

Mykobiota krzewów jałowca *Juniperus x media* z objawami zamierania na terenie oczyszczalni ścieków w Poznaniu

Mycobiota of juniper *Juniperus x media* with symptoms of dieback in sewage plant facilities area in Poznań

Jolanta Behnke-Borowczyk¹, Hanna Kwaśna^{1*}, Wojciech Szewczyk¹, Jacek Zatorski²

¹Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu, Wydział Leśny, Katedra Fitopatologii Leśnej, ul. Wojska Polskiego 71c, 60–625 Poznań,

²Lewobrzeżna Oczyszczalnia Ścieków, ul. Serbska 3, 61-696 Poznań

*Tel. +48 61 8487710, e-mail: hanna.kwasna@up.poznan.pl

Abstract. The frequency and diversity of fungi in branches, roots and soil was examined in 3–10-years-old diseased *Juniperus x media* trees growing in the surroundings of the sewage treatment facility in Poznań. Symptoms of branch dieback appeared first on the older parts inside the crown and mostly in the lower part of trees subsequently spreading upwards and outwards. Our analyses included extraction of environmental rDNA from branches, roots and soil, amplification of the rDNA with fungi specific primers and sequencing. Fungal taxa from Ascomycota, Basidiomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota and Zygomycota were detected with a total of 695, 135 and 196 taxa in branches, roots and soil, respectively. Fungal communities included plant pathogens, opportunistic pathogens, epiphytes or endophytes, mycorrhizal taxa, saprotrophs common on organic debris and in soil, human and animal pathogens, entomopathogenic taxa, mycoparasites, white and black yeasts, taxa with antagonistic and medicinal properties and lichenized fungi. The frequency of potential plant pathogens was 2.64–33.12% in branches, 0.88% in roots and 1.29–2.93% in soil. The most common pathogens were species from *Chalara*, *Cytospora*, *Fusarium*, *Ilyonectria*, *Mycosphaerella*, *Setomelanomma* (Ascomycota) and *Armillaria*, *Rhizoctonia* (Basidiomycota) genera. The less frequent pathogens included species from *Leptosphaeria*, *Lophodermium* and *Septoria* genera. In conclusion, oxygen deficiency and the presence of poisonous gases in the air around the sewage plant is likely to have had damaging effects on plants infected or colonized by opportunistic and facultative parasites.

Keywords: branches, dieback, fungi, juniper, pathogens

Słowa kluczowe: gałęzie, zamieranie, grzyby, jałowiec, patogeny

1. Wstęp

Rdza, powodowana przez *Gymnosporangium* spp., jest najczęściej występującą chorobą jałowca. Zamieranie pędów jałowca może być również wywoływane przez *Diaporthe juniperivora* (G.G. Hahn) Rossman & Udayanga (syn. *Phomopsis juniperivora* G.G. Hahn), *Kabatina juniperi* R. Schneid. & Arx, *Pseudocercospora juniperi* (Ellis & Everh.) B. Sutton & Hodges (syn. *Cercospora sequoiae* var. *juniperi* Ellis & Everh.) i *Sydowia polyspora* (Bref. & Tavel) E. Müll. (syn. *Sclerophoma pithyophila* (Corda) Höhn) (Schneider, Arx 1966; Hoffman, Fliege 1967; Pero, Howard 1969; Brener et al. 1974; Ostrofsky, Peterson 1977; Peterson 1977; Anonymous 2018). Symptomy chorobowe w przypadku jałowca mogą być także powodowane przez rodzaj *Phytophthora* (Green et al. 2012, 2015) i *Botryosphaeria stevensii*

Shoemaker (Flynn 1992). Objawy zamierania pędów często są podobne. *Diaporthe juniperivora* i *Kabatina juniperi* powodują zamieranie wierzchołkowych części, zwykle pojedynczych pędów w koronach. Symptomy *Diaporthe juniperivora* pojawiają się w kwietniu i w maju oraz w sierpniu i wrześniu, a symptomy *Kabatina juniperi* występują wcześniej – w lutym i w marcu. Porażone i zamarte igły z czasem opadają. Pędy zamierają. Również młodsze rośliny (poniżej 5 lat) mogą zamierać. *Pseudocercospora juniperi* powoduje zamieranie igieł; najpierw atakuje igły na starszych, wewnętrznie umieszczonych częściach pędów i dolnych gałęziach. Stąd rozprzestrzenia się ku górze i na zewnątrz. Wierzchołek pędu często pozostaje zielony i wolny od porażenia. Porażone igły opadają, doprowadzając do tworzenia luk, zwłaszcza wewnątrz korony. *Sydowia polyspora* atakuje często pędy osłabione lub uszkodzone przez mróz.

Wpłynęło: 15.10.2019 r., recenzowano: 4.11.2019 r., zaakceptowano: 20.11.2019 r.

Ochrona przed *Diaporthe juniperivora* polega na profilaktycznym oprysku, przeprowadzonym w momencie pojawiania się młodych przyrostów aż do ich całkowitego zdrewnienia. Najczęściej przeprowadza się 2–3 zabiegi w marcu i kwietniu oraz 1–2 zabiegi – jesienią (<https://pnwhandbooks.org/node/2946>). Ochrona przed *Kabatina juniperi* zakłada również wycinanie i niszczenie porażonych fragmentów pędów oraz zabezpieczenie roślin przed uszkodzeniami powodowanymi przez owady i zranieniami mechanicznymi (https://wiki.bugwood.org/HPIPM:Kabatina_juniperi).

Jałowce pośrednie *Juniperus x media* w wieku 3–10 lat, otaczające teren Lewobrzeżnej Oczyszczalni Ścieków w Poznaniu przy ul. Serbskiej, wykazywały objawy zamierania igieł i pędów. Objawy wystąpiły na 100 drzewkach, które stanowiły 50% rosnących w tym miejscu jałowców. Igieł w koronach początkowo żółkły, następnie brunatniały, zamierały i opadały. Objawy występowały wprawdzie u podstawy pędów i rozprzestrzeniały się ku wierzchołkom. Na pędach nie stwierdzono ani grzybni ani owocników grzybów oraz uszkodzeń powodowanych przez owady. Na przekroju podstawy pędów głównych stwierdzano przebarwienie drewna z objawami zawiłgoenia (ryc. 1, 2).

Celem pracy było zbadanie przyczyn zamierania pędów 3–10-letnich krzewów jałowca *Juniperus x media* na terenie Lewobrzeżnej Oczyszczalni Ścieków w Poznaniu.

2. Materiały i metody

2.1. Materiał badawczy

Zamarte pędy (1, 2 i 3), korzenie oraz glebę 1 i 2 (tab. 1) pobrano z/spod 3 krzewów jałowca pośredniego z objawami zamierania igieł i pędów, rosnących wokół zbiorników gromadzenia osadu w Lewobrzeżnej Oczyszczalni Ścieków w Poznaniu przy ulicy Serbskiej. Gleba 2 pochodziła z działki wcześniej (w 2017 r.) odkażanej Besamidem 97 GR.

2.2. Analiza molekularna

W laboratorium środowiskowe DNA z trocin z pędów lub korzeni oraz z gleby izolowano z wykorzystaniem komercyjnie dostępnych zestawów: DNeasy PowerSoil Kit (Qiagen) i Plant Genomic DNA Purification (ThermoScientific). Następnie amplifikowano region ITS 1/2 rDNA ze starterami specyficznymi dla grzybów: ITS1 FI2 – 5' GAA CCW GCG GAR GGA TCA 3' oraz 5.8S – 5' CGC TGC GTT CTT CAT CG 3' (Schmidt et al. 2013). Mieszanina reakcyjna składała się z 2.5 µl DNA, 0.2 µl każdego startera, 10.6 µl wody dejonizowanej oraz 12.5 µl 2 × PCR Mix (A & A Biotechnology). Reakcję amplifikacji przeprowadzono w termocyklerze. Obejmowała ona denaturację wstępną (94°C 5 min), 35 cykli: denaturacji (94°C 30 s), annealing (56°C 30 s), elongacji (72°C 30 s) oraz elongację końcową (72°C 7 min). Efekt amplifikacji sprawdzono na 1% żelu agarozowym barwionym Midori Green Advance DNA (Genetics). Otrzymany produkt oczyszczono i sekwencjonowano w technologii SBS



Rycina 1. Zamierające igły i pędy jałowca
Figure 1. Dying juniper needles and branches



Rycina 2. Przebarwienie drewna na przekroju pędu głównego jałowca
Figure 2. Discoloration on the cross section of the main stem of juniper

illumina w Genomed w Warszawie. Otrzymane sekwencje przekonwertowano do formatu Fasta i scalono w pojedynczy plik z wykorzystaniem PEAR, wersji 0.9.6, filtrowanej z progiem jakości 30 przez FASTX-Toolkit, wersja 0.0.13 (http://hannonlab.cshl.edu/fastx_toolkit/index.html). Sekwencje dereplikowano, a podregiony ITS wybrano za pomocą oprogramowania ITSx, wersji 1.0.11. Pojedyncze sekwencje i sekwencje <100 bp usunięto. Pozostałe, z podobieństwem >97%, grupowano. Usunięto chimery przy użyciu zestawu danych referencyjnych UNITE UCHIME, wersja 6.0, <https://unite.ut.ee/index.php>). Sekwencje wejściowe mapowano na sekwencjach reprezentatywnych i utworzono tabelę OTU (ang. Operational Taxonomic Unit, pol. Operacyjna Jednostka Taksonomiczna). Sekwencje identyfikowano przez porównanie z sekwencjami referencyjnymi znajdującymi się w bazie danych UNITE (<https://unite.ut.ee/>). Frekwencję tak-

sonów w zbiorowisku określano na podstawie procentowego udziału danego taksonu w zbiorowisku.

2.3. Opis powierzchni badawczej

Miejsce analizy, tj. Lewobrzeźna Oczyszczalnia Ścieków w Poznaniu przy ul. Serbskiej, jest oczyszczalnią mechaniczno-biologiczną z podwyższonym usuwaniem biogenów i pełną przeróbką wytwarzanych osadów ściekowych. Przyjmuje 50 000 m³ (50 mln litrów) ścieków na dobę.

3. Wyniki

Sekwencjonowanie środowiskowego rDNA wyekstrahowanego z zamierających pędów, korzeni i gleby spod jałowca pośredniego wykazało obecność 777 taksonów grzybów należących do: Ascomycota (433 taksony), Basidiomycota (257), Chytridiomycota (15), Glomeromycota (16) i Zygomycota (56). Stwierdzono również obecność roślin (Plantae) i pierwotniaków (Cercozoa, Protista). W pędach było 685 taksonów (Ascomycota – 386, Basidiomycota – 232, Chytridiomycota – 3, Glomeromycota – 12 i Zygomycota – 52), w korzeniach 135 (Ascomycota – 78, Basidiomycota – 43, Chytridiomycota – 2, Zygomycota – 12) i w glebie 196 (Ascomycota – 123, Basidiomycota – 57, Chytridiomycota – 1, Zygomycota – 15). Zbiorowiska grzybów obejmowały patogeny roślin, w tym gatunki oportunistyczne i fakultatywne, epi- i endofity, grzyby mykoryzowe, saprotrofy kolonizujące drewno i materiał organiczny w glebie, patogeny człowieka, zwierząt, owadów i nicieni, mykopasożyty, grzyby drożdżoidalne, gatunki antagonistyczne w stosunku do innych grzybów, gatunki o właściwościach medycznych, składniki porostów (tab. 1).

Udział potencjalnych patogenów w zbiorowisku grzybów wynosił: w pędach 2,64–33,11%, w korzeniach – 0,88% i w glebie – 1,29–2,93%. Wśród patogenów najliczniej wystąpiły gatunki z rodzajów: *Chalara*, *Cytospora*, *Fusarium*, *Ilyonectria*, *Mycosphaerella*, *Pestalotiopsis*, *Setomelanomma* (Ascomycota) oraz *Armillaria*, *Rhizoctonia* i *Thelephora* (Basidiomycota). Mniej liczne patogeny należały do rodzajów *Cadophora*, *Infundichalara* (syn. *Chalara*), *Leptosphaeria*, *Lophodermium*, *Septoria* i *Sydowia*.

4. Dyskusja

Jałowiec pośredni pochodzi ze skrzyżowania jałowca chińskiego i sabińskiego. Jest odmianą trwałą, bujnie rosnącą, zimozieloną, o zwartym i krzaczastym pokroju, dobrze znoszącą cięcie i formowanie, tolerancyjną względem podłoża, wytrzymałą na suszę, mrozy i miejskie zanieczyszczenia, polecaną do parków, ogrodów naturalistycznych i przydomowych. Te cechy zadecydowały o wprowadzeniu jałowca pośredniego na teren oczyszczalni ścieków w Poznaniu. Rośnie tam, na glebie lekkiej, piaszczystej i suchej, w grupach jako roślina okrywowa.

Jałowce są podatne na choroby grzybowe. Objawy występujące na badanych jałowcach były najbardziej zbliżone do tych stwierdzonych przy porażeniu przez *Pseudocercospora juniperi*. Obserwowano zamieranie igieł, pojedynczych pędów, często w dolnej części korony, a rozpoczynało się ono od wewnętrznej części pędów i postępowało ku wierzchołkom, w centrum i na obwodzie drzewek. Analiza mykologiczna wykonana metodą sekwencjonowania rDNA wyekstrahowanego z chorych pędów, korzeni i gleby nie wykazała jednak obecności znanych patogenów jałowca. Stwierdzono natomiast liczne zbiorowiska innych grzybów. Przypuszcza się, że wiele z nich mogło wchodzić w skład aerozolu biologicznego unoszącego się nad oczyszczalnią, składającego się z drobnoustrojów i ich toksyn, i opadającego na gałęzie jałowca. Z badań Michalak i Pawłasa (2012) wynika, że zasięg oddziaływania aerozolu biologicznego sięga do 3 km poza miejsce jego tworzenia się, a liczebność grzybów w powietrzu dochodzi do 13 000 jednostek tworzących kolonie na 1 m³.

Stwierdzono obecność kilkunastu taksonów potencjalnie patogennych dla roślin. Wspólnie, przy sprzyjających warunkach otoczenia, mogły one powodować obserwowane zamieranie igieł i pędów jałowca. Niektóre wystąpiły częściej, m.in. *Chalara* sp. na pojedynczych pędach pojawiła się z większą frekwencją. W niniejszej pracy została zaliczona do potencjalnych patogenów po doświadczeniach ostatniej epifitytozy zamierania jesionów powodowanego przez *Chalara fraxinea* (Kowalski 2006). Stwierdzona *Chalara* sp. może być anamorfą kilku innych patogenów roślin, m.in. *Ceratocystis* powodującego zamieranie pędów w koronach drzew (Hunt 1956). *Cytospora* spp. wystąpiły w korzeniach jałowca. *Cytospora*, będąca anamorfą *Valsa*, jest sprawcą zamierania pędów drzew liściastych i iglastych (Mańka, Mańka 1993; Hudelson 2012). Na drzewach gatunków iglastych atakuje najczęściej dolne gałęzie, skąd rozprzestrzenia się ku wierzchołkowi. Porażenie pędów bocznych prowadzi do tworzenia się raka, a pędu głównego do zamierania drzew. *Fusarium oxysporum*, *Ilyonectria* spp., *Pestalotiopsis* spp. to patogeny roślin. Atakują pędy i korzenie drzew, prowadząc do ich zamierania (Mańka, Mańka 1993). Dwa pierwsze taksony występują powszechnie. Stwierdzony *Pestalotiopsis verruculosa* izolowany był wcześniej z rododendronu (Maharachchikumbura et al. 2012). Inny gatunek z rodzaju *Pestalotiopsis*, tj. *Pestalotiopsis funerea* (Desm.) Steyaert może powodować nekrozę wierzchołkowych pędów jałowca (Orlikowski et al. 2014). Rodzaj *Mycosphaerella* obejmuje ponad 600 gatunków. Należą tu liczne pasożyty roślin powodujące duże straty gospodarcze. Stwierdzana przez autorów *Mycosphaerella tumulosa* izolowana była dotychczas z liści eukaliptusa (Carnegie et al. 2007). *Setomelanomma holmii* do tej pory powodowała zamieranie igieł świerka (Rossman et al. 2002; Farr 2019; Wu et al. 2014). Wśród Basidiomycota *Armillaria gallica* jest groźnym pasożytem drzew wywołującym opieńkową zgniliznę korzeni objawiającą się stopniowym zamieraniem koron. *Rhizoctonia* spp. są grzybami glebowymi wywołującymi uciążliwe choroby wielu roślin. Mogą uszkadzać ko-

Tabela 1. Frekwencja (% OTU) przypuszczalnych patogenów w zbiorowiskach grzybów na jałowcu pośrednim
 Table 1. Frequency of the potential pathogens in communities of fungi on *Juniperus x media*

Takson Taxon	Pęd 1 Branch 1	Pęd 2 Branch 2	Pęd 3 Branch 3	Korzenie Roots	Gleba 1 Soil 1	Gleba 2 Soil 2
<i>Cadophora orchidicola</i> (Sigler & Currah) M.J. Day & Currah.	0,021	0,15	0,249	0	0,015	0
<i>Cadophora spadici</i> Travadon. D.P. Lawr. Roon.-Lath.. Gubler. W.F. Wilcox. Rolsh. & K. Baumgartner	0	0	0	0	0,229	0
<i>Chalara</i> sp.	5,062	0,148	0,005	0	0	0
<i>Colpoma quercinum</i> (Pers.) Wallr.	0,119	0,069	0	0	0	0
<i>Cytospora mougeotii</i> Lév. + <i>Cytospora</i> sp.	0,004	0	0	0	1,732	0
<i>Diplodia scrobiculata</i> J. de Wet. Slippers & M.J. Wingf.	0	0	0,034	0,049	0	0
<i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht.	0	0,205	0,005	0,042	0	0
Heliotales	0,358	1,097	0,999	0,072	0,302	0
Herpotrichiellaceae	0,062	0,142	0	0,019	0,011	0
Hypocreales	0,004	1,713	0,426	0,110	0,072	0
<i>Ilyonectria mors-panacis</i> (A.A. Hildebr.) A. Cabral & Crous + <i>I. robusta</i> (A.A. Hildebr.) A. Cabral & Crous	0,054	0,229	0,705	0,017	0	0
<i>Infundichalara microchona</i> (W. Gams) Réblová & W. Gams	0,325	0,038	0,108	0,040	0	0
<i>Leptosphaeria</i> sp.	0,004	0,009	0,055	0	0,011	0
<i>Lophodermium pinastri</i> (Schr.) Chevall.	0,025	0,006	0,003	0,232	0	1,299
<i>Mycosphaerella tumulosa</i> Carnegie & Beilharz + Mycosphaerellaceae	5,589	0	0	0	0	0
Mycosphaerellaceae	0,111	0,003	0	0	0,047	0
Nectriaceae	0,078	0,113	0,005	0,086	0,047	0
<i>Pestalotiopsis verruculosa</i> Maharachch. & K.D. Hyde	0,309	0,188	0	0	0	0
Pleosporales	1,099	0,052	0,017	0,133	0,074	0
<i>Septoria lepidii</i> Desm.	0,029	0,130	0	0	0	0
<i>Setomelanomma holmii</i> M. Morelet	3,214	0,289	0	0	0	0
<i>Sydowia polyspora</i> (Bref. & Tavel) E. Müll.	0,008	0	0	0,004	0,171	0
Venturiaceae	0	0,171	0	0,002	0,006	0
Venturiales	0,140	0,006	0	0	0	0
Xylariaceae	1,045	0,003	0	0	0	0
Ascomycota	17,660	4,761	2,611	0,806	2,717	1,299
<i>Aecidium</i> sp.	0	0,020	0	0,078	0,160	0
<i>Armillaria gallica</i> Marxm. & Romagn.	0,971	0,020	0	0	0	0
Ceratobasidiaceae	0,268	0,043	0,026	0	0,009	0
<i>Rhizoctonia</i> sp.	14,200	0,969	0,003	0	0	0
<i>Thelephora terrestris</i> Ehrh. + Thelephoraceae	0,016	2,333	0	0	0,045	
Basidiomycota	15,455	3,385	0,029	0,078	0,214	0
Ascomycota + Basidiomycota	33,115	8,146	2,640	0,884	2,931	1,299

zenie i podstawę pędu. Z obserwacji autorów wynika, że mogą również atakować pędy w koronach; lokalnie bardzo intensywnie, a jałowiec należy do grupy roślin atakowanych najczęściej (Baysal-Gürel et al. 2018). Relacje negatywne występują również między jałowcem (zwłaszcza młodym) i *Thelephora terrestris* (Belomesyatseva 2002). Wymieniona w tabeli 1 rodzina Thelephoraceae obejmuje jednak 8 rodzajów z licznymi gatunkami saprotroficznymi występującymi na martwym drewnie, po zamarcu pędów.

Wśród mniej licznych grzybów *Cadophora orchidicola* jest uważana za endofita. Jednak inne gatunki *Cadophora* mają zdolność rozkładu drewna i zaliczane są do patogenów roślin zielnych i drzewiastych (Travadon et al. 2014). *Infundichalara microchona* była obecna na pędach i korzeniach jałowca. Pomimo że grzyb zaliczany jest do endofitów na gatunkach iglastych (Réblová et al. 2011), można przypuszczać (autor, niepubl.), że w sprzyjających warunkach może współuczestniczyć w porażeniu roślin, podobnie jak *Leptosphaeria* sp., która może powodować zamieranie pędów i opad igieł jałowca (np. w USA, autor niepubl.). *Lophodermium pinastri* jest patogenem igieł. Inny gatunek *Lophodermium* - *Lophodermium juniperinum* (Fr.) De Not. może powodować osutkę jałowca (Hou et al. 2005). Stwierdzana *Septoria lepidii* jest znana jako patogen roślin zielnych (Berner et al. 2015). W Polsce dotychczas grzyba nie obserwowano (Wołczańska 2013). Wśród 200 innych gatunków *Septoria* występujących w Polsce wiele powoduje plamistość i nekrozę części zielnych roślin. Porażenie jałowca przez zespół grzybów podobny to tego stwierdzonego na terenie oczyszczalni ścieków w Poznaniu był obserwowany wcześniej przez Nadziakiewicz i in. (2018).

Zakwalifikowanie wielu grzybów do taksonów wyższych od gatunku lub rodzaju, np. do rodziny lub rzędu – Ceratobasidiaceae, Helotiales, Hypocreales, Nectriaceae, Pleosporales, Thelephoraceae, Xylariaceae (tab. 1) – nie ułatwia diagnostyki zamierania pędów jałowca. Taksony te obejmują duże grupy podobnych do siebie osobników sklasyfikowanych w taksonomii filogenetycznej na podstawie wspólnego pochodzenia. Jest wysoce prawdopodobne, że obejmują oczywiste lub nieoczywiste i nieznanne dotychczas patogeny jałowca.

Pomimo całkowitego zhermetyzowania Lewobrzeżnej Oczyszczalni Ścieków w Poznaniu przy ul. Serbskiej, od 2010 roku istnieje problem emisji odorów z instalacji oczyszczających powietrze. Odory powstają wskutek naturalnych procesów biodegradacji biomasy (roślinnej i zwierzęcej), np. rozkładu białek. Produktami rozkładu są wieloskładnikowe mieszaniny zanieczyszczeń powietrza (odorantów i związków bezwonnych). Są to mieszaniny związków chemicznych o różnych właściwościach zapachowych i degradujących. Zanieczyszczone powietrze zawiera mniej tlenu oraz spore ilości dwutlenku węgla, związków azotu (amoniak, aminy, dwuaminy), siarki (siarkowodór, tiole, merkaptany, sulfidy, związki siarkoorganiczne), tlenu (alkohole, aldehydy, ketony, estry, kwasy tłuszczowe), metanu i wodoru. Badane jałowce rosły wokół

zbiorników gromadzenia osadów. Narażone były na wpływ aerozolu i odorów zawierających powyższe związki. Brak tlenu powodował zahamowanie procesów energetycznych w komórkach. Dodatkowo, wymienione gazy były szkodliwe dla roślin. Amoniak utleniany do jonów hydroniowych zakwaszał środowisko i hamował oddychanie w komórkach (Vines, Wedding 1960). Siarkowodór zakłócał uwalnianie energii w komórkach i podobnie jak amoniak hamował oddychanie komórkowe, blokując transport tlenu. Metan hamował wzrost roślin (Arif, Verstraete 1995). Inne obecne w powietrzu gazy również miały szkodliwy wpływ na rośliny. Osłabione rośliny były bardziej podatne na porażenie przez liczniej stwierdzone patogeny oportunistyczne i fakultatywne z rodzajów *Chalara*, *Fusarium*, *Ilyonectria*, *Mycosphaerella*, *Pestalotiopsis*, *Setomelanomma* (Ascomycota) oraz *Armillaria*, *Rhizoctonia* (Basidiomycota) i innych rodzajów z wyższych jednostek systematycznych wymienionych w tabeli 1.

5. Podsumowanie

Na terenie ocenianej oczyszczalni ścieków w Poznaniu nie stwierdzono typowych patogenów jałowca. Natomiast rozpoznano patogeny oportunistyczne i fakultatywne, będące jednak zagrożeniem dla osłabionych roślin. Pierwotną przyczyną była ekspozycja roślin na szkodliwy aerozol biologiczny. Częściej stwierdzane grzyby można zaliczyć do indykatorów słabej witalności drzew w rejonach uprzemysłowionych.

Konflikt interesów

Autorzy deklarują brak potencjalnych konfliktów.

Źródła finansowania badań

Badania zostały sfinansowane przez Lewobrzeżną Oczyszczalnię Ścieków w Poznaniu przy ul. Serbskiej oraz Katedrę Fitopatologii Leśnej Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu.

Literatura

- Anonymous. 2018. Juniper Diseases. K-State Research and Extension, publication C-711.
- Arif M.A.S., Verstraete W. 1995. Methane dosage to soil and its effect on plant growth. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 11(5): 529–535. DOI 10.1007/BF00286368.
- Baysal-Gürel F., Kaydan B., Aysan Y. 2018. Landscape diseases and arthropod pests, w: *Recent Researches in Science and Landscape Management* (red. R. Efe, M. Zencirkiran, İ. Curebal), Cambridge Scholar Publishing, Cambridge, 497–506. ISBN 9781527510876.
- Belomesyatseva D.B. 2002. The fungi in the consortium of common juniper in Belarus. *Mycena Minsk* 2(1): 4–16.
- Berner D., Eskandari F., Cavin C., Dubin H. J. 2015. Fulfilment of Koch's postulates and preliminary host range results for *Septo-*

- ria lepidii*, a fungal pathogen for potential biological control of hoary cress (*Lepidium* spp.). *Biocontrol Science and Technology* 25: 732–737. DOI 10.1080/09583157.2015.1004522.
- Brener W.D., Setliff E.G., Norgen R.L. 1974. *Sclerophoma pythiophila* associated with a tip dieback of juniper in Wisconsin. *Plant Disease Reporter* 58: 653–657.
- Carnegie A.J., Burgess T.I., Beilharz V., Wingfield M.J. 2007. New species of *Mycosphaerella* from Myrtaceae in plantations and native forests in eastern Australia. *Mycologia* 99(3): 461–74. DOI 10.1080/15572536.2007.11832571.
- Farr D. 2019. Invasive fungi. Sudden needle drop of Spruce (SNEED)- *Setomelanomma holmii*. Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, ARS, USDA.
- Flynn 1992. Isolation of *Botryosphaeria stevensii*, cause of Botryosphaeria canker, from Rocky Mountain Juniper in Iowa. *Plant Diseases* 77: 210.
- Green S., Elliot M., Armstrong A., Hendry S.J. 2015. *Phytophthora austrocedrae* emerges as a serious threat to juniper (*Juniperus communis*) in Britain. *Plant Pathology* 64: 456–466. DOI 10.1111/ppa.12253.
- Green S., Hendry S.J., MacAskill G.A., Laue B.E., Steele H. 2012. Dieback and mortality of *Juniperus communis* in Britain associated with *Phytophthora austrocedrae*. *New Disease Reports* 26: 2. DOI 10.5197/j.2044-0588.2012.026.002.
- Hoffman G. M., Fliege F. 1967. *Kabatina juniperi* als ursache eines zweigsterbens an verschiedenen Juniperusarten. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 74: 587–593.
- Hou C.L., Lin Y.R., Piepenbring M. 2005. Species of Rhytismataceae on needles of *Juniperus* spp. from China. *Canadian Journal of Botany* 83: 37–46. DOI 10.1139/b04-149.
- Hudelson B. 2012. University of Wisconsin Extension Bulletin A2639. <http://learningstore.uwex.edu> [1.10.2019].
- Hunt J. 1956. Taxonomy of the genus *Ceratocystis*. *Lloydia* 19: 1–58.
- Kowalski T. 2006. *Chalara fraxinea* sp. nov. associated with dieback of ash (*Fraxinus excelsior*) in Poland. *Forest Pathology* 36: 264–270. DOI 10.1111/j.1439-0329.2006.00453.x.
- Maharachchikumbura S.S.N., Guo L.-D., Cai L., Chukeatirote E., Wu E., Sun X., Crous P.W., Bhat D.J., McKenzie E.H.C., Bahkali A.H., Hyde K.D. 2012. A multi-locus backbone tree for *Pestalotiopsis*, with a polyphasic characterization of 14 new species. *Fungal Diversity* 56: 95–129. DOI 10.1007/s13225-012-0198-1.
- Mańka K., Mańka M. 1993. Choroby drzew i krzewów leśnych. Warszawa 1993. ISBN 978-83-09-01-063-0.
- Michalak A., Pawlas K. 2012. Wpływ aerozolu biologicznego z oczyszczalni ścieków na zdrowie pracowników i okolicznych mieszkańców – analiza literaturowa. *Medycyna Środowiskowa* 15(4): 116–122.
- Nadziakiewicz M., Kurzawińska K., Mazur S., Tekielska D. 2018. *Alternaria alternata* – the main causal agent of disease symptoms in juniper, rose, yew and highbush blueberry in nurseries in southern Poland. *Folia Horticulturae* 30(1): 15–25. DOI 10.2478/fhort-2018-0002.
- Orlikowski L.B., Ptaszek M., Warabieda W. 2014. Occurrence and harmfulness of *Pestalotiopsis funerea* to ornamental coniferous. *Progress in Plant Protection* 54(1): 25–30. DOI 10.14199/ppp-2014-005.
- Ostrowsky A., Peterson G.W. 1977. Occurrence of *Kabatina juniperi* on *Juniperus virginiana* in eastern Nebraska. *Plant Disease Reporter* 61: S12–S13.
- Pero R.W., Howard F.L. 1969. Activity of juniper diffusates on spores of *Phomopsis juniperovora*. *Phytopathology* 60: 491–495. DOI 10.1094/Phyto-60-491.
- Peterson G.W. 1977. Epidemiology and control of a blight of *Juniperus virginiana* caused by *Cercospora sequoiae* var. *juniperi*. *Phytopathology* 67: 234–238.
- Réblová M., Gams W., Štěpánek V. 2011. The new hyphomycete genera *Brachyalara* and *Infundichalara*, the similar *Exochalara* and species of '*Phialophora* sect. *Catenulatae*' (Leotiomyces). *Fungal Diversity* 46: 67–86. DOI 10.1007/s13225-010-0077-6.
- Rossmann A.Y., Farr, D.F., Castlebury L.A., Shoemaker R., Mengistu A. 2002. *Setomelanomma holmii* (Pleosporales, Phaeosphaeriaceae) on living spruce twigs in Europe and North America. *Canadian Journal of Botany* 80: 1209–1215. DOI 10.1139/b02-111.
- Schmidt P.-A., Bálint M., Greshake B., Bandow C., Römbke J., Schmitt I. 2013. Illumina metabarcoding of a soil fungal community. *Soil Biology and Biochemistry* 65: 128–132. DOI 10.1016/j.soilbio.2013.05.014.
- Schneider R., Arx J.A. von. 1966. Zwei neue, als Erreger von Zweigsterben nachgewiesene Pilze: *Kabatina thujae* nov. gen., nov. sp. und *K. juniperi* nov. sp. *Phytopathologische Zeitschrift* 57: 176–182. DOI 10.1111/j.1439-0434.1966.tb04722.x.
- Travadon R., Lawrence D.P., Rooney-Latham S., Gubler W.D., Wilcox W.F., Rolshausen P.E., Baumgartner K. 2014. *Cadophora* species associated with wood-decay of grapevine in North America. *Fungal Biology* 30: 1–14. DOI 10.1016/j.funbio.2014.11.002.
- Vines H.M., Wedding R.T. 1960. Some effects of ammonia on plant metabolism and a possible mechanism for ammonia toxicity. *Plant Physiology* 35(6): 820–825. DOI 10.1104/pp.35.6.820.
- Wolczańska A. 2013. Grzyby z rodzaju *Septoria* w Polsce. Lublin, Wydawnictwo Uniwersytetu Marii Curie-Skłodowskiej, 390 s. ISBN 978-83-7784-428-1.
- Wu Z.-Q., Fan X.-L., Yang T., Tian C.-M., Liang Y.-i., Ma Y.-F., Zhang S.-L. 2014. New record of *Setomelanomma holmii* on *Picea crassifolia* in China based on morphological and molecular data. *Mycotaxon* 128: 105–111. DOI 10.5248/128.105

Wkład autorów

J.B.-B. – metodyka, analizy molekularne i ich opracowanie, opracowanie statystyczne; H.K. – przegląd literatury, przygotowanie manuskryptu, korekta; W.Sz. – koncepcja, pomoc techniczna przy przeglądzie literatury; J.Z. – koncepcja, zdjęcia