze: Jezioro Myślubórz Wielki (7), J. Piaski (6), J. Piaszynko (5), J. Stolsko (4), J. Szmaragdowe (15), J. Świdwie (3; Fot. 1B), Strumyk Bogdanka (1), Rzeka Gunica (2), staw w Świętej (12).



Rys. 1. Lokalizacja stanowisk badawczych

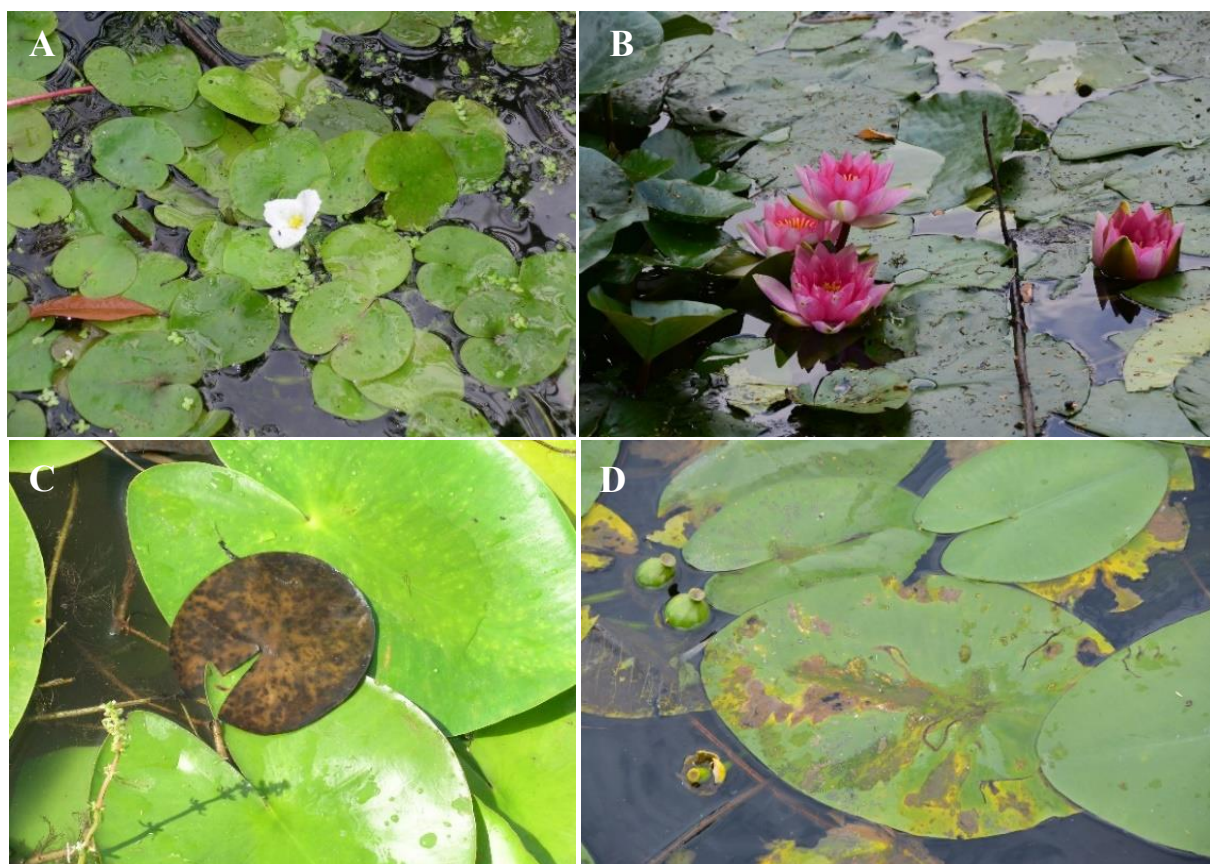
Tab. 1. Współrzędne geograficzne stanowisk badawczych

Lp.	Stanowisko	Współrzędne geograficzne
1.	Bogdanka (1)	N: 53°31' 39,58", E: 14.36° 14,62"
2.	Gunica (2)	N: 53°33' 10,78", E: 14°25' 48,5"
3.	Świdwie (3)	N: 53°33' 22,82", E: 14°22' 23,33"
4.	Stolsko (4)	N: 53°33' 37,54", E: 14°18' 38,6"
5.	Piaszynko (5)	N: 53°37' 11,36", E: 14°22' 24,01"
6.	Piaski (6)	N: 53°38' 06,56", E: 14°22' 47,94"
7.	Myślibórz Wielki (7)	N: 53°38' 51,51", E: 14°17' 39,17"
8.	Nowe Warpno (8)	N: 53°43' 35,28", E: 14°16' 52,06"
9.	Trzebież (9)	N: 53°39' 32,18", E: 14°31' 14,85"
10.	Kopice (10)	N: 53°41' 51,19" E: 14°32' 36,28"
11.	Stepnica (11)	N: 53°38' 59,47" E: 14°37' 12,59"
12.	Święta (12)	N: 53°33' 32,48", E: 14°39' 23,03"
13.	Lubczyna (13)	N: 53°30' 16,63", E: 14°42' 00,13"
14.	Bystra (14)	N: 53°27' 41,35", E: 14°42' 37,78"
15.	Szmaragdowe (15)	N: 53°22' 16,34", E: 14°37' 30,39"

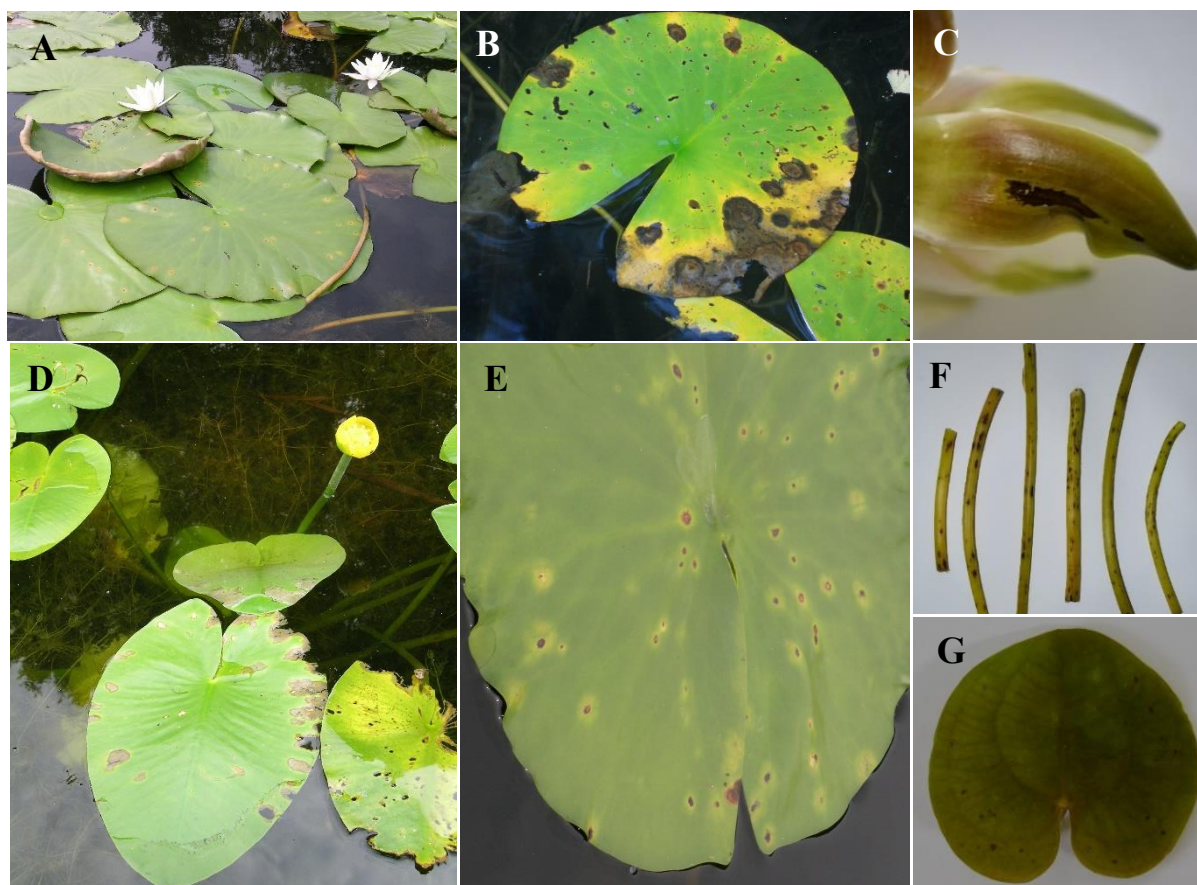


Fot. 1. Zbiorowisko *Nymphaea alba* i *Nuphar lutea* w strefie litoralu **A**) Zalewu Szczecińskiego w Trzebieży (9); **B**) na Jeziorze Świdwie (3) (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)

Każdego roku ze stanowisk badawczych pobierano materiał, który stanowiły okazy roślin *Hydrocharis morsus-ranae* (HMR), *Nymphaea alba* (NA), *N. candida* (NC) i *Nuphar lutea* (NL) z objawami chorobowymi (chlorozy, nekrozy, gnicie), występującymi na kwiatach, liściach i ogonkach liściowych. Przykładowe zmiany chorobowe na częściach roślin wykorzystanych w badaniach przedstawiają Fot. 2 i 3, natomiast gatunki nymfeidów stanowiących materiał ze stanowisk badawczych w kolejnych latach zestawiono w Tab. 2. Terminy zbioru materiału w poszczególnych latach zamieszczono w Tab. 3. Rośliny zbierano jednorazowo w sezonie wegetacyjnym, w zależności od warunków pogodowych, w lipcu – sierpniu każdego roku.



Fot. 2. Symptomy chorobowe na roślinach wykorzystanych w badaniach, zaobserwowane w środowisku naturalnym: **A**) *Hydrocharis morsus-ranae* – J. Dąbie: Lubczyzna (12); **B**) *Nymphaea alba*, odmiana o kwiatach różowych – J. Szmaragdowe (15); **C**) *Nymphaea candida* – J. Świdwie (3); **D**) *Nuphar lutea* – J. Świdwie (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



Fot. 3. Symptomy chorobowe na roślinach żywicielskich wykorzystanych w badaniach. *Nymphaea alba*: **A)** drobne nekrozy na liściach; **B)** rozległe nekrozy i gnicie liści; **C)** nekrozy kwiatów; *Nuphar lutea*: **D)** rozległe plamistości liści; **E)** drobne plamistości liści; **F)** drobne plamistości na ogonkach liściowych; **G)** *Hydrocharis morsus-ranae*: drobne nekrozy liści (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)

Tab. 2. Gatunki nymfeidów zebranych na stanowiskach badawczych w latach 2015 – 2017

Lp.	Stanowisko	Gatunki/Rok badań			
		2015	2016	2017	2015 – 2017
1.	Bogdanka (1)	HMR *, NA, NL	NL	HMR, NL	HMR, NA, NL
2.	Gunica (2)	NL	NL	NL	NL
3.	Świdwie (3)	NA, NL	HMR, NA, NC, NL	HMR, NA, NC, NL	HMR, NA, NC, NL
4.	Stolsko (4)	npb**	HMR, NL	HMR, NL	HMR, NL
5.	Piaszynko (5)	npb	NA	NA	NA
6.	Piaski (6)	npb	NA	NA	NA
7.	Myślibórz Wielki (7)	NA	NA	NA	NA
8.	Nowe Warpno (8)	NL	nzr***	nzr	NL
9.	Trzebież (9)	NA, NL	NA, NL	NA	NA, NL
10.	Kopice (10)	NL	NL	nzr	NL
11.	Stepnica (11)	NL	NL	NA, NL	NA, NL
12.	Święta (12)	NA, NL	NA, NL	HMR, NA, NL	HMR, NA, NL
13.	Lubczyzna (13)	NL	HMR, NL	NA, NL	HMR, NA, NL
14.	Bystra (14)	NA, NL	HMR, NL	NA, NL	HMR, NA, NL
15.	Szmaragdowe (15)	npb	NA	NA	NA

\* HMR – *Hydrocharis morsus-ranae*, NA – *Nymphaea alba*, NC – *Nymphaea candida*, NL – *Nuphar lutea*

\*\* npb – nie prowadzono badań; \*\*\* nzr – nie zebrano rośliny

Tab. 3. Termin zbioru materiału roślinnego

Lp.	Stanowisko	Data zbioru roślin		
		2015	2016	2017
1.	Bogdanka (1)	10.07	15.07	15.07
2.	Gunica (2)	12.07	15.07	16.07
3.	Świdwie (3)	12.07	15.07	16.07
4.	Stolsko (4)	×*	17.07	17.07
5.	Piaszynko (5)	×	17.07	18.07
6.	Piaski (6)	×	17.07	18.07
7.	Myślubórz Wielki (7)	16.07	20.07	19.07
8.	Nowe Warpno (8)	16.07	×	×
9.	Trzebież (9)	16.07	20.07	19.7
10.	Kopice (10)	04.07	02.08	×
11.	Stepnica (11)	04.07	02.08	11.08
12.	Święta (12)	04.07	02.08	11.08
13.	Lubczyna (13)	04.07	02.08	11.08
14.	Bystra (14)	04.07	02.08	11.08
15.	Szmaragdowe (15)	×	10.08	15.08

\*× – nie prowadzono zbioru

Materiał roślinny pobierano punktowo (Fot. 4), w miejscu występowania. Każdorazowo zbierano po 5 okazów roślin, występujących na danym stanowisku i wykazujących symptomy chorobowe. Liczba roślin wykorzystanych w badaniach była ograniczona zezwoleniem udzielonym przez Regionalnego Dyrektora Ochrony Środowiska w Szczecinie (z dnia 17 marca 2015 r., sygnatura WOPN-OG.6400.7.2015.AA), upoważniającym każdorazowo na pozyskanie maksymalnie do 5 osobników roślin: *Hydrocharis morsus-ranae*, *Nymphaea alba*, *N. candida* i *Nuphar lutea*. Zezwolenie to było konieczne, ponieważ *NA*, *NL*, *NC* podlegają ochronie częściowej, a wszystkie stanowiska nymfeidów są prawnie chronione na terenie całego kraju.

Charakterystykę wybranych zbiorników z ich danymi morfometrycznymi przedstawiono w Tab. 4.





Fot. 4. Zbiór roślin *Nymphaea alba* na J. Myślibórz Wielki (7) (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)

Tab. 4. Cechy morfometryczne wybranych zbiorników

Cecha	Lokalizacja		
	Zalew Szczeciński (stanowiska 8*, 9, 10, 11)	Jezioro Dąbie (stanowiska 13, 14)	Jezioro Szmaragdowe (stanowisko 15)
Powierzchnia (km <sup>2</sup> )	687	56	0,03
Objętość wód (tys. m <sup>3</sup> )	2580000	129500	53,33
Głębokość maksymalna (m)	8,5 naturalna 10,5 tor	4,2 naturalna 10 tor	18
Głębokość średnia (m)	3,8	2,61	8,2
Długość maksymalna (m)	33500	15700	289
Szerokość maksymalna (m)	49300	7500	165
Długość linii brzegowej (m)	243000	55000	800
Zasilanie	jezioro przepływowe	jezioro przepływowe, wody opadowe oraz rzeczne i morskie (cofka)	warstwy wodonośne oraz wody opadowe
Trofia	eutroficzne	eutroficzne	oligotroficzne
Wymiana wód (krotność/rok)	6 – 7 razy/rok	ponad 65,56/rok	brak danych
Źródło danych	WIŚNIEWSKI I WOLSKI 2005; LANDSBERG- UCZCIWEK 2008; RADZIEJEWSKA I SCHERNEWSKI 2008; ZYCH 2012; INTERNET 4	LANDSBERG- UCZCIWEK 2008; INTERNET 4; INTERNET 5	LANDSBERG- UCZCIWEK 2008; PIOTROWSKI I RELISKO-RYBAK 2010; INTERNET 5

\* 8 – Nowe Warpno, 9 – Trzebież, 10 – Kopice, 11 – Stepnica, 13 – Lubczyna, 14 – Bystra, 15 – Szmaragdowe

Brak kompletnych informacji o podobnych danych dotyczących pozostałych stanowisk, a podstawowe dostępne dane o nich przedstawiono w Tab. 5.

Tab. 5. Cechy morfometryczne wybranych akwenów, nie ujętych w Tab. 4

Stanowisko	Opis	Źródło
Strumień Bogdanka (1)	Niewielki (dł. 3,5 m) ciek, będący dopływem Cieśnicy, w dzielnicy Skolwin.	
Rzeka Gunica (2)	Główny ciek zlewni Jeziora Świdwie. Źródłem rzeki jest jezioro Stolsko.	
Jezioro Świdwie (3)	Z względu na wyjątkowe znaczenie przyrodnicze opis umieszczono poniżej	
Jezioro Stolsko (4)	Jezioro ma powierzchnię 139,7 ha i znajduje się na terytorium Polski, jaki i Niemiec (w granicach Polski 28,5 ha). W Polsce J. Stolsko objęte jest ochroną w ramach programu NATURA 2000 jako specjalny obszar ochrony siedlisk (SOO) (Dyrektywa Siedliskowa, kod obszaru: PLH320063), z kolei w Niemczech (niem. Schloßsee) Jezioro wraz z przylegającym do niego obszarem, chronione jako obszar NATURA 2000 "Gottesheide mit Schloß- und Lenzener See" (DE2451301) (zarówno jako Obszar Specjalnej Ochrony Ptaków OSO jak i Specjalny Obszary Ochrony Siedlisk SOO).	INTERNET 2
Jezioro Piaszynko (5)	Niewielki zarastający akwen na terenie Puszczy Wkrzańskiej	
Jezioro Piaski (6)	Niewielki zarastający akwen na terenie Puszczy Wkrzańskiej	
Jezioro Myślubórz Wielki (7)	Jezioro graniczne typu sandaczowego, o maksymalnej głębokości 2,8 m i powierzchni 134 ha (z czego 53,6 ha należy do Polski) i jest największym jeziorem słodkowodnym w gminie Nowe Warpno. Należy do zlewni rzeki Myśluborski (zwaną też Myśluborską Strugą). Jezioro to ma połączenie z Zalewem Szczecińskim. Poziom jeziora jest regulowany za pomocą zastawki piętrzącej.	INTERNET 6
Staw w Świętej (12)	Staw użytku prywatnego, zlokalizowany we wsi Święta.	

### Jezioro Świdwie

Jezioro Świdwie Duże znajduje się na terenie Rezerwatu Jezioro Świdwie. Główny dopływ Jeziora stanowi Rzeka Gunica, płynąca przez teren gminy Dobra. Jezioro otacza szeroki pas terenów podmokłych oraz rowów i kanałów melioracyjnych. Tereny te są pozostałością Jeziora Świdwie, którego powierzchnia jeszcze w pierwszej połowie XIX w. wynosiła 467,1ha. Wskutek nierozważnie prowadzonych melioracji (zwłaszcza przed II wojną światową) powierzchnia Jeziora zmniejszyła się o prawie 90%, dzieląc je na Jezioro Świdwie Duże i Jezioro Świdwie Małe (PIEŃKOWSKI I KUPIEC 2001). Głównym źródłem zanieczyszczeń wód powierzchniowych na tym terenie są ścieki komunalne oraz spływy powierzchniowe z pól uprawnych (MILUNIEC I IN. 2009). Dla poprawy jakości wód dopływających do Jeziora Świdwie wybudowano zbiornik Żurawie, kanały i rowy melioracyjne oraz stację pomp

Rzędziny (RAWICKI I SIWEK 2014). Niestety, nie są do działania wystarczające. W Jeziorze stwierdzono nadmierne kumulowanie się fosforanów, co może prowadzić do intensyfikacji procesu eutrofizacji. Na wzmożoną eutrofizację wskazuje m.in. zarośnięcie zbiornika przez roślinność szuwarową i elodeidy. Pomimo tego, wody jeziora zachowały dużą przezroczystość typową dla jezior mezotroficznych (RAWICKI I SIWEK 2014). W jeziorze dominującymi zbiorowiskami wodnymi są: *Ceratophylletum demersi*, *Potamogetonum pectinati*, *Nupharo-Nymphaeetum albae* i *Hydrocharo-Stratiotetum* (BACIECZKO I KOWALSKI 1993).

Więcej danych o Rezerwacie umieszczono w podrozdziale 4.1.1. Teren badań a ochrona przyrody.

#### **4.1.1. Teren badań a ochrona przyrody**

Województwo zachodniopomorskie cechuje duża liczba i przy tym największa, z wszystkich województw w Polsce, powierzchnia wyznaczonych obszarów specjalnej ochrony ptaków (19,28% powierzchni województwa) i siedlisk (41,27% powierzchni) Europejskiej Sieci Ekologicznej NATURA 2000. Ponadto utworzono tu Woliński Park Narodowy, Drawieński Park Narodowy (wspólnie z województwem lubuskim), 7 parków krajobrazowych, 83 rezerwaty przyrody i 20 obszarów chronionego krajobrazu. Łącznie, 21,3% całkowitej powierzchni województwa objętych zostało wymienionymi formami ochrony (INTERNET 3).

Wszystkie wybrane do badań stanowiska (z wyjątkiem stanowiska Bogdanka) były położone na terenach NATURA 2000 (Internet 2; Tab. 6).

Szczególnie cennym obiektem przyrodniczym jest Rezerwat Świdwie, który powstał w 1963 r. z inicjatywy inż. Jerzego Noskiewicza jako rezerwat ornitologiczny i do dziś słynie przede wszystkim jako ostoja wielu gatunków ptaków (INTERNET 2). Stwierdzono tu występowanie 131 gatunków ptaków, z czego 96 uznano za lęgowe (INTERNET 7). Na terenie Rezerwatu potwierdzono występowanie 412 taksonów roślin naczyniowych, w tym 13 gatunków objętych ochroną prawną, z czego 6 ochroną ścisłą: kukułka szerokolistna (*Dactylorhiza majaliss*), kukułka krwista (*D. incarnata*), kruszczyk szerokolistny (*Epipactis helleborine*), wiciokrzew pomorski (*Lonicera periclymenum*), paprotka zwyczajna (*Polypodium vulgare*) pływacz zwyczajny (*Utricularia vulgaris*) a 7 ochroną częściową: konwalia majowa (*Convallaria majalis*), kruszyna pospolita (*Frangula alnus*), bluszcz pospolity (*Hedera helix*), kocanki piaskowe (*Helichrysum arenarium*), grąźel żółty (*Nuphar lutea*), grzybienie białe (*Nymphaea alba*) i kalina koralowa (*Viburnum opulus*). Wyjątkową wartość ma obecność 4 gatunków z tzw. czerwonej listy roślin naczyniowych

Pomorza Zachodniego (ŻUKOWSKI I JACKOWIAK 1995). Jeden spośród tych gatunków ma rangę bezpośrednio zagrożonego wymarciem (CR, ang. *critically endangered*): kropidło piszczalkowate (*Oenanthe fistulosa*) a 3 gatunki zaliczane są do narażonych (VU, ang. *vulnerable*): rogatek krótkoszyjkowy (*Ceratophyllum submersum*), nasięźrzał pospolity (*Ophioglossum vulgatum*) i gwiazdnica bagienna (*Stellaria uliginosa*). Łącznie, gatunki rzadkie i bardzo rzadkie stwierdzone w Rezerwacie stanowią 32,6% flory Rezerwatu (INTERNET 8). W Rezerwacie oznaczono 61 zbiorowisk roślinnych (29 wodnych i szuwarowych (w tym *Hydrocharitetum morsus-ranae* Langendonck 1935 i *Nupharo-Nymphaeetum albae* Tomasz. 1977), 13 murawowych i łąkowych, 5 okrajkowych oraz 14 zaroślowych i leśnych) (Internet 8).

Tab. 6. Stanowiska badawcze NATURA 2000

Stanowisko	Akwen	NATURA 2000	
Bogdanka (1)		brak	
Gunica (2)		<i>Ostoja Świdwie (PLB320006)</i>	
Świdwie (3)		<i>Ostoja Świdwie (PLB320006)</i>	
Stolsko (4)		<u>Jezioro Stolsko (PLH320063)</u> i <i>Ostoja Świdwie (PLB320006)</i>	
Piaszynko (5)			
Piaski (6)		<i>Ostoja Wkrzańska (PLB320014)</i>	
Myślubórz Wielki (7)			
Nowe Warpno (8)	Zalew Szczeciński	<i>Łąki Skoszewskie (PLB320007)</i>	<u>Ujście Odry i Zalew Szczeciński (PLH320018)</u>
Trzebież (9)		<i>Zalew Szczeciński (PLB320009)</i>	
Kopice (10)		<i>Puszcza Goleniowska (PLB320012)</i>	
Stepnica (11)		<i>Zalew Szczeciński (PLB320009)</i>	
Święta (12)		<i>Puszcza Goleniowska (PLB320012)</i>	
Lubczyna (13)	Jezioro Dąbie (16)	<i>Dolina Dolnej Odry (PLB320003) *</i>	
Bystra (14)			
Szmaragdowe (15)		<u>Wzgórza Bukowe</u>	

\*kursywa – specjalne obszary ochrony ptaków, podkreślenie – specjalne obszary ochrony siedlisk

Badania mykobiota na terenie Rezerwatu dotychczas ograniczono do grzybów wielkoowocnikowych (INTERNET 9), wśród których zidentyfikowano 110 gatunków, w tym 4

gatunki chronione: podgrzybek pasożytniczy (*Xerocomus parasiticus*), ozorek dębowy (*Fistulina hepatica*), purchawica olbrzymia (*Langermania gigantea*) i szmaciak gałęzisty (*Sparassis crispa*) oraz 12 ujętych na Polskiej czerwonej liście grzybów. Spośród nich trzy gatunki są zagrożone wymarciem: czernidłak zaostrowany (*Coprinus acuminatus*), grzybówka trzciniowa (*Mycena belliae*) i kruchaweczka (*Psathyrella typhae*), dwa narażone na wyginiecie: kolczatek strzępiasty (*Creolophus cirrhatus*) i kisielnica wierzbowa (*Exidia recisa*) oraz siedem rzadkich: wrośniaczek sosnowy (*Diplomitoporus flavescens*), ozorek dębowy, kruchaweczka wysmukła (*Psathyrella gracilis*), gołąbek błękitny (*Russula coerulea*), szmaciak gałęzisty, skórnik aksamitny (*Stereum subtomentosum*) i podgrzybek pasożytniczy. Ponadto warto wspomnieć, że w bogactwie gatunkowym mykobiota Rezerwatu Świdwie swój udział zaznacza 5 gatunków śluzowców i 18 gatunków porostów (INTERNET 9).

W dostępnych źródłach brak danych o *micromycetes*, występujących w Rezerwacie Świdwie.

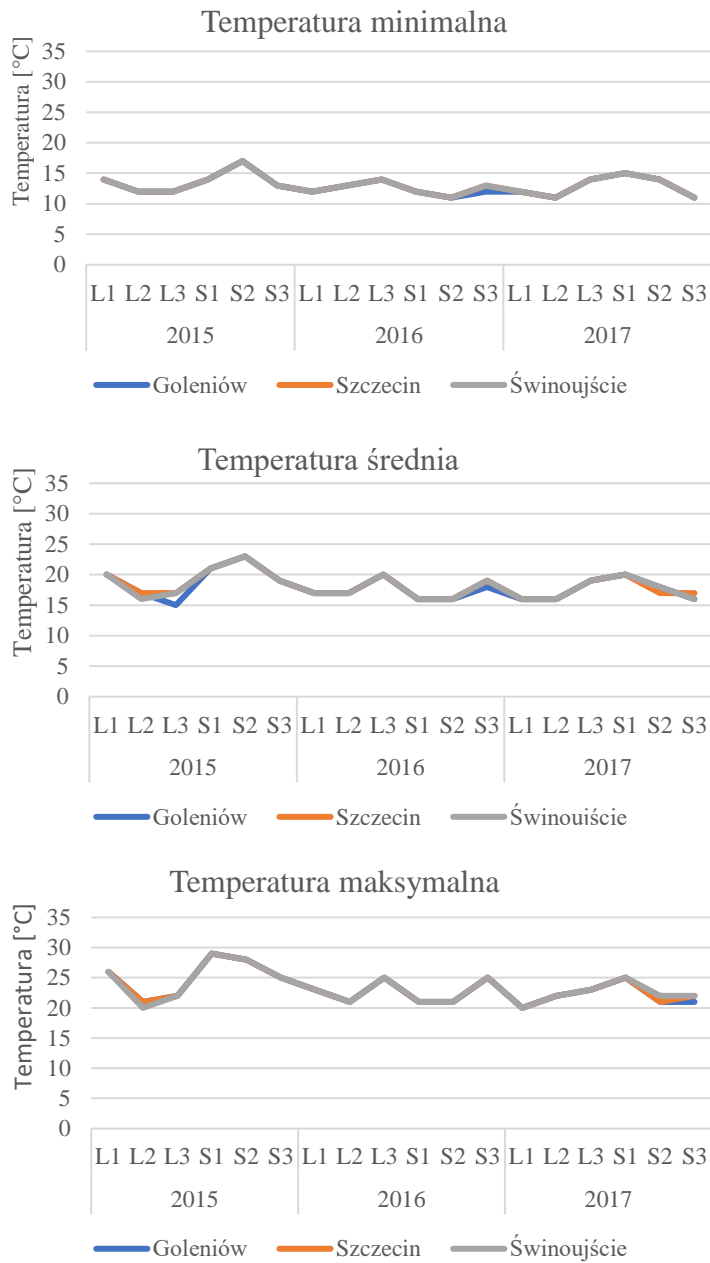
#### **4.1.2. Warunki pogodowe**

Dane o warunkach pogodowych w sezonach wegetacyjnych w latach 2015 – 2017 na terenie Pobrzeża Szczecińskiego odczytano z raportów stacji meteorologicznych Goleniów, Szczecin i Świnoujście (Tab.7; Rys. 2 i 3).

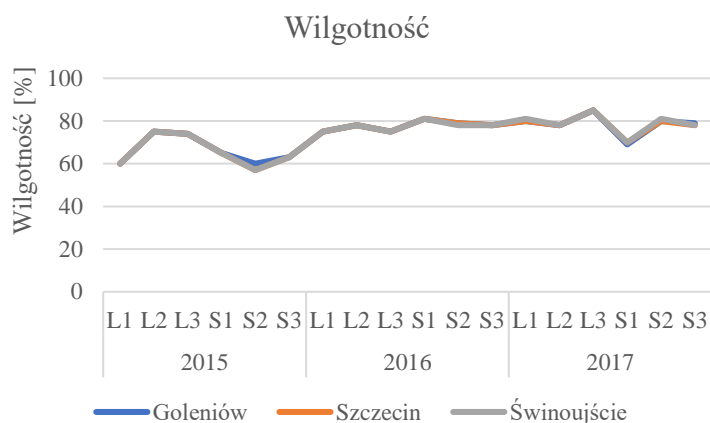
Dane z stacji Goleniów wykorzystano do interpretacji wyników na stanowiskach badawczych 1, 9, 10, 11 i 12, ze stacji Szczecin na stanowiskach 2, 3, 4, 13, 14 i 15, a ze stacji Świnoujście na stanowiskach 5, 6, 7 i 8.

Tab. 7. Średnia dekadowa temperatura i wilgotność powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017

Rok	Dekada miesiąca	Goleniów								Szczecin								Świnoujście							
		Temperatura minimalna [°C]		Temperatura maksymalna [°C]		Temperatura średnia [°C]		Wilgotność [%]		Temperatura minimalna [°C]		Temperatura maksymalna [°C]		Temperatura średnia [°C]		Wilgotność [%]		Temperatura minimalna [°C]		Temperatura maksymalna [°C]		Temperatura średnia [°C]		Wilgotność [%]	
		L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S	L	S
2015	1.	14	14	26	29	20	21	60	65	14	14	26	29	20	21	60	65	14	14	26	29	20	21	60	65
	2.	12	17	21	28	17	23	75	60	12	17	21	28	17	23	75	57	12	17	20	28	16	23	75	57
	3.	12	13	22	25	15	19	74	63	12	13	22	25	17	19	74	63	12	13	22	25	17	19	74	63
2016	1.	12	12	23	21	17	16	75	81	12	12	23	21	17	16	75	81	12	12	23	21	17	16	75	81
	2.	13	11	21	21	17	16	78	79	13	11	21	21	17	16	78	79	13	11	21	21	17	16	78	78
	3.	14	12	25	25	20	18	75	78	14	13	25	25	20	19	75	78	14	13	25	25	20	19	75	78
2017	1.	12	15	20	25	16	20	80	69	12	15	20	25	16	20	80	70	12	15	20	25	16	20	81	70
	2.	11	14	22	21	16	18	78	80	11	14	22	21	16	17	78	80	11	14	22	22	16	18	78	81
	3.	14	11	23	21	19	16	85	79	14	11	23	22	19	17	85	78	14	11	23	22	19	16	85	78



Rys. 2. Wykresy dekadowej temperatury powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017



Rys. 3. Wykres dekadowej wilgotności powietrza w stacjach meteorologicznych zlokalizowanych w sąsiedztwie stanowisk badawczych w lipcu (L) i sierpniu (S) w latach 2015 – 2017

#### 4.1.3. Właściwości fizyczne i chemiczne wody

Wodę do badań właściwości fizycznych i chemicznych pobierano na stanowiskach zbioru nymfeidów w każdym roku, jednocześnie ze zbiorem roślin. Właściwości wody określono na podstawie pomiarów półlitrowych próbek. Do oznaczenia wysycenia tlenem (%), zawartości rozpuszczonego tlenu (LDO – Luminescent Dissolved Oxygen, mg/l), temperatury (°C), zasolenia (‰), przewodności wody ( $\mu\text{s}/\text{cm}$ ) oraz ilości wszystkich związków rozpuszczonych w wodzie (TDS – Total Dissolved Solids, mg/l) wykorzystano cyfrowy multimetr dwukanałowy Hacha z serii HQ40D, pH zmierzono cyfrowym miernikiem pH Hacha z serii HQ11D, a zawartość azotanów, azotynów, azotu amonowego i fosforu zbadano kolorymetrycznie z użyciem kolorymetru Hacha z serii DR/890. Wyniki uzyskanych pomiarów zamieszczono w Tab. 8 i 9.



Tab. 8. Właściwości fizyczne wody badanych stanowisk w latach 2015 – 2017

Stanowisko	Parametr																				
	LDO [mg/l]			Wysycenie tlenem [%]			Temperatura [C]			TDS [mg/l]			ZAS [%o]			REZ [ $\mu$ s/cm]			pH		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
Bogdanka (1)	4,3	3,2	3,3	50,8	47,3	38,7	22,5	21,3	22,1	440,0	321,0	336,0	0,4	0,4	0,3	896,0	891,0	745,0	6,7	6,7	6,7
Gunica (2)	4,5	4,3	0,3	46,6	39,7	42,2	16,4	17,2	19,2	316,0	310,0	309,0	0,3	0,3	0,3	648,0	743,0	881,0	6,8	6,7	6,7
Świdwie (3)	9,5	9,2	9,9	103,8	110,0	112,8	19,3	20,5	21,3	227,0	247,0	264,0	0,2	0,2	0,2	470,0	532,0	478,0	7,6	7,5	7,4
Stolsko (4)	×*	9,3	9,4	×	105,0	104,9	×	21,1	20,7	×	130,0	128,7	×	0,1	0,1	×	734,0	911,0	×	7,1	7,1
Piaszynko (5)	×	8,9	7,6	×	78,6	90,4	×	19,4	21,1	×	542,0	540,0	×	0,2	0,2	×	620,0	792,0	×	7,1	7,2
Piaski (6)	×	8,5	8,7	×	84,2	87,3	×	19,7	20,8	×	493,0	457,0	×	0,3	0,2	×	645,0	702,0	×	7,1	7,2
Myślibórz Wielki (7)	16,6	12,6	11,6	182,9	124,0	127,5	19,4	19,2	19,6	154,4	138,0	126,2	0,2	0,1	0,1	322,0	492,0	895,0	8,4	8,1	8,2
Nowe Warpno (8)	9,4	×	×	97,2	×	×	20,1	×	×	1972,0	×	×	2,0	×	×	3791,0	×	×	7,2	×	×
Trzebież (9)	8,3	7,9	8,0	90,1	87,4	88,6	19,8	21,2	20	899,0	732,0	485,0	0,8	0,5	0,5	1799,0	987,0	901,0	7,2	7,2	7,2
Kopice (10)	8,9	8,5	×	95,6	90,3	×	18,3	20,4	×	722,0	690,0	×	0,7	0,9	×	1450,0	1128,0	×	7,1	7,1	×
Stepnica (11)	9,4	9,9	10,1	102,2	105,0	112,3	18,8	19,5	20,9	513,0	421,0	384,0	0,5	0,5	0,4	1039,0	984,0	917,0	7,1	7,2	7,2
Święta (12)	8,6	7,4	6,1	95,5	78,2	69,0	19,2	20,1	21,1	300,0	289,0	204,3	0,3	0,2	0,2	618,0	749,0	921,0	7,1	7,1	7,1
Lubczyna (13)	9,6	6,6	4,3	102,8	87,9	50,5	18,3	20,4	22,1	423,0	396,0	389,0	0,4	0,4	0,4	863,0	924,0	943,0	7,2	7,2	7,2
Bystra (14)	5,8	4,2	3,2	66,6	79,6	37,1	19,1	21,5	22,1	444,0	423,0	372,0	0,4	0,4	0,4	904,0	920,0	941,0	6,6	6,9	6,5
Szmaragdowe (15)	×	8,7	8,9	×	103,0	103,5	×	20,7	21,9	×	210,0	230,0	×	0,2	0,2	×	907,0	939,0	×	8,9	8,9

\*× nie prowadzono pomiarów

Tab. 9. Właściwości chemiczne wody badanych stanowisk w latach 2015 – 2017

Stanowisko	Parametr											
	azotany [mg/l]			azotyny [mg/l]			azot amonowy [mg/l]			fosfor [mg/l]		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
Bogdanka (1)	26,5	25,80	24,70	0,33	0,47	0,38	0,01	0,06	0,05	0,79	0,82	0,72
Gunica (2)	0,60	0,40	0,80	0,03	0,07	0,04	0,09	0,07	0,06	1,79	1,60	1,54
Świdwie (3)	0,30	0,40	0,30	0,02	0,05	0,03	0,05	0,1	0,06	0,12	0,21	0,17
Stolsko (4)	×*	1,60	1,20	×	0,12	0,13	×	0,07	0,08	×	0,17	0,18
Piaszynko (5)	×	1,90	2,10	×	0,04	0,05	×	0,09	0,05	×	0,15	0,19
Piaski (6)	×	2,00	2,40	×	0,03	0,04	×	0,06	0,04	×	0,16	0,18
Myślibórz Wielki (7)	6,00	6,20	5,90	0,11	0,14	0,19	0,04	0,03	0,03	0,76	0,82	0,81
Nowe Warpno (8)	2,70	×	×	0,03	×	×	0,03	×	×	0,53	×	×
Trzebież (9)	5,50	5,30	4,90	0,23	0,22	0,19	0,04	0,04	0,05	0,40	0,38	0,52
Kopice (10)	3,10	2,90	×	0,02	0,01	×	0,02	0,06	×	0,30	0,29	×
Stepnica (11)	4,20	3,50	3,80	0,08	0,07	0,07	0,06	0,05	0,04	2,75	2,21	2,32
Święta (12)	1,40	1,20	2,10	0,21	0,32	0,38	0,03	0,04	0,03	0,18	0,15	0,10
Lubczyzna (13)	4,70	5,00	5,10	0,20	0,22	0,16	0,05	0,05	0,04	2,75	2,50	3,26
Bystra (14)	1,70	2,80	1,90	0,15	0,18	0,15	0,06	0,07	0,05	0,59	0,78	1,21
Szmaragdowe (15)	×	0,70	0,50	×	0,07	0,06	×	0,01	0,02	×	2,24	1,86

\*× nie prowadzono pomiarów

## 4.2. Badania laboratoryjne

### 4.2.1. Izolacja i oznaczanie mykobiota

Podczas badań laboratoryjnych izolowano mikroorganizmy ze świeżych, chorobowo zmienionych części roślin (liście, ogonki liściowe i kwiaty). Rośliny dokładnie płukano pod zimną, bieżącą wodą, a następnie odkażano ich powierzchnię 70% etanolem. Dalsze prace przeprowadzono w komorze laminarnej z przepływem powietrza o prędkości 0,30m/s, w warunkach sterylnych. Z każdej zmienionej chorobowo części rośliny pozyskiwano od 10 do 15 fragmentów o kształcie czworoboku 30 – 50 × 30 – 50 mm, w zależności od intensywności i różnorodności widocznych symptomów. Próbkę tę umieszczano w wilgotnych komorach, które stanowiły sterylne szalki Petriego (ø 90mm), wyścielone sterylnym papierem i nawilżone sterylną wodą destylowaną. Materiał ten inkubowano przez 2 do 21 dni w temperaturze 20 ± 2°C, przez cały czas utrzymując

wilgotność w komorach za pomocą sterylnego aerozolu wody destylowanej. Tak przygotowane fragmenty chorych części roślin obserwowano codziennie pod mikroskopem stereoskopowym (powiększenie 20× i 40×) w poszukiwaniu pojawiających się na tkankach roślinnych objawów etiologicznych, związanych z obecnością różnych struktur morfologicznych grzybów, np. nalotu grzybni. Materiał ten stanowił podstawę diagnostyki mikroskopowej. Obiekty mykologiczne umieszczano w kwasie mlekowym z błękitem metylovym i obserwowano pod mikroskopem Zeiss Axio (powiększenie 125, 500, 825). Niezależnie od bezpośredniej identyfikacji grzybów na podstawie zarodnikującej grzybni na chorych częściach roślin, ich fragmenty, wyrosłe na chorych tkankach roślinnych, umieszczano na standardowych podłożach PDA i SAB z chloramfenikolem firmy BIOCORP Polska Sp. z o.o. (Tab. 10). Hodowle *in vitro* inkubowano w temperaturze 20 ± °C przez 14 – 21 dni.

Tab. 10. Skład podłoży mikrobiologicznych wykorzystanych do hodowli mykobiota

CDA [g/l]	Mathur [g/l]	PDA Potato Dextrose Agar [g/l]	Podłoże do badania aktywności celulolitycznej <i>Colletotrichum nymphaeae</i> [g/l]	SAB Sabouraud [g/l]
Azotan sodu 2,00 Glicerofosforan magnezu 0,50 Siarczan potasu 0,35 Chlorek potasu 0,50 Siarczan żelaza 0,01 Sacharoza 30,00 Agar 12,00	Dekstroza 11,20 Siarczan magnezu siedmiowodny 2,50 Diwodorofosforan potasu 2,70 Pepton bakteryjny 1,00 Ekstrakt drożdżowy 0,80 Agar bakteryjny 12,00	Wyciąg ziemniaczany 4,00 Glukoza 20,00 Agar 15,00	Azotan sodu 2,00 Wodorofosforan potasu 1,00 Siarczan magnezu 0,50 Chlorek potasu 0,50 Siarczan żelaza (II) 0,01 Celuloza mikrokryształiczna (Sigma) 10,00 Agar 12,00	Pepton 10,00 Glukoza 40,00 Agar 15,00
pH 6,8	pH 5,5	pH 5,6	pH 5,4	pH 5,6

Izolaty przygotowano zgodnie z metodą WALLERA I IN. (1998). Łącznie, we wszystkich latach badań przebadano ok. 1200 skrawków *NA* i *NL* (w tym ok. 1000 fragmentów liści, 140 fragmentów kwiatów i 60 fragmentów ogonków liściowych), ok. 800 skrawków *NC* (w tym ok. 700 fragmentów liści, 70 skrawków kwiatów i 30 fragmentów ogonków liściowych) oraz

ok. 60 liści z ogonkami liściowymi *HMR*. Z zebranego materiału roślinnego wyizolowano ok. 2 250 szczepów grzybów i OGP.

Mykobiota oznaczono na podstawie cech morfologicznych i anatomicznych, stanowiących kryterium taksonomiczne w kluczach mykologicznych: SKIERGIELŁO (1954), SUTTON (1980), BOROWSKA (1986), KWAŚNA I IN. (1991), ELLIS I ELLIS (1997) i RIETMÜLLER (2000). Nomenklaturę mykobiota przyjęto za KIRK I IN. (2008), którą następnie zaktualizowano w oparciu o Index Fungorum (INTERNET 10).

#### 4.2.2. Opracowanie wyników

Wszystkie zebrane dane, dotyczące składu gatunkowego mykobiota towarzyszących nymfeidom umieszczono w komputerowej bazie programu Microsoft Excel 2016. Dane te stanowiły podstawę do wyznaczenia następujących wskaźników biocenotycznych, dotyczących zidentyfikowanych mykobiota:

- struktury taksonomicznej,
- frekwencji,
- dominacji (struktury przestrzennej),
- współczynnika podobieństwa gatunkowego Soerensena.

**Strukturę taksonomiczną** wyznaczono na podstawie udziału liczby gatunków danej grupy taksonomicznej (gromada, rząd) w ogólnej liczbie zidentyfikowanych gatunków.

**Frekwencję**, czyli częstość występowania danego gatunku mykobiota w terenie, wyliczono wg wzoru (CZACHOROWSKI 2006):

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

$F_i$  – frekwencja  $i$ -tego gatunku

$s$  – liczba stanowisk z  $i$ -tym gatunkiem

$S$  – liczba wszystkich stanowisk

Frekwencję wyznaczono na podstawie liczby stanowisk badawczych, na których choć raz zanotowano dany gatunek mykobiota (na roślinach żywicielskich danego gatunku zebranych z tego stanowiska w czasie danego sezonu wegetacyjnego) do liczby wszystkich stanowisk badawczych w danym roku badań. Następnie gatunki pogrupowano wg skali frekwencji zaproponowanej przez MUŁENKĘ (1997) (Tab. 11).

Tab. 11. Skala frekwencji mykobiota

Skala frekwencji mykobiota	Procent stanowisk
Sporadyczne	< 1
Rzadkie	1 – 10
Częste	11 – 30
Pospolite	31 – 60
Masowe	> 60

**Dominację** (strukturę przestrzenną) obliczono jako procentowy udział liczby notowań gatunku *micromycetes* w ogólnej liczbie notowań wszystkich gatunków mykobiota stwierdzonych podczas badań, wg wzoru (CZACHOROWSKI 2006):

$$D_i = \frac{n}{N} \times 100\%$$

$D_i$  – dominacja  $i$ -tego gatunku

$n$  – liczba notowań  $i$ -tego gatunku grzyba na wszystkich roślinach żywicielskich w wszystkich trzech latach badań

$N$  – liczba wszystkich notowań wszystkich gatunków grzybów na wszystkich roślinach żywicielskich we wszystkich trzech latach badań

Notowanie (=1) oznacza, że dany gatunek grzyba stwierdzono przynajmniej raz na roślinie żywicielskiej, zebranej ze stanowiska badawczego w danym roku.

Na podstawie otrzymanych wyników uporządkowano dominację gatunków mykobiota wg grup wyznaczonych przez KASPRZAKA I NIEDBAŁĘ (1981) oraz RUSZKIEWICZ-MICHALSKĄ (2006) (Tab. 12).

Tab. 12. Skala dominacji mykobiota

Skala dominacji mykobiota	Procent notowań
Subrecedenci (Sr)	< 1
Recedenci (R)	1,1 – 2
Subdominanci (Sd)	2,1 – 5
Dominanci (D)	5,1 – 10
Eudominanci (Ed)	> 10

Do analizy **podobieństwa składu gatunkowego** mykobiota stwierdzonych na nymfeidach zebranych na poszczególnych stanowiskach badawczych wykorzystano współczynnik podobieństwa Soerensena (KREBS 2001):

$$WS = \frac{2c}{2c + a + b} \times 100\%$$

WS – współczynnik podobieństwa wyrażony w procentach

c – liczba wspólnych taksonów dla danej pary stanowisk

a – liczba taksonów pierwszego porównywanego stanowiska

b – liczba taksonów drugiego porównywanego stanowiska

Na podstawie obliczonego współczynnika podobieństwa Soerensena wykonano statystyczną analizę klasyfikacji metodą hierarchiczną (UPGMA).

#### **4.3. Badania wybranych właściwości *Colletotrichum nymphaeae***

Do badań wykorzystano dwa szczepy *Colletotrichum nymphaeae*. Pierwszy szczep pozyskano z badań własnych (P), natomiast drugi to szczep referencyjny CBS 526.77 (H), zakupiony w Westerdijk Fungal Biodiversity Institute w Holandii.

##### **4.3.1. Tempo wzrostu szczepów polskiego i holenderskiego *Colletotrichum nymphaeae***

Z brzegowych stref 7-dniowych kultur P i H *Colletotrichum nymphaeae*, hodowanych na podłożu Mathur pobrano inokulum o średnicy 0,7 mm. Krążki tej grzybni umieszczono w centrum szalki Petriego (Ø 90 mm) na podłożach CDA, Mathur (TU 1985) oraz PDA i SAB (Tab. 10). Hodowlę prowadzono w ciemności w temperaturze 15°C, 25°C i 35°C przez 7 dni. Każdą z zastosowanych kombinacji doświadczalnych dla szczepów P i H (podłoże i temperatura) wykonano w 4 powtórzeniach. Każdego dnia mierzono wzrost liniowy kultury, w najszerszym i najwęższym miejscu. Wyniki pomiarów opracowano w programie Statistica 13.1 z zastosowaniem testu najmniejszych różnic Fishera.

##### **4.3.2. Aktywność enzymatyczna szczepów polskiego i holenderskiego *Colletotrichum nymphaeae***

Test aktywności enzymów hydrolitycznych przeprowadzono z wykorzystaniem pasków API® bioMérieux, zgodnie z instrukcją producenta. Metoda ta pozwoliła na określenie aktywności 19 enzymów hydrolitycznych: 3 fosfatazy (fosfataza alkaliczna, kwaśna fosfataza, fosfohydrolaza naftylo-AS-BI), 3 lipazy (esteraza C4, esteraza lipaza C8, lipaza C14), 5 proteaz (arylamidaza leucyny, arylamidaza waliny, arylamidaza cystyny, tripsyna, α-chymotrypsyna)

i 8 oksydoreduktaz ( $\alpha$ -galaktozydaza,  $\beta$ -galaktozydaza,  $\beta$ -glukuronidaza,  $\alpha$ -lukozydaza,  $\beta$ -glukozydaza, N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza,  $\alpha$ -mannozydaza,  $\alpha$ -fukozydaza). Do badań zastosowano supernatanty przygotowane z inkubowanych szczepów P i H *Colletotrichum nymphaeae*, po ich odwirowaniu przy użyciu wirówki dotykowej Vortex Bio-Rad BR2000 przez 20 sekund i prędkości 3000 rpm. Stopień aktywności enzymów określano w nanomolach hydrolizowanego substratu w skali barwnej od 0 do 5, dostarczonej przez producenta, gdzie stopień 0 oznacza brak reakcji, 1: 5 nanomoli, 2: 10 nanomoli, 3: 20 nanomoli, 4: 30 nanomoli, a 5: > 40 nanomoli.

#### **4.3.3. Aktywność celulolityczna szczepu polskiego *Colletotrichum nymphaeae***

W centrum szalek Petriego ( $\varnothing$  90 mm) umieszczono 14-dniowe inokulum *Colletotrichum nymphaeae* ( $\varnothing$  7 mm) na pożywce agarowej (podłoże do badania aktywności enzymatycznej *Colletotrichum nymphaeae*, Tab. 10) z dodatkiem roztworu purpury bromokrezolowej (0,02 g/l) (5 powtórzeń) lub błękitu bromotymolowego (0,02 g/l) (5 powtórzeń). Następnie przygotowane hodowle inkubowano przez 4 dni w temperaturze 25°C. Po tym czasie obserwowano ewentualną zmianę koloru pożywki. Zmiana koloru pożywki z niebieskiej i fioletowej na żółtą w bezpośrednim sąsiedztwie grzybni *Colletotrichum nymphaeae* wskazywała na aktywność enzymatyczną tego gatunku w stosunku do celulozy (KITANCHAROEN I HATAI 1998).

#### **4.3.4. Test patogeniczności szczepu polskiego *Colletotrichum nymphaeae***

Badanie patogeniczności przeprowadzono w odniesieniu do liści *Nymphaea alba*. W tym celu liście grzybieni bez widocznych zmian chorobowych dokładnie umyto pod zimną, bieżącą wodą, a następnie zdezynfekowano ich powierzchnię 70% etanolem i ułożono pojedynczo na papierowych jednorazowych tackach. Na liściach tych położono krążki inokulum ( $\varnothing$  7mm) *Colletotrichum nymphaeae* (P), pobrane z brzegów 7-dniowej kultury wyhodowanej na podłożu PDA (Fot. 5). Krążki umieszczono tak, by grzybnia powietrzna *C. nymphaeae* bezpośrednio stykała się z powierzchnią liści. Łącznie, na 5 liściach NA umieszczono 20 krążków inokulum, każde z nich stanowiło osobne powtórzenie. Kontrolę stanowiły krążki podłoża PDA bez grzybni, umieszczone na liściu analogicznie jak wyżej. Każdy z czterech krążków umieszczonych na liściu przykryto szalką Petriego ( $\varnothing$  90 mm). Całe liście przykryto papierową tacką i umieszczono w temperaturze 15°C (na 17 dni, od 20.06.2018 do 06.07.2018) i 25°C (na 5 dni, od 20.06.2018 do 25.06.2018). Po tym czasie obserwowano zmiany chorobowe na liściach.



Fot. 5. Badanie patogeniczności *Colletotrichum nymphaeae* na liściu *Nymphaea alba* (Fot. A. Rybińska)

#### 4.3.5. Wpływ grzybów drożdżoidalnych na wzrost grzybni *Colletotrichum nymphaeae*

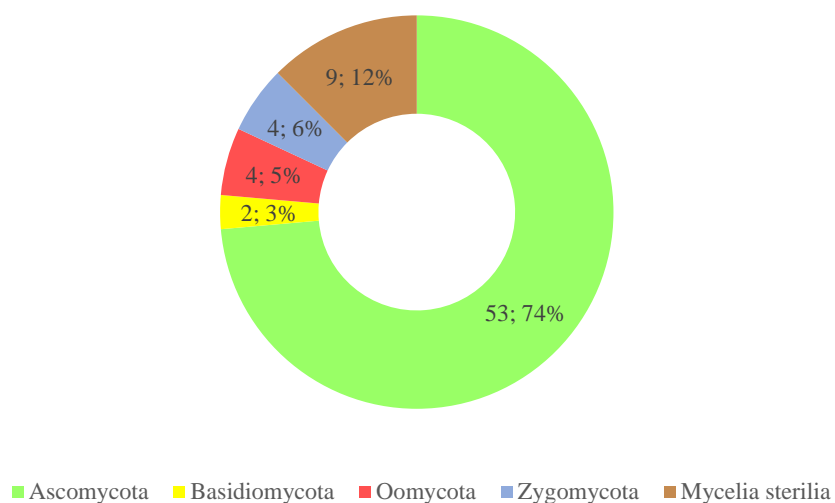
Do badania wpływu grzybów drożdżoidalnych na *Colletotrichum nymphaeae* (P) wykorzystano szczepy *Pichia fermentans* Lodder 1932 i *Pichia kudriavzevii* Boidin, Pignal & Besson 1966, udostępnione przez dr hab. Annę Biedunkiewicz z Katedry Mykologii Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie. Każdy z wymienionych gatunków grzybów drożdżoidalnych hodowano przez 10 dni na podłożu PDA (Tab. 10). Jednocześnie zainfekowano zdrowe liście *Nymphaea alba* inokulum *C. nymphaeae* (krążek  $\varnothing$  7 mm), podobnie jak przy badaniu patogeniczności (Fot. 5). Kiedy na liściach *NA* wytworzyła się grzybnia powietrzna *C. nymphaeae* na jej brzegach umieszczono 3 krążki inokulum ( $\varnothing$  7 mm) każdego z testowanych gatunków: *Pichia fermentans*, *Pichia kudriavzevii*, *P. fermentans*  $\times$  *P. kudriavzevii*. Krążki umieszczano tak, żeby grzybnie powierzchniowe grzybów drożdżoidalnych i *C. nymphaeae* bezpośrednio kontaktowały się z sobą. Kontrolę stanowiły krążki podłoża PDA ( $\varnothing$  7 mm) bez grzybni. Każdą kombinację: *C. nymphaeae* i *P. fermentans*, *C. nymphaeae* i *P. kudriavzevii*, *C. nymphaeae* i *P. fermentans*  $\times$  *P. kudriavzevii* oraz *C. nymphaeae* i kontrolę wykonano w 4 powtórzeniach. Na podstawie reakcji *C. nymphaeae* oceniono działanie antagonistyczne grzybów drożdżoidalnych.



## 5. WYNIKI

### 5.1. Ogólne bogactwo i skład gatunkowy mykobiota związanych z nymfeidami Pobrzeża Szczecińskiego

W badaniach przeprowadzonych w latach 2015 – 2017 na roślinach *HMR*, *NA*, *NC* i *NL*, zlokalizowanych na 15. stanowiskach badawczych Pobrzeża Szczecińskiego, stwierdzono łącznie 72 taksony mykobiota, należące głównie do *micromycetes* z gromady Ascomycota (53 taksony; 74%). Wśród nich wszystkie, poza *Chaetomium globosum* (Sordariales), stanowiły stadia anamorficzne: Moniliales: 44 taksony, Sphaeropsidales: 7 taksonów i Melanconiales: 1 gatunek – *Colletotrichum nymphaeae* (Fot. 6A – B). Najmniej taksonów mykobiota wykazano w gromadzie Basidiomycota – 2 gatunki: *Tracya hydrocharidis* (Fot. 7A) i *Athelia rolfsii* (Fot. 7B – D). Wyróżniono też po 4 taksony reprezentujące Oomycota: *Apodachlya* sp., *Elongisporangium undulatum* (Fot. 8A), *Globisporangium ultimum* i *Pythium* sp. oraz Zygomycota: *Mucor hiemalis* i *Mucor* sp., *Rhizopus niger* i *R. stolonifer* (Fot. 8B). Brak zarodnikowania stwierdzono u 9 taksonów (12%), które zaliczono do Mycelia sterilia (Rys. 4; Tab. 13).



Rys. 4. Ogólna liczba taksonów i udział grup taksonomicznych w bogactwie gatunkowym mykobiota na *Hydrocharis morsus-ranae*, *Nymphaea alba*, *N. candida* i *Nuphar lutea* na wszystkich stanowiskach w latach 2015 – 2017

Tab. 13. Mykobiota związane z nymfeidami wybranych stanowisk Pobrzeża Szczecińskiego w latach 2015 – 2017

Lp.	Gatunek	Wcześniejsze nazewnictwo wykorzystane przed rewizją taksonomiczną	Gromada	2015				2016				2017				
				HMR*	NA	NC	NL	HMR	NA	NC	NL	HMR	NA	NC	NL	
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809		A**				1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912		A	1	1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
3.	<i>Alternaria atra</i> (Preuss) Woudenb. & Crous 2013	<i>Ulocladium atrum</i> Preuss 1852	A					1								
4.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933		A	1			1		1		1			1		
5.	<i>Apodachlya</i> sp. Pringsh. 1883		Oo						1							
6.	<i>Arthrimum</i> sp. Kunze 1817		A									1				1
7.	<i>Ascochyta kirulisii</i> H. Ruppr. 1959		A					1				1				
8.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809		A		1		1		1	1				1	1	1
9.	<i>Aspergillus fumigatus</i> Fresen. 1863		A						1							
10.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867		A		1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
11.	<i>Aspergillus</i> sp. P. Micheli ex Haller 1768		A											1		1
12.	<i>Aspergillus versicolor</i> (Vuill.) Tirab. 1908		A						1							
13.	<i>Athelia rolfsii</i> (Curzi) C.C. Tu & Kimbr. 1978	<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc. 1911	B									1				
14.	<i>Bipolaris</i> sp. Shoemaker 1959		A						1							
15.	<i>Boeremia exigua</i> (Desm.) Aveskamp, Gruyter & Verkley 2010	<i>Phoma exigua</i> Desm. 1849	A					1								
16.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794		A		1		1		1	1	1	1	1	1	1	1
17.	<i>Botrytis</i> sp. P. Micheli 1729		A											1		1
18.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817		A		1		1	1	1		1	1	1	1	1	1
19.	<i>Chaetosphaeria vermicularioides</i> (Sacc. & Roum.) W. Gams & Hol-Jech. 1976	<i>Chloridium chlamydosporum</i> (J.F.H. Beyma) S. Hughes 1958	A									1				
20.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952		A		1		1		1		1	1	1	1		1
21.	<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816		A				1		1		1					
22.	<i>Cladosporium</i> sp. Link 1816		A		1		1		1							
23.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978		A				1		1	1	1			1	1	1



Lp.	Gatunek	Wcześniejsze nazewnictwo wykorzystane przed rewizją taksonomiczną	Gromada	2015				2016				2017				
				HMR*	NA	NC	NL	HMR	NA	NC	NL	HMR	NA	NC	NL	
47.	<i>Mycelia sterilia</i> 3							1								
48.	<i>Mycelia sterilia</i> 4							1								
49.	<i>Mycelia sterilia</i> 5							1								
50.	<i>Mycelia sterilia</i> 6										1					
51.	<i>Mycelia sterilia</i> 7										1					
52.	<i>Mycelia sterilia</i> 8										1					
53.	<i>Mycelia sterilia</i> 9										1					
54.	<i>Penicillium chrysogenum</i> Thom 1910		A								1					
55.	<i>Penicillium expansum</i> Link 1809		A								1					
56.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809		A		1		1		1	1	1	1	1			1
57.	<i>Penicillium</i> z sekcji Biverticillate		A										1			1
58.	<i>Penicillium</i> z sekcji Monoverticillate		A						1							
59.	<i>Periconia</i> sp. Tode 1791		A						1							
60.	<i>Phoma</i> sp. Sacc. 1880		A						1		1					
61.	<i>Phomopsis</i> sp. (Sacc.) Bubák 1905		A										1			
62.	<i>Phyllosticta hydrophila</i> Speg. 1881		A								1					
63.	<i>Phyllosticta nymphaeacea</i> Ellis & Everh. 1900		A		1				1							
64.	<i>Phyllosticta</i> sp. Pers. 1818		A				1				1					
65.	<i>Pithomyces</i> Berk. & Broome 1873		A					1								
66.	<i>Pythium</i> sp. Pringsh. 1858		Oo				1				1					1
67.	<i>Rhizopus niger</i> (Ciagl. & Hewelke) Gedoelst 1902		Z						1							
68.	<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill. 1902		Z		1		1		1		1					
69.	<i>Tracya hydrocharidis</i> Lagerh. 1902		B	1												
70.	<i>Trichoderma viride</i> Pers. 1794		A						1				1			1
71.	<i>Ulocladium</i> sp. Preuss 1851		A						1							
72.	<i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berthold 1879		A										1			

Lp.	Gatunek	Wcześniejsze nazewnictwo wykorzystane przed rewizją taksonomiczną	Gromada	2015				2016				2017			
				<i>HMR</i> *	<i>NA</i>	<i>NC</i>	<i>NL</i>	<i>HMR</i>	<i>NA</i>	<i>NC</i>	<i>NL</i>	<i>HMR</i>	<i>NA</i>	<i>NC</i>	<i>NL</i>
	Ogólna liczba gatunków mykobiota na roślinie żywicielskiej			5	18	0	28	13	36	11	38	11	22	6	20
	Ogólna liczba gatunków mykobiota w poszczególnych latach			31				60				27			

\* *HMR* – *Hydrocharis morsus-ranae*, *NA* – *Nymphaea alba*, *NC* – *Nymphaea candida*, *NL* – *Nuphar lutea*

\*\***A** – Ascomycota, **B** – Basidiomycota, **Oo** – Oomycota, **Z** – Zygomycota

## 5.2. Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na gatunkach nymfeidów Pobrzeża Szczecińskiego

### ➤ Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na żabiścieku pływającym *Hydrocharis morsus-ranae*

W latach 2015 – 2017 na *HMR* zidentyfikowano 20 taksonów mykobiota. Wśród nich Ascomycota stanowiły 85% (17 taksonów), a po 5% (po 1 taksonie) to przedstawiciele Basidiomycota (*Tracya hydrocharidis*), Zygomycota (*Mucor* sp.) i Mycelia sterilia 1 (Rys. 5; Tab. 13).

W 2015 r. *HMR* zebrano jedynie na stanowisku Bogdanka (1), gdzie na tej roślinie stwierdzono 5 gatunków mykobiota: *Alternaria alternata* (Fot. 9A), *A. tenuissima* (Fot. 9B), *Fusarium incarnatum* (Fot. 9.C – F), *F. oxysporum* i *Tracya hydrocharidis*, z czego 80% (4 gatunki) reprezentowało gromadę Ascomycota, a 1 gatunek – *Tracya hydrocharidis* to Basidiomycota (Rys. 5; Tab. 13).

W 2016 r. łącznie na 4. stanowiskach *HMR*: Świdwie (3), Stolsko (4), Lubczyna (13) i Bystra (14) zanotowano 13 taksonów mykobiota, z czego 92% (12 taksonów) to Ascomycota, a 8% (1 takson) to Mycelia sterilia 1 (Rys. 5; Tab. 13).

W 2017 r. na 4 stanowiskach: Bogdanka (1), Świdwie (3), Stolsko (4) i Święta (12) występowania *HMR* zanotowano 11 taksonów mykobiota, z czego 91% (10 taksonów) to Ascomycota, a 9% (1 rodzaj – *Mucor* sp.) to Zygomycota (Rys. 5; Tab. 13).

### ➤ Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na *Nymphaea alba*

W latach 2015 – 2017 na *NA* zanotowano 46 taksonów mykobiota, z czego 80% (37 taksonów, w tym *Colletotrichum nymphaeae*, to Ascomycota, 9% (4 taksony) to Mycelia sterilia (szczepy 2, 3, 4 i 5), a 7% – Zygomycota, reprezentowane przez 3 gatunki (*Mucor hiemalis*, *Rhizopus niger* i *R. stolonifer*). Najmniej, bo 4% udziału stanowili przedstawiciele Oomycota, reprezentowani przez 2 taksony (*Apodachlya* sp. i *Elongisporangium undulatum* (Rys. 5; Tab. 13).

W 2015 r. na 6. stanowiskach: Bogdanka (1), Świdwie (3), Myślibórz Wielki (7), Trzebież (9), Święta (12) i Bystra (14) występowania *NA* stwierdzono 18 taksonów mykobiota, w tym 15 (82%) Ascomycota i po 1 (6%) Oomycota (*Elongisporangium undulatum*), Zygomycota (*Rhizopus stolonifer*) i Mycelia sterilia 2 (Rys. 5; Tab. 13).

W 2016 r. na 7. stanowiskach: Świdwie (3), Piaszynko (5), Piaski (6), Myślibórz Wielki (7), Trzebież (9), Święta (12) i Szmargdowe (15) na *NA* stwierdzono 36 taksonów mykobiota, z czego 78% (28 taksonów, w tym m.in. *Bipolaris* sp. (Fot. 9E – F), *Humicola grisea* (Fot. 10A)

oraz *Ulocladium* sp. (Fot. 10B) to Ascomycota, następne 6% (2 taksony – *Apodachlya* sp. i *Elongisporangium undulatum*) stanowiły Oomycota, a 8% (3 gatunki – *Mucor hiemalis*, *Rhizopus niger* i *R. stolonifer*) – Zygomycota. Pozostałe 8% (3 taksony) to Mycelia sterilia 3, 4 i 5 (Rys. 5; Tab. 13).

W **2017** r. na 10. stanowiskach: Świdwie (3), Piaszynko (5), Piaski (6), Myślubórz Wielki (7), Trzebież (9), Stepnica (11), Święta (12), Lubczyna (13), Bystra (14) i Szmaragdowe (15) na NA zanotowano 22 taksony mykobiota, z czego 95% (21 taksonów, w tym *Phomopsis* sp. (Fot. 11A) i *Botrytis cinerea* (Fot. 11B) to stadia anamorfczne Ascomycota, a tylko 5% (1 gatunek – *Elongisporangium undulatum*) to Oomycota (Rys. 5; Tab. 13).

➤ **Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na *Nymphaea candida***

Grzybienie północne (NC) występowały jedynie na stanowisku: Świdwie (3) i zebrano je tylko w roku **2016** i **2017**, stwierdzając na nich 12 taksonów mykobiota, z czego prawie wszystkie to Ascomycota – 92% (11 taksonów, w tym *Colletotrichum nymphaeae*), a tylko 1 gatunek (8%) – *Elongisporangium undulatum*, reprezentował Oomycota (Rys. 5; Tab. 13)

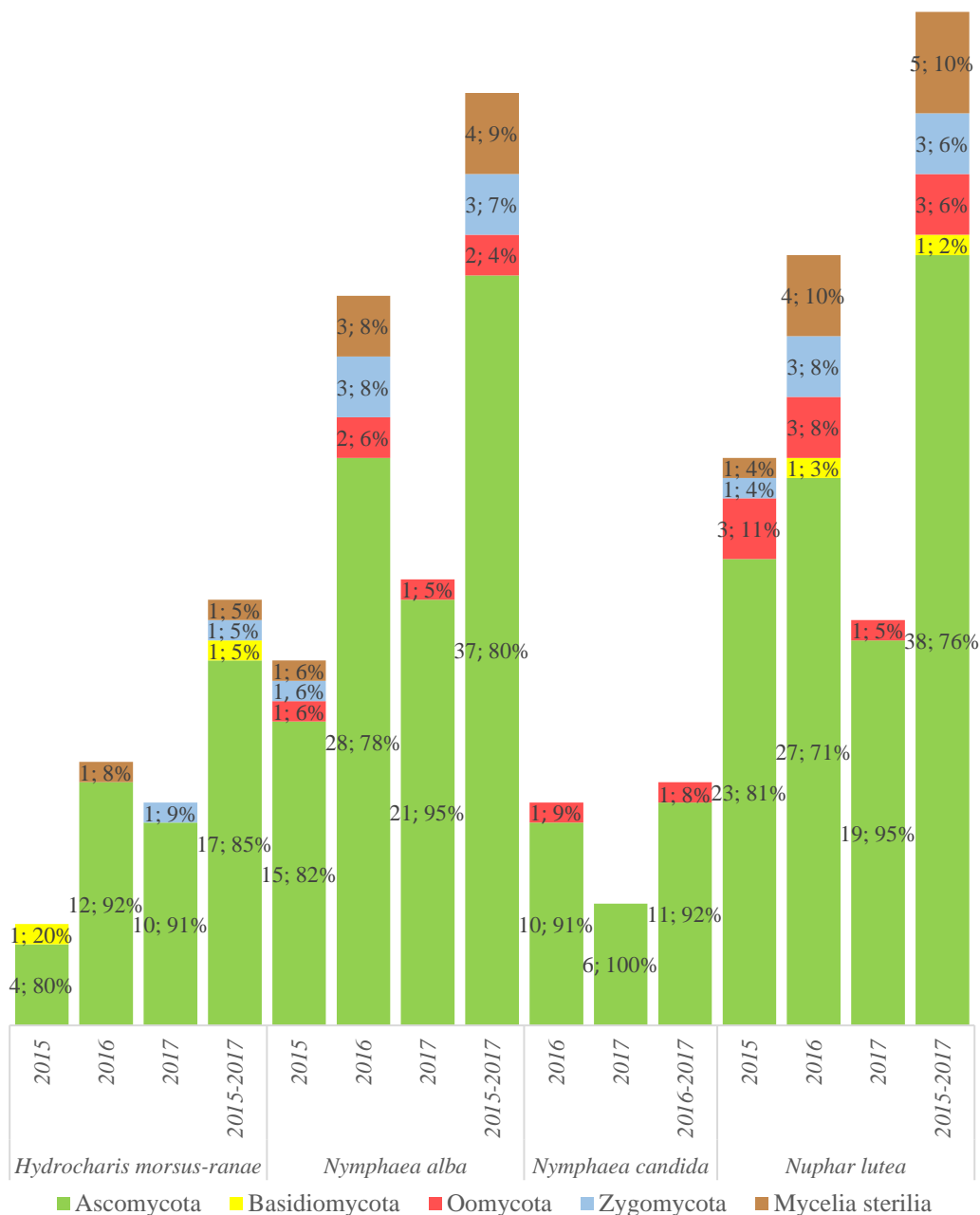
W **2016** r. na NC zanotowano 11 taksonów mykobiota, z czego 10 (91% taksonów) to Ascomycota, a 1 gatunek (9%) to Oomycota – *Elongisporangium undulatum*, natomiast w **2017** r. stwierdzono występowanie 6. taksonów mykobiota i wszystkie reprezentowały anamorfy Ascomycota (Rys. 5; Tab. 13).

➤ **Bogactwo i skład gatunkowy mykobiota na *Nuphar lutea***

Spośród roślin żywicielskich największe bogactwo gatunkowe *micromycetes* i OGP wykazano na NL. W latach **2015** – **2017** na roślinie tej stwierdzono 50 taksonów mykobiota, z czego 76% (38 taksonów) to Ascomycota, 10% (5 taksonów) to Mycelia sterilia (szczepy: 5, 6, 7, 8 i 9), natomiast po 6% (odpowiadających 3. gatunkom) stanowili przedstawiciele Oomycota: *Elongisporangium undulatum*, *Globisporangium ultimum* i *Pythium* sp. oraz Zygomycota (*Mucor hiemalis*, *Mucor* sp. oraz *Rhizopus stolonifer*). Jedynym przedstawicielem Basidiomycota był *Athelia rolfsii* (2% udziału) (Rys. 5; Tab. 13). Bogactwo i różnorodność gatunkowa mykobiota na NL zmieniały się w poszczególnych latach badań.

W **2015** r. na 10. stanowiskach: Bogdanka (1) Gunica (2), Świdwie (3), Nowe Warpno (8), Trzebież (9), Kopice (10), Stepnica (11), Święta (12), Lubczyna (13) i Bystra (14), na NL stwierdzono 28 taksonów mykobiota z czego 83% (23 taksony, w tym *Phyllosticta* sp. (Fot. 12A – B)) to przedstawiciele Ascomycota, 11% – Oomycota, reprezentowane przez 3 gatunki:

*Elongisporangium undulatum*, *Globisporangium ultimum* i *Pythium* sp.). Najmniej licznie (3% udziału) w bogactwie gatunkowym reprezentowana była gromada Zygomycota (1 gatunek – *Rhizopus stolonifer*) oraz Mycelia sterilia 2 (Rys. 5; Tab. 13).



Rys. 5. Liczba taksonów i udział grup taksonomicznych w bogactwie gatunkowym mykobiota na roślinach żywicielskich (*Hydrocharis morsus-ranae*, *Nymphaea alba*, *N. candida* i *Nuphar lutea*) w każdym roku badań oraz łącznie w latach w latach 2015 – 2017

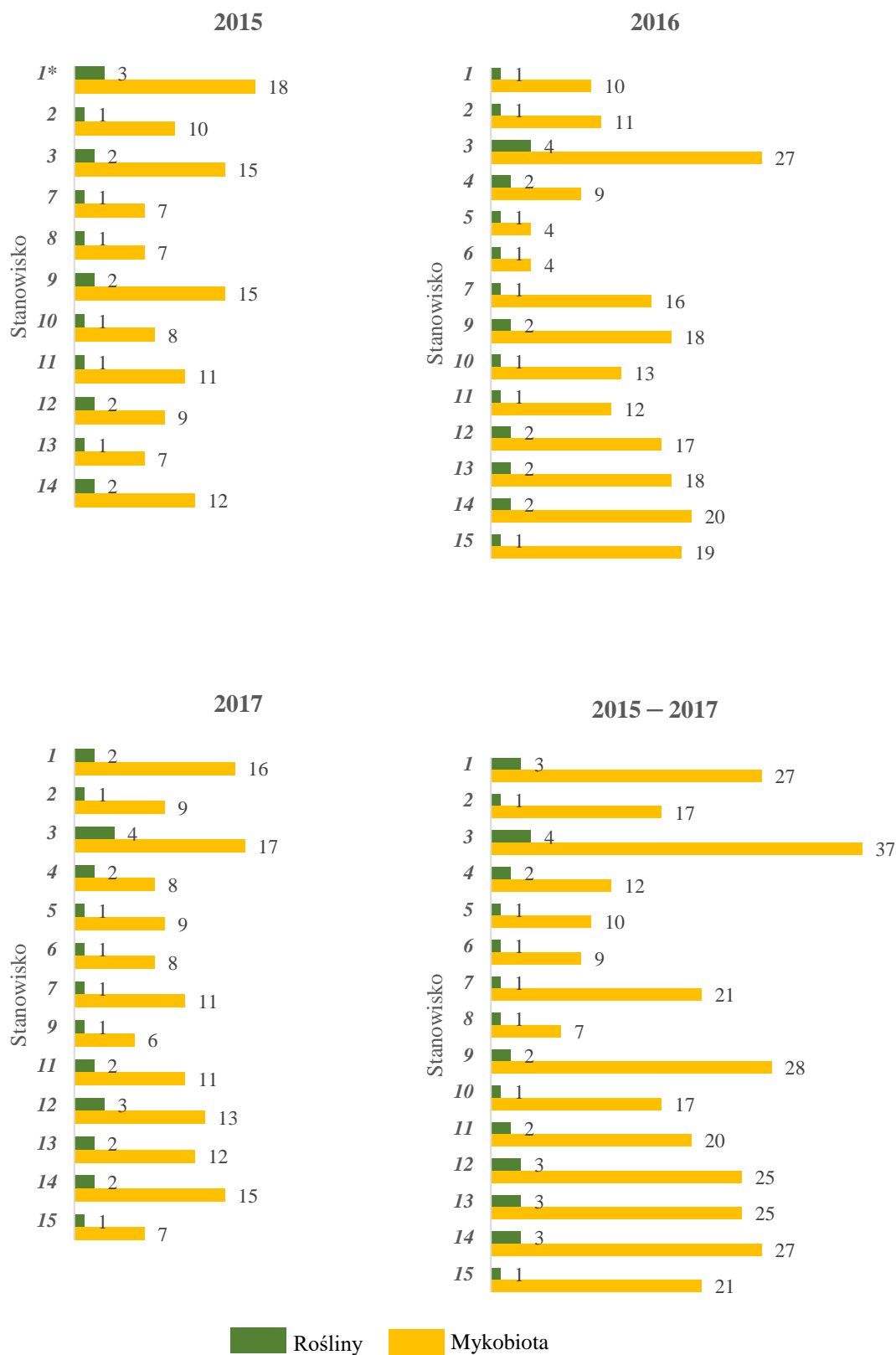


W **2016** r. na 10. stanowiskach: Bogdanka (1), Gunica (2), Świdwie (3), Stolsko (4), Trzebież (9), Kopice (10), Stepnica (11), Święta (12), Lubczyna (13) i Bystra (14) na *NL* zidentyfikowano 38 taksonów mykobiota, z czego 71% (27 taksonów) stanowili przedstawiciele Ascomycota, 10% (4 taksony) to *Mycelia sterilia* (szczepy: 6, 7, 8 i 9), po 8% (po 3 taksony) Oomycota: (*Elongisporangium undulatum*, *Globisporangium ultimum* i *Pythium* sp.) oraz Zygomycota: (*Mucor hiemalis*, *Mucor* sp. i *Rhizopus stolonifer*), a pozostałe 3% stanowił 1 gatunek Basidiomycota – *Athelia rolfsii* (Rys. 5; Tab. 13).

W **2017** r. na 8. stanowiskach: Bogdanka (1), Gunica (2), Świdwie (3), Stolsko (4), Stepnica (11), Święta (12), Lubczyna (13) i Bystra (14) na *NL* zanotowano 20 taksonów mykobiota, z czego 19 (95% taksonów) to Ascomycota, a 1 takson (5%) to *Pythium* sp. należący do Oomycota (Rys. 5; Tab. 13).

### **5.3. Bogactwo gatunkowe mykobiota na stanowiskach badań nymfeidów w poszczególnych latach**

Spośród wszystkich punktów badań nymfeidów na Pobrzeżu Szczecińskim jedynym stanowiskiem, na którym wystąpiły wszystkie 4 gatunki roślin żywicielskich (*HMR*, *NA*, *NC* i *NL*) był Rezerwat Świdwie (3), gdzie w latach **2015** – **2017** stwierdzono 37 taksonów mykobiota (Rys. 6; Tab. 2). W latach **2015** – **2017** dużą liczbą gatunków nymfeidów wyróżniały się też stanowiska Bogdanka (1) i Bystra (14), skąd zebrano rośliny *HRM*, *NA* i *NL*, na których zidentyfikowano po 27 gatunków mykobiota oraz Trzebież (9), gdzie na *NA* i *NL* oznaczono 28 gatunków mykobiota. Natomiast najmniej, po 1 gatunku nymfeidów, wystąpiło na 6. stanowiskach. Tylko *NL* zebrano na stanowiskach Gunica (2), Nowe Warpno (8) i Kopice (10), natomiast wyłącznie *NA* zebrano na stanowiskach Piaszynko (5), Piaski (6), Myślibórz Wielki (7) oraz Szmaragdowe (15). Na stanowisku Nowe Warpno (8) zanotowano 7 taksonów mykobiota, co stanowi najmniejszą ich liczbę (Rys. 6). Podczas poszczególnych sezonów wegetacyjnych zaobserwowano zanik roślin żywicielskich; dotyczyło to *NA* na stanowiskach Bogdanka (1) w **2016** r. i **2017** r. i Bystra (14) w **2016** r., oraz *NL* na stanowiskach Nowe Warpno (8) w 2016 r. i 2017 r., Trzebież (9) w 2017 r. i Kopice (10) w **2017** r. (Tab. 2; Rys. 6).



Rys. 6. Liczba gatunków roślin i liczba gatunków zasiedlających je mykobiota na stanowiskach badawczych w kolejnych latach badań 2015 – 2017

\*1 – Bogdanka, 2 – Gunica, 3 – Świdwie, 4 – Stolsko, 5 – Piaszynko, 6 – Piaski, 7 – Myślubórz Wielki, 8 – Nowe Warpno, 9 – Trzebież, 10 – Kopice, 11 – Stepnica, 12 – Święta, 13 – Lubczyna, 14 – Bystra, 15 – Szmaragdowe

W **2015** r. najwięcej gatunków roślin gospodarzy zebrano na stanowisku Bogdanka (1) – 3 gatunki: *HMR*, *NA* i *NL*. Tam też w omawianym roku stwierdzono największą liczbę taksonów mykobiota – 18. Na stanowiskach Świdwie (3) i Trzebież (9) zebrano po 2 gatunki roślin: *NL* i *NA* oraz zidentyfikowano po 15 taksonów mykobiota. Na stanowiskach, gdzie wystąpił tylko 1 gatunek rośliny żywicielskiej, tj. *NA* (Myślibórz Wielki – 8) oraz *NL* (Gunica – 2; Nowe Warpno – 8; Kopicie – 10; Stepnica – 11 i Lubczyna – 13) stwierdzono od 4. do 19. gatunków mykobiota (Tab. 2; Rys. 6).

W **2016** r. wszystkie z badanych gatunków nymfeidów *HMR*, *NA*, *NC* i *NL* zebrano na stanowisku Świdwie (3) gdzie łącznie zidentyfikowano 27 taksonów mykobiota. Na 8. stanowiskach zebrano po 1. gatunku rośliny żywicielskiej, którą stanowił jedynie *NL* w Bogdance (1), Gunicy (2), Kopicach (10) oraz Stepnicy (11), natomiast *NA* na stanowiskach Piaszynko (5), Piaski (6), Myślibórz Wielki (7) i Szmaragdowe (15). Na roślinach *NA*, zebranych na stanowiskach Piaszynko (5) i Piaski (6) stwierdzono najmniejszą liczbę mykobiota – po 4 taksony (Tab. 2; Rys. 6).

W **2017** r. pojedyncze gatunki roślin żywicielskich wystąpiły na 6. stanowiskach. W Piaszynku (5), Piaskach (6), Myśliborzu Wielkim (7), Trzebieży (9) i Szmaragdowym (15) był to jedynie *NA*, natomiast tylko *NL* zebrano na stanowisku Gunica (2). Najmniej taksonów mykobiota (6) stwierdzono na stanowisku Trzebież (9) (Tab. 2; Rys. 6).

Największym bogactwem gatunkowym mykobiota na jednej roślinie żywicielskiej – 19 taksonów wyróżniał się *NA* zebrany w **2016** r. na stanowisku Szmaragdowe (15), natomiast najmniej – 2 taksony stwierdzono na *NL* ze stanowiska Lubczyna (13) w **2017** r. (Tab. 2; Rys. 6; Tab. A12).

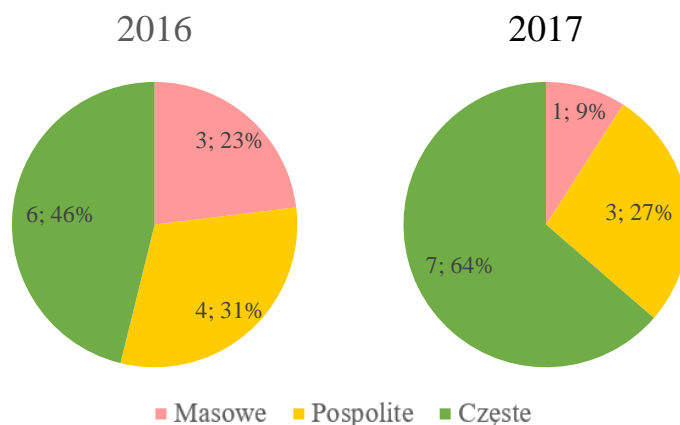
#### **5.4. Frekwencja i dominacja mykobiota na gatunkach nymfeidów Pobrzeża Szczecińskiego**

##### **➤ Frekwencja i dominacja mykobiota na *Hydrocharis morsus-ranae***

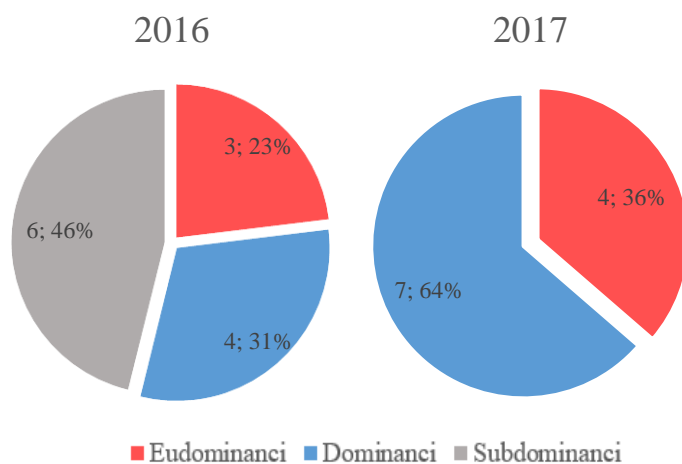
W związku z tym, że w **2015** r. *HMR* zebrano tylko na stanowisku Bogdanka (1) nie można było obliczyć frekwencji i dominacji *micromycetes* na roślinach tego gatunku.

Wśród mykobiota, stwierdzonych na *HMR* w **2016** r. blisko połowę gatunków (6 taksonów; 46% udziału) stanowiły gatunki częste, reprezentowane przez *Alternaria atra*, *Fusarium incarnatum*, *F. sacchari* (Fot. 13A), *Geotrichum* sp., *Mycelia sterilia* 1, *Pithomyces* sp. (Fot. 13B) Najmniej było gatunków masowych (3 taksony; 23% udziału): *Ascochyta kirulisii* (Fot. 13C – D), *Aspergillus niger* i *Boeremia exigua*, a pozostałe 4 gatunki (31%): *Acremonium* sp., *Alternaria alternata*, *Chaetomium globosum* i *Fusarium sporotrichioides*

(Fot. 13E – F) to taksony pospolite (Rys. 7; Tab. A2). Wśród klas dominacji gatunków występujących na *HMR* w 2016 r. wyróżniono grupę eudominantów, stanowiącą 23%, a reprezentowaną przez 3 gatunki: *Ascochyta kirulisii*, *Aspergillus niger* i *Boeremia exigua* (Fot. 13G – H), dominantów o udziale 31% i reprezentowanych przez 4 gatunki: *Acremonium* sp., *Alternaria alternata*, *Chaetomium globosum* i *Fusarium sporotrichioides*. Najliczniejszą grupę stanowili subdominanci – 46% (6 taksonów) (Rys. 8; Tab. A2).



Rys. 7. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na żabiścieku pływającym (*Hydrocharis morsus-ranae*) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2016 – 2017



Rys. 8. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na żabiścieku pływającym (*Hydrocharis morsus-ranae*) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2016 – 2017

W 2017 r. jedynym gatunkiem występującym na *HMR* masowo był *Alternaria alternata* (9% udziału wśród wszystkich gatunków). Liczną grupę stanowiły gatunki częste – 7 taksonów (64%), natomiast gatunki pospolite, o udziale 27%, reprezentowane były przez 3 taksony: *Acremonium* sp., *Ascochyta kirulisii* i *Cladosporium cladosporioides* (Rys. 7, Tab. 3A). W tym

roku badań ponad połowa stwierdzonych mykobiota to dominanci – 64% (7 taksonów: *Arthrimum* sp., *Aspergillus niger*, *Botrytis cinerea* (Fot. 14), *Chaetomium globosum*, *Fusarium sporotrichioides*, *Mucor* sp. i *Penicillium* sp., a pozostałe 36% to 4 gatunki: *Acremonium* sp., *Alternaria alternata*, *Ascochyta kirulisii* i *Cladosporium cladosporioides*), charakteryzujące eudominantów (Rys. 8; Tab. A3).

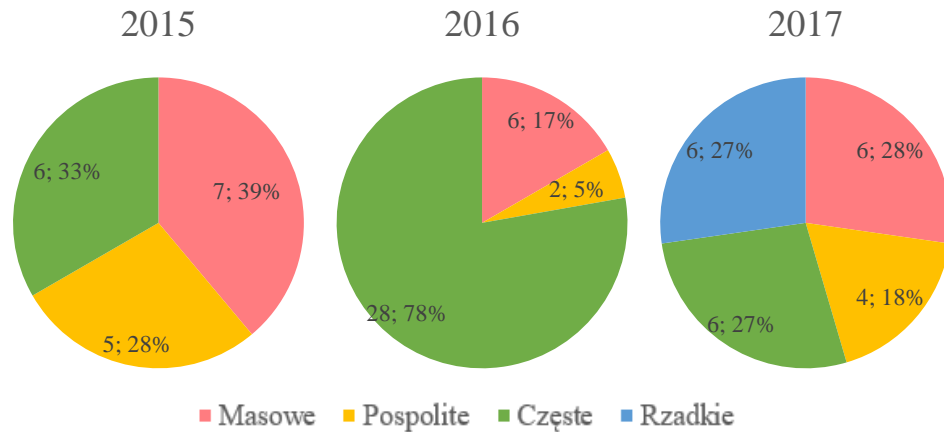
W żadnym roku badań nie stwierdzono na *HMR* gatunków mykobiota występujących sporadycznie i rzadko oraz recedentów i subrecedentów.

#### ➤ **Frekwencja i dominacja mykobiota na *Nymphaea alba***

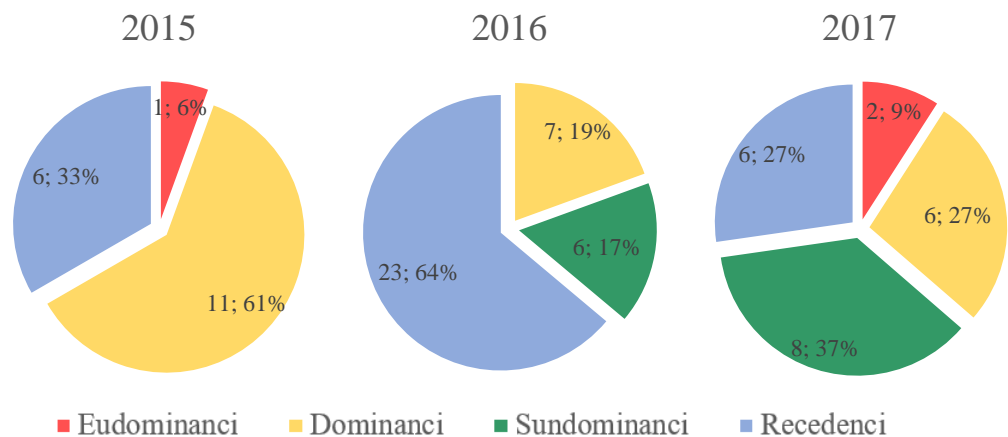
We wszystkich latach badań (2015 – 2017) na *NA* obecne były gatunki masowe, pospolite i częste, natomiast nie stwierdzono gatunków sporadycznych. Wśród klas dominacji w każdym roku badań wystąpiły gatunki charakteryzujące grupy eudominantów, dominantów i subdominantów, natomiast nie stwierdzono subrecedentów.

Współczynnik frekwencji wskazywał, że gatunki masowe na *NA* w 2015 r. stanowiły 39% (7 taksonów): *Alternaria alternata*, *Botrytis cinerea*, *Elongisporangium undulatum*, *Fusarium incarnatum*, *F. avenaceum* (Fot. 14A – B), *Penicillium* sp. oraz *Phyllosticta nymphaeacea*, częste 33% (6 gatunków): *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Fusarium acuminatum* (Fot. 14C), *F. roseum*, *Mycelia sterilia* 2 oraz *Rhizopus stolonifer*, a pospolite 28% (5 gatunków): *Chaetomium globosum*, *Cladosporium cladosporioides*, *Cladosporium* sp., *Fusarium sacchari* i *F. sulphureum* (Rys. 9; Tab. 4A). Wśród klas dominacji w tym roku badań jedynym eudominantem okazał się *Fusarium incarnatum* (6% udziału). Stwierdzono także 11 taksonów odpowiadających kryterium dominantów (61% udziału) i 6 taksonów w klasie recedentów (33% udziału) (Rys. 10; Tab. A4).

W 2016 r. najliczniejszą grupę (28 taksonów) wśród mykobiota stwierdzonych na *NA* stanowiły gatunki częste – 78% natomiast udział gatunków masowych był ponad 4-krotnie niższy (6 taksonów, w tym *Colletotrichum nymphaeae*) i stanowił 17%, a gatunków pospolitych 5% (2 taksony: *Fusarium incarnatum* i *Penicillium* sp.) (Rys. 9, Tab. 5A). Według podziału na klasy dominacji najliczniejszą grupą w 2016 r. byli recedenci – 64% (23 taksony), dominanci stanowili 19% (7 gatunków, w tym *Colletotrichum nymphaeae*), a subdominanci 17% (6 taksonów) (Rys. 10; Tab. A5).



Rys. 9. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grzybieniach białych (*Nymphaea alba*) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2015 – 2017



Rys. 10. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grzybieniach białych (*Nymphaea alba*) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2015 – 2017

W **2017** r. gatunki masowe, częste i rzadkie na *NA* stanowiły po 27% (po 6 gatunków). Gatunek *Colletotrichum nymphaeae*, podobnie jak w 2016 r., występował masowo. Pozostałe 19% to 4 gatunki pospolite: *Acremonium* sp., *Fusarium avenaceum*, *F. culmorum* (Fot. 14D) i *Penicillium* sp. (Rys. 9, Tab. 6A). W omawianym roku eudominanci stanowili 9% (2 gatunki: *Alternaria alternata* i *Fusarium incarnatum*), dominanci (w tym *Colletotrichum nymphaeae*) i recedenci po 27% (6 taksonów), a subdominanci 37% (8 taksonów) (Rys. 10; Tab. A6).

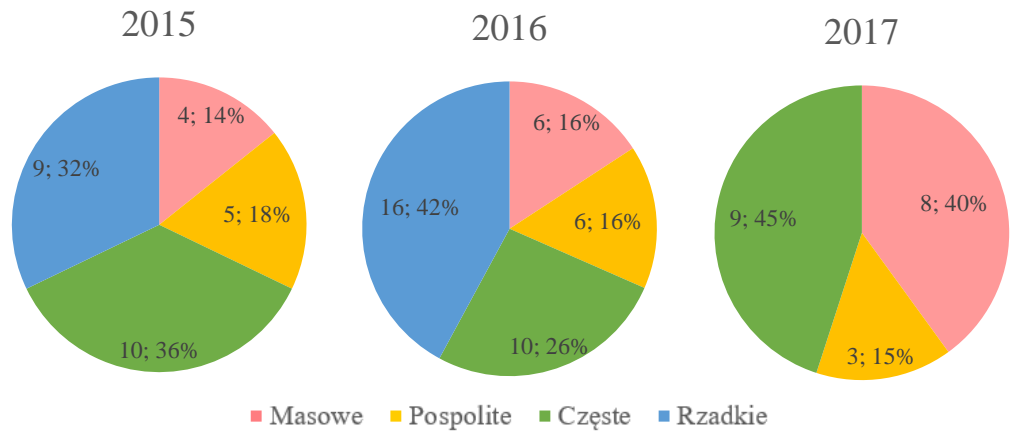
#### ➤ **Frekwencja i dominacja mykobiota na *Nuphar lutea***

W **2015** r. gatunkami masowymi stwierdzonymi na *NL* były: *Alternaria alternata*, *Botrytis cinerea*, *Elongisporangium undulatum* i *Fusarium incarnatum*, których udział stanowił 14%. Gatunki częste to 10 taksonów (36%), w tym *Colletotrichum nymphaeae*,

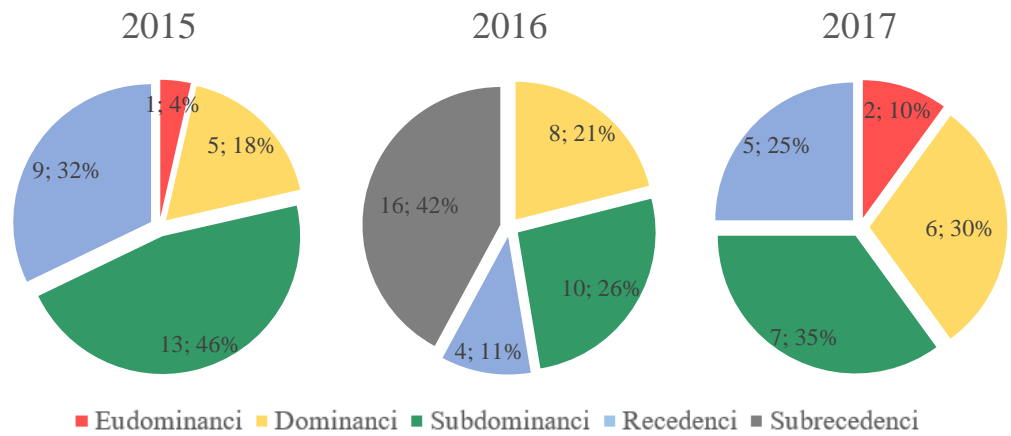
a rzadkie to 9 taksonów (32%) (Rys. 11, Tab. 9A). Eudominanci stanowili w 2015 r. 4% (1 gatunek: *Botrytis cinerea*), dominanci 18% (5 taksonów: *Alternaria alternata*, *A. tenuissima*, *Elongisporangium undulatum*, *Fusarium incarnatum* i *F. sacchari*), subdominanci 46% (13 taksonów), a recedenci 32% (9 taksonów, w tym *Colletotrichum nymphaeae*) (Rys. 12; Tab. A9).

W kolejnym, 2016 roku gatunki masowe stwierdzone na NL stanowiły 16% udziału w grupach frekwencji (6 taksonów: *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium incarnatum*, *Fusarium sacchari* i *Pythium* sp.), częste 26% (10 taksonów: *Alternaria tenuissima*, *Cladosporium herbarum*, *Elongisporangium undulatum*, *Fusarium fujikuroi*, *F. avenaceum*, *F. lolii*, *F. roseum*, *Globisporangium ultimum*, *Phyllosticta hydrophila* i *Rhizopus stolonifer*), pospolite 16% (6 taksonów: *Acremonium* sp., *Botrytis cinerea*, *Chaetomium globosum* (Fot. 15A), *Fusarium oxysporum*, *F. sporotrichioides* i *Penicillium* sp.), a rzadkie 42% (16 taksonów) (Rys. 11; Tab. 10A). W 2016 r. grupę dominantów reprezentowało 8 taksonów: *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Botrytis cinerea*, *Chaetomium globosum*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium incarnatum*, *F. sacchari* i *Pythium* sp. (21% mykobiota), subdominantów 10 taksonów (26%), recedentów 11% (4 gatunki: *Fusarium lolii*, *F. roseum*, *Phyllosticta hydrophila* i *Rhizopus stolonifer*), a subrecedentów 42% (16 taksonów) (Rys. 12; Tab. A10).

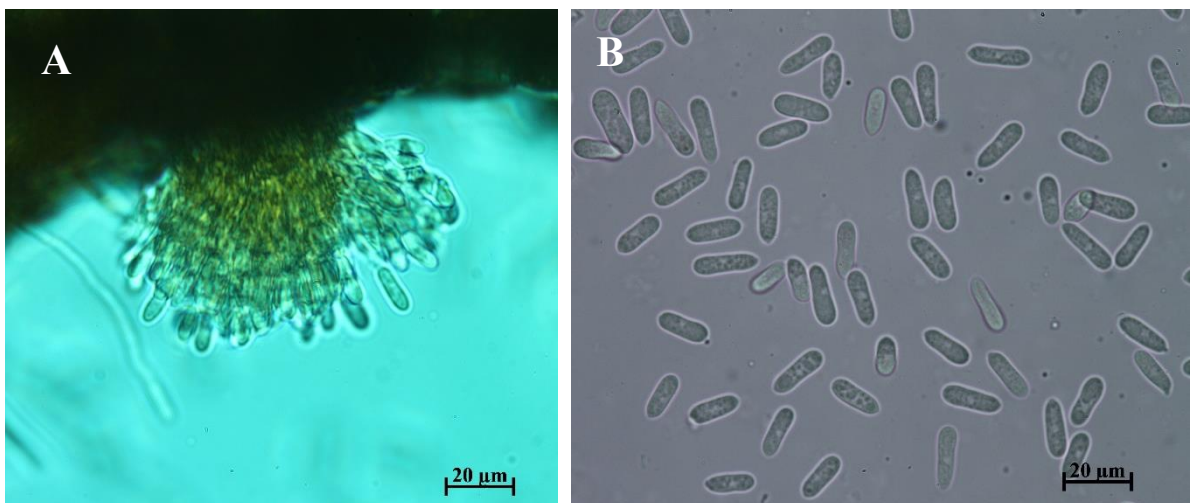
W 2017 r. na NL taksony masowe stanowiły 40% (8 taksonów: *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum*, *Penicillium* sp. i *Pythium* sp.), pospolite 15% (3 taksony: *Acremonium* sp., *Aspergillus* sp. i *Trichoderma viride* (Fot. 15B), a częste 45% (9 taksonów) (Rys. 11, Tab. 11A). Spośród oznaczonych w 2017 r. mykobiota 10% to eudominanci (*Alternaria alternata* i *Penicillium* sp.), dominanci 30% (6 taksonów: *Aspergillus niger*, *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum nymphaeae*, *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum* i *Pythium* sp.), subdominanci 35% (7 taksonów), a recedenci 25% (5 taksonów: *Arthrinium* sp., *Botrytis* sp., *Cladosporium cladosporioides*, *Gilmaniella humicola* i *Penicillium* z sekcji *Biverticillate*) (Rys. 12; Tab. A11).



Rys. 11. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grążelu żółtym (*Nuphar lutea*) i ich udział [%] w grupach frekwencji w latach 2015 – 2017

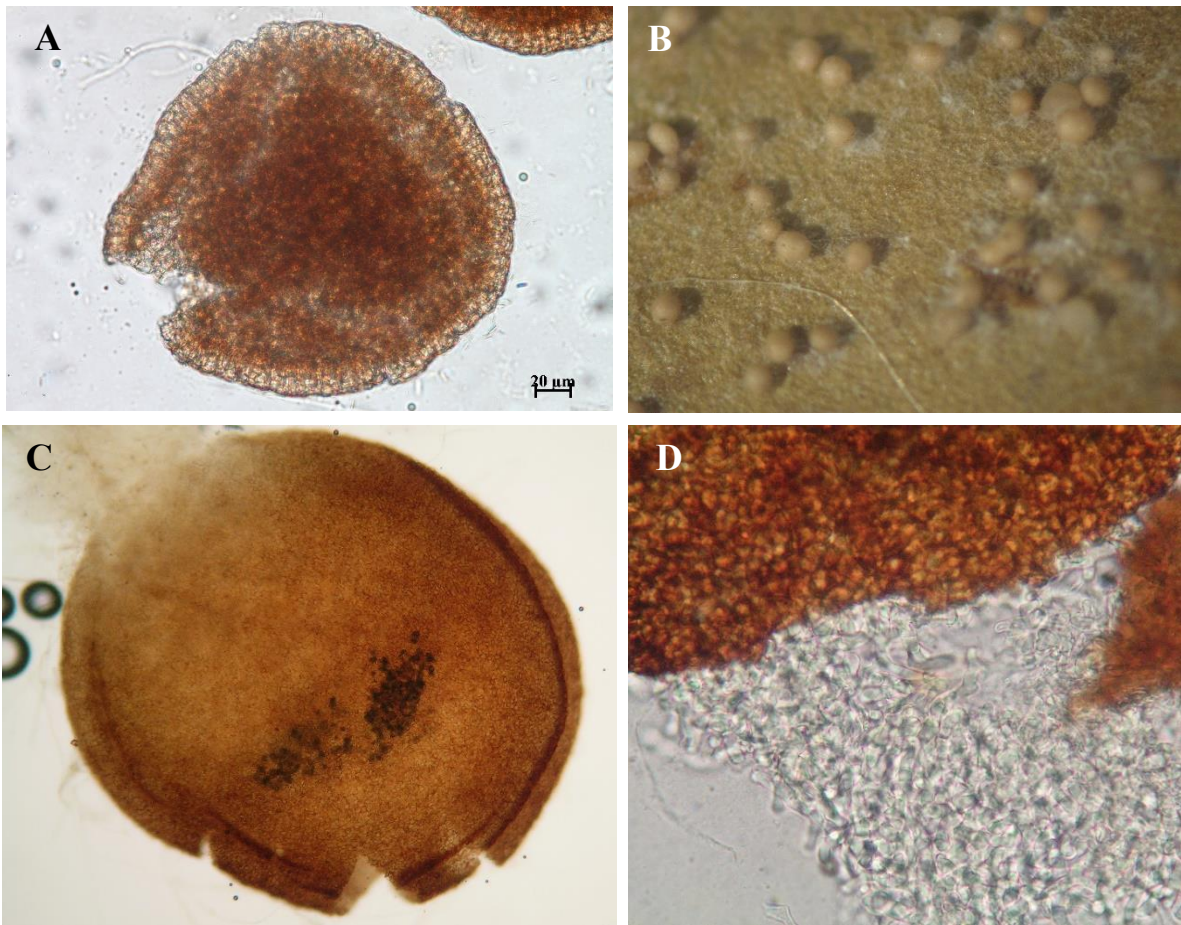


Rys. 12. Ogólna liczba gatunków mykobiota stwierdzonych na grążelu żółtym (*Nuphar lutea*) i ich udział [%] w klasach dominacji w latach 2015 – 2017

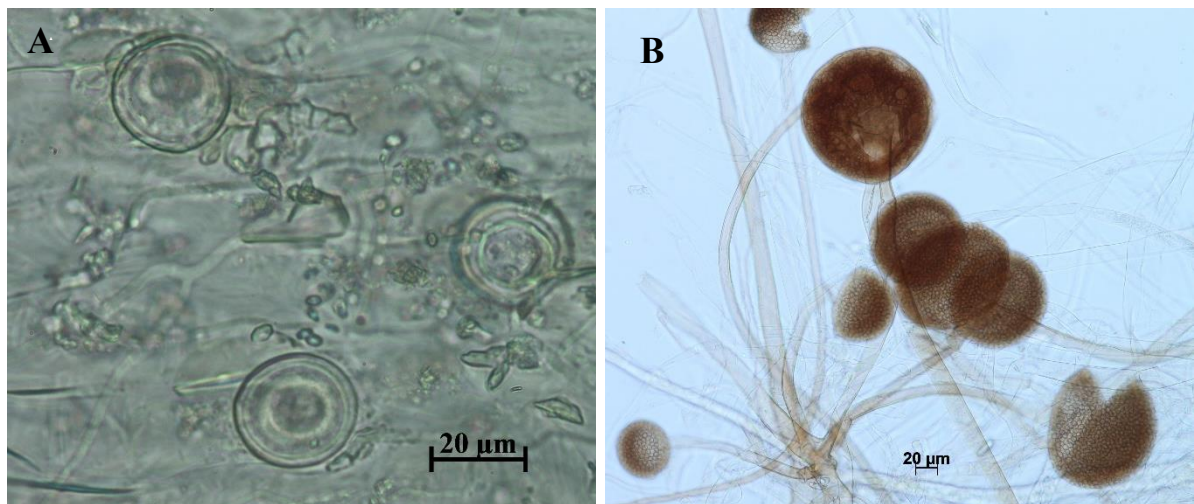


Fot. 6. *Colletotrichum nymphaeae*: **A**) acerwulus; **B**) zarodniki konidialne (Fot. A. Rybińska)

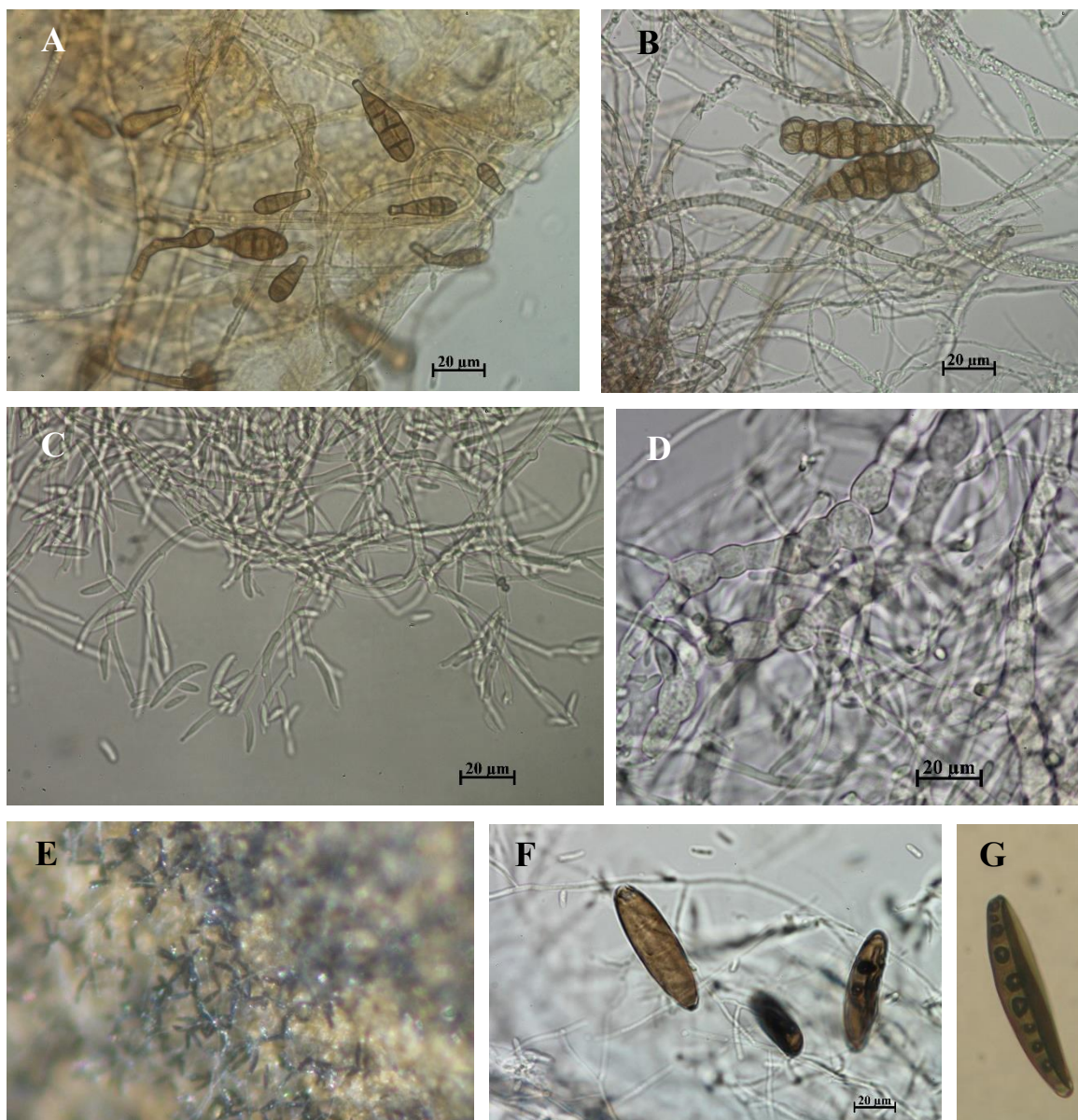




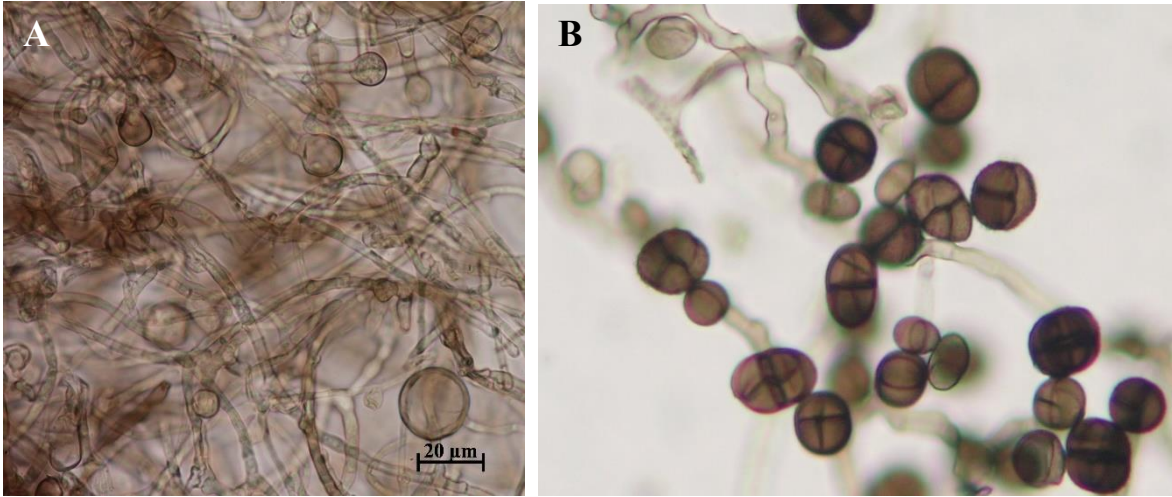
Fot. 7. **A)** *Tracyna hydrocharidis*: przekrój przez kłębek zarodników; *Athelia rolfsii*: **B)** grzybnia i sklerocja na powierzchni liścia *NL*, pow. 5×; **C)** sklerocjum, pow. 400×; **D)** przekrój przez sklerocjum, pow. 630 (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



Fot. 8. *Elongisporangium undulatum*: **A)** oospory; **B)** *Rhizopus stolonifer*: sporangia z sporangiosporami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



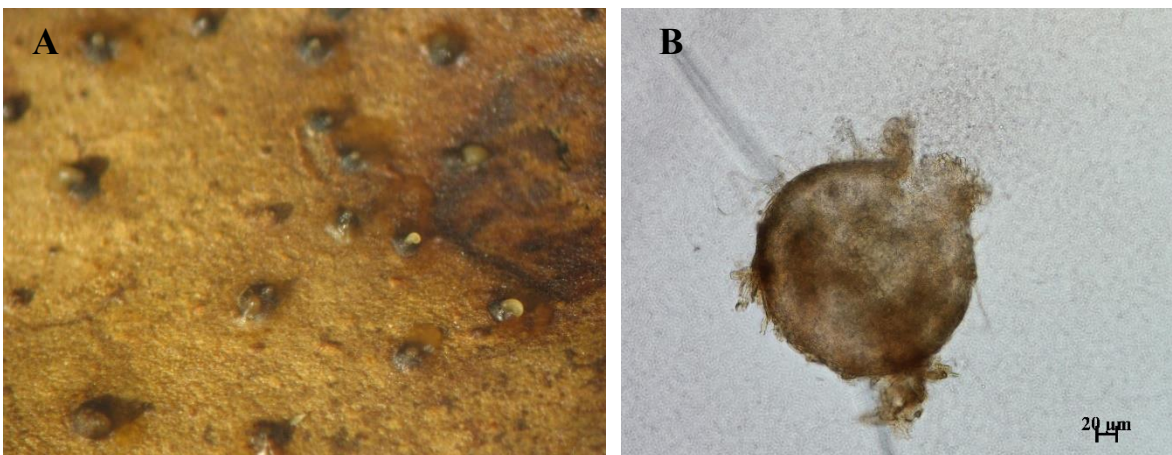
Fot. 9. **A)** *Alternaria alternata*: trzonki i zarodniki konidialne; **B)** *Alternaria tenuissima*: zarodniki konidialne; *Fusarium incarnatum*: **C)** makrokonidia; **D)** łańcuszki chlamydospor; *Bipolaris* sp.: **E)** pęczki zarodników konidialnych na liściu NL; **F – G)** wrzecionowate zarodniki konidiale (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



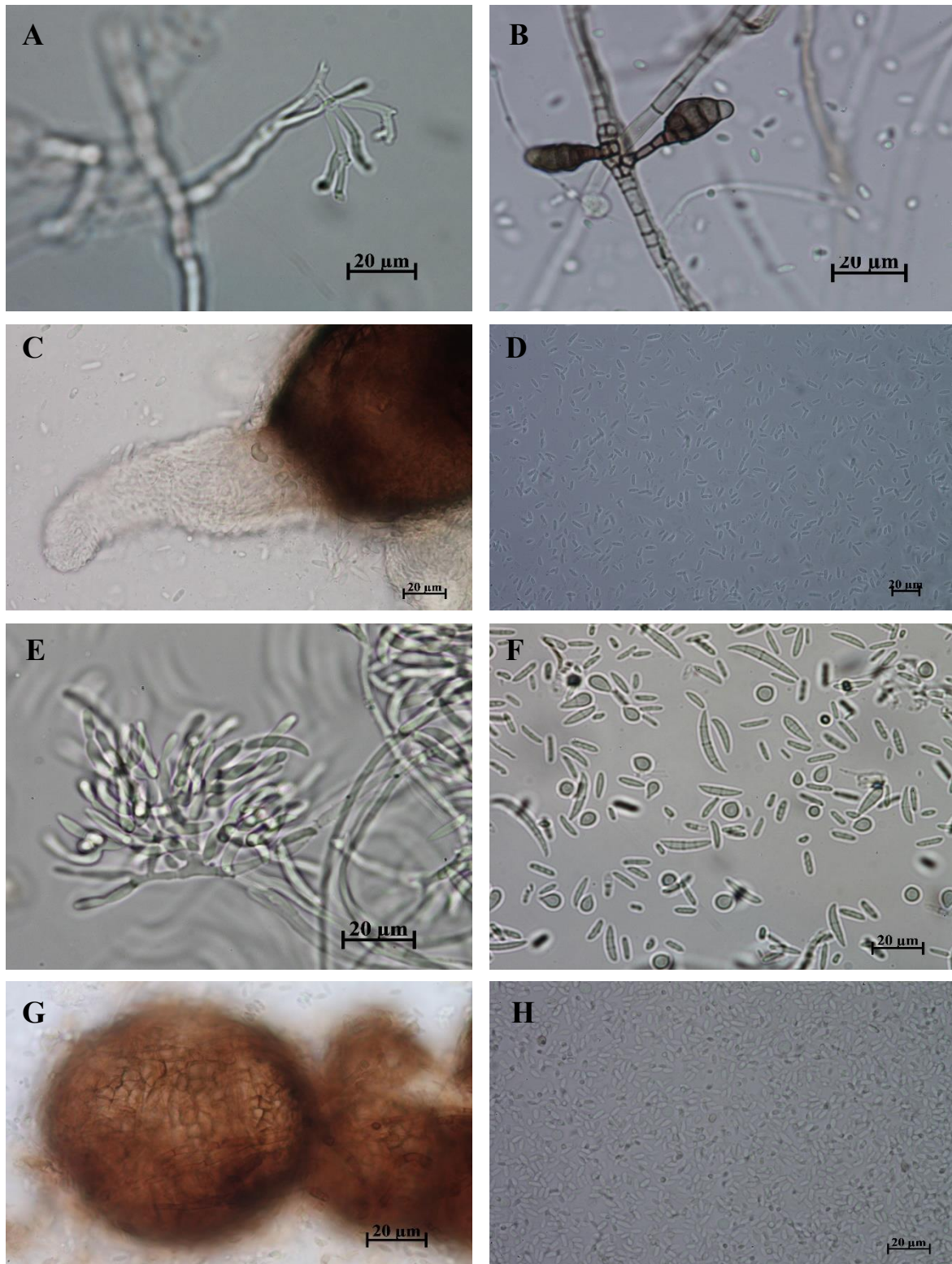
Fot. 10. **A)** *Humicola grisea*: ciemna, kulista aleurospora na pojedynczym trzonku; **B)** *Ulocladium* sp.: zarodniki konidialne, pow. 400× (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



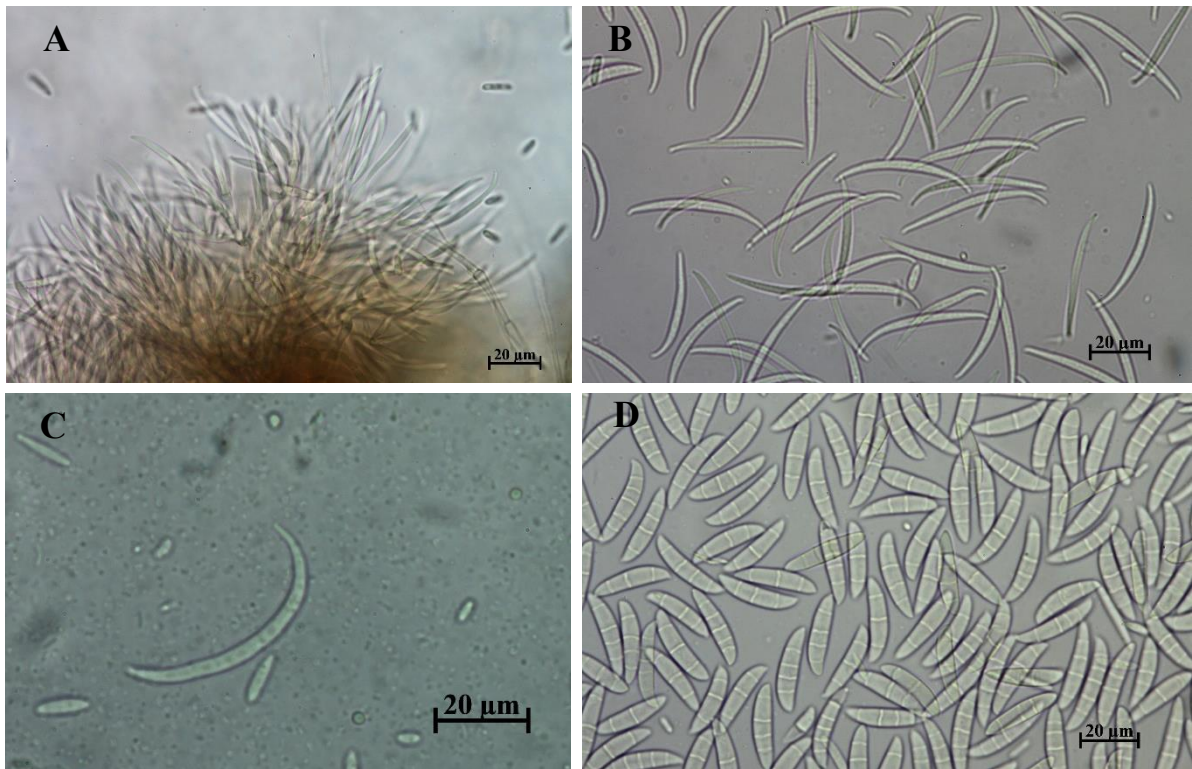
Fot. 11. **A)** *Phomopsis* sp.: nitkowate β-konidia, laskowato wygięte; **B)** *Botrytis cinerea*: zakończenia trzonek konidialnych z konidiami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



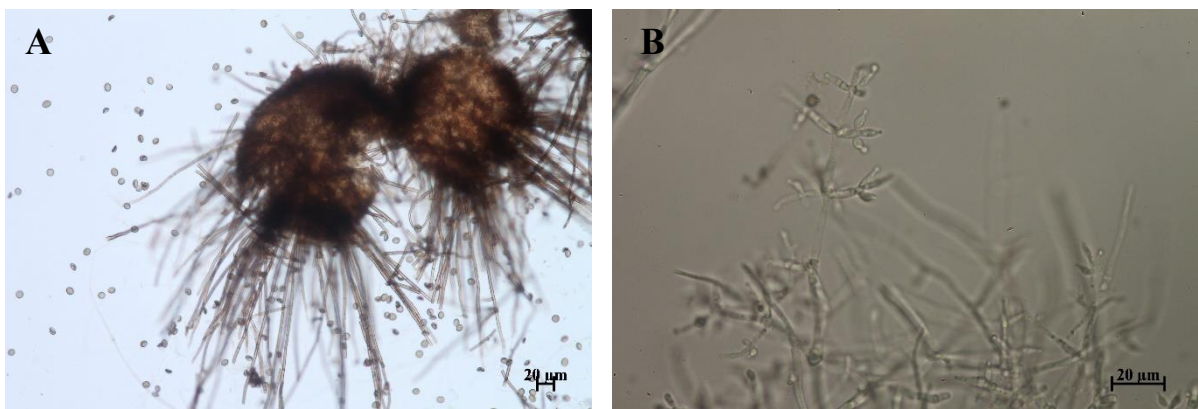
Fot. 12. *Phyllosticta* sp.: **A)** piknidia w tkance *NL*; **B)** piknidium z zarodnikami (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



Fot. 13. **A)** *Fusarium sacchari*: zakończenie trzonków konidialnych; **B)** *Pithomyces* sp.: zarodniki konidialne; *Ascochyta kirulisii*: **C)** piknidium; **D)** zarodniki konidialne; *Fusarium sporotrichioides*: **E)** fialidy z makrokonidiami; **F)** makro- i mikrokonidia; *Boeremia exigua*: **G)** piknidium; **H)** zarodniki konidialne (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



Fot. 14. *Fusarium avenaceum*: **A**) przekrój przez sporodochium; **B**) makrokonidia; **C**) *F. acuminatum*: makrokonidia; **D**) *F. culmorum*: makrokonidia (Fot. A. Rybińska, K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)



Fot. 15. **A**) *Chaetomium globosum*: perytecja z askosporami; **B**) *Trichoderma viride*: trzonki i zarodniki konidialne (Fot. K. Mazurkiewicz-Zapałowicz)

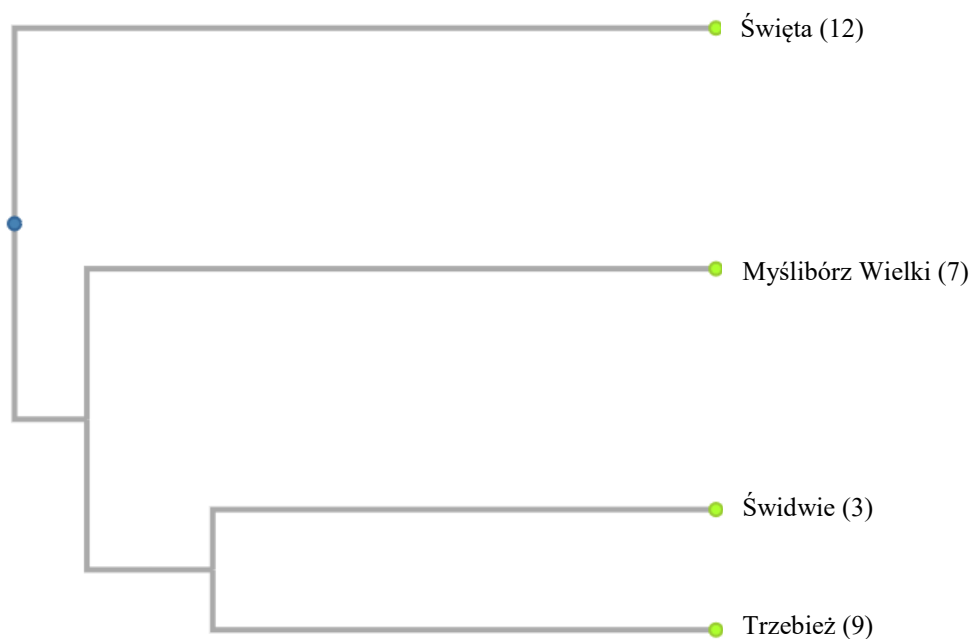
### 5.5. Podobieństwo gatunkowe mykobiota związanych z *Nymphaea alba* i *Nuphar lutea*

W latach 2015 – 2017 największe podobieństwo gatunkowe mykobiota związanych z *NA* stwierdzono dla stanowisk Świdwie (3) i Trzebież (9) oraz Myślubórz Wielki (7) i Trzebież (9), dla których wskaźnik podobieństwa Soerensena wynosił odpowiednio 68,4% i 63,2%. Natomiast stanowiskami o najmniejszym wskaźniku podobieństwa gatunkowego mykobiota były Trzebież (9) i Święta (2) (48,5%) (Tab. 14; Rys. 13).

Tab. 14. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na *Nymphaea alba* (*NA*) w latach 2015 – 2017

NA 2015 – 2017		Stanowiska			
		3*	7	9	12
Stanowiska	3		12 taksonów	13 taksonów	11 taksonów
	7	57,1%		12 taksonów	11 taksonów
	9	68,4%	63,2%		8 taksonów
	12	59,5%	59,5%	48,5%	

3 – Świdwie, 7 – Myślubórz Wielki, 9 – Trzebież, 12 – Święta



Rys. 13. Dendrogram wskaźnika Soerensena (WS) gatunków wspólnych mykobiota stwierdzonych na stanowiskach występowania *Nymphaea alba* (*NA*) w latach 2015 – 2017

Porównując podobieństwo mykobiota stwierdzonych na *NA* stanowiska Świdwie (3) vs. pozostałe stanowiska, czyli Myślubórz Wielki (7), Trzebież (9) i Święta (12) w latach 2015 – 2017, najbardziej znaczące podobieństwo stwierdzono w 2015 r. do stanowiska Trzebież (9),

natomiast w 2016 r. współczynnik ten między wymienionymi stanowiskami, był najmniejszy z porównywanych i wynosił 40%, podobnie jak między Świdwem (3) i Myśluborzem Wielkim (7). Pomimo tego, w latach 2015 – 2017, stanowiska Świdwie (3) i Trzebież (9) pod względem różnicowania mykobiota były do siebie bardziej podobne (68,4%) niż Świdwie (3) i Święta (12) (59,5%) oraz Świdwie (3) i Myślubórz Wielki (7) (57,1%) (Tab. 15).

Tab. 15. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na *Nymphaea alba* (NA) w kolejnych latach badań

NA		Stanowiska		
		7*	9	12
Stanowisko	Rok badań			
3	2015	52,6% 5 taksonów	80,0% 8 taksonów	52,6% 5 taksonów
	2016	40,0% 5 taksonów	40,0% 4 taksonów	42,1% 4 taksonów
	2017	75,0% 9 taksonów	63,2% 6 taksonów	63,6% 7 taksonów
	2015 – 2017	57,1% 12 taksonów	68,4% 13 taksonów	59,5% 11 taksonów

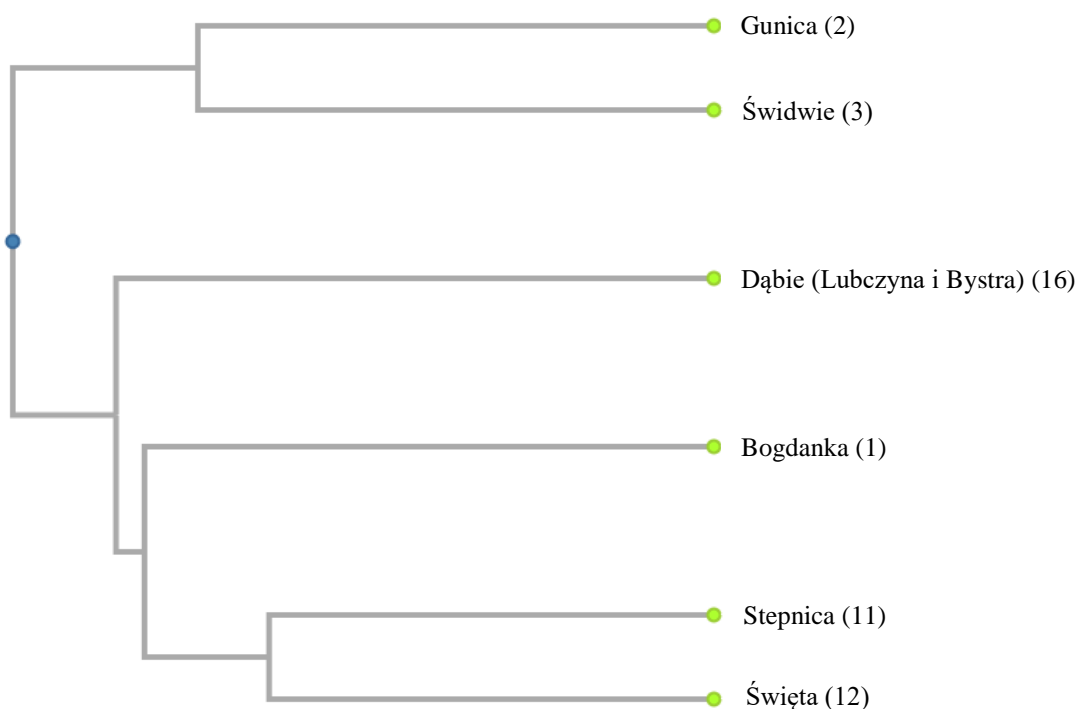
\* 7 – Myślubórz Wielki, 9 – Trzebież, 12 – Święta, 3 – Świdwie

Wśród stanowisk, na których występował *NL* największe podobieństwo gatunkowe mykobiota wykazywały stanowiska Stepnica (11) i Święta (12) (75,0%) oraz Gunica (2) i Świdwie (3) (71,8%), a najmniejsze – Świdwie (3) i Stepnica (11) (51,2%) (Rys. 14, Tab. 16).

Tab. 16. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota stwierdzonych na *Nuphar lutea* (NL) w latach 2015 – 2017

NL 2015-2017		Stanowiska					
		1*	2	3	11	12	16
Stanowiska	1		12 taksonów	15 taksonów	14 taksonów	14 taksonów	16 taksonów
	2	63,2%		14 taksonów	12 taksonów	11 taksonów	14 taksonów
	3	69,8%	71,8%		11 taksonów	12 taksonów	14 taksonów
	11	66,7%	63,2%	51,2%		15 taksonów	14 taksonów
	12	70,0%	61,1%	58,5%	75,0%		14 taksonów
	16	66,7%	63,6%	57,1%	73,7%	60,9%	

\*1 – Bogdanka, 2 – Gunica, 3 – Świdwie, 11 – Stepnica, 12 – Święta, 16 – Dąbie (Lubczyna i Bystra)



Rys. 14. Dendrogram wskaźnika Soerensena (WS) gatunków wspólnych mykobiota stwierdzonych na stanowiskach występowania *Nuphar lutea* (NL) w latach 2015 – 2017

Pod względem zróżnicowania gatunków mykobiota stwierdzonych na NL najbardziej podobne do stanowiska Świdwie było stanowisko Gunica (2) (71,8%), szczególnie w 2017 r. (73,7%). Zbliżona wartość podobieństwa gatunkowego charakteryzowała stanowisko Świdwie (3) i Bogdanka (1) (69,8%). Natomiast najmniejsze podobieństwo mykobiota udowodniono między stanowiskami Świdwie (3) i Stepnica (11) w 2017 r. (42,1%) oraz dla tych stanowisk w latach 2015 – 2017 (51,2%) (Tab. 17).

Tab. 17. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobiota związanych z *Nuphar lutea* (NL) w kolejnych latach badań

NL		Stanowiska				
		1*	2	11	12	16
Stanowisko	Rok badań					
3	2015	<b>54,5%</b> 6 taksonów	<b>70,0%</b> 7 taksonów	<b>47,6%</b> 5 taksonów	<b>55,6%</b> 5 taksonów	<b>55,6%</b> 5 taksonów
	2016	<b>66,7%</b> 8 taksonów	<b>56,0%</b> 7 taksonów	<b>61,5%</b> 8 taksonów	<b>53,8%</b> 7 taksonów	<b>54,0%</b> 10 taksonów
	2017	<b>72,7%</b> 8 taksonów	<b>73,7%</b> 7 taksonów	<b>42,1%</b> 4 taksonów	<b>60%</b> 6 taksonów	<b>57,1%</b> 6 taksonów
	2015 – 2017	<b>69,8%</b> 15 taksonów	<b>71,8%</b> 14 taksonów	<b>51,2%</b> 11 taksonów	<b>58,5%</b> 12 taksonów	<b>57,1%</b> 14 taksonów

\* 1 – Bogdanka, 2 – Gunica, 3 – Świdwie, 11 – Stepnica, 12 – Święta, 16 – Dąbie



Podobieństwo gatunkowe mykobioty obecnych na *NA* i *NL* na stanowiskach Świdwie (3) i Święta (12) w latach 2015 – 2017 wynosiło na stanowisku Świdwie 74,0%, natomiast na stanowisku Święta 63,0%. Podobieństwo to było największe na stanowisku Święta w 2015 r. – 80,0% (6 wspólnych taksonów), a najmniejsze rok później, w 2016 r. na tym samym stanowisku – 45,0% (5 taksonów wspólnych) (Tab. 18).

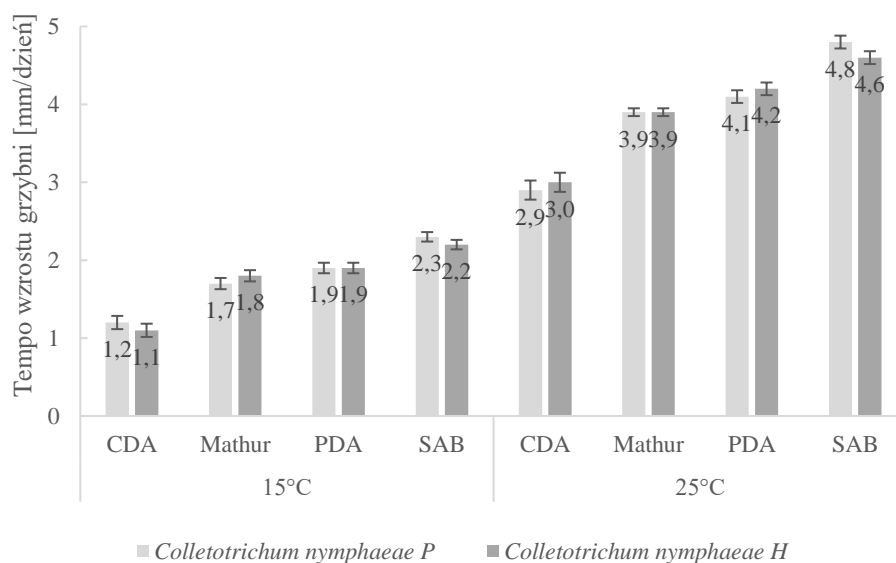
Tab. 18. Wskaźnik podobieństwa Soerensena (WS) mykobioty zidentyfikowanych na *Nymphaea alba* (*NA*) i *Nuphar lutea* (*NL*) w latach 2015 – 2017

Rok badań	Stanowisko			
	Świdwie (3)		Święta (12)	
	taksony wspólne <i>NA</i> i <i>NL</i>	WS [%]	taksony wspólne <i>NA</i> i <i>NL</i>	WS [%]
2015	7	64,0	6	80,0
2016	6	52,0	5	45,0
2017	8	70,0	7	74,0
2015 – 2017	16	74,0	11	63,0

## 5.6. Wybrane właściwości *Colletotrichum nymphaeae*

### 5.6.1. Tempo wzrostu *Colletotrichum nymphaeae* na różnych podłożach i w różnych warunkach termicznych

Badania tempa wzrostu *Colletotrichum nymphaeae* na podłożach CDA, Mathur, PDA i SAB w temperaturze 15°C, 25°C i 35°C nie wykazały znaczących różnic między szczepem polskim (P) a holenderskim (H) tego patogenu (Rys. 15). Stwierdzono, że oba szczepy P i H w temperaturze 35°C nie rozwijały się oraz że oba szczepy rosły szybciej w temperaturze 25°C niż w temperaturze 15°C. Tempo wzrostu szczepu P i H było istotnie modyfikowane, zależnie od rodzaju podłoża. Stwierdzono, że na podłożu SAB w obu temperaturach (15 i 25°C) grzybnia szczepów P i H rozrastała się najszybciej. Tempo wzrostu szczepu P na tej pożywce w temperaturze 25°C wyniosło 4,8 mm/dzień, a szczepu H – 4,6 mm/dzień. Z kolei w temperaturze 15°C było ono wolniejsze i wyniosło 2,3 mm/dzień dla szczepu P i 2,2 mm/dzień dla szczepu H (Rys. 15).



Rys. 15. Tempo wzrostu *Colletotrichum nymphaeae* [mm/dzień] na podłożach CDA, Mathur, PDA i SAB w temperaturze 15 i 25°C (słupki błędów wskazują błąd standardowy średniej)

Badania wykazały, że dla obu szczepów P i H tempo wzrostu grzybni na podłożu PDA było nieznacznie szybsze niż na podłożu Mathur. Szczep P, hodowany na pożywce PDA, inkubowany w temperaturze 25°C rozrastał się w tempie 4,1 mm/dzień, a szczep H – 4,2 mm/dzień. Natomiast rozwój przy temperaturze 15°C umożliwił wzrost grzybni obu szczepów jedynie o 1,9 mm/dzień. Na pożywce Mathur, w warunkach 25°C oba szczepy P i H powiększyły swój wzrost liniowy do 3,9 mm/dzień, a w 15°C – 1,7 mm/dzień w przypadku szczepu P, a dla szczepu H – 1,8 mm/dzień (Rys. 15).

Zdecydowanie najniższy wzrost grzybni *C. nymphaeae* zaobserwowano na podłożu CDA. W temperaturze 25°C wynosił on 2,9 mm/dzień dla szczepu P i 3,0 mm/dzień dla szczepu H, a w temperaturze 15°C – 1,2 mm/dzień dla szczepu P i 1,1 mm/dzień dla szczepu H (Rys. 15).

Podczas badań wykazano, że zarówno w temperaturze 15°C jak i 25°C wpływ rodzaju zastosowanego podłoża na tempo wzrostu *C. nymphaeae* szczepów P i H jest podobny. W obu temperaturach nie zaobserwowano statystycznie istotnej różnicy między tempem wzrostu grzybni na podłożach Mathur i PDA. Udowodniono natomiast, że wzrost szczepów P i H tego gatunku był istotnie szybszy na podłożu SAB niż na podłożu CDA, Mathur czy PDA. Wykazano też, że tempo wzrostu *C. nymphaeae* na podłożu CDA było istotnie wolniejsze niż na podłożach Mathur i PDA (Rys. 15).

### 5.6.2. Aktywność enzymatyczna *Colletotrichum nymphaeae*

Przeprowadzony test API-ZYM nie wykazał znaczących różnic aktywności enzymatycznej szczepu polskiego (P) i holenderskiego (H) *Colletotrichum nymphaeae*. W temperaturze 15°C u szczepu P nie stwierdzono aktywności lipazy C14, aryamidazy cystyny, trypsyny,  $\alpha$ -chymotrypsyny,  $\beta$ -galaktozydazy,  $\beta$ -glukuronidazy i  $\alpha$ -fukozydaza, z kolei u szczepu H: lipazy C14, aryamidazy cystyny i trypsyny. Natomiast w temperaturze 25°C u szczepu P nie wykryto aktywności lipazy C14 i trypsyny, a u szczepu H jedynie trypsyny (Tab. 19).

Tab. 19. Wyniki testu API-ZYM dla szczepów polskiego (P) i holenderskiego (H) *Colletotrichum nymphaeae* hodowanych na różnych podłożach w temperaturze 15°C i 25°C

Badany enzym		15°C								25°C							
		CDA		Mathur		PDA		SAB		CDA		Mathur		PDA		SAB	
		P	H	P	H	P	H	P	H	P	H	P	H	P	H	P	H
Kontrola	×	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Fosfataza alkaliczna	Fo	1	1	0	0	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1
Esteraza C4	Li	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
Esteraza lipaza C8	Li	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
Lipaza C14	Li	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Arylamidaza leucyny	Pr	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
Arylamidaza waliny	Pr	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	0
Arylamidaza cystyny	Pr	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0
Trypsyna	Pr	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
$\alpha$ -chymotrypsyna	Pr	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1
Kwaśna fosfataza	Fo	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
Fosfohydrolaza naftylo-AS-BI	Fo	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
$\alpha$ -galaktozydaza	O	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	0	1	1	1	1
$\beta$ -galaktozydaza	O	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1
$\beta$ -glukuronidaza	O	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1
$\alpha$ -glukozydaza	O	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
$\beta$ -glukozydaza	O	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza	O	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1
$\alpha$ -mannozydaza	O	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1	1
$\alpha$ -fukozydaza	O	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1	1
Suma aktywnych enzymów		9	10	2	2	13	16	3	2	13	13	13	9	16	18	16	15

Fo – fosfataza, Li – lipaza, Pr – proteaza, O – oksydoreduktaza

0: 0 nanomoli, 1: 5 nanomoli, 2: 10 nanomoli, 3: 20 nanomoli, 4: 30 nanomoli, 5: > 40 nanomoli

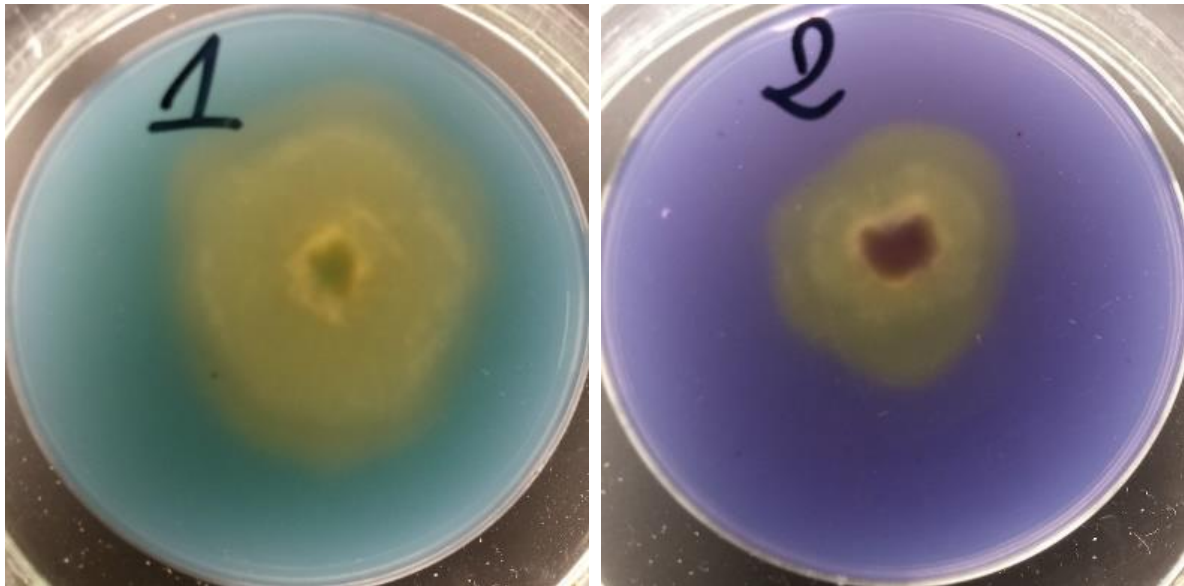
Poziom aktywności pozostałych enzymów wśród obu szczepów P i H w obowiązującej skali był niski i odpowiadał ilości 5 nanomoli (1). Stwierdzono jednak wpływ podłoża wykorzystanego w hodowli *in vitro* *C. nymphaeae* oraz temperatury inkubacji na liczbę enzymów wytwarzanych przez szczepy H i P tego grzyba (Tab. 19).

Szczepy P i H *Colletotrichum nymphaeae* inkubowane w 15°C wytwarzały najmniej enzymów na podłożu Mathur oraz SAB. W tych warunkach termicznych szczepy P i H na podłożu Mathur wykazywały aktywność tylko 2. enzymów: fosfohydrolazy naftylo-AS-BI oraz  $\beta$ -glukozydazy. Z kolei na podłożu SAB szczep P wykazywał aktywność 3. enzymów: fosfatazy alkalicznej, fosfohydrolazy naftylo-AS-BI i  $\beta$ -glukozydazy, natomiast szczep H wykazywał aktywność 2. enzymów: fosfohydrolazy naftylo-AS-BI oraz fosfatazy alkalicznej. W tych warunkach termicznych na podłożu CDA szczep P wykazywał aktywność 9 hydrolaz (3. fosfataz: fosfatazy alkalicznej, kwaśnej fosfatazy i fosfohydrolazy naftylo-AS-BI, 2. lipaz: esterazy C4 i esterazy lipazy C8, 2. proteaz: aryamidazy leucyny i aryamidazy waliny oraz 2. oksydoreduktaz:  $\alpha$ -galaktozydazy i  $\beta$ -glukozydazy), natomiast szczep H hodowany w 15°C na podłożu CDA wykazywał aktywność tych samych enzymów co szczep P oraz dodatkowo aktywność oksydoreduktazy: N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza (10 enzymów) (Tab. 19). W 15°C na podłożu PDA szczep P wykazywał aktywność aż 13. enzymów, wśród nich 3. fosfataz: fosfatazy alkalicznej, kwaśnej fosfatazy i fosfohydrolazy naftylo-AS-BI, 2. lipaz: esterazy C4 i esterazy lipazy C8, 2. proteaz: aryamidazy leucyny, aryamidazy waliny i oraz 6. oksydoreduktaz:  $\alpha$ -galaktozydazy,  $\alpha$ -glukozydazy,  $\beta$ -glukozydazy, N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidazy,  $\alpha$ -mannozydazy i  $\alpha$ -fukozydazy. Natomiast szczep H inkubowany w 15°C wykazywał aktywność aż 16. hydrolaz (najwięcej w tej temperaturze) i były wśród nich aktywnych tych samych 13. enzymów co dla szczepu P, dodatkowo stwierdzono obecność 3. tzn.  $\alpha$ -chymotrypsyny,  $\beta$ -galaktozydazy i  $\beta$ -glukuronidazy (Tab. 19).

Inkubacja *C. nymphaeae* w temperaturze 25°C zwiększyła aktywność enzymatyczną obu szczepów H i P, co było najbardziej widoczne wśród kultur hodowanych na podłożach Mathur i SAB, czyli tych, na których w 15°C patogen ten wytwarzał najmniejszą liczbę enzymów. W tych warunkach termicznych na podłożach Mathur i SAB aktywnych było odpowiednio 11 i 13 enzymów więcej u szczepu P oraz 13 (na obu podłożach) u szczepu H. Natomiast na podłożu CDA temperatura 25°C aktywowała u szczepu P tylko 4 enzymy więcej ( $\alpha$ -chymotrypsynę,  $\beta$ -galaktozydazę,  $\alpha$ -glukozydazę i N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidazę), a u szczepu H – 3 ( $\alpha$ -chymotrypsynę,  $\beta$ -galaktozydazę i  $\alpha$ -glukozydazę) w porównaniu z temp. 15°C. Z kolei u szczepów hodowanych na podłożu PDA takie zwiększenie temperatury o 10°C powodowało aktywację 3. enzymów więcej u szczepu P (arylamidazy cystyny,  $\alpha$ -

chymotrypsyny i  $\beta$ -galaktozydazę) oraz tylko 2. enzymów więcej u szczepu H (lipazy C14 i arylamidazy cystyny). Najmniej aktywnych enzymów stwierdzono u szczepu H hodowanych na podłożu Mathur – 9 (3. fosfatazy: fosfataza alkaliczna, kwaśna fosfataza i fosfohydrolaza naftylo-AS-BI, 2. lipazy: estraza C4 i estraza lipaza C8, 1. proteaza: arylamidaza leucyny oraz 3. oksydoreduktazy:  $\alpha$ -glukozydaza,  $\beta$ -glukozydaza i N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza. Dla szczepu P inkubowanego na tym podłożu stwierdzono dodatkowo aktywność  $\alpha$ -galaktozydazy,  $\beta$ -galaktozydazy,  $\alpha$ -mannozydazy i  $\alpha$ -fukozydazy (łącznie 13 aktywnych enzymów). Natomiast podczas inkubacji tego szczepu w temperaturze 25°C na podłożu PDA stwierdzono aż 18 aktywnych enzymów (najwięcej spośród wszystkich kombinacji w przeprowadzonym teście) i były to wszystkie, oprócz trypsyny, spośród przebadanych enzymów. Szczep P, w porównaniu ze szczepem H, na podłożu PDA nie wytwarzał 2. enzymów (nie wykryto aktywności lipazy C14 oraz  $\beta$ -galaktozydazy). Na podłożu CDA oba szczepy P i H wykazywały aktywność 13. tych samych enzymów (3. fosfataz: fosfatazy alkalicznej, kwaśnej fosfatazy i fosfohydrolazy naftylo-AS-BI, 2. lipaz: esterazy C4 i esterazy lipazy C8, 3. proteaz: arylamidazy leucyny, arylamidazy waliny i  $\alpha$ -chymotrypsyny oraz 5. oksydoreduktaz:  $\alpha$ -galaktozydazy,  $\beta$ -galaktozydazy,  $\alpha$ -glukozydazy,  $\beta$ -glukozydazy i N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidazy). Na podłożu SAB w 25°C szczep H wytwarzał 15 aktywnych enzymów (3 fosfatazy: fosfataza alkaliczna, kwaśna fosfataza i fosfohydrolaza naftylo-AS-BI, 2. lipazy: esteraza C4 i esteraza lipazy C8, 2. proteazy: arylamidaza waliny i  $\alpha$ -chymotrypsyna oraz 8 oksydoreduktaz:  $\alpha$ -galaktozydaza,  $\beta$ -galaktozydaza,  $\beta$ -glukuronidaza,  $\alpha$ -glukozydaza,  $\beta$ -glukozydaza, N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza,  $\alpha$ -mannozydaza i  $\alpha$ -fukozydaza). Natomiast szczep P na tym podłożu i w wyższej temperaturze wykazywał dodatkowo aktywność arylamidazy waliny (Tab. 19).

Wyniki badań aktywności celulolitycznej na podstawie zmian zabarwienia pożywki, na której rozwijał się polski szczep *C. nymphaeae*, wykazały wytwarzanie przez ten gatunek aktywnych celulaz. Świadczyła o tym zmiana barwy pożywki z niebieskiej lub fioletowej na żółtą w bezpośrednim sąsiedztwie grzybni (strefa hydrolizy celulozy) (Fot. 16). Taka reakcja barwna była spowodowana rozkładaniem celulozy, zawartej w podłożu, na którym inkubowano *C. nymphaeae* przez wydzielony na zewnątrz (poza grzybnię) egzoenzym(y) hydrolizujący celulozę. Zmiana barwy pożywki w miejscu aktywności grzyba była efektem zakwaszenia podłoża podczas rozkładu biomasy zawartej w podłożu.



Fot. 16. Szczep *Colletotrichum nymphaeae* na pożywce PDA z dodatkiem błękitu bromotymolowego (1) i roztworu purpury bromokrezolowej (2) z żółtą barwą podłoża, potwierdzającą aktywność celulolityczną (Fot. A. Rybińska)

### 5.6.3. Patogeniczność *Colletotrichum nymphaeae*

Badania *in vitro* wykazały patogeniczność polskiego (P) szczepu *Colletotrichum nymphaeae* dla roślin *Nymphaea alba*. Inokulacja zdrowych tkanek NA fragmentami grzybni *C. nymphaeae* potwierdziła trzeci i czwarty postulat Kocha, ponieważ na zdrowych roślinach żywicielskich grzyb wyizolowany z chorych roślin wywołał identyczne objawy chorobowe (nekrozy) (Fot. 17 i 18) jak na roślinach chorych (3. postulat Kocha). Jednocześnie ponowna izolacja patogenu z tkanek roślin sztucznie infekowanych i jego hodowla w czystej kulturze potwierdziła identyczność z izolatami pozyskanymi z naturalnych ekosystemów (4. postulat Kocha). Stwierdzono, że postulaty Kocha są spełnione zarówno w temperaturze 15°C jak i 25°C, choć w temperaturze 15°C rozwój patogenu *C. nymphaeae*, wywołującego nekrozy tkanki miękiszowej postępował wolniej niż w temperaturze 25°C (Fot. 17 i 18). Po 5 dniach inkubacji *C. nymphaeae* na tkankach liści NA w temperaturze 25°C zrezygnowano z dalszych obserwacji ze względu na ich zły stan. Otrzymane wyniki potwierdziły, że *C. nymphaeae* jest bezpośrednim czynnikiem powodującym nekrozy i gnicie tkanki miękiszowej liści NA.

20.06.2018 r.



25.06.2018 r.



06.07.2018 r.

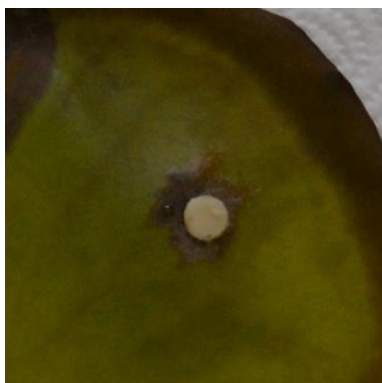


Fot. 17. Inokulum *Colletotrichum nymphaeae* (P) i rozwój grzybni patogenu na liściu *Nymphaea alba* w temperaturze 15°C

20.06.2018 r.



25.06.2018 r.



30.06.2018 r.



Fot. 18. Inokulum *Colletotrichum nymphaeae* (P) i rozwój grzybni patogenu na liściu *Nymphaea alba* w temperaturze 25°C

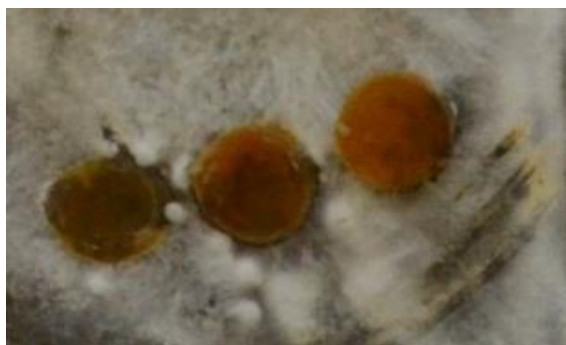
#### 5.6.4. Wpływ drożdży na wzrost grzybni *Colletotrichum nymphaeae*

Badania wpływu szczepów grzybów dorożdżoidalnych na wzrost polskiego (P) szczepu *Colletotrichum nymphaeae* wykazały, że *Pichia fermentans* i *P. kudriavzevii* działają inhibicyjnie na wzrost grzybni tego patogenu. Rozwój *C. nymphaeae* został zahamowany w miejscu bezpośredniego kontaktu patogenu z *Pichia* (Fot. 19A – C). Natomiast po 7 dniach inkubacji w tych samych warunkach termicznych w kontroli (PDA bez grzybni) grzybnia *C. nymphaeae* rozrosła się na powierzchni krążków (Fot. 19D).

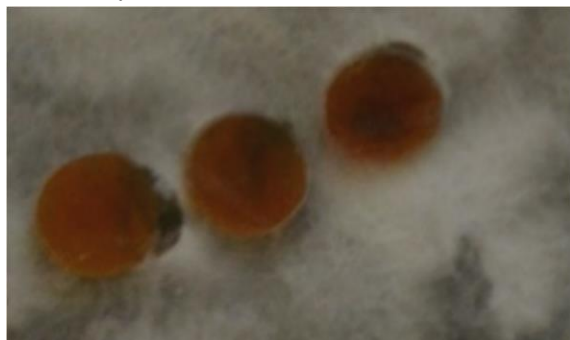
**A)** *Pichia fermentans*



**B)** *Pichia kudriavzevii*



**C)** *Pichia fermentans* × *P. kudriavzevii*



**D)** Kontrola



Fot. 19. Wpływ *Pichia fermentans* (A), *P. kudriavzevii* (B) i *Pichia fermentans* × *P. kudriavzevii* (C), obecnych na krążkach PDA na wzrost grzybni *Colletotrichum nymphaeae*, rozwijającej się na liściu *Nymphaeae alba* (NA); kontrola (D), tj. podłoże PDA umieszczone na grzybni *C. nymphaeae*, rozwijającej się na liściu *N. alba*



## 6. DYSKUSJA

Wśród mikroorganizmów decydujących o stanie zdrowotnym makrofitów priorytetową rolę odgrywają fitopatogeniczne i saprotroficzne mykobiota. Inicjują one rozkład tkanek, a ich dominacja w początkowej fazie dekompozycji roślin (1 – 2 dni), przejawia się co najmniej 9-cio krotnie większą biomasą w porównaniu z biomasą bakterii (GESSNER I IN. 2007). Dopiero po tym czasie, udział mykobiota tłumiony jest przez bakterie (FISCHER I IN. 2006). Stąd też mikroskopijne mykobiota w każdym środowisku przyczyniają się nie tylko do zwiększenia jego heterogeniczności, ale także decydują o tempie uwalniania rozpuszczalnych związków, co w ekosystemie jezior modyfikuje m.in. warunki hydrochemiczne (ZALEWSKI I IN. 2003; ZALEWSKI I IZYDORCZYK 2006). Ciągłe jednak poznanie różnorodności tych drobnoustrojów jest bardzo fragmentaryczne. Dotyczy to także mikroorganizmów związanych z nymfeidami, zróżnicowaną pod względem taksonomicznym formą ekologiczną hydrofitów, tworzącą w strefie litoralu fitosocjologiczny związek *Nymphaeion* Oberd. 1953 (MATUSZKIEWICZ 2002). Syntakson ten jest reprezentowany przez zakorzenione w wodzie rośliny dwuliścienne (Dicotyledones = Magnoliopsida) o szczególnie okazałych liściach pływających (*Nuphar lutea*, *Nymphaea alba* i *N. candida* oraz *Nymphoides peltata*) oraz przez rośliny unoszące się w wodzie i należące do roślin jednoliściennych (Monocotyledones = Liliopsida; *Hydrocharis morsus-ranae*, *Potamogeton natans*). Przeprowadzone badania mykobiota związanych z nymfeidami Pobrzeża Szczecińskiego są pierwszym tak kompleksowym opracowaniem tego zagadnienia w Polsce. Wynika to zarówno z faktu podjęcia badań na licznych stanowiskach (15), jak i ich lokalizacji na terenach o różnym stopniu antropopresji, od obszaru ochrony ścisłej (Rezerwat Świdwie – 3) po zbiornik użytku prywatnego (staw w Świętej – 12) (Tab. 6). Stąd też uzyskane wyniki stanowią istotny wkład nie tylko w poznanie bioróżnorodności mykologicznej występującej na roślinach związku *Nymphaeion* w Polsce, ale także mają kluczowe znaczenie przyrodnicze, wynikające z ochrony tych zbiorowisk w ramach sieci NATURA 2000. Zgodnie z założeniami tego projektu, zbiorowiska nymfeidów są ważnym elementem zachowania dziedzictwa przyrodniczego Europy oraz odtworzenia różnorodności biologicznej na jej terenie. Właściwy stan siedlisk tych roślin jest niezbędny do utrzymania migracji, rozprzestrzeniania oraz wymiany genetycznej w populacjach różnych innych (poza grzybami) gatunków. NATURA 2000 dodatkowo zwiększa skuteczność innych form ochrony obszarowej (parki narodowe i krajobrazowe a także rezerваты) oraz gatunkowej. Dlatego właśnie badania prowadzono nie tylko na obszarach chronionych (Jezioro Świdwie – 3), ale również po raz

pierwszy na terenach charakteryzujących się wysoką presją antropogeniczną (staw użytku prywatnego w Świętej – 12; porty w Trzebieży – 9 i w Lubczynie – 13), czy też popularnych miejscach kąpieliskowych (Jezioro Stolsko – 4, Bystra nad Jeziorem Dąbie – 14) (Rys. 1). Z takiej dyferencjacji pochodzenia materiału badawczego wynikało również zróżnicowanie fizykochemicznych warunków rozwoju nymfeidów, w tym m.in. stopnia zasolenia (Tab. 8), co wg norm Ramowej Dyrektywy Wodnej klasyfikuje badane zbiorniki jako słodkie rzeki i jeziora. Jedynie wody stanowisk położonych nad Zalewem Szczecińskim: Nowe Warpno (8), Stepnica (11), Trzebież (9) i Kopice (10) to wody oligohaliczne (lekko słone: 0,5 – 5‰; Tab. 8). Wg PUGH’A I LINDSEY’A (1975) warunki te mogą hamować rozwój grzybów, zwłaszcza tworzących zarodniki na powierzchni substratu. Jednak pływające liście nymfeidów, ze względu na swoją budowę anatomiczną (gruba warstwa wosku na górnej powierzchni), umożliwiają szybkie spływanie słonawej wody i skrócenie czasu jej inhibicyjnego wpływu na kiełkowanie i rozwój grzybów. Prawdopodobnie, w związku z tym, zwiększone zasolenie nie wpłynęło ograniczająco na bogactwo gatunkowe *micromycetes*, które w latach 2015 – 2017 wahało się od 17 – 28 gatunków mykobiota (odpowiednio na stanowisku 10 i 9), a jedynie w Nowym Warpnie (8) liczba tych gatunków była mniejsza niż 10. Zróżnicowanie taksonomiczne tych gatunków było jednak zmienne (Tab. 1A – 11A; Rys.6). Przypuszczalnie fakt ten, obok najliczniej dotychczas przebadanej liczby gatunków roślin żywicielskich nymfeidów (4 gatunki: *HMR*, *NC*, *NA* i *NL*), stał się dodatkowym czynnikiem wpływającym na bogactwo i różnorodność gatunkową mykobiota w zespołach roślin związku Nymphaeion Pobrzeża Szczecińskiego. Stwierdzona bowiem liczba taksonów tych mikroorganizmów na wszystkich gatunkach nymfeidów – 72 taksony (Tab.13), przewyższa dotychczas zidentyfikowane mykobiota tych fitocenoz na pojedynczych zbiornikach. Dotyczy to Jeziora Glinno i Sitno, gdzie stwierdzono odpowiednio 21 i 10 taksonów na *NL* (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2006), a także z jezior Drawieńskiego Parku Narodowego – 38 taksonów (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2016) oraz Małopolski i Podkarpacia – 58 gatunków (KOWALIK I KRASNY 2009; KOWALIK 2012A; 2012B). Należy nadmienić, że badania na południu Polski dotyczyły mykobiota związanych z jednym żywicielem – konkretnie odmianami ozdobnymi *NA*, hodowanymi w ogrodowych oczkach wodnych. Preferowanie uprawy odmian o dekoracyjnych cechach sprawia, że ich odporność na patogeny może różnić się, w porównaniu z odpornością form dzikich. Konsekwencją tego faktu może być odrębność gatunków *micromycetes* tworzących fylloferę. Poza tym o zróżnicowaniu gatunkowym wielu organizmów, w tym także mykobiota, przesądzają specyficzne warunki abiotyczne i biotyczne w zbiornikach sztucznych i naturalnych. Złożoność tych zależności pogłębiają różnice

odporności roślin dzikich i hodowlanych na patogeny, czego następstwem bywa mniejsze podobieństwo gatunkowe mikroorganizmów związanych z tą samą rośliną żywicielską w ekosystemie naturalnym i sztucznym (ROSCHER I IN. 2007). W przeprowadzonych badaniach własnych, o bogactwie gatunkowym mykobiota decydowały przede wszystkim mikroorganizmy tworzące fyllosferę *NL* (50 taksonów) oraz *NA* (46 taksonów), w mniejszym stopniu *HMR* i *NC*, na których stwierdzono odpowiednio 20 i 12 gatunków (Tab. 13; Rys. 5). Okoliczności te wynikają z wielu przyczyn, wśród których najistotniejszą wydaje się pospolite występowanie *NL* i *NA* na 11. stanowiskach, spośród 15. badanych, podczas gdy *HMR* współtworzył fitocenozy nymfeidów na 6. stanowiskach, a *NC* jedynie na jednym (tylko w Rezerwacie Świdwie – 3) (Rys. 1; Tab. 2). Także z innych terenów Polski, gdzie *HMR* i *NC* występują najrzadziej spośród nymfeidów, dane o związanych z nimi mykobiota są wyjątkowo skromne i mają raczej znaczenie historyczne, niezwyfikowane od lat 70-tych XX w. Dotychczas na *HMR* stwierdzono występowanie *Tracya hydrocharidis* w Białowieskim Parku Narodowym (MAJEWSKI 1971) i, obok *Botrytis cinerea*, na Pojezierzu Mazurskim (DURSKA 1974). W badaniach własnych nie tylko potwierdzono obecność tych gatunków na Pobrzeżu Szczecińskim, ale także po raz pierwszy w kraju wykazano, że *HMR* jest nowym żywicielem dla *Ascochyta kirulisii*. We wcześniej o występowaniu tego fitopatogena na *HMR* w innych częściach Europy informował BRANDENBURGER (1985). Natomiast udowodniona w badaniach obecność *B. cinerea* na *NC* wskazuje na grzybienie północne jako nową roślinę żywicielską dla tego polifaga w Polsce (MULENKO I IN. 2008). Występujące w kraju mieszańce *NA* × *NC*, podobnie jak genotypy hybryd innych gatunków roślin, wykazują jedynie czasową odporność na występowanie ras fizjologicznych niektórych patogenów, nawet wówczas, gdy jest to odporność poligenowa, uważana za bardziej trwałą i trudniejszą do przełamania przez różne rasy patogenu. Odporność ta przy zmianie wirulencji patogenu załamuje się i umożliwia gwałtowny rozwój choroby na nowej roślinie żywicielskiej (KOZŁOWSKA I KONIECZNY 2003). *Botrytis cinerea* jest właśnie patogenem wytwarzającym szereg ras fizjologicznych (SINGH I BHAN 1986) o wyjątkowych cechach adaptacyjnych, umożliwiających rozwój na coraz to nowych substratach. Świadczy o tym ciągle powiększająca się w świecie liczba żywicieli tego polifaga (CHOQUER I IN. 2007; PENSA I IN. 2007; CALIGIORE GEI I PICCOLO 2016). Tak więc szara pleśń, wykazana po raz pierwszy w badaniach własnych na *NC*, z czasem może stanowić realne zagrożenie dla tej cennej i rzadkiej w rodzimej florze rośliny. Fakt ten może być dodatkowym czynnikiem wpływającym na zmniejszanie się liczebności *NC* i zanikanie jego stanowisk. Dotychczas udowodniono bowiem wpływ eutrofizacji i zanieczyszczenia wód na redukcję populacji *NC* m.in. na Pomorzu Zachodnim, w tym także wzdłuż wybrzeża Zalewu

Szczecińskiego (ŻUKOWSKI I JACKOWIAK 1995). Zagrożenie egzystencji *NC* w Polsce dostrzegają botanicy i ekolodzy, czego dowodem jest umieszczenie tego gatunku w Polskiej czerwonej księdze roślin w kategorii taksonu bliskiego zagrożenia (NT) (ZARZYCKI I IN. 2014; KAŻMIERCZAKOWA I IN. 2016).

Do wystąpienia omawianych różnic bogactwa gatunkowego mykobiota, przyczynia się ponadto supremacja roślin żywicielskich – *NL* i *NA* w tworzeniu zespołów *Nupharo-Nymphaeetum albae*. Rośliny te formują rozległe, zwarte płyty na tafli wody (Fot. 1A – B), co sprzyja rozprzestrzenianiu się zarodników i kolonizacji tkanek nowych osobników (VACHER I IN. 2008). Również BURDON I IN. (1992) udowodnili, że występowanie wielu *micromycetes* jest pozytywnie skorelowane z gęstością roślin rosnących na danym obszarze. Efektem tej integralności i koherencji *NA* i *NL* w fitocenozach *Nupharo-Nymphaeetum albae*, jest wysokie podobieństwo gatunkowe mikroorganizmów towarzyszących ich vegetacji na poszczególnych stanowiskach (Tab. 14 – 16; Rys. 13; 14). Dowodzi tego wysoki współczynnik Soerensena, wskazujący, że blisko 80% gatunków mikroorganizmów występujących na tych roślinach żywicielskich (*NA* i *NL*) to gatunki wspólne. Podobieństwo gatunkowe mykobiota na tych roślinach zwiększało się również wraz ze zmniejszającą się odległością między porównywanymi stanowiskami (Tab. 16; Rys. 1). Według DESPREZ-LOUSTAU I IN. (2010) jest to przejaw wpływu lokalnych warunków środowiskowych na stopień podobieństwa gatunkowego organizmów związanych z danym stanowiskiem. Tak więc podobieństwo fyllosfery *NL* na stanowiskach występujących w bliskim sąsiedztwie (Rys. 1), np. Stepnica (11) – Święta (12) i Gunica (2) – Świdwie (3), wynoszące odpowiednio 75% i 71% (Tab. 15; Rys. 14) jest większe aniżeli dla stanowisk *NL* bardziej od siebie oddalonych tj. Świdwie (3) – Stepnica (11) (51,2% podobieństwa gatunkowego) czy Świdwie (3) – Lubczyna (13) (57,1% podobieństwa gatunkowego). Podobne tendencje zmiany WS stwierdzono na stanowiskach *NA* (Tab. 14; Rys. 13). Zmniejszające się podobieństwo gatunkowe mikroorganizmów między zespołami tych samych gatunków roślin, decyduje o zwiększeniu różnorodności tworzonych przez nie fitocenzoz, co jest gwarantem zachowania stabilności ekosystemów (DIGHTON 2003; RUSZKIEWICZ-MICHALSKA 2006). W przeprowadzonych badaniach własnych różnorodność mykobiota zdeterminowana była przez gatunki Ascomycota (53 taksony), jednak wśród nich jedynie *Chaetomium globosum* wytwarzał formę teleomorficzną, pozostałe stanowiły stadia anamorficzne zaliczane do Moniliales (44 taksony), Sphaeropsidales (7 taksonów) i Melanconiales (1 takson). Tendencja ta utrzymywała się w poszczególnych latach badań, w których stadia anamorficzne Ascomycota stanowiły powyżej 95% ogólnej bioróżnorodności (Tab. A12). Przewaga liczebna stadiów

anamorficznych grzybów nad ich stadiami teleomorficznymi interpretowana jest przez niektórych autorów w określaniu stabilności i równowagi biocenotycznej badanych fitocenz (SUBRAMANIAN 1983; MUŁENKO 1998; ADAMSKA 2013). Zwłaszcza, że tworzenie stadiów mejomorficznych, które pełnią też funkcje form przetrwalnikowych grzybów, wynika z niekorzystnych warunków rozwoju (SUBRAMANIAN 1983). Zjawisko to obserwowano m. in. u Erysiphales na roślinach terenów silnie zanieczyszczonych (DYNOWSKA 1996; SUCHARZEWSKA I DYNOWSKA 2005). Stąd też wyniki tych badań oraz obserwacje własne, upoważniają do uznania roślin nymfeidów na badanych stanowiskach Pobrzeża Szczecińskiego, za stabilny element układu ekologicznego. Potwierdza to także fakt przewagi gatunków saprotroficznym nad fitopatogenicznymi (CROWTHER I IN. 2012). Należałoby jednak zwrócić uwagę na fakt, że niezależnie od struktury troficznej gatunków mykobiota, istotnym elementem wpływającym na ich znaczenie w kształtowaniu ekosystemów wodnych są zmiany w fenologii *micromycetes*. Masowe pojawienie się niektórych fitopatogenów może istotnie wpływać na czas wegetacji roślin, co udowodniono dla wielu gatunków roślin uprawnych, m. in. ziemniaka (*Solanum tuberosum*), porażonego przez *Phytophthora infestans*, truskawki (*Fragaria × ananasa*), zainfekowanej przez *Botrytis cinerea* czy też zbóż, dotkniętych sporyszem – *Claviceps purpurea* (MARCINKOWSKA 2012). W odniesieniu do hydrofitów fakt ten może zmieniać warunki rozwoju ryb (np. karasia i lina), dla których stanowią one m. in. schronienie przed drapieżnikami (MOSS 1998; BRYLIŃSKA 2000; NURMINEN I IN. 2007; 2010; KORNIJÓW I IN. 2016).

Badania wykazały, że rozkład nymfeidów: grążela żółtego (*Nyphar lutea*) (LONGHI I IN. 2008) oraz tropikalnego gatunku – eichornii gruboogonkowej (*Eichhornia crassipes*) (MASIFWA 2004) w istocie spowodował znaczące obniżenie zawartości tlenu oraz wartości pH wód (zakwaszenie). Stężenie tlenu w wodzie mniejsze niż 2 mg/dm<sup>3</sup> powoduje nie tylko ważne z punktu widzenia gospodarki rybackiej śnięcie ryb, ale także prowadzi do wyginięcia innych kręgowców oraz bezkręgowców. Poszczególne gatunki ryb różnią się między sobą pod względem wymagań tlenowych. Łosoś (*Salmo salar*), lipień (*Thymallus thymallus*), kleń (*Squalius cephalus*) czy miętus (*Lota lota*) wymagają dużego natlenienia wody: od 7 do 10 mg/dm<sup>3</sup>. Natomiast brzana (*Barbus barbus*), płoć (*Rutilus rutilus*), okoń (*Perca fluviatilis*), sandacz (*Sander lucioperca*) i szczupak (*Esox lucius*) do prawidłowego wzrostu potrzebują koncentracji tlenu od 5 do 9 mg/dm<sup>3</sup>. Najmniejsze wymagania tlenowe charakteryzują leszcza (*Abramis brama*), karpia (*Cyprinus carpio*), lina (*Tinca tinca*) i suma (*Silurus glanis*), bo od 5 do 7 mg/dm<sup>3</sup> (JEZIERSKA-MADZIAR I PIŃSKWAR 2008). Krytyczne niedobory tlenu rozpuszczonego w wodzie mogą prowadzić do masowego śnięcia ryb (KAJAK 2001). W

przeprowadzonych badaniach takie potencjalnie niekorzystne dla ichtiofauny warunki tlenowe mogą wystąpić m.in. na stanowiskach Piaszynko – 5, Piaski – 6, Myślibórz Wielki – 7 i Święta – 12, szczególnie podczas upalnego lata. Na tych akwenach zbiorowiska nymfeidów porastały do 70% lustra wody, co wiąże się z rozkładem dużej ilości materii organicznej, w przypadku masowego porażenia tych roślin przez mykobiota, na stosunkowo niewielkim zbiorniku (Fot. 4; Tab. 5). Świadomość konsekwencji przedstawionego łańcucha zmian inicjowanych mikrobiologiczną dekompozycją hydrofitów wyraża wpływ (bezpośredni i pośredni) mykobiota na organizmy wodne.

W trzyletnich badaniach na nekrotycznych plamach liści wszystkich roślin z rodziny Nymphaeaceae stwierdzano obecność: *Acremonium* sp., *Alternaria alternata*, *Aspergillus flavus* i *A. niger*, *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum* *F. sporotrichioides* oraz *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum nymphae* i *Elongisporangium undulatum* (Tab. 13), wśród których ostatnie trzy gatunki uznawane są za patogeny pierwotne roślin, a pozostałe za pasożyty okolicznościowe. Wśród tych fakultatywnych pasożytów dominantami są grzyby rodzaju *Fusarium*, których znaczenie jest istotne nie tylko z fitopatogenicznego punktu widzenia, ale także w kontekście ich dużej aktywności toksynotwórczej. Liczne gatunki tego rodzaju wytwarzają zearalenon, trichoteceny i fumonizyny (KWAŚNA I IN. 1991), które w następstwie obumierania roślin są uwalniane do środowiska wodnego i z dużym prawdopodobieństwem (choć dotychczas tego nie badano) oddziałują na inne hydrobionty, zwłaszcza ryby w młodych stadiach rozwojowych. Można przypuszczać, że mykotoksyny uwolnione z obumierających tkanek roślinnych, zwłaszcza w zbiornikach zeutrofizowanych stanowią potencjalne zagrożenie dla ryb. Zwłaszcza, że dostępne dane wskazują, że mykotoksyny zawarte w paszach ryb hodowlanych mogą negatywnie wpływać na ich zdrowie i efektywność hodowli. Mykotoksyny mogą prowadzić m.in. do obniżenia odporności ryb, przez co zwiększają ryzyko zachorowań powodowanych przez inne czynniki infekcyjne (WALCZAK I IN. 2018).

Uzyskane wyniki potwierdziły powszechny chorobotwórczy wpływ *B. cinerea* na *NA* jak i *NL*, co w odniesieniu do tych roślin żywicielskich stwierdzono także w innych rejonach Pomorza Zachodniego (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2006) oraz w Drawieńskim Parku Narodowym (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2016). Na podobne zagrożenie w Polsce południowej wskazuje także KOWALIK (2012A; 2012B), której badania dowiodły szerokiego rozpowszechnienie *B. cinerea* na *NA* w ogrodowych oczkach wodnych. Występowanie *B. cinerea* jedynie na *NA* stwierdziła, w ubiegłym wieku, także DURSKA (1974). Wyniki badań własnych wskazują dodatkowo na istotny aspekt epidemiologiczny szarej pleśni, związany z potwierdzoną infekcją kwiatów przez tego fitopatogena. Ta szczególnie groźna

faza choroby prowadzi do zgorzeli organów generatywnych. w badanych fitocenozach Pobrzeża Szczecińskiego patogen szarej pleśni na *NA* i *NL* w każdym roku badań występował masowo jako eudominant lub dominant (Tab. A4; 6A; A9 – A11), co u roślin o wyjątkowo cennych walorach botaniczno-przyrodniczych, ogranicza wartość krajobrazowo-dekoracyjną.

Niemniej znaczącym patogenem wpływającym na zdrowotność roślin Nymphaeacea jest przedstawiciel Chromista – *Elongisporangium undulatum* (= *Pythium undulatum*). Dokumentuje to fakt jego masowej obecności w każdym roku badań na *NA* (Tab. A4; A5, A6), oraz na *NL*, gdzie też był gatunkiem masowym (2015 r.; Tab. A9) lub częstym (2016 r.; Tab. A10). *Elongisporangium undulatum* powoduje rozległe, brunatne plamy na liściach, w których od połowy lipca tworzy liczne oospory (Fot. 3D – E; Fot. 8A). W Polsce patogen ten izolowany był dotychczas nie tylko z liści *NL* na naturalnych stanowiskach (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2006; 2016) oraz z liści *NA* w sztucznych oczkach wodnych (KOWALIK 2012A; 2012B) ale także z wód rzeki Biebrzy w Biebrzańskim Parku Narodowym (CZECZUGA I IN. 2003). Również w Europie potwierdzono obecność *E. undulatum* w nekrotycznych tkankach liści *Nymphaea* (BRANDENBURGER 1985; PLAATS-NITERINK 1981). Podobnie jak inni, polifagiczni przedstawiciele tego rodzaju – *E. undulatum*, jest odpowiedzialny za procesy gnilne tkanek miękiszowych licznych gatunków hydrofitów (HENDRIX I CAMPBELL 1973), obok *Pythium marsipium* Drechsler, *P. pleroticum* T. Ito. oraz *P. diclinum* Tokunaga. Gatunki te stwierdzono na *Nymphoides peltata* (JACOBS 1982) – roślinie wytwarzającej liście pływające, podobnie jak *Nuphar* i *Nymphaea*. Stwierdzone w badaniach własnych inne gatunki OGP, tj. *Pythium* sp. oraz *Apodachlya* sp. czy *Globisporangium ultimum*, stwarzają dla zdrowotności nymfeidów nowe zagrożenia, ponieważ patogeny te są szczególnie przystosowane do życia w wodzie (KIZIEWICZ 2007; KOWALIK 2012B).

Ze względu na występowanie na wszystkich badanych roślinach Nymphaeaceae, potencjalnymi czynnikami prowadzącym do skrócenia ich wegetacji są kolejne cztery gatunki grzybów: *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum*, *F. sporotrichioides* oraz *Colletotrichum nymphaeae* (Tab. 13). Przedstawiciele rodzaju *Fusarium* związani z tkankami Nymphaeaceae to polifagiczne pasożyty fakultatywne, występujące powszechnie na wielu gatunkach roślin osłabionych lub uszkodzonych (KWAŚNA I IN. 1991). Ich znaczenie w każdym ekosystemie wyznacza uniwersalna i wyjątkowo wielostronna aktywność biochemiczna przyspieszająca naturalny przebieg rozkładu martwej materii organicznej (DINOLFO I IN. 2017). Przeprowadzone badania wykazują, że w procesie tym uczestniczą coraz częściej gatunki łączone dotychczas z klimatem tropikalnym. Dowodzi tego pospolite występowanie *F.*

*incarnatum* w gniciu tkanek miękiszowych liści nie tylko roślin Nymphaeaceae, ale także *HMR* (Tab. 13). Patogen ten to gatunek termofilny (KWAŚNA I IN. 1991), towarzyszący powszechnie vegetacji roślin w krajach zwrotnikowych (THIRUMALAISAMY I IN. 2019), a w Polsce coraz częściej stwierdzany zwłaszcza na roślinach uprawianych w szklarniach (MARCINKOWSKA 2003). Warto nadmienić, że także inne termofilne gatunki mykobiota stwierdzone w badaniach, np. *Rhizopus stolonifer* (BHUTTA I IN. 1993; KWON I IN. 2001), *Gilmaniella humicola* (MAHESHWARI I IN. 2000), *Athelia rolfsii* (INTERNET 10; INTERNET 11), które wywołują choroby różnych roślin w krajach o cieplejszym klimacie, mogą być sygnałem świadczącym o zmianach termicznych atmosfery. Potwierdzenie uczestnictwa *Athelia rolfsii* w dekompozycji liści, stwierdzonego wcześniej po raz pierwszy w Polsce na *NL* (2012 r.) w Drawieńskim Parku Narodowym (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2016), to cenna informacja z epidemiologicznego punktu widzenia. Fakt ten potwierdza z jednej strony utrwalenie jego występowania w fitocenozach nymfeidów, także na nowych obszarach, z drugiej natomiast wskazuje, że dotychczas patogen ten nie poszerza zakresu swoich potencjalnych żywicieli i związany jest tylko z *NL* (MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ I IN. 2016). W kontekście pojawiania się w Polsce, coraz liczniejszej grupy termofilnych fitopatogenów zasadna wydaje się konieczność systematycznego i ciągłego monitorowania kondycji zdrowotnej wszystkich gatunków Nymphaeaceae, pod kątem występowania także innych ciepłolubnych gatunków, w tym przede wszystkim patogenów Ustilaginales. Dotychczas obecność grzybów główkowych na nymfeidach odnotowano tylko w klimatycznej strefie podzwrotnikowej i zwrotnikowej. Potwierdzają to liczne dane począwszy od 1912 r., kiedy to w Indiach po raz pierwszy opisano *Doassansia nymphaea* jako przyczynę przebarwień ogonków liściowych *Nymphaea nauchali* (= *N. stellata*) (PIĄTEK I IN. 2008). Również niedawno prowadzone badania plamistości liści pływających *Nymphaea nauchalii* wykazały obecność *Doassansiopsis tomasii* w Etiopii (VÁNKY 2006), Ugandzie (PIĄTEK 2006) i Kamerunie (PIĄTEK I IN. 2008). Kolejny termofilny gatunek Ustilaginales – *D. nymphoides* notowany początkowo sporadycznie na *Nymphoides rautaveni* w Kenii (NATTRASS 1961) i Zimbabwie (WHITESIDE 1966), ostatnio wystąpił w Zambii już w formie epidemicznej (PIĄTEK 2006). Powiązania z klimatem podzwrotnikowym wykazuje także trzeci, z dotychczas opisanych gatunków grzybów główkowych – *Doassansiopsis ticonis* wyizolowany z *Nymphaea blanda* na Kostaryce (PIPENBRING 1995). Dotychczas nie stwierdzono tych patogenów w strefie klimatu umiarkowanego. Nie można jednak wykluczyć, że tendencje ocieplania klimatu wpłyną także na zmiany w epidemiologii tych czynników chorobotwórczych, a ich rozprzestrzenienie w innych szerokościach geograficznych jest tylko kwestią czasu. Sygnałem



takim może już być pojawienie się kolejnego patogenu Ustilaginales – *Entyloma nymphaeae* (Cunn.) Setch. (= *Rhamphospora nymphaeae* Cunn.) W Korei, gdzie wystąpił jedynie na *Nymphaea tetragoni* hodowanych w ogrodowym oczku wodnym (PARK I IN. 2010). Natomiast w Polsce nadal brak danych o występowaniu *Entyloma nymphaeae*, jak i innych gatunków Ustilaginales na naturalnych i sztucznych stanowiskach roślin Nymphaeacea. Jednak ze względu na pospolite występowanie w ekosystemach wodnych potencjalnych roślin żywicielskich, wg KOCHMANA I MAJEWSKIEGO (1973) odszukanie tego patogenu w kraju jest wysoce prawdopodobne. Brak patogenów Ustilaginales przyspieszających mikrobiologiczną dekompozycję roślin w cennych fitocenozach nymfeidów, jedynie pozornie sugeruje możliwość wydłużenia okresu wegetacji tych roślin. W naturalnych ekosystemach bowiem, brak jednej grupy patogenów sprzyja rozwojowi innych, czego dowodem w omawianych badaniach własnych jest coroczne występowanie *Colletotrichum nymphaeae* (Tab. 13; Fot. 6A – B). Gatunek ten jest najwcześniej poznanym patogenem *Nymphaea* i *Nuphar*, opisanym w Portugalii już w 1899 r. (ALLESCHER 1963), a następnie (początek XX w.) w Anglii (GROVE 1937). W drugiej połowie XX w. *C. nymphaea* przyczyniał się do epidemicznej destrukcji liści nymfeidów w Holandii (VERGEER I VAN DER VELDE 1997). Również na Pobrzeżu Szczecińskim, masowe występowanie *C. nymphaeae*, można uznać za szczególnie alarmujące, bo to właśnie ten mikroorganizm jest odpowiedzialny za rozległe nekrozy liści Nymphaeacea, a jego patogeniczność potwierdziły badania własne, spełniające wszystkie postulaty Kocha (Fot. 17 – 18). Ponieważ najistotniejszą barierą w infekcji i kolonizacji tkanek jest ściana komórkowa rośliny żywicielskiej, aktywność celulolityczna *C. nymphaeae*, wydaje się kluczowym czynnikiem jego wirulencji. Takie właściwości uwierzytelniają przeprowadzone badania, dowodzące m.in. wytwarzania  $\beta$ -glukozydazy (Tab. 19; Fot. 16). Niemniej istotne w patogenezie są lipazy i peptydazy, enzymy których aktywacja w następstwie infekcji jest często wykazywana dla układów roślina/patogen (KOCHMAN 1980; HUANG 2001). Również w przeprowadzonych badaniach aktywność tych hydrolaz u *C. nymphaeae*, może odgrywać rolę w degradacji białek przez peptydazy (aryloamidazy) i związków tłuszczowych przez lipazy (esterazy), co zaburza przepuszczalność błony komórkowej oraz membran organelli cytoplazmatycznych i prowadzi do apoptozy, objawiającej się nekrozą tkanek rośliny żywicielskiej. Obok aktywności enzymatycznej *C. nymphaeae*, o epidemicznym jego występowaniu w badanych zbiornikach decydować mogła również temperatura w czasie wegetacji. Maksymalna jej wartość w latach 2016 i 2017 wzrastała do 25°C, natomiast w roku 2015 nawet do 30°C (Rys. 2). Badania własne przeprowadzone *in vitro*, potwierdziły, że temperatura 25°C jest optymalną dla wzrostu liniowego *C. nymphaeae* (Rys. 15). Sugestie te są

też zgodne z obserwacjami CALLEJA I IN. (2012), którzy odnotowali częstsze i groźniejsze objawy porażenia truskawek przez grzyby z kompleksu *C. acute*, w tym *C. nymphaeae*, na południu Wielkiej Brytanii, w czasie wegetacji w temperaturze ok. 25°C. Tak więc zarówno badania laboratoryjne jak i wspomniane obserwacje innych autorów, wskazują, że przy optymalnych warunkach termicznych w sezonach wegetacyjnych, co miało miejsce w latach 2016 i 2017, należy się spodziewać nasilenia porażenia nymfeidów przez *C. nymphaeae*. Jednocześnie BARONCELLI I IN. (2015) wykazali, że temperatura 30 – 35°C znacząco ograniczyła wzrost *C. nymphaeae*. Spostrzeżenia te ściśle korespondują z wynikami badań własnych, w warunkach *in vitro* (Rys. 15). Podobne wyniki otrzymano dla innego gatunku – *Colletotrichum lupini* (THOMAS I IN. 2008). Badania własne wykazały ponadto, że także czynniki biotyczne, kontaktujące się z *C. nymphaeae* mogą działać inhibicyjne na rozwój tego patogenu. Udowodniono bowiem ograniczenie wzrostu *Colletotrichum nymphaeae* przez *Pichia fermentans* i *P. kudriavzevii* (Fot. 19). Stwierdzone działanie grzybów drożdżoidalnych *Pichia* jako naturalnych inhibitorów fitopatogenów porażających nymfeidy ma istotne znaczenie, ponieważ przedstawiciele tego rodzaju występują w licznych zbiornikach wodnych (DYNOWSKA 1995). Antagonistyczne oddziaływanie *Pichia* na liczne gatunki grzybów nie jest w przyrodzie rzadkością. LIMA I IN. (2013) opisali efektywny mykoparazytyzm dwóch innych gatunków *Pichia*: *P. anomala* oraz *P. guilliermondii* wobec *Colletotrichum gleosporioides*, powodującego porażenie owoców papai. W ekosystemach wodnych grzyby drożdżoidalne mogą być naturalnym inhibitorem fitopatogenów nymfeidów, nie tylko *C. nymphaeae*. Liczne pasożyty fakultatywne, które w przeprowadzonych badaniach stanowiły zdecydowaną większość, wnikają do roślin przez naturalne otwory (tj. aparaty szparkowe czy przetchlinki) oraz rany. Z tego względu w miejscu zranienia roślin o skuteczności organizmu antagonistycznego decyduje intensywność jego rozwoju vs patogena. Zajmując tą samą niszę co fitopatogen, grzyby drożdżoidalne wyczerpują pulę dostępnych składników pokarmowych i dzięki temu wypierają czynnik chorobotwórczy (FILONOW 1998). Prace innych badaczy wskazują także na zdolność grzybów drożdżoidalnych do produkcji antybiotyków i toksyn killerowych. Substancje te uszkodzają ścianę i błonę komórkową patogenu co prowadzi do jego obumierania. Mechanizm ten zaobserwowano m.in. u *Pichia anomala* wobec *Botrytis fabae*, *Rhizoctonia solani* i *Ophiostoma ulmi* (sprawca holenderskiej choroby wiązów) (SCHMITT I BREINIG 2002), jak również u *Pichia membranifaciens* wobec kosmopolitycznego patogenu *Botrytis cinerea* (SANTOS I MARQUINA 2004; FRIEL I IN. 2007). Grzyby drożdżoidalne produkują także enzymy hydrolityczne. Dla fitopatogenicznych grzybów strzępkowych szczególnie groźne są enzymy uczestniczące

w rozkładzie chityny i/lub  $\beta$ -glukanu (chitynazy i glukanazy), które stanowią składnik ich ściany komórkowej. Liza ściany komórkowej patogenu hamuje rozrost jego grzybni, powstrzymując infekcję rośliny. PLATANIA I IN. (2012) dowiedli aktywności  $\beta$ -glukanazy, produkowanej przez *Pichia anomala*, jako inhibitora wzrostu *Penicillium digitatum*, powodującego zieloną pleśń cytrusów. Innym ciekawym mechanizmem mykoparazytyzmu jest hamowanie syntezy mykotoksyn patogenu. PFLIEGLER I IN. (2015) udokumentowali dla *Pichia anomala* hamowanie produkcji aflatoksyny AFB<sub>1</sub> przez *A. flavus*. Ci sami badacze dowiedli także, że grzyby drożdżoidalne są w stanie degradować mykotoksyny patogenu do form nietoksycznych. Zjawisko to zaobserwowali u *Pichia caribbica*, który rozkłada patulinę do mniej toksycznego dla roślin kwasu deoksyapatulinowego (PFLIEGLER I IN. 2015). W związku z dominacją grzybów drożdżoidalnych, w tym *Picha* sp., w środowisku wodnym ich właściwości antagonistyczne wobec patogenicznych mykobiota towarzyszących nymfeidom mogą znacząco poprawiać kondycję tych roślin. Możliwości biologicznej kontroli zdrowotności badanych hydrofitów, wydają się szczególnie godne polecenia na terenach chronionych, co wymaga dalszych interdyscyplinarnych badań.

## 7. WNIOSKI

Wyniki uzyskane w badaniach mykobiota związanych z nymfeidami wybranych stanowisk Pobrzeża Szczecińskiego w latach 2015 – 2017 pozwalają na sformułowanie następujących wniosków:

1. Bogactwo gatunkowe mykobiota w fitocenozach związku Nymphaeion to 72 taksony, z dominacją stadiów anamorficzych Ascomycota.
2. Spośród roślin żywicielskich, najwięcej mykobiota oznaczono na *Nuphar lutea* – 50 gatunków, a najmniej na *Nymphaea candida* – 12 gatunków.
3. Struktura taksonomiczna i stadia rozwojowe mykobiota, a także ich frekwencja warunkują prawidłowy, naturalny przebieg procesów dekompozycji sezonowej Nymphaeaceae, co jest gwarantem utrzymania równowagi ekologicznej w strefie litoralnej ekosystemów jezior.
4. W Polsce, nowymi roślinami żywicielskimi dla stwierdzonych fitopatogenów okazały się: *Hydrocharis morsus-ranae* dla *Ascochyta kirulisii* oraz *Nymphaea candida* dla *Botrytis cinerea*.
5. Fitopatogenami *Hydrocharis morsus-ranae* stwierdzonymi po raz pierwszy na terenie Pobrzeża Szczecińskiego są *Tracya hydrocharidis* i *Ascochyta kirulisii*.
6. Gatunki grzybów termofilnych: *Athelia rolfsii*, *Fusarium incarnatum*, *Gilmaniella humicola* i *Rhizopus stolonifer*, stwierdzone na nymfeidach mogą stanowić sygnał ocieplania klimatu, co wskazuje na konieczności monitorowania ich występowania na terenie całego kraju.
7. Zwiększenie udziału mykobioty w dekompozycji roślin może wpłynąć na skrócenie ich wegetacji, co stanowi zagrożenie dla rozrodu i rozwoju ryb.
8. Na Pobrzeżu Szczecińskim, i jak dotąd w kraju, nie potwierdzono występowania Ustilaginales związanych z nymfeidami w klimacie tropikalnym, natomiast wykazano, że stan zdrowotny roślin Nymphaeaceae determinuje masowa obecność *Colletotrichum nymphaeae*.
9. Chorobotwórcze właściwości *Colletotrichum nymphaeae* wobec *Nymphaea alba* wynikają z aktywności enzymów uczestniczących w patogenezie.
10. Epifitozy nymfeidów wywołane przez *C. nymphaeae* można ograniczyć wykorzystując w biokontroli antagonistyczny wpływ powszechnie występujących w wodzie szczepów *Pichia* sp.

## 8. PIŚMIENNICTWO

1. Aa van der H. A. 1978. A leaf spot disease of *Nymphaea alba* in the Netherlands. Neth J Plant Path. 84, 109 – 115.
2. Abolhasanzadeh Z., Ashrafi H., Badr P., Azadi A. 2017. Traditional neurotherapeutics approach intended for direct nose to brain delivery. J Ethnopharmacol. 209, 116 – 123.
3. Adamska I. 2013. Zróżnicowanie zbiorowisk grzybów mikroskopijnych w odniesieniu do zróżnicowania zbiorowisk roślinnych w Słowińskim Parku Narodowym. ZUT w Szczecinie, Szczecin.
4. Allescher A. 1963. Fungi imperfecti: Hyalinsporige Sphaerioideen [In: Rabenhorsts Kryptogamenflora: Die Pilze Deutschlands, Osterreichs und der Schweiz]. J. Cramer Verlag, Weinheim.
5. Arkush K. D., Mendoza L., Adkison M. A., Hedrick R. P. 2003. Observations on the life stages of *Sphaerothecum destruens* ng, n. sp., a mesomycetozoean fish pathogen formally referred to as the rosette agent. J Eukaryot Microbiol. 50(6), 430 – 438.
6. Ata S., Farooq F., Javed S. 2011. Elemental profile of 24 common medicinal plants of Pakistan and its direct link with traditional uses. J Med Plant Res. 5(26), 6164 – 6168.
7. Bacieczko W., Kowalski W.W. 1993. Roślinność wodna i szuwarowa rezerwatu faunistycznego Jezioro Świdwie koło Szczecina. Akadem Roln Szczecinie Zesz Nauk Roln. 155, 125 – 142.
8. Bakr R. O., El-Naa M. M., Zaghoul S. S., Omar M. M. 2017. Profile of bioactive compounds in *Nymphaea alba* L. leaves growing in Egypt: hepatoprotective, antioxidant and antiinflammatory activity. BMC Complement Altern Med. 17(1), 52.
9. Bakr R. O., Wasfi R., Swilam N., Sallam I. E. 2016. Characterization of the bioactive constituents of *Nymphaea alba* rhizomes and evaluation of antibiofilm as well as antioxidant and cytotoxic properties. J Med Plant Res. 10(26), 390 – 401.
10. Baroncelli R., Sarrocco S., Zapparata A., Tavarini S., Angelini L. G., Vannacci G. 2015. Characterization and epidemiology of *Colletotrichum acutatum sensu lato* (*C. chrysanthemi*) causing *Carthamus tinctorius* anthracnose. Plant Pathol. 64(2): 375 – 384.
11. Bass J. A. B., Leach D. V., Pinder L. C. V. 1997. The invertebrate community of submerged *Nuphar lutea* (L.) leaves in the River Great Ouse. River Res Appl. 13(3), 259 – 266.
12. Beklioglu M., Moss B. 1998. The effects of tench (*Tinca tinca* L.) and sticklebacks (*Gasterosteus aculeatus* L.) on planktonic and benthic communities in mesocosms in a shallow lake. Aquat Ecol. 32(3), 229 – 240.

13. Bhaskar V. H., Shelke T. T. 2012. Effect of ethanolic extract of *Nymphaea alba* Linn on urolithiatic rats. *IJPCR*. 3(3), 55 – 57.
14. Bhutta A. R., Bhatti M. H. R., Ahmad S. I. and Ahmad I. 1993. Prevalence and incidence of sunflower diseases in Pakistan. *Hellia* 16, 93 – 98.
15. Bodamer B. L., Ostrofsky M. L. 2010. The use of aquatic plants by populations of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) (Bivalvia: Dreissenidae) in a small glacial lake. *Nautilus*. 124(2), 100.
16. Bonjar G. S. 2004. Evaluation of antibacterial properties of Iranian medicinal plants against *Micrococcus luteus*, *Serratia marcescens*, *Klebsiella pneumoniae* and *Bordetella bronchoseptica*. *Asian J Plant Sci*. 3(1), 82 – 86.
17. Borowska A. 1986. Grzyby niedoskonałe (Deuteromycetes), strzępczakowe (Hyphomycetes), ciemnobarwnikowe fialidowe (Dematiaceae, Phialoconidae). Tom 16. Grzyby (Mycota). Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa.
18. Bose A., Ray S. D., Sahoo M. 2013. Central depressant activity of ethanol extract of *Nymphaea alba* rhizome in mice. *Orient Pharm Exp Med*. 13(2), 159 – 164.
19. Bose A., Sahoo M., Ray S. D. 2012. *In vivo* evaluation of antidiarrheal activity of the rhizome of *Nymphaea alba* (Nymphaeaceae). *Orient Pharm Exp Med*. 12(2), 129 – 134.
20. Brandenburger W. 1985. Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
21. Braskerud B. C. 2001. The influence of vegetation on sedimentation and resuspension of soil particles in small constructed wetlands. *J Environ Qual*. 30(4), 1447 – 1457.
22. Brylińska M. (ed.). 2000. Ryby słodkowodne Polski: praca zbiorowa. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
23. Burdon J. J., Wennström A., Ericson L., Müller W.J., Morton R. 1992. Density – dependent mortality in *Pinus sylvestris* caused by the snow blight pathogen *Phacidium infestans*. *Oecologia* 90: 74 – 79.
24. Caligiore Gei. P. F., Piccolo R. J. 2016. *Botrytis cinerea*, new pathogen infecting oregano crops in Argentina. *J Plant Pathol*. 1(1).
25. Calleja E. J, Ilbery B., Spence N. J., Mills P. R. 2012. The effectiveness of phytosanitary controls in preventing the entry of *Colletotrichum acutatum* in the UK strawberry sector. *Plant Pathol*. 62(2), 266 – 278.
26. Cao J., Zhang H., Yang Q, Ren R. 2013. Efficacy of *Pichia caribbica* in controlling blue mold rot and patulin degradation in apples. *Int J Food Microbiol*. 162, 167 – 173.

27. Castoria R., Curtis De F., Lima G., Caputo L., Paciico S., Cico De V. 2001. *Aureobasidium pullulans* (LS-30) an antagonist of postharvest pathogens of fruits: study on its modes of action. *Postharvest Biol Technol.* 22, 7 – 17.
28. Castro B. B., Marques S. M., Gonçalves F. 2007. Habitat selection and diel distribution of the crustacean zooplankton from a shallow Mediterranean lake during the turbid and clear water phases. *Freshw Biol.* 52(3), 421 – 433.
29. Catling P. M., Mitrow G., Haber E., Posłuszny U., Charlton W. A. 2003. The biology of Canadian weeds. 124. *Hydrocharis morsus-ranae* L. *Can J Plant Sci.* 83(4), 1001 – 1016.
30. Chen Y. H., Wu X. F., Chen M. L., Yao J., Li K. L., Wang Z. C., Lei D. 2010. Constructed landscaping combination constructed wetlands system used for sewage treatment. *Changsha. International Conference on Design, Manufacturing and Automation (ICDMA).* 1L 430 – 433.
31. Chernova A. M. 2015. Seasonal dynamics of yellow water lily *Nuphar lutea* (L.) Smith (Nymphaeaceae) in the small Ild River (Yaroslavl oblast). *Inland Water Biol.* 8(2), 157 – 165.
32. Choquer M., Fournier E., Kunz C., Levis C., Pradier J-M., Simon A., Viaud M. 2007. *Botrytis cinerea* virulence factors: new insights into a necrotrophic and polyphageous pathogen. *FEMS Microbiol Lett.* 277 (1), 1 – 10.
33. Ciecierska H., Dynowska M. 2013. Biologiczne metody oceny stanu środowiska. [In: *Ekosystemy wodne*]. Wydawnictwo Mantis, Olsztyn. Vol. 2.
34. Crowther, T. W., Boddy, L., Jones, T. H. 2012. Functional and ecological consequences of saprotrophic fungus–grazer interactions. *The ISME Journal.* 6(11), 1992.
35. Cudowski A., Pietryczuk A., Hauschild T. 2015. Aquatic fungi in relation to the physical and chemical parameters of water quality in the Augustów Canal. *Fungal Ecol.* 13, 193 – 204.
36. Czachorowski S. 2006. *Opisywanie biocenozy – zoocenologia*. Skrypt elektroniczny dla magistrantów (wersja 2, poprawiona i uzupełniona). Dostępna 22.11.2018; [www.uwm.edu.pl/czachor/publik/pdf-inne/zoocenozy.pdf](http://www.uwm.edu.pl/czachor/publik/pdf-inne/zoocenozy.pdf).
37. Czeczuga B, Kiziewicz B, Mazalska B. 2003. Further studies on aquatic fungi in the River Biebrza within Biebrza National Park. *Pol J Environ Stud.* 12(5), 531 – 543
38. Czeczuga B. 2005. Effect of aquatic plants on the abundance of aquatic zoosporic fungus species. *Pol J Environ Stud.* 14(2), 149 – 158.
39. Desprez-Loustau, M. L., Courtecuisse, R., Robin, C., Husson, C., Moreau, P. A., Blancard, D., Selosse M. A., Lung-Escarmant B., Piou D., Sacle, I. 2010. Species diversity and drivers

- of spread of alien fungi (*sensu lato*) in Europe with a particular focus on France. *Biol Invasions*, 12(1), 157.
40. Dighton, J. 2003. *Fungi in ecosystem processes*. Marcel Dekker, New York.
41. Dinolfo M. I., Castañares E., Stenglein S. A. 2017. *Fusarium* – Plant Interaction: State of the art – a review. *Plant Protect.Sci.* 53(2), 61 – 70.
42. Donk van E., Gulati R. D., Grimm M. P. 1989. Food web manipulation in Lake Zwemlust: positive and negative effects during the first two years. *Hydrobiol Bull.* 23(1), 19 – 34.
43. Duman F., Obali O. 2008. Seasonal variation of metal accumulation and translocation in yellow pond lily (*Nuphar lutea*). *Chem Spec Bioavailab.* 20(3), 181 – 190.
44. Durdević L., Gajić G., Jarić S., Kostić O., Mitrović M., Pavlović P. 2013. Analysis of benzoic and cinnamic acid derivatives of some medicinal plants in Serbia. *Arch Biol Sci.* 65(2), 603 – 609.
45. Durska B. 1974. Studia nad grzybami pasożytniczymi roślin występujących w litoralu zbiorników wodnych Pojezierza Mazurskiego. *Acta Mycol.* 10(1), 73 – 141.
46. Dynowska M. 1995. Drożdże i grzyby drożdżopodobne jako czynniki patogenne oraz bioindykatory ekosystemów wodnych. *Studia i Materiały WSP w Olsztynie nr 77*, Wyższa Szkoła Pedagogiczna, Olsztyn
47. Dynowska M. 1996. Attempt at application of *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl. i bioindication. *Phytopathol Pol.* 11, 93 – 96.
48. Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 r. ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej.
49. Dyrektywa Rady 79/409/EWG z dnia 2 kwietnia 1979 r. w sprawie ochrony dzikiego ptactwa.
50. Dyrektywa Rady 92/43/EWG z dnia 21 maja 1992 r. w sprawie ochrony siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory.
51. Efferth T. 2009. Natural products pave their way in cancer therapy. *Cancer Biol Ther.* 8(19), 1869 – 1870.
52. Egertson C. J., Kopaska J. A., Downing, J. A. 2004. A century of change in macrophyte abundance and composition in response to agricultural eutrophication. *Hydrobiologia.* 524(1), 145 – 156.
53. Elakovich S. D., Wooten J. W. 1991. Allelopathic potential of *Nuphar lutea* (L.) Sibth. & Sm. (Nymphaeaceae). *J Chem Ecol.* 17(4), 707 – 714.
54. Elger A., Barrat-Segretain M. H. 2004. Plant palatability can be inferred from a single date feeding trial. *Funct Ecol.* 18(3), 483 – 488.



55. Ellis M. B., Ellis J.P. 1997. Microfungi on land plants. An identification handbook. The Richmond Publishing Company Ltd., Cottage.
56. El-Morsy E. M. 2004. Evaluation of microfungi for the biological control of water hyacinth in Egypt. *Fungal Divers.* 16, 35 – 51.
57. El-On J., Ozer L., Gopas J., Sneir R., Golan-Goldhirsh A. 2009. *Nuphar lutea*: *in vitro* antileishmanial activity against *Leishmania major* promastigotes and amastigotes. *Phytomedicine.* 16(8), 788 – 792.
58. Engin M. S., Uyanik A., Cay S. 2017. Investigation of trace metals distribution in water, sediments and wetland plants of Kızılırmak Delta, Turkey. *Int J Sediment Res.* 32(1), 90 – 97.
59. Ercan D., Andreou D., Sana S., Öntaş C., Baba E., Top N., Karakus U., Tarkan A. S., Gozlan R. E. 2015. Evidence of threat to European economy and biodiversity following the introduction of an alien pathogen on the fungal–animal boundary. *Emerg Microbes Infect.* 4(9), e52.
60. Farzaei M. H., Rahimi R., Abbasabadi Z., Abdollahi M. 2013. An evidence-based review on medicinal plants used for the treatment of peptic ulcer in traditional Iranian medicine. *Int. J. Pharm.* 9(2), 108 – 124.
61. Fedotcheva T. A., Sheichenko O. P., Anufrieva V. V., Sheichenko V. I., Fedotcheva N. I., Shimanovskii N. L. 2017. Preparation of nuflein, an alkaloid from the yellow waterlily *Nuphar lutea*, and its cytotoxic action on cultures of normal and tumorous human cells. *Pharm Chem J.* 51(7), 590 – 595.
62. Filonow A. B. 1998. Role of competition for sugars by yeasts in the biocontrol of gray mold of apple. *Biocontrol Sci. Technol.* 8, 243 – 256.
63. Fischer H., Mille-Lindblom C., Zwirnmann E., Tranvik L. J. 2006. Contribution of fungi and bacteria to the formation of dissolved organic carbon from decaying common reed (*Phragmites australis*). *Arch Hydrobiol.* 166(1), 79 – 97.
64. Fisher M. C., Henk D. A., Briggs C. J., Brownstein J. S., Madoff L. C., McCraw S. L., Gurr S. J. 2012. Emerging fungal threats to animal, plant and ecosystem health. *Nature.* 484, 186 – 194.
65. Fregeneda-Grandes J. M., Rodríguez-Cadenas F., Aller-Gancedo J. M. 2007. Fungi isolated from cultured eggs, alevins and broodfish of brown trout in a hatchery affected by saprolegniosis. *J Fish Biol.* 71(2), 510 – 518.

66. Frick W. F., Pollock J. F., Hicks A. C., Langwig K. E., Reynolds D. S., Turner G. G., Butchkoski C. M., Kunz T. H. 2010. An emerging disease causes regional population collapse of a common North American bat species. *Science*. 329, 679 – 682.
67. Friel D., Pessoa N. M. G., Vandenbol M., Jijakli M. H. 2007. Separate and combined disruptions of two exo-B-1,3-glucanase genes decrease the efficiency of *Pichia anomala* (Strain K) biocontrol against *Botrytis cinerea* on apple. *Mol Plant Microbe Interact*. 20 (4), 371 – 379.
68. Gałczyńska M., Bednarz K. 2012. Influence of water contamination on the accumulation of some metals in *Hydrocharis morsus-ranae* L. *J Elementol*. 17(1), 31 – 41.
69. Garner P. 1996. Diel patterns in the feeding and habitat use of O-group fishes in a regulated river: The River Great Ouse, England. *Ecol Freshw Fish*. 5(4), 175 – 182.
70. Gessner M., Gulis V., Kuehn K., Chauvet E., Suberkropp K. 2007. Fungal decomposers of plant litter in aquatic ecosystems. [In: Environmental and microbial relationships. Kubicek C., Druzhinia I. (eds.)]. Springer, Berlin. *Mycota*, Vol 4.
71. Ghadiri M. K., Gorji A. 2004. Natural remedies for impotence in medieval Persia. *Int J Impot Res*. 16(1), 80 – 83.
72. Ghiasi M., Khosravi A. R., Soltani M., Binaii M., Shokri H., Tootian Z., Rostamibashman M., Ebrahimzademousavi H. 2010. Characterization of *Saprolegnia* isolates from Persian sturgeon (*Acipenser persicus*) eggs based on physiological and molecular data. *J Mycol Med*. 20(1), 1 – 7.
73. Ghorbanifar Z., Kasmaei H. D., Minaei B., Rezaeizadeh H., Zayeri F. 2014. Types of nasal delivery drugs and medications in Iranian traditional medicine to treatment of headache. *Iran Red Crescent Med J*. 16(6), e15935.
74. Goc M. 1986. Colonial versus territorial breeding of the Great Crested Grebe *Podiceps cristatus* on Lake Družno. Państwowe Wydawnictwo Naukowe.
75. Gorun G., Dermengiu D., Curca G. C., Hostiuc S., Ioan B., Luta V. 2010. Toxicological drivers' issues in "legal highs" use. *Rom J Leg Med*. 18(4), 271 – 278.
76. Gozlan R. E., Marshall W., Lilje O., Jessop C., Gleason F. H., Andreou D. 2014. Current ecological understanding of fungal-like pathogens of fish: what lies beneath? *Front Microbiol*. 5, 62.
77. Gozlan R. E., St-Hilaire S., Feist S. W., Martin P., Kent M. L. 2005. Biodiversity: disease threat to European fish. *Nature*. 435, 1046.

78. Grohmann C., Blankenstein A., Koops S., Gorb S. N. 2014. Attachment of *Galerucella nymphaeae* (Coleoptera, Chrysomelidae) to surfaces with different surface energy. *J Exp Biol.* 217(23), 4213 – 4220.
79. Grove, W. B., 1937. *British stem and leaf-fungi (Coelomycetes)*. Cambridge University Press.
80. Grzywacz A. 2011. Problemy użytkowania i ochrony grzybów w ekosystemach leśnych. [w: *Ochrona grzybów w środowisku leśnym*. M. Mańka (red.). Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego. Poznań.
81. Hafner D., Jasprica N., Carić M. 2013. Epiphytic diatoms on *Nymphaea alba* L. leaves in a Sub-Mediterranean wetland (South Bosnia and Herzegovina). *Nat Croat.* 22(2), 319 – 331.
82. Harikrishnan R., Balasundaram C., Bhuvanewari R. 2005. Restorative effect of *Azadirachta indica* aqueous leaf extract dip treatment on haematological parameter changes in *Cyprinus carpio* (L.) experimentally infected with *Aphanomyces invadans* fungus. *J Appl Ichthyol.* 21(5), 410 – 413.
83. Hendrix F.F., Campbell W.A. 1973. Pythiums as plant pathogens. *Annu Rev Phytopathol.* 11, 77 – 98.
84. Holmroos H., Horppila J., Niemistö J., Nurminen L., Hietanen, S. 2015. Dynamics of dissolved nutrients among different macrophyte stands in a shallow lake. *Limnology.* 16(1), 31 – 39.
85. Huang J.-S. 2001. *Plant pathogenesis and resistance. Biochemistry and physiology of plant-microbe interactions*. Springer Science & Business Media, Berlin.
86. Hyde K.D., Bussaban B., Paulus B., Crous P. W. Lee S. McKenzie E. H., Wipornpan P., Lumyong S. 2007. Diversity of saprobic microfungi. *Biodivers Conserv.* 16(1), 7 – 35.
87. Internet 1: [geoprzyroda.pl](http://geoprzyroda.pl)
88. Internet 10: [indexfungorum.org](http://indexfungorum.org)
89. Internet 10: Ridge G., Shew B. *Sclerotium rolfsii* (Southern blight of vegetables and melons). Dostępne 08.05.2016 na [wiki.bugwood.org/Sclerotium\\_rolfsii\\_\(Southern\\_blight\\_of\\_vegetables\\_and\\_melons\)](http://wiki.bugwood.org/Sclerotium_rolfsii_(Southern_blight_of_vegetables_and_melons)).
90. Internet 11: *Sclerotium rolfsii* (Southern blight of cucurbit). Dostępne 08.05.2019 na [wiki.bugwood.org/Sclerotium\\_rolfsii\\_\(Southern\\_blight\\_of\\_cucurbit\)](http://wiki.bugwood.org/Sclerotium_rolfsii_(Southern_blight_of_cucurbit)).
91. Internet 2: [natura2000.pl](http://natura2000.pl)
92. Internet 3: [geoportal.pl](http://geoportal.pl)
93. Internet 4: [eregion.wzp.pl/obszary/wody](http://eregion.wzp.pl/obszary/wody)

94. Internet 5: [marfish.pl/lowiska/zachodniopomorskie/495-3-troficzne-typy-jezior-zachodniopomorskich](http://marfish.pl/lowiska/zachodniopomorskie/495-3-troficzne-typy-jezior-zachodniopomorskich)
95. Internet 6: [nowewarpno.pl/strona/menu/16\\_myslitorz\\_wielki](http://nowewarpno.pl/strona/menu/16_myslitorz_wielki)
96. Internet 7: Jasiński M., Staszewski A. Awifauna Rezerwatu Świdwie. [swidwie.pl/rezerwat/rezerwat/57-awifauna](http://swidwie.pl/rezerwat/rezerwat/57-awifauna)
97. Internet 8: Bosiacka B., Wieclaw H. Flora roślin naczyniowych. [swidwie.pl/rezerwat/zwierzeta/62-flora-roslin-naczyniowych](http://swidwie.pl/rezerwat/zwierzeta/62-flora-roslin-naczyniowych)
98. Internet 9: Bosiacka B. Biota grzybów rezerwatu Świdwie. [swidwie.pl/rezerwat/zwierzeta/63-grzyby](http://swidwie.pl/rezerwat/zwierzeta/63-grzyby)
99. Jabeen G., Khurshid S., Ali S., Farrukh M. A. 2017. Detection and removal of chromium under various process parameters from the local industrial wastewater by *Nymphaea alba*. Proc. Natl. Acad. Sci. India A. 87(3), 333 – 337.
100. Jacob J. R., Jagadeesh S., Ganesan S., Venugopala R. K., Eerike M. 2013. Antiinflammatory activity of ethanolic extract of *Nymphaea alba* flower in swiss albino mice. Int J Med Health Res. 2(3), 474 – 478.
101. Jacobs R. P. 1982. Pythiaceus fungi associated with the decomposition of *Nymphoides peltata*. Antonie Van Leeuwenhoek. 48(5):433 – 445.
102. Jambor J., Skrzypczak L. 1991A. Flavonoids from the flowers of *Nymphaea alba* L. Acta Soc Bot Pol. 60(1 – 2), 119 – 125.
103. Jambor J., Skrzypczak L. 1991B. Phenolic arids from the flowers of *Nymphaea alba* L. Acta Soc Bot Pol. 60(1 – 2), 127 – 132.
104. James W. F. 1990. Macrophyte influences on the zonation of sediment acceretion and composition ina north-temperate reservoir. Arch Hydrobiol. 120, 129 – 142.
105. Javadi E., Moattar F., Karbassi A. R., Monavari S. M. 2010. Removal of lead, cadmium and manganese from liquid solution using water lily (*Nymphaea alba*). J Food Agric Environ. 8(3), 1220 – 1225.
106. 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.
107. Jijakli H. M. 2011. *Pichia anomala* in biocontrol for apples: 20 years of fundamental research andpractical applications. Antonie Van Leeuwenhoek. 99 (1), 93–105.
108. Kajak Z. 2001. Hydrobiologia – Limnologia. Ekosystemy wód śródlądowych. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa. pp. 360.

109. Kasprzak K., Niedbała W. 1981. Wskaźniki biocenotyczne stosowane przy porządkowaniu i analizie danych w badaniach ilościowych. [In: Metody stosowane w zoologii gleby. Górny M., Grum L. (red.)]. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
110. Kazemi-Dinan A., Schroeder F., Peters L., Majdi N., Traunspurger W. 2014. The effect of trophic state and depth on periphytic nematode communities in lakes. *Limnologica*. 44, 49 – 57.
111. Kaźmierczakowa R., Bloch-Orłowska J., Celka Z., Cwener A., Dajdok Z., Michalska-Hejduk D., Pawlikowski P., Szczeńsiak W., Ziarnek K. 2016. Polska czerwona lista paprotników i roślin kwiatowych. Instytut Ochrony Przyrody, Polska Akademia Nauk, Kraków.
112. Khan A. S., Hussain M. W., Malik K. A. 2016. A possibility of using waterlily (*Nymphaea alba* L.) for reducing the toxic effects of chromium (Cr) in industrial wastewater. *Pak J Bot.* 48(4), 1447 – 1452.
113. Khan N., Sultana S. 2005. Anticarcinogenic effect of *Nymphaea alba* against oxidative damage, hyperproliferative response and renal carcinogenesis in Wistar rats. *Mol Cell Biochem.* 271(1-2), 1 – 11.
114. Kirk P. M., Cannon P.F., Minter D. W, Stalpers J. A. 2008. Dictionary of the fungi. 10<sup>th</sup> ed. CABI Europe, Wallingford.
115. Kitancharoen, N., Hatai, K. 1998. Some biochemical characteristics of fungi isolated from salmonid eggs. *Mycoscience*. 39(3), 249 – 255.
116. Kiziewicz B. 2007. Wykorzystanie grzybów do oceny stanu czystości wód powierzchniowych i podziemnych dorzecza Supraśli. Akademia Medyczna, Białystok.
117. Klimaszyk P. 2004. Starorzecza i naturalne eutroficzne zbiorniki wodne ze zbiorowiskami z Nympheion, Potamion. [In: Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Wody słodkie i torfowiska. Herbich J. (eds.)]. Ministerstwo Środowiska, Warszawa. Vol. 2.
118. Klink A. 2004. Content of selected chemicals in two protected macrophytes: *Nymphaea alba* L. and *Nuphar lutea* (L.) Sibith. & Sm. in relation to site chemistry. *Pol J Ecol.* 52(2), 229 – 232.
119. Kochman J. 1980. Zakażenia roślin przez grzyby. Ossolineum, Wrocław.
120. Kochman J., Majewski T. 1973. Podstawczaki (Basidiomycetes), główńiowe (Ustilaginales). PWN, Warszawa. Flora Polska. Rośliny zarodnikowe Polski i ziem ościennych; vol 5.

121. Kok C. J., Hof C. H. J., Lenssen J. P. M., Van der Velde G. 1992B. The influence of pH on concentrations of protein and phenolics and resource quality of decomposing floating leaf material of *Nymphaea alba* L. (Nymphaeaceae) for the detritivore *Asellus aquaticus* (L.). *Oecologia*. 91(2), 229 – 234.
122. Kok C.J., Haverkamp W., Van der Aa H. A. 1992A. Influence of pH on the growth and leaf maceration ability of fungi involved in the decomposition of floating leaves of *Nymphaea alba* in water. *Microbiology*. 138, 103 – 108.
123. Kordowska-Wiater M. 2011. Drożdże jako czynniki ochrony biologicznej roślin. *Post Microbiol*. 50(2), 107 – 119.
124. Kornijów R., Measey G. J., Moss B. 2016. The structure of the littoral: effects of water lily density and perch predation on sediment and plant-associated macroinvertebrate communities. *Freshw Biol*. 61(1), 32 – 50.
125. Kornijów R., Ścibior R. 1999A. Seasonal changes in macrofaunal feeding groups associated with *Nuphar lutea* (L.) Sm. leaves in a small eutrophic lake. *Pol J Ecol*. 47(2), 135 – 143.
126. Kornijów R., Ścibior, R. 1999B. Invertebrate herbivores and their impact on damages of Water Lily (*Nuphar lutea*) floating leaves in a small eutrophic lake. *Pol Arch Hydrobiol*. 46(2), 155 – 160.
127. Korniałowicz-Kowalska, T., Kitowski, I., Iglík, H. 2011. Geophilic dermatophytes and other keratinophilic fungi in the nests of wetland birds. *Acta Mycol*. 46(1), 83 – 107.
128. Kowalik M. 2012A. Fungi and chromistan fungi associated with plants White Water Lily *Nymphaea alba* L. during the vegetation season. *Acta Sci Pol-Hort*. 11, 167 – 172.
129. Kowalik M. 2012B. Phyllosphere mycobiota on garden pond plants. *Acta Mycol*. 47(1), 109 – 119.
130. Kowalik M., Krasny M. 2009. Fungi occurring on garden pond plants. *Phytopathologia*. 51, 21 – 26.
131. Kozłowska M., Konieczny G. 2003. *Biologia odporności roślin na patogeny i szkodniki*. Wydawnictwo AR, Poznań.
132. Krebs C. J. 2001. *Ekologia: eksperymentalna analiza rozmieszczenia i liczebności*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
133. Kubiak J., Tórz A. 2005. Eutrofizacja. Podstawowe problemy ochrony wód jeziornych na Pomorzu Zachodnim. *Słupskie Prace Biologiczne*. 2, 17 – 36.

134. Kuczyńska-Kippen N. M., Nagengast B. 2006. The influence of the spatial structure of hydromacrophytes and differentiating habitat on the structure of rotifer and Cladoceran communities. *Hydrobiologia*. 559(1), 203 – 212.
135. Kuczyńska-Kippen N., Milecka, E. 2009. The diurnal distribution of the zooplankton community of the littoral zone of Lake Wielkowiejskie (Wielkopolski National Park, Poland). *Oceanol Hydrobiol Stud.* 38(2), 91 – 98.
136. Kujawska M., Klepacki P., Łuczaj Ł. 2017. Fischer's plants in folk beliefs and customs: a previously unknown contribution to the ethnobotany of the Polish-Lithuanian-Belarusian borderland. *J Ethnobiol Ethnomed.* 13, 20.
137. Kurbatova S. A., Ershov I. Y. 2012. Development of a zooplankton community including *Heterocope saliens* Lillijeborg in an experiment with hydrophytes. *Inland Water Biol.* 5(1), 75 – 82.
138. Kwaśna H., Chełkowski J., Zajkowski P. 1991. Sierpik (*Fusarium*). *Flora Polska. Rośliny zarodnikowe Polski i ziem ościennych*. Vol. 22. Państwowe Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa-Kraków.
139. Kwon J-H., Kang S-W., Kim J-S., Park C-S. 2001. *Rhizopus* soft rot on cherry tomato caused by *Rhizopus stolonifer* in Korea. *Mycobiology* 29(3), 176 – 178.
140. Landsberg-Ucziwek M. 2008. Raport o stanie środowiska w województwie zachodniopomorskim w latach 2006 – 2007. Praca zbiorowa. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Szczecin.
141. Lima J. R., Gondim D. M. F., Oliveira J. T. A., Oliveira F. S. A., Gonçalves L. R. B., Viana F. M. P. 2013. Use of killer yeast in the management of postharvest papaya anthracnose. *Postharvest Biol Technol.* 83, 58 – 64.
142. Lindau G. 1963. *Fungi imperfecti: Hyphomycetes*. [In: Rabenhorst *Kryptogamenflora: Die Pilze Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz*]. Johnson Reprint Corp, New York.
143. Liu J., Sui Y., Wisniewski M., Droby S., Liu Y. 2013. Review: Utilization of antagonistic yeasts to manage postharvest fungal diseases of fruit. *Int J Food Microbiol.* 167, 153 – 160.
144. Liu R. N., Wang W., Ding Y., Xie W. D., Ma C., Du L. J. 2007. A new flavonol glycoside and activity of compounds from the flower of *Nymphaea candida*. *J Asian Nat Prod Res.* 9(4), 333 – 338.
145. Longhi D., Bartoli M., Viaroli P. 2008. Decomposition of four macrophytes in wetland sediments: Organic matter and nutrient decay and associated benthic processes. *Aquat Bot.* 89(3), 303-310.

146. Madhusudhanan N., Lakshmi T., Kumar G., Ramakrishnan K. V., Roy A., Geetha R. 2011. *In vitro* antioxidant and free radical scavenging activity of aqueous and ethanolic flower extract of *Nymphaea alba*. *Int J Drug Dev Res.* 3(3), 252 – 258.
147. Magomaev F. M. 1973. The daily diet of two- and three-year-old grass carp. *Sbornik Nauchnykh Trudov, Vsesoyuznyi Nauchno-Issledovatel'skii Institut Prudovogo Rybnogo Khozyaistva.* 10, 192 – 196.
148. Maheshwari R., Bharadwaj G., Bhat, M. K. 2000. Thermophilic fungi: their physiology and enzymes. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 64(3): 461 – 488.
149. Majewski T. 1971. Grzyby pasożytnicze Białowieskiego Parku Narodowego na tle mikoflory Polski. (Peronosporales, Erysiphaceae, Uredinales, Ustilaginales). *Acta Mycol.* 7(2), 299 – 388.
150. Maleva M. G., Nekrasova G. F. 2004. The response of hydrophytes to environmental pollution with heavy metals. *Russ J Ecol.* 35(4), 230 – 235.
151. Marcinkowska J. 2003. Oznaczenie rodzajów grzybów *sensu lato* ważnych w fitopatologii. PWRiL, Warszawa.
152. Marion L., Paillisson J. M. 2003. a mass balance assessment of the contribution of floating-leaved macrophytes in nutrient stocks in an eutrophic macrophyte-dominated lake. *Aquat Bot.* 75(3), 249 – 260.
153. Masifwa W. F., Okello W., Ochieng H., Ganda E. 2004. Phosphorus release from decomposing water hyacinth and effects of decomposition on water quality. *Uganda I Agric Sci.* 9, 389 – 395.
154. Matta D., Nanda H., Mahalingam M. G. 2017. Phytopharmaceutical potentials of *Prosopis laevigata*, *Symplocos cochinchinensis* and *Nymphaea alba*: a review. *Asian J Pharm Clin Res.* 1, 63 – 68.
155. Matuszkiewicz W. 2002. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
156. Mazej Z., Germ M. 2009. Trace element accumulation and distribution in four aquatic macrophytes. *Chemosphere.* 74(5), 642 – 647.
157. 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), 1075.
158. Mazurkiewicz-Zapałowicz K., Wróbel M., Wolska M., Silicki A. 2006. Phytopathogens and saprotrophic fungi of *Nuphar lutea* (L.) Sibth. et Sm. in *Nupharo-Nymphaetum albae* Tomasz. 1997 plant association of Lake Glinno. *Pol J Environ Stud.* 15(5d), 283 – 287.



159. Mazurkiewicz-Zapałowicz K., Wróbel M., Wolska M. 2008. Species diversity of mycobiota on nymphs of the Sitno Lake in the Drawno National Park. [In: Anthropogenic and natural transformations of lakes. Bajkiewicz-Grabowska E., Borowiak D. (eds.)]. Department of Limnology, University of Gdańsk, Polish Limnological Society, Gdańsk. Vol. 2. 123–126.
160. Miluniec R., Miluniec B., Silkowski A. 2009. Program Ochrony Środowiska Gminy Dobra na lata 2009 – 2012 z perspektywą do roku 2016. Narodowa Fundacja Ochrony Środowiska, Zakład Technicznych usług komunalnych w Szczecinie, Szczecin.
161. Mohsenzadeh A., Ahmadipour S., Ahmadipour S., Asadi-Samani M. 2016. A review of the most important medicinal plants effective on cough in children and adults. *Pharm Lett.* 8(1), 90 – 96.
162. Moss B. 1998. The effects of nymphaeid (*Nuphar lutea*) density and predation by perch (*Perca fluviatilis*) on the zooplankton communities in a shallow lake. *Freshw Biol.* 39(4), 689 – 697.
163. Mułenko W. 1997. A review of the methods used for studies on parasitic fungi in natural plant communities. *Acta Mycol.* 32(2), 323 – 346.
164. Mułenko W. 1998. Mikroskopowe grzyby fitopatogeniczne w strukturze naturalnych zbiorowisk leśnych. Wydaw. UMCS, Lublin.
165. Mułenko W., Majewski T., Ruszkiewicz-Michalska M. 2008. A preliminary checklist of micromycetes in Poland. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences. Biodiversity of Poland. Cracow. Vol 9.
166. Nabati F., Mojab F., Habibi-Rezaei M., Bagherzadeh K., Amanlou M., Yousefi B. 2012. Large scale screening of commonly used Iranian traditional medicinal plants against urease activity. *Daru.* 20(1), 72.
167. Nagasaki O. 2007. Pollination of the yellow water lily *Nuphar subintegerrima* (Nymphaeaceae) by the shore fly *Notiphila (Notiphila) maritima* (Diptera: Ephydriidae). *Plant Spec Biol.* 22(3), 227 – 230.
168. Nattrass R. M. 1961. Host list of Kenya fungi and bacteria. *Myc Papers.* 81, 1 – 46.
169. Nesteruk T. 2016. Quantitative assessment of epiphytic and benthic meioinvertebrate fauna in various types of standing water. *Pol J Environ Stud.* 25(4), 1661 – 1668.
170. Newbold C. 1975. Herbicides in aquatic systems. *Biol. Conserv.* 7, 97 – 118.
171. Nierbauer K. U., Kanz B., Zizka G. 2014. The widespread naturalisation of *Nymphaea* hybrids is masking the decline of wild-type *Nymphaea alba* in Hesse, Germany. *Flora.* 209(2), 122 – 130.

172. Niewolak S., Korzeniewska E., Gotkowska-Płachta A. 2009. Grzyby nitkowate i drożdżoidalne w wodzie i osadach dennych Czarnej Hańczy jako bioindykatory zanieczyszczeń antropogenicznych. *Woda – Środowisko – Obszary Wiejskie*. 9(3), 107 – 122.
173. Nurminen L., Horppila J., Pekcan-Hekim Z. 2007. Effect of light and predator abundance on the habitat choice of plant-attached zooplankton. *Freshw Biol*. 52(3), 539 – 548.
174. Nurminen L., Pekcan-Hekim Z., Repka S., Horppila J. 2010. Effect of prey type and inorganic turbidity on littoral predator – prey interactions in a shallow lake: an experimental approach. *Hydrobiologia*. 646(1), 209 – 214.
175. O’Farrell I. N. É. S., De Tezanos Pinto P., Rodriguez P. L., Chaparro G., Pizarro H. N. 2009. Experimental evidence of the dynamic effect of free-floating plants on phytoplankton ecology. *Freshw Biol*. 54(2), 363 – 375.
176. Oidtmann B., Steinbauer P., Geiger S., Hoffmann R. W. 2008. Experimental infection and detection of *Aphanomyces invadans* in European catfish, rainbow trout and European eel. *Dis Aquat Organ*. 82(3), 195 – 207.
177. Ozer J., Eisner N., Ostrozhenkova E., Bacher A., Eisenreich W., Benharroch D., Golan-Goldhirsh A., Gopas J. 2009. *Nuphar lutea* thioalkaloids inhibit the nuclear factor kappa B pathway, potentiate apoptosis and are synergistic with cisplatin and etoposide. *Cancer Biol Ther*. 8(19), 1860 – 1868.
178. Ozer J., Fishman D., Eilam B., Golan-Goldhirsh A., Gopas J. 2017. Antimetastatic effect of semi-purified *Nuphar lutea* leaf extracts. *J Cancer*. 8(8), 1433 – 1440.
179. Ozer J., Levi T., Golan-Goldhirsh A., Gopas J. 2015. Antiinflammatory effect of a *Nuphar lutea* partially purified leaf extract in murine models of septic shock. *J Ethnopharmacol*. 161, 86 – 91.
180. Ozer L., El-On J., Golan-Goldhirsh A., Gopas J. 2010. *Leishmania major*: Antileishmanial activity of *Nuphar lutea* extract mediated by the activation of transcription factor NF-κB. *Exp Parasitol*. 126(4), 510 – 516.
181. Paillisson J. M., Marion L. 2001. Interaction between coot (*Fulica atra*) and water lily (*Nymphaea alba*) in a lake: the indirect impact of foraging. *Aquat Bot*. 71(3), 209 – 216.
182. Paillisson J. M., Marion L. 2006. Can small water level fluctuations affect the biomass of *Nymphaea alba* in large lakes? *Aquat Bot*. 84(3), 259 – 266.
183. Paillisson J. M., Marion L. 2011. Water level fluctuations for managing excessive plant biomass in shallow lakes. *Ecol Eng*. 37(2), 241 – 247.

184. Paillisson J. M., Reeber S., Carpentier A., Marion L. 2006. Plant-water regime management in a wetland: consequences flora floating vegetation-nesting bird, whiskered tern *Chlidonias hybridus*. *Biodivers Conserv.* 15(11), 3469 – 3480.
185. Pappers S. M., Dommelen H., Velde G., Ouborg N. 2001. Differences in morphology and reproductive traits of *Galerucella nymphaeae* from four host plant species. *Entomol Exp Appl.* 99(2), 183 – 191.
186. Park M. J., Denchev C. M., Han K. S., Shin H. D. 2010. Occurrence of *Rhamphospora nymphaeae* on *Nymphaea tetragona* in Korea. *Plant Pathol J.* 26(3), 293.
187. Pełechaty M., Pronin E. 2015. Rola roślinności wodnej i szuwarowej w funkcjonowaniu jezior i ocenie stanu ich wód. *Stud Lim Tel.* 9(1), 25 – 34.
188. Pensa P., Minuto A., Gullino M. L., Garibaldi A. 2007. *Salvia officinalis*, *Mentha piperita*, *Origanum majporana* and *Melissa officinalis* as new hosts of *Botrytis cinerea* in Italy. *Inf Fitopatol.* 57(5), 37 – 40.
189. Perrow M. R., Jowitt A. J., Stansfield J. H., Phillips G. L. 1999. The practical importance of the interactions between fish, zooplankton and macrophytes in shallow lake restoration. *Hydrobiologia.* 395, 199 – 210.
190. Pfliegler W. P., Pusztahelyi T., Pócsi I., 2015. Mycotoxins – prevention and decontamination by yeasts (Review). *J. Basic Microbiol.* 16(2), 1 – 14.
191. Piątek M. 2006. *Doassansiopsis tomasii*, an aquatic smut fungus new to Uganda. *Pol Bot J.* 51(2), 173 – 176.
192. Piątek M., Vánky K., Mossebo D. C., Piątek J. 2008. *Doassansiopsis caldesiae* sp. nov. and *Doassansiopsis tomasii*: two remarkable smut fungi from Cameroon. *Mycologia.* 100(4), 662 – 672.
193. Pieczyńska E. 2008. Eutrofizacja płytkich jezior – znaczenie makrofitów. *Wiad Ekol.* 54(1), 3 – 28.
194. Pieńkowski P., Kupiec M. 2001. Proces zarastania jeziora Świdwie i zmiany w użytkowaniu jego otoczenia od początku XIX do końca XX wieku. *Politech Zielonogórs Zesz Nauk Inż Środ.* 11, 265 – 277.
195. Piotrowski A., Relisko-Rybak J. 2010. Jezioro Szmaragdowe – jak powstało. Państwowy Instytut Geologiczny Zakład Regionalny Geologii Pomorza, Szczecin.
196. Pipenbring M. 1995. Taxonomic studies on Ustilaginales from Costa Rica. *Mycol Res.* 99(7), 783 – 788.
197. Plaats-Niterink van der A. J. 1981. Monograph of the genus *Pythium*. *Stud Mycol.* 21, 1 – 244.

198. Platania C., Restuccia C., Muccilli S., Cirvilleri G. 2012. Efficacy of killer yeast in the biological control of *Penicillium digitatum* on Tarocco orange fruits (*Citrus sinensis*). Food Microbiol. 30, 219 – 225.
199. Polechońska L., Samecka-Cymerman A. 2015. The effect of environmental contamination on the decomposition of European frog-bit (*Hydrocharis morsus-ranae* L.) in natural conditions. Aquat Bot. 127, 35 – 43.
200. Polechońska L., Samecka-Cymerman A. 2016. Bioaccumulation of macro and trace elements by European frogbit (*Hydrocharis morsus-ranae* L.) in relation to environmental pollution. Environ Sci Pollut R. 23(4), 3469 – 3480.
201. Polechońska L., Samecka-Cymerman A., Dambiec M. 2017. Changes in growth rate and macroelement and trace element accumulation in *Hydrocharis morsus-ranae* L. during the growing season in relation to environmental contamination. Environ Sci Pollut R. 24(6), 5439 – 5451.
202. Pugh G. J. F., Lindsey B. I. 1975. Studies of *Sporobolomyces* in a maritime habitat. Trans Br Mycol Soc. 65, 201 – 209.
203. Radziejewska T., Schernewski G. 2008. The Szczecin (Oder-) Lagoon. [In: Ecology of Baltic Coastal Waters. Ulrich Schiewer (eds.)]. Springer, Berlin.
204. Rawicki K., Siwek H. 2014. Wstępna ocena poziomu stężenia mineralnych związków azotu i fosforu w wodach powierzchniowych zlewni Jeziora Świdwie. Folia Pomer Univ Technol Stetin Agric, Aliment, Pisc, Zootech. 309(29), 101 – 114.
205. Reddy K. R. 1985. Nutrient removal potential of selected aquatic macrophytes. J Environ Qual. 14(4), 459 – 462.
206. Rietmüller A. 2000. Morphologie, Ökologie und Phylogenie aquatischer Oomyceten. Bibliotheca Mycologica. Berlin. Vol. 185
207. Roscher C., Schumacher J., Foitzil O., Schulze E. D. 2007. Resistance to rust fungi in *Lolium perenne* depends on within-species variation and performance of the host species in grasslands of different plant diversity. Oecologia. 153, 173 – 183.
208. Rosińska J., Rybak M., Gołdyn R. 2017. Patterns of macrophyte community recovery as a result of the restoration of a shallow urban lake. Aquat Bot. 138, 45 – 52.
209. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 października 2014 r. w sprawie ochrony gatunkowej roślin.
210. Rudnicki A. J., Waluga J., Waluś, T. 1971. Rybactwo jeziorowe. Warszawa, Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne

211. Ruszkiewicz-Michalska M. 2006. Mikroskopijne grzyby pasożytnicze w zbiorowiskach roślinnych Wyżyny Częstochowskiej. [In: Monographiae Botanicae]. Polskie Towarzystwo Botaniczne. Łódź. Vol 96.
212. Samecka-Cymerman A., Kempers A. J. 2001. Concentrations of heavy metals and plant nutrients in water, sediments and aquatic macrophytes of anthropogenic lakes (former open cut brown coal mines) differing in stage of acidification. *Sci Total Environ.* 281(1 – 3), 87 – 98.
213. Santos A., Marquina D. 2004. Killer toxin of *Pichia membranifaciens* and its possible use as a biocontrol agent against grey mould disease of grapevine, *Microbiology* 150, 2527 – 2534.
214. Sardar A. A., Khan Z., Perveen A., Zereen A. 2015. Appraisal of ethnobotanical uses of the wetland plants of Punjab, Pakistan. *Afr J Tradit Complement Altern Med.* 12(4), 9 – 13.
215. Sarmiento-Ramírez J. M., Abella E., Martín M. P. Tellería M. T., López-Jurado L. F., Marco A., Diéguez-Uribeondo J. 2010. *Fusarium solani* is responsible for mass mortalities in nests of loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*, in Boavista, Cape Verde. *FEMS Microbiol Lett.* 312, 192 – 200.
216. Sayer C. D., Burgess A. M. Y., Kari K., Davidson T. A., Peglar S., Yang H., Rose N. 2010. Long-term dynamics of submerged macrophytes and algae in a small and shallow, eutrophic lake: implications for the stability of macrophyte-dominance. *Freshw Biol.* 55(3), 565 – 583.
217. Schmitt M. J., Breinig F. 2002. The viral killer system in yeast: from molecular biology to application, *FEMS Microbiological Rev.* 26, 257 – 276.
218. Sharifi N., Sourì E., Ziai S. A., Amin G., Amanlou M. 2013. Discovery of new angiotensin converting enzyme (ACE) inhibitors from medicinal plants to treat hypertension using an *in vitro* assay. *Daru.* 21(1), 74.
219. Sharma K. P., Goel P. K. 1986. Studies on decomposition of two species of *Salvina*. *Hydrobiologia.* 131(1), 57 – 61.
220. Sharma R. R., Singh D., Singh R. 2009. Biological control of postharvest diseases of fruits and vegetables by microbial antagonists: a review. *Biol Control* 50, 205 – 221.
221. Siergiej E., Olszewska M., Cudowski A., Pietryczuk A., Hauschild T., Świsłocka M. 2017. Współzależności zachodzące między bakteriami, grzybami i glonami a materią organiczną w wodach rzeki Biebrzy. [In: Funkcjonowanie i ochrona wód płynących. Czerniawski R., Bilski P. (eds.)] Wojewódzki Fundusz Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej w Szczecinie, Szczecin.

222. Singh G., Bhan L. K. 1986. Physiological races of *Botrytis cinerea* causing grey mould of chickpea. *Pl Dis Res.* 1(1 – 2), 69 – 74.
223. Skerratt L. F., Berger L., Speare R., Cashins S., McDonald K. R., Phillott A. D., Hines H. B. Kenyon N. 2007. Spread of chytridiomycosis has caused the rapid global decline and extinction of frogs. *EcoHealth.* 4(2), 125 – 134.
224. Skiergień A. 1954. *Grzyby niższe. Prągrzyby i glonowce.* Warszawa, Państwowe Wydawnictwo Naukowe
225. Skorbiłowicz E., Skorbiłowicz M., Zamojska E., Ofman P., Wójtowicz P. 2016. Macrophytes as Elk River quality status evaluation indicators based on example of nickel. *J Ecol Eng.* 17(3), 155 – 160.
226. Skwierawski A., Skwierawska M. 2013. The role of *Hydrocharitetum morsus-ranae* in shaping the chemical composition of surface waters. *Pol J Environ Stud.* 22(6), 1825 – 1833.
227. Śmietana P., Krzywosz T., Strużyński W. 2004. Review of the national restocking programme “Active protection of native crayfish in Poland” 1999 – 2001. *Bull Fr Pêche Piscic.* 372 – 373, 289 – 299.
228. Smits A. J. M., Van Ruremonde R., Van der Velde G. 1989. Seed dispersal of three nymphaeid macrophytes. *Aquat Bot.* 35(2), 167 – 180.
229. Strużyński W. 2007. *Raki. Monografie Przyrodnicze.* Wydawnictwo Klubu Przyrodników, Świebodzin.
230. Strużyński W. 2008. Czynna ochrona rodzimych gatunków raków w Puszczy Kozienickiej. *Stud. i Mat. CEPL, Rogów.* 10(3), 110 – 117.
231. Subramanian C. V. 1983. *Hyphomycetes. Taxonomy and biology.* Academic Press, London.
232. Sucharzewska E., Dynowska M. 2005. Life strategies of *Erysiphe palczewskii* in the conditions of diversified anthropopressure. *Acta Mycol.* 40, 103 – 112.
233. Sütfield R., Petereit F., Nahrstedt A. 1996. Resorcinol in exudates of *Nuphar lutea*. *J Chem Ecol.* 22(12), 2221 – 2231.
234. Sutton B. C. 1980. *The Coelomycetes. Fungi imperfecti with pycnidia, acervuli and stromata.* Commonwealth Mycological Institute, Kew.
235. Sviridenko V. G., Lapitskaya S. K., Avsenko S. V., Tolkachev V. I. 1988. Chemical characterization of aquatic plants and helophytes eaten by the European beaver. *Rastit Resur.* 23, 621 – 625.

236. Szoszkiewicz K., Jusik S., Zgoła T. 2010. Klucz do oznaczania makrofitów dla potrzeb oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa.
237. Szymanowska A., Samecka-Cymerman A., Kempers A. J. 1999. Heavy metals in three lakes in West Poland. *Ecotox Environ Safe*. 43(1), 21 – 29.
238. Taku E. P., Tikhonov A. I., Litvinenko V. I. 1970. Flavonoids of *Nymphaea alba*. *Chem Nat Compd*. 6(5), 646 – 646.
239. Thirumalaisamy P. P., Dutta R., Singh Jadon K., Nataraja M. V., Padvi R. D., Riddi Rajyaguru R., Yusufzai S. 2019. Association and characterization of the *Fusarium incarnatum*–*F. equiseti* species complex with leaf blight and wilt of peanut in India. *J. Gen. Plant Pathol*. 85(2), 83 – 89.
240. Thoen E., Evensen Ø., Skaar I. 2011. Pathogenicity of *Saprolegnia* spp. to Atlantic salmon, *Salmo salar* L., eggs. *J Fish Dis*. 34(8), 601 – 608.
241. Thomas G. J., Sweetingham M. W., Yang H. A., Speijers, J. 2008. Effect of temperature on growth of *Colletotrichum lupini* and on anthracnose infection and resistance in lupins. *Australas Plant Pathol*. 37(1), 35 – 39.
242. Thompson K. D., Lilley J. H., Chen S. C., Adams A., Richards R. H. 1999. The immune response of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) against *Aphanomyces invadans*. *Fish Shellfish Immunol*. 9(3), 195 – 210.
243. Tiwari A. K., Dwivedi N., Tripathi M. K. 2015. Scientific evaluation of Darvyadi Kvatha Curna – a classical Ayurvedic compound formulation. *Indian J Tradit Knowl*. 14(4), 544 – 549.
244. Tomaszewicz H. 2009. Changes in macroelement content of rhizomes of *Nuphar lutea* (L.) Sibith. & Sm. during the annual cycle. *Acta Soc Bot Pol*. 78(3), 257 – 262.
245. Tomaszewicz H., Ciecierska H. 2009. Changes in macroelement content in *Nuphar lutea* (L.) Sibith. & Sm. during the growing season. *Acta Soc Bot Pol*. 78(2), 151-165.
246. Tu J. C. 1985. An improved Mathur's medium for growth, sporulation, and germination of spores of *Colletotrichum lindemuthianum*. *Microbios*. 44(178), 87 – 93.
247. Tunca H., Sevindik T. O., Bal D. N., Arabaci S. 2014. Community structure of epiphytic algae on three different macrophytes at Acarlar floodplain forest (northern Turkey). *Chin J Oceanol Limn*. 32(4), 845 – 857.
248. Ulikowski D., Piotrowska I., Chybowski Ł., Krzywosz T., Traczuk P. 2014. Interaction between juvenile narrow-claw crayfish, *Astacus leptodactylus* (Eschscholtz), and common water frog, *Rana esculenta* (L.), tadpoles or common blue damselfly, *Enallagma*

- cyathigerum* (Charpentier), larvaeduring rearing under controlled conditions. Arch. Pol. Fish. 22(4), 257 – 264.
249. Vaananen V. M., Nummi P. 2003. Diet of sympatric dabbling ducks in eutrophic wetlands. Suomen Riista. 49, 7 – 16.
250. Vacher C., Ville D., Helion E., Piou D., Desprez-Loustau M. L. 2008. Distribution of parasitic fungal species richness, influence of climate versus host species diversity. Divers Distrib. 14, 786 – 798.
251. Vajpayee P., Rai U. N., Sinha S., Tripathi R. D., Chandra, P. 1995. Bioremediation of tannery effluent by aquatic macrophytes. B Environ Contam Tox. 55 (4), 546 – 553.
252. Vánky K, 1994. European smut fungi. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
253. Vánky K. 2002. Taxonomic studies on Ustilaginomycetes 22. Mycotaxon. 81, 367 – 430.
254. Vánky K. 2006. Taxonomic studies on Ustilaginomycetes 26. Mycotaxon. 95, 1 – 65.
255. Vergeer L. H. T., Velde van der G. 1997. Phenolic content of daylight-exposed and shaded floating leaves of water lilies (Nymphaeaceae) in relation to infection by fungi. Oecologia. 112(4), 481 – 484.
256. Vergeer L. H. T., Velde van der G. 1997. Phenolic content of daylight-exposed and shaded floating leavesof water lilies (Nymphaeaceae) in relation to infection by fungi. Oecologia. 112, 481 – 484.
257. Viswanathan M. V., Unnikrishnan P. M., Komatsu K., Fushimi H., Basnet P. 2003. A brief introduction to Ayurvedic system of medicine and some of its problems. Indian J Tradit Knowl. 2(2), 159 – 169.
258. Wahl M. 2008. Ecological modulation of environmental stress: interactions between ultraviolet radiation, epibiotic snail embryos, plants and herbivores. J Anim Ecol. 77(3), 549 – 557.
259. Walczak M., Jedziniak P., Reichert M. 2018. Wpływ mikotoksyn na zdrowie ryb. Med. Weter. 74(3), 161 – 166.
260. Waller J. M., Ritchie B. J., Holderness M. 1998. Plant clinic handbook IMI Technical Handbooks. Oxon: CAB International, New York. Vol. 3.
261. Wentzell B. M., Boylen C. W., Nierzwicki-Bauer S. A. 2016. Wetland ecosystem comparison using a suite of plant assessment measures. Ecol Indic. 67, 283 – 291.
262. Wetzel R. G. 2001. Limnology – Lake and River Ecosystems. Elsevier Academic Press, San Diego.
263. Whiteside J. O. 1966. A revised list of plant diseases in Rhodesia. Kirkia. 5, 87 – 196.



264. Winden van der J., Hagemeyer W., Terlouw R. 1996. Heeft de Zwarte Stern *Chlidonias niger* een toekomst als broedvogel in Nederland? *Limosa*. 69, 149 – 164.
265. Wiśniewski B., Wolski T. 2005. Changes in Dąbie Lake bathymetry in the period 1962 – 1996. *Limnol Rev.* 5, 255 – 262.
266. Wolnomiejski N., Witek Z. 2013. The Szczecin Lagoon ecosystem: the biotic community of the great Lagoon and its food web model. Versita Ltd., London.
267. Xu X. J., Lai G. L., Chi C. Q., Zhao J. Y., Yan Y. C., Nie Y., Wu X. L. 2018. Purification of eutrophic water containing chlorpyrifos by aquatic plants and its effects on planktonic bacteria. *Chemosphere*. 193, 178 – 188.
268. Yildirim A. B., Karakas F. P., Turker A. U. 2013. *In vitro* antibacterial and antitumor activities of some medicinal plant extracts, growing in Turkey. *Asian Pac J Trop Med*. 6(8), 616 – 624.
269. Yousefia M., Olyaei Juybari E., Yahyapor M. K., Dehpour A. A., Hoseinzade M. 2012. Brine shrimp lethality activity of land and fresh water medicinal plants. *Adv Environ Biol*. 6(3), 1196 – 1199.
270. Zahedi R., Dabbagh R., Ghafourian H., Behbahanini A. 2015. Nickel removal by *Nymphaea alba* leaves and effect of leaves treatment on the sorption capacity: a kinetic and thermodynamic study. *Water Res.* 42(5), 690 – 698.
271. Zalewski M., Izydorczyk K. 2007. Ekohydrologia – systemowe podejście do ochrony i rekultywacji jezior. [In: Ochrona i rekultywacja jezior. Materiały konferencyjne. Wiśniewski R., Piotrowiak J. (eds.)]. Toruń.
272. Zalewski M., Santiago-Fundino V., Neate J. 2003. Energy, water, plant interactions: “Green feedback” as a mechanism for environmental management and control through the application of phytotechnology and ecohydrology. *Hydrol Process*. 17, 2753 – 2767.
273. Zarzycki K., Kaźmierczakowa R., Mirek Z. 2014. Polska Czerwona Księga Roślin. Paprotniki i rośliny kwiatowe. Wyd. III. uaktualnione i rozszerzone. Instytut Ochrony Przyrody PAN, Kraków.
274. Żbikowski J., Kobak J., Żbikowska E. 2010. Is *Nuphar lutea* (L.) Sm. a structuring factor for macrozoobenthos and selected abiotic parameters of water and bottom sediments throughout the year? *Aquat Ecol*. 44(4), 709 – 721.
275. Zhao J., Liu T., Ma L., Yan M., Gu Z., Huang, Y., Fu X., Zhao Y. 2011. Antioxidant and preventive effects of extract from *Nymphaea candida* flower on *in vitro* immunological liver injury of rat primary hepatocyte cultures. *J Evid Based Complementary Altern Med*. ID 497673.

276. Zhao L., Tian S., Wen E., Upur H. 2017. An ethnopharmacological study of aromatic Uyghur medicinal plants in Xinjiang, China. *Pharm Biol.* 55(1), 1114 – 1130.
277. Zhu B. 2014. Investigating snails as potential biological control agents for invasive European frogbit (*Hydrocharis morsus-ranae*). *J Aquat Plant Manage.* 52, 102 – 105.
278. Zhu B., Ellis M. S., Fancher K. L., Rudstam L. G. 2014. Shading as a control method for invasive European frogbit (*Hydrocharis morsus-ranae* L.). *PloS ONE.* 9(6), e98488.
279. Zhu B., Kopco J., Rudstam L. G. 2015. Effects of invasive European frogbit and its two physical control methods on macroinvertebrates. *Freshw Sci.* 34(2), 497 – 507.
280. Żukowski W., Jackowiak B. 1995. Lista roślin naczyniowych ginących i zagrożonych na Pomorzu Zachodnim i w Wielkopolsce. [W: *Ginące i zagrożone rośliny naczyniowe Pomorza Zachodniego i Wielkopolski* W. Żukowski W., B. Jackowiak B. (eds)]. Pr. Zakł. Takson. Roślin Uniw. A. Mickiewicza w Poznaniu. Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań.
281. Zych A. 2012. Zalew Szczeciński – położenie, usytuowanie prawne. Inspektorat Ochrony Wybrzeża. Urząd Morski w Szczecinie. Dostępne 22.11.2018 na [natura2000ums.eu/materialy/](http://natura2000ums.eu/materialy/).

## STRZESZCZENIE

Badania zdrowotności nymfeidów tworzących związek Nymphaeion żabiściek pływający (*HMR*; *Hydrocharis morsus-ranae*), grzybienie białe (*NL*; *Nymphaea alba*), grzybienie północne (*NC*; *N. candida*) oraz grązel żółty (*NL*; *Nuphar lutea*) na terenie Pobrzeża Szczecińskiego prowadzono w trzech kolejnych sezonach wegetacyjnych 2015 – 2017. Nymfeidy zbierano z 15. stanowisk zbiorników wodnych; na Jeziorze Dąbie umiejscowiono dwa stanowiska (Bystra – 14 i Lubczyna – 13), natomiast nad Zalewem Szczecińskim cztery stanowiska (Kopice – 10; Nowe Warpno – 8; Stepnica - 11 oraz Trzebież - 9). Na pozostałych zbiornikach wyznaczono pojedyncze stanowiska badawcze: Jezioro Myślibórz Wielki (7), J. Piaski (6), J. Piaszynko (5), J. Stolsko (4), J. Szmaragdowe (15), J. Świdwie (3), Strumyk Bogdanka (1), Rzeka Gunica (2) i staw w Świętej (12). Stwierdzono, że bogactwo gatunkowe mykobiota w fitocenozach związku Nymphaeion charakteryzują łącznie 72 taksony, wśród których dominują stadia anamorficzne Ascomycota (53 taksony), stanowiące 74 % (Moniales – 44 taksony, Sphaeropsidales – 7 taksonów i Melanconiales – 1 gatunek *Colletotrichum nymphaeae*). Stwierdzona obecność organizmów grzybpodobnych (OGP): *Apodachlya* sp., *Pythium* sp. i *Elongisporangium undulatum* (= *Pythium undulatum*), który występował masowo w każdym roku badań, stwarza dla zdrowotności nymfeidów nowe zagrożenia, ponieważ patogeny te są szczególnie przystosowane do życia w wodzie. Wśród zidentyfikowanych gatunków mykobiota na uwagę zasługują także *Botrytis cinerea* i *Ascochyta kirulisii*, które są nowymi fitopatogenami, odpowiednio dla *NC* i *HMR*. Po raz pierwszy na terenie Pobrzeża Szczecińskiego, i prawdopodobnie w Polsce, na *HMR* stwierdzono obecność *Tracya hydrocharidis* i *Ascochyta kirulisii*. Na gatunkach badanych nymfeidów wykazano obecność termofilnych *micromycetes* *Athelia rolfsii*, *Fusarium incarnatum*, *Gilmaniella humicola* i *Rhizopus stolonifer*. Cztery gatunki grzybów: *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum*, *F. sporotrichioides* oraz *Colletotrichum nymphaeae* wystąpiły na wszystkich badanych roślinach Nymphaeaceae. Blisko 80% gatunków mikroorganizmów występujących na roślinach *Nymphaea alba* i *Nuphar lutea* to gatunki wspólne (wskaźnik Soerensena).

Udowodniono, że stan zdrowotny roślin Nymphaeaceae determinuje przede wszystkim masowa obecność *Colletotrichum nymphaeae*. w warunkach laboratoryjnych potwierdzono, przy użyciu testu API-ZYM, aktywność enzymów hydrolitycznych z grupy fosfataz (fosfataza alkaliczna, kwaśna fosfataza, fosfohydrolaza naftylo-AS-B), lipaz (esteraza (C4), esteraza lipaza (C8)), oksydoreduktaz ( $\alpha$ -galaktozydaza,  $\beta$ -galaktozydaza,  $\beta$ -glukuronidaza,  $\alpha$ -

glukozydaza,  $\beta$ -glukoydaza, N-acetylo- $\beta$ -glukozaminidaza,  $\alpha$ -mannozydaza,  $\alpha$ -fukozydaza) oraz proteaz (arylamidaza leucyny, arylamidaza waliny, arylamidaza cystyny,  $\alpha$ -chymotrypsyna) wytwarzanych przez ten gatunek, z których większość ma znaczenie w przebiegu patogenez. Dowiedzono także, że zmiany chorobowe wywołane przez *C. nymphaeae* na NA można ograniczyć wykorzystując w biokontroli antagonistyczny wpływ powszechnie występujących w wodzie szczepów grzybów drożdżoidalnych *Pichia fermentans* i *Pichia kudriavzevii*.

## Summary

The investigation of Nymphaeion alliance phytocenoses frogbit (*HMR*; *Hydrocharis morsus-ranae*), white water lily (*NA*; *Nymphaea alba*), dwarf white water lily (*NC*; *N. candida*) and yellow water lily (*NL*; *Nuphar lutea*) was carried out in three following growing seasons: 2015 – 2017 in Pobrzeże Szczecińskie. Nymphs were collected from 15 locations (aquatic reservoirs): two acquisition stations were located on Lake Dąbie: Bystra (14) and Lubczyna (13), four on Stettin Lagoon (Kopice (10), Nowe Warpno (8), Stepnica (11) and Trzebież (9)) and single ones on Myślubórz Wielki Lake (7), Piaski Lake (6), Piaszynko Lake (5), Stolsko Lake (4), Szmaragdowe Lake (15), Bogdanka brook (1), Gunica River (2) and on pond in Święta (12). It was discovered that mycobiota species richness (biodiversity) of Nymphaeion alliance contained 72 taxa. Among them anamorphic forms of Ascomycota were dominant (53 taxa; 74%): Moniliales 44 taxa, Sphaeropsidales 7 taxa and Melanconiales – only one species *Colletotrichum nymphaeae*. Recorded fungus-like organisms (FLO): *Apodachlya* sp., *Pythium* sp, and *Elongisporangium undulatum* (= *Pythium undulatum*), that occurred in every year of research in mass, are considered as a new threat for nymphs health condition for they are especially adapted for living in aquatic habitats. Among all found species also *Botrytis cinerea* and *Ascochyta kirulisii* deserve special attention. They were isolated from *Nymphaea candida* and *Hydrocharis morsus-ranae* accordingly. For the first time species *Tracya hydrocharidis* and *Ascochyta kirulisii* were recorded in Pobrzeże Szczecińskie and most likely this was the first record of them in Poland too. On the investigated nymphs species thermophilic mycobiota species such as *Athelia rolfsii*, *Fusarium incarnatum*, *Gilmaniella humicola* and *Rhizopus stolonifer* were recorded. Four fungi species: *Fusarium avenaceum*, *F. incarnatum*, *F. sporotrichioides* and *Colletotrichum nymphaeae* were found on all investigated Nymphaeaceae plants. Almost 80% of mycobiota species found on *Nymphaea alba* and *Nuphar lutea* are common for both those plant species (Soerensen similarity coefficient).

It was proved that the health condition of Nymphaeaceae plants was determined first and foremost by mass occurrence of *Colletotrichum nymphaeae*. The API-ZYM test confirmed the activity of a few enzymes (hydrolases, proteases, oxidoreductases and lipases), produced by *C. nymphaeae*. Most of them are of pathogenesis importance. It was proved that pathological changes on *Nymphaea alba* caused by *C. nymphaeae* could be limited using antagonistic activity of yeasts fungi: *Pichia fermentans* and *P. kudriawzevii* which commonly occur in aquatic reservoirs.

## ANEKS: Mykobiota związane z nymfeidami Pobrzeża Szczecińskiego w latach 2015 – 2017

Tab.A 1. Mykobiota związane z *Hydrocharis morsus-ranae* w 2015 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko
			1. Liczba notowań
1.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A*	1
2.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	A	1
3.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1
4.	<i>Fusarium oxysporum</i> Schltdl. 1824	A	1
5.	<i>Tracya hydrocharidis</i> Lagerh. 1902	B	1

\*A – Ascomycota, B – Basidiomycota

Tab.A 2. Mykobiota związane z *Hydrocharis morsus-ranae* w 2016 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko				Suma notowań	F**		D***	
			3.	4.	13.	14.					
			Liczba notowań								
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1			1	2	50	Po	8,7	Do
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1			2	50	Po	8,7	Do
3.	<i>Alternaria atra</i> (Preuss) Woudenb. & Crous 2013	A	1				1	25	Cz	4,3	Sd
4.	<i>Ascochyta kirulisii</i> H. Ruppr. 1959	A	1	1	1		3	75	M	13,0	Ed
5.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1	1		1	3	75	M	13,0	Ed
6.	<i>Boeremia exigua</i> (Desm.) Aveskamp, Gruyter & Verkley 2010	A	1	1		1	3	75	M	13,0	Ed
7.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A			1	1	2	50	Po	8,7	Do
8.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A				1	1	25	Cz	4,3	Sd
9.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	A			1		1	25	Cz	4,3	Sd
10.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A	1			1	2	50	Po	8,7	Do

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko				Suma notowań	F**		D***	
			3.	4.	13.	14.					
			Liczba notowań								
11.	<i>Geotrichum</i> sp. Link 1809	A	1				1	25	Cz	4,3	Sd
12.	<i>Mycelia sterilia</i> 1		1				1	25	Cz	4,3	Sd
13.	<i>Pithomyces</i> sp. Berk. & Broome 1873	A	1				1	25	Cz	4,3	Sd

\*A – Ascomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant, Sd – subdominant

Tab.A 3. Mykobiota związane z *Hydrocharis morsus-ranae* w 2017 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko				Suma notowań	F**		D***	
			1.	3.	4.	12.					
			Liczba notowań								
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1			1	2	50	Po	12,5	Ed
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1		1	1	3	75	M	18,8	Ed
3.	<i>Arthrimum</i> sp. Kunze 1817	A		1			1	25	Cz	6,3	Do
4.	<i>Ascochyta kirulisii</i> H. Ruppr. 1959	A	1			1	2	50	Po	12,5	Ed
5.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A			1		1	25	Cz	6,3	Do
6.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1801	A				1	1	25	Cz	6,3	Do
7.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A	1				1	25	CZ	6,3	Do
8.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A	1	1			2	50	Po	12,5	Ed
9.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A			1		1	25	Cz	6,3	Do
10.	<i>Mucor</i> sp. Fresen. 1850	Z	1				1	25	Cz	6,3	Do
11.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A		1			1	25	Cz	6,3	Do

\*A – Ascomycota, Z – Zygomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant

Tab.A 4. Mykobiota związane z *Nymphaea alba* w 2015 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko						Suma notowań	F**	D***		
			1.	3.	7.	9.	12.	14.					
			Liczba notowań										
1.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A*	1	1	1	1	1		5	83	M	9,6	Do
2.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A			1				1	17	Cz	1,9	R
3.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A						1	1	17	Cz	1,9	R
4.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A		1		1	1	1	4	67	M	7,7	Do
5.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A	1	1				1	3	50	Po	5,8	Do
6.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A	1		1		1		3	50	Po	5,8	Do
7.	<i>Cladosporium</i> sp. Link 1816	A	1	1		1			3	50	Po	5,8	Do
8.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1	1	1	1			4	67	M	7,7	Do
9.	<i>F. roseum</i> Link 1809	A						1	1	17	Cz	1,9	R
10.	<i>Fusarium acuminatum</i> Ellis & Everh. 1895	A						1	1	17	Cz	1,9	R
11.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A	1	1	1			1	4	67	M	7,7	Do
12.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1	1	1	1	1	1	6	100	M	11,5	Ed
13.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	A		1			1	1	3	50	Po	5,8	Do
14.	<i>Fusarium sulphureum</i> Schldl. 1824	A	1	1		1			3	50	Po	5,8	Do
15.	<i>Mycelia sterilia</i> 2						1		1	17	Cz	1,9	R
16.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A		1	1	1	1		4	67	M	7,7	Do
17.	<i>Phyllosticta nymphaeacea</i> Ellis & Everh. 1900	A	1	1		1		1	4	67	M	7,7	Do
18.	<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill. 1902	Z		1					1	17	Cz	1,9	R

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota, Z – Zygomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant, R – recedent



Tab.A 5. Mykobiota związane z *Nymphaea alba* w 2016 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko							Suma notowań	F		D	
			3.	5.	6.	7.	9.	12.	15.					
			Liczba notowań											
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A						1		1	14	Cz	1,4	R
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1	1	1	1	1	1	7	100	M	9,6	Do
3.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	A				1				1	14	Cz	1,4	R
4.	<i>Apodachlya</i> sp. Pringsh. 1883	Oo					1			1	14	Cz	1,4	R
5.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A							1	1	14	Cz	1,4	R
6.	<i>Aspergillus fumigatus</i> Fresen. 1863	A				1				1	14	Cz	1,4	R
7.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1			1	1	1	1	5	71	M	6,8	Do
8.	<i>Aspergillus versicolor</i> (Vuill.) Tirab. 1908	A							1	1	14	Cz	1,4	R
9.	<i>Bipolaris</i> sp. Shoemaker 1959	A				1				1	14	Cz	1,4	R
10.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1			1	1	1	1	5	71	M	6,8	Do
11.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A				1	1			2	29	Cz	2,7	Sd
12.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A						1		1	14	Cz	1,4	R
13.	<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816	A	1						1	2	29	Cz	2,7	Sd
14.	<i>Cladosporium</i> sp. Link 1816	A				1				1	14	Cz	1,4	R
15.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A			1	1	1	1	1	5	71	M	6,8	Do
16.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1	1	1	1		1	1	6	86	M	8,2	Do
17.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A						1		1	14	Cz	1,4	R
18.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	A							1	1	14	Cz	1,4	R
19.	<i>Fusarium lolii</i> Nees & T. Nees 1818	A							1	1	14	Cz	1,4	R
20.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1	1		1			1	4	57	Po	5,5	Do
21.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	A				1		1		2	29	Cz	2,7	Sd
22.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A		1	1	1	1		1	5	71	M	6,8	Do
23.	<i>Humicola grisea</i> Traaen 1914	A				1				1	14	Cz	1,4	R
24.	<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer 1903	Z						1		1	14	Cz	1,4	R
25.	<i>Mycelia sterilia</i> 3					1			1	2	29	Cz	2,7	Sd

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko								Suma notowań	F		D	
			3.	5.	6.	7.	9.	12.	15.						
			Liczba notowań												
26.	<i>Mycelia sterilia</i> 4								1	1	14	Cz	1,4	R	
27.	<i>Mycelia sterilia</i> 5					1				1	14	Cz	1,4	R	
28.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1					1		1	43	Po	4,1	Sd	
29.	<i>Penicillium</i> z sekcji Monoverticillate	A								1	14	Cz	1,4	R	
30.	<i>Periconia</i> sp. Tode 1791	A								1	14	Cz	1,4	R	
31.	<i>Phoma</i> sp. Sacc. 1880	A								1	14	Cz	1,4	R	
32.	<i>Phyllosticta nymphaeacea</i> Ellis & Everh. 1900	A								1	14	Cz	1,4	R	
33.	<i>Rhizopus niger</i> (Ciagl. & Hewelke) Gedoelst 1902	Z								1	14	Cz	1,4	R	
34.	<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill. 1902	Z	1								14	Cz	1,4	R	
35.	<i>Trichoderma viride</i> Pers. 1794	A							1	1	29	Cz	2,7	Sd	
36.	<i>Ulocladium</i> sp. Preuss 1851	A	1								14	Cz	1,4	R	

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota, Z – Zygomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty

\*\*\* D – dominacja: Do – dominant, Sd – subdominant, R – recedent

Tab.A 6. Mykobiota związane z *Nymphaea alba* w 2017 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**		D***	
			3.	5.	6.	7.	9.	11.	12.	13.	14.	15.						
			Liczba notowań															
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1		1					1	1	1		5	50	Po	5,5	Do
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	10	100	M	11,0	Ed
3.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	A		1							1			2	20	Cz	2,2	Sd
4.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A	1			1							1	3	30	Cz	3,3	Sd
5.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1	1	1	1	1			1	1	1		8	80	M	8,8	Do
6.	<i>Aspergillus</i> sp. P. Micheli ex Haller 1768	A							1					1	10	Rz	1,1	R

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**	D***	
			3.	5.	6.	7.	9.	11.	12.	13.	14.	15.					
			Liczba notowań														
7.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1	1	1	1		1	1	1	1	1	9	90	M	9,9	Do
8.	<i>Botrytis</i> sp. P. Micheli 1729	A							1				1	10	Rz	1,1	R
9.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A	1			1	1						3	30	Cz	3,3	Sd
10.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A		1						1			2	20	Cz	2,2	Sd
11.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A	1	1		1	1	1	1	1		1	8	80	M	8,8	Do
12.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1	1	1	1			1	1	1	1	8	80	M	8,8	Do
13.	<i>Epicoccum nigrum</i> Link 1816	A								1			1	10	Rz	1,1	R
14.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A		1		1				1	1		4	40	Po	4,4	Sd
15.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	A	1				1			1	1		4	40	Po	4,4	Sd
16.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	10	100	M	11,0	Ed
17.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A			1								1	10	Rz	1,1	R
18.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1			1		1		1	1		5	50	Po	5,5	Do
19.	<i>Penicillium</i> z sekcji Biverticillate	A	1									1	2	20	Cz	2,2	Sd
20.	<i>Phomopsis</i> sp. (Sacc.) Bubák 1905	A			1	1							2	20	Cz	2,2	Sd
21.	<i>Trichoderma viride</i> Pers. 1794	A	1										1	10	Rz	1,1	R
22.	<i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berthold 1879	A										1	1	10	Rz	1,1	R

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty, Rz – rzadki

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant, Sd – subdominant, R – recedent

Tab.A 7. Mykobiota związane z *Nymphaea candida* w 2016 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko
			3. 2016 Liczba notowań
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1
3.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A	1
4.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1
5.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1
6.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A	1
7.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1
8.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A	1
9.	<i>Fusarium chlamydosporum</i> Wollenw. & Reinking 1925	A	1
10.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A	1
11.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota

Tab.A 8. Mykobiota związane z *Nymphaea candida* w 2017 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko
			3. 2017 Liczba notowań
1.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A*	1
2.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A	1
3.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1
4.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1
5.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A	1
6.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1

\*A – Ascomycota

Tab.A 9. Mykobiota związane z *Nuphar lutea* w 2015 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**	D***		
			1.	2.	3.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.						
			Liczba notowań															
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1								1			2	20	Cz	2,2	Sd
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1	1	1	1	1	1	1	1			8	80	M	9,0	Do
3.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	A		1	1		1	1				1		5	50	Po	5,6	Do
4.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A					1	1						2	20	Cz	2,2	Sd
5.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A		1								1		2	20	Cz	2,2	Sd
6.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	9	90	M	10,1	Ed
7.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A				1		1	1		1			4	40	Cz	4,5	Sd
8.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A	1											1	10	Rz	1,1	R
9.	<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816	A							1					1	10	Rz	1,1	R
10.	<i>Cladosporium</i> sp. Link 1816	A	1	1	1									3	30	Cz	3,4	Sd
11.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A		1										1	10	Rz	1,1	R
12.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1	1	1		1			1	1	1	1	8	80	M	9,0	Do
13.	<i>Epicoccum nigrum</i> Link 1816	A			1		1							2	20	Cz	2,2	Sd
14.	<i>Fusarium acuminatum</i> Ellis & Everh. 1895	A								1				1	10	Rz	1,1	R
15.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A	1			1	1			1				4	40	Po	4,5	Sd
16.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	A	1			1	1							3	30	Cz	3,4	Sd
17.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1		1				1	1	1	1	1	7	70	M	7,9	Do
18.	<i>Fusarium oxysporum</i> Schltdl. 1824	A					1							1	10	Rz	1,1	R
19.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	A		1	1				1	1	1			5	50	Po	5,6	Do
20.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A								1				1	10	Rz	1,1	R
21.	<i>Fusarium sulphureum</i> Schltdl. 1824	A		1								1	1	3	30	Cz	3,4	Sd
22.	<i>Globisporangium ultimum</i> (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish. 2010	Oo								1				1	10	Rz	1,1	R
23.	<i>Helminthosporium</i> sp. Link 1809	A	1											1	10	Rz	1,1	R

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**		D***		
			1.	2.	3.	8.	9.	10.	11.	12.	13.	14.							
			Liczba notowań																
24.	<i>Mycelia sterilia</i> 2											1			1	10	Rz	1,1	R
25.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1			1	1					1			4	40	Po	4,5	Sd
26.	<i>Phyllosticta</i> sp. Pers. 1818	A	1	1	1								1		4	40	Po	4,5	Sd
27.	<i>Pythium</i> sp. Pringsh. 1858	Oo				1		1							2	20	Cz	2,2	Sd
28.	<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill. 1902	Z		1	1		1								3	30	Cz	3,4	Sd

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota, Z – Zygomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty, Rz – rzadki

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant, Sd – subdominant, R – recedent

Tab.A 10. Mykobiota związane z *Nuphar lutea* w 2016 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**		D***		
			1.	2.	3.	4.	9.	10.	11.	12.	13.	14.							
			Liczba notowań																
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A*	1				1	1	1	1					5	50	Po	4	Sd
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		10	100	M	8	Do
3.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	A		1					1			1			3	30	Cz	2,4	Sd
4.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		10	100	M	8	Do
5.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A			1	1			1	1	1	1			6	60	Po	4,8	Do
6.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A	1		1	1			1	1	1				6	60	Po	4,8	Do
7.	<i>Chaetosphaeria vermicularioides</i> (Sacc. & Roum.) W. Gams & Hol-Jech. 1976	A			1										1	10	Rz	0,8	Sr
8.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A											1		1	10	Rz	0,8	Sr
9.	<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816	A						1		1	1				3	30	Cz	2,4	Sd
10.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A	1	1	1		1		1			1	1		7	70	M	5,6	Do
11.	<i>Elongisporangium undulatum</i> (H.E. Petersen) Uzuhasi, Tojo & Kakish. 2010	Oo							1			1	1		3	30	Cz	2,4	Sd
12.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	A					1					1	1		3	30	Cz	2,4	Sd

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko											Suma notowań	F**		D***		
			1.	2.	3.	4.	9.	10.	11.	12.	13.	14.							
			Liczba notowań																
13.	<i>Fusarium chlamydosporum</i> Wollenw. & Reinking 1925	A			1										1	10	Rz	0,8	Sr
14.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	A			1										1	10	Rz	0,8	Sr
15.	<i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg 1976	A					1	1					1		3	30	Cz	2,4	Sd
16.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1	1	1		1	1	1	1	1	1	1	1	9	90	M	7,2	Do
17.	<i>Fusarium lolii</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1895	A					1	1							2	20	Cz	1,6	R
18.	<i>Fusarium oxysporum</i> Schltld. 1824	A	1		1			1					1	1	5	50	Po	4	Sd
19.	<i>Fusarium roseum</i> Link 1809	A									1	1			2	20	Cz	1,6	R
20.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	A	1	1	1			1	1	1	1	1	1	1	8	80	M	6,4	Do
21.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A		1			1				1	1	1		5	50	Po	4	Sd
22.	<i>Fusarium sulphureum</i> Schltld. 1824	A			1										1	10	Rz	0,8	Sr
23.	<i>Globisporangium ultimum</i> (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish. 2010	Oo	1				1				1				3	30	Cz	2,4	Sd
24.	<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer 1903	Z											1		1	10	Rz	0,8	Sr
25.	<i>Mucor</i> sp. Fresen. 1850	Z												1	1	10	Rz	0,8	Sr
26.	<i>Mycelia sterilia</i> 6							1							1	10	Rz	0,8	Sr
27.	<i>Mycelia sterilia</i> 7												1		1	10	Rz	0,8	Sr
28.	<i>Mycelia sterilia</i> 8											1			1	10	Rz	0,8	Sr
29.	<i>Mycelia sterilia</i> 9							1							1	10	Rz	0,8	Sr
30.	<i>Penicillium chrysogenum</i> Thom 1910	A							1						1	10	Rz	0,8	Sr
31.	<i>Penicillium expansum</i> Link 1809	A											1		1	10	Rz	0,8	Sr
32.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1		1	1		1					1		5	50	Po	4	Sd
33.	<i>Phoma</i> sp. Sacc. 1880	A						1							1	10	Rz	0,8	Sr
34.	<i>Phyllosticta hydrophila</i> Speg. 1881	A				1	1								2	20	Cz	1,6	R
35.	<i>Phyllosticta</i> sp. Pers. 1818	A		1											1	10	Rz	0,8	Sr
36.	<i>Pythium</i> sp. Pringsh. 1858	Oo		1	1	1			1	1	1	1	1		7	70	M	5,6	Do
37.	<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill. 1902	Z		1	1										2	20	Cz	1,6	R

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko										Suma notowań	F**		D***		
			1.	2.	3.	4.	9.	10.	11.	12.	13.	14.						
			Liczba notowań															
38.	<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc. 1911	B											1	1	10	Rz	0,8	Sr

\*A – Ascomycota, B – Basidiomycota, Oo – Oomycota, Z – Zygomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty, Rz – rzadki

\*\*\* D – dominacja: Do – domianant, Sd – subdominant, R – recedent, Sr – subrecedent

Tab.A 11. Mykobiota związane z *Nuphar lutea* w 2017 r.

Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko										Suma notowań	F		D	
			1.	2.	3.	4.	11.	12.	13.	14.							
			Liczba notowań														
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	A	1						1			1	3	38	Po	4,3	Sd
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	A	1	1	1	1	1	1				1	7	88	M	10,1	Ed
3.	<i>Arthrimum</i> sp. Kunze 1817	A						1					1	13	Cz	1,4	R
4.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	A	1		1								2	25	Cz	2,9	Sd
5.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	A	1		1				1	1	1		5	63	M	7,2	Do
6.	<i>Aspergillus</i> sp. P. Micheli ex Haller 1768	A		1		1	1						3	38	Po	4,3	Sd
7.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	A	1	1	1	1			1				5	63	M	7,2	Do
8.	<i>Botrytis</i> sp. P. Micheli 1729	A							1				1	13	Cz	1,4	R
9.	<i>Chaetomium globosum</i> Kunze 1817	A					1					1	2	25	Cz	2,9	Sd
10.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	A										1	1	13	Cz	1,4	R
11.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	A	1	1	1			1	1			1	6	75	M	8,7	Do
12.	<i>Fusarium avenaceum</i>	A	1	1				1	1			1	5	63	M	7,2	Do
13.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	A	1						1				2	25	Cz	2,9	Sd
14.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	A	1	1	1	1			1			1	6	75	M	8,7	Do
15.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	A		1	1								2	25	Cz	2,9	Sd
16.	<i>Gilmaniella humicola</i> G.L. Barron 1964	A						1					1	13	Cz	1,4	R
17.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	A	1	1	1	1	1				1	1	7	88	M	10,1	Ed



Lp.	Gatunek	Gromada	Stanowisko								Suma notowań	F		D	
			1.	2.	3.	4.	11.	12.	13.	14.					
			Liczba notowań												
18.	<i>Penicillium</i> z sekcji Biverticillate	A			1					1	13	Cz	1,4	R	
19.	<i>Pythium</i> sp. Pringsh. 1858	Oo	1	1	1		1	1		1	6	M	8,7	Do	
20.	<i>Trichoderma viride</i> Pers. 1794	A	1				1			1	3	Po	4,3	Sd	

\*A – Ascomycota, Oo – Oomycota

\*\* F – frekwencja: M – masowy, Po – pospolity, Cz – częsty

\*\*\* D – dominacja: Ed – eudominant, Do – domianant, Sd – subdominant, R – recedent

Tab.A 12. Gatunki grzybów anamorficzných związanych z *Hydrocharis morsus-ranae*, *Nymphaea alba*, *N. candida* i *Nuphar lutea* na Pobrzeżu Szczecińskim w latach badań 2015 – 2017

Lp.	Gatunek	Rząd
1.	<i>Acremonium</i> sp. Link 1809	Moniliales
2.	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	Moniliales
3.	<i>Alternaria atra</i> (Preuss) Woudenb. & Crous 2013	Moniliales
4.	<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire 1933	Moniliales
5.	<i>Arthrinium</i> sp. Kunze 1817	Moniliales
6.	<i>Ascochyta kirulisii</i> H. Ruppr. 1959	Sphaeropsidales
7.	<i>Aspergillus flavus</i> Link 1809	Moniliales
8.	<i>Aspergillus fumigatus</i> Fresen. 1863	Moniliales
9.	<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	Moniliales
10.	<i>Aspergillus</i> P. Micheli ex Haller 1768	Moniliales
11.	<i>Aspergillus versicolor</i> (Vuill.) Tirab. 1908	Moniliales
12.	<i>Bipolaris</i> sp. Shoemaker 1959	Moniliales
13.	<i>Boeremia exigua</i> (Desm.) Aveskamp, Gruyter & Verkley 2010	Sphaeropsidales
14.	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. 1794	Moniliales
15.	<i>Botrytis</i> sp. P. Micheli 1729	Moniliales
16.	<i>Chaetosphaeria vermicularioides</i> (Sacc. & Roum.) W. Gams & Hol-Jech. 1976	Moniliales
17.	<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	Moniliales
18.	<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816	Moniliales
19.	<i>Cladosporium</i> sp. Link 1816	Moniliales
20.	<i>Colletotrichum nymphaeae</i> (Pass.) Aa 1978	Melanconiales
21.	<i>Epicoccum nigrum</i> Link 1816	Moniliales
22.	<i>Fusarium acuminatum</i> Ellis & Everh. 1895	Moniliales
23.	<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc. 1886	Moniliales
24.	<i>Fusarium chlamydosporum</i> Wollenw. & Reinking 1925	Moniliales
25.	<i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1892	Moniliales
26.	<i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg 1976	Moniliales
27.	<i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc. 1886	Moniliales
28.	<i>Fusarium lolii</i> (Wm.G. Sm.) Sacc. 1895)	Moniliales
29.	<i>Fusarium oxysporum</i> Schltdl. 1824	Moniliales
30.	<i>Fusarium roseum</i> Link 1809	Moniliales
31.	<i>Fusarium sacchari</i> (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams 1971	Moniliales
32.	<i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb. 1915	Moniliales
33.	<i>Fusarium sulphureum</i> Schltdl. 1824	Moniliales
34.	<i>Geotrichum</i> sp. Link 1809	Moniliales
35.	<i>Gilmaniella humicola</i> G.L. Barron 1964	Moniliales
36.	<i>Helminthosporium</i> sp. Link 1809	Moniliales
37.	<i>Humicola grisea</i> Traaen 1914	Moniliales
38.	<i>Penicillium chrysogenum</i> Thom 1910	Moniliales
39.	<i>Penicillium expansum</i> Link 1809	Moniliales
40.	<i>Penicillium</i> sp. Link 1809	Moniliales

Lp.	Gatunek	Rząd
41.	<i>Penicillium</i> z sekcji <i>Biverticillate</i>	Moniliales
42.	<i>Penicillium</i> z sekcji <i>Monoverticillate</i>	Moniliales
43.	<i>Periconia</i> sp. Tode 1791	Moniliales
44.	<i>Phoma</i> sp. Sacc. 1880	Sphaeropsidales
45.	<i>Phomopsis</i> sp. (Sacc.) Bubák 1905	Sphaeropsidales
46.	<i>Phyllosticta hydrophila</i> Speg. 1881	Sphaeropsidales
47.	<i>Phyllosticta nymphaeacea</i> Ellis & Everh. 1900	Sphaeropsidales
48.	<i>Phyllosticta</i> sp. Pers. 1818	Sphaeropsidales
49.	<i>Pithomyces</i> Berk. & Broome 1873	Moniliales
50.	<i>Trichoderma viride</i> Pers. 1794	Moniliales
51.	<i>Ulocladium</i> sp. Preuss 1851	Moniliales
52.	<i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berthold 1879	Moniliales