

Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu

Wydział Przyrodniczo-Technologiczny



mgr inż. Katarzyna Patejuk

**Zbiorowiska grzybów zasiedlające wybrane gatunki
roślin inwazyjnych na terenach zurbanizowanych**

Fungal communities inhabiting selected invasive plants in urbanized areas

Praca doktorska

wykonana

w Katedrze Ochrony Roślin

pod kierunkiem

dr. hab. inż. Wojciecha Pusza, profesora uczelni

Promotor pomocniczy

dr. Kamil Najberek

Instytut Ochrony Przyrody PAN w Krakowie

Wrocław, 2021

*Pragnę podziękować prof. Wojciechowi Puszowi
za nieocenioną pomoc, okazaną serdeczność, wsparcie i poświęcony czas,
a także dr Kamilowi Najberkowi oraz dr Annie Baturo-Cieśniewskiej
za przekazaną wiedzę, zaangażowanie i niezastąpioną pomoc merytoryczną.*

Dziękuję także mojej rodzinie i przyjaciołom za ogromne wsparcie.

Bez was ta praca by nie powstała.

SPIS TREŚCI

WYKAZ WAŻNIEJSZYCH SKRÓTÓW	4
WSTĘP	5
PRZEGLĄD LITERATURY	7
1. Zjawisko inwazji	7
1.1. Definicja rośliny obcej inwazyjnej oraz skala problemu w Polsce	7
1.2. Potencjalne zagrożenia ze strony roślin inwazyjnych oraz metody ich oceny	8
1.3. Hipoteza uwolnienia od wrogów	10
1.4. Przeciwdziałanie rozprzestrzeniania się roślin inwazyjnych	11
1.5. Rośliny inwazyjne w miastach	12
2. Charakterystyka badanych roślin	13
2.1. Klon jesionolistny (<i>Acer negundo</i> L.)	13
2.2. Czeremcha amerykańska (<i>Padus serotina</i> (Ehrh.) Borkh.)	14
2.3. Tawuła kutnerowata (<i>Spiraea tomentosa</i> L.)	15
MATERIAŁ I METODY	17
1. Cel pracy	17
2. Materiał i metody badań	18
2.1. Prace terenowe	18
2.2. Analiza mykologiczna	22
2.3. Analiza genetyczna	24
2.4. Analiza pogody i zanieczyszczeń powietrza	26
2.5. Analiza statystyczna	27
WYNIKI	31
1. Przebieg pogody w sezonach wegetacyjnych 2017-2019	31
2. Obserwacje terenowe	33
2.1. Klon jesionolistny	33
2.2. Czeremcha amerykańska	45
2.3. Tawuła kutnerowata	58
3. Analiza mykologiczna tkanek zielonych	60
3.1. Klon jesionolistny	60
3.2. Czeremcha amerykańska	62
3.3. Tawuła kutnerowata	63
4. Analiza mykologiczna nasion	64
4.1. Klon jesionolistny	64

4.2. Czeremcha amerykańska	67
4.3. Tawuła kutnerowata	69
5. Analiza genetyczna	71
6. Analiza statystyczna	82
6.1. Analiza indeksu porażenia liści	82
6.2. Analiza statystyczna mykobioty nasion	86
6.3. Analiza bioróżnorodności spermosfery	90
DYSKUSJA	94
WNIOSKI	114
STRESZCZENIE	115
LITERATURA	116
ANEKS	130
SPIS TABEL, RYSUNKÓW I WYKRESÓW	180

WYKAZ WAŻNIEJSZYCH SKRÓTÓW

CTAB – ang. Cetrimonium bromide / bromek cetyltrimetyloamoniowy;

dNTP – ang. Deoxyribonucleotide triphosphate / trifosforany deoksyrybonukleotydów;

EDTA – ang. Ethylenediaminetetraacetic acid / kwas etylenodiaminotetraoctowy;

EICA - ang. The Evolution of Increased Competitive Ability / hipoteza ewolucyjnie zwiększonej konkurencyjności;

ERH – ang. Enemy Release Hipotesis / hipoteza uwolnienia od wrogów;

GDOŚ – Generalna Dyrekcja Ochrony Środowiska;

GLMM – ang. Generalized Linear Mixed Model / uogólniony liniowy model mieszany;

IMGW – Instytut Meteorologii i Gospodarki Wodnej;

ITS – ang. Internal Transcribed Spacer / wewnętrzne sekwencje transkrybowane;

ITS1 – ang. Internal Transcribed Spacer 1 / wewnętrzne sekwencje transkrybowane 1;

ITS4 – ang. Internal Transcribed Spacer 4 / wewnętrzne sekwencje transkrybowane 4;

MEA – ang. Malt Extract Agar / agar maltozowy;

null – grupa taksonów niezaklasyfikowanych;

PCR – ang. Polymerase Chain Reaction / reakcja łańcuchowa polimerazy;

PDA – ang. Potato Dextrose Agar / agar dekstrozowo-ziemniaczany;

pp – ang. primary pathogens / patogeny pierwotne;

s – saprotrofy;

sp - ang. secondary pathogens / patogeny słabości;

stan. – stanowisko;

WPN – Wigierski Park Narodowy.

WSTĘP

Inwazje organizmów na nowe tereny to jedno z największych wyzwań XXI wieku. Jak podaje Konwencja o Różnorodności Biologicznej (1992) gatunek inwazyjny to takson obcy, introdukowany na nowy obszar, który charakteryzuje się intensywnym tempem rozmnażania i szybko się rozprzestrzenia. Wypieranie rodzimych taksonów, straty ekonomiczne a nawet zagrożenie dla ludzkiego zdrowia i życia, to tylko niektóre ze skutków ekspansji obcych, inwazyjnych gatunków. Pod koniec XX wieku ranga zjawiska inwazji urosła do stopnia, w którym zaczęto opisywać ją jako osobną dziedzinę nauki (Najberek i Solarz 2016).

Jak podaje Hulme (2007) nawet do 80% taksonów obcych dotarła do Europy jako rośliny ozdobne, nasadzone w miastach i ogrodach, ze względu na swoje walory dekoracyjne. Ocenia się, że aż 5-20% spośród nich z czasem nabrało cech inwazyjności (Jeschke, 2014). W Polsce obecnie 88 gatunków roślin wykazuje potencjał inwazyjności, z czego aż 35 gatunków zagraża bioróżnorodności w skali kraju. Mimo to, po dziś dzień rośliny inwazyjne nasadzone są w miastach ze względu na wysoką odporność na czynniki abiotyczne takie jak zanieczyszczenia powietrza i gleby oraz brak ważnych agrofagów obniżających walory rośliny.

Klon jesionolistny, czeremcha amerykańska oraz tawuła kutnerowata to gatunki o najwyższej - IV kategorii - roślin inwazyjnych obcego pochodzenia, szczególnie niebezpiecznych w skali kraju (Tokarska-Guzik i in., 2012). Przybyły do Polski na początku XVIII wieku, początkowo stanowiły ciekawostkę botaniczną, nasadzaną jako rośliny ozdobne w kolekcjach i ogrodach botanicznych (Chmura i in., 2018a; Halařewicz i in., 2018; Wiatrowska i in., 2018). Niekiedy rośliny te wprowadzono również na tereny naturalne i półnaturalne w celu wzbogacenia biocenozy. Po dłuższym okresie utajenia, na przełomie XIX i XX wieku zaobserwowano ich ekspansję, powiązaną z negatywnym wpływem na lokalne środowisko. Rośliny te dotarły także na tereny chronione, na których ich szkodliwa działalność jest najbardziej widoczna. Presja ze strony nowych przybyszów jest silna, a cenne siedliska przyrodnicze bezpowrotnie ulegają zniekształceniu i zniszczeniu (Dajdok i Pawlaczyk, 2009; Tokarska-Guzik i in., 2012).

Zjawisko inwazji jest jednak zjawiskiem dynamicznym, ulegającym zmianą w czasie. Ważnym czynnikiem decydującym o wygranej w walce z przybyszami są naturalne siły samoregulujące ekosystem. Po odpowiednio długim czasie może dojść do udomowienia obcych gatunków inwazyjnych i obniżenia ich negatywnego wpływu na lokalne środowiska. Według hipotezy uwolnienia od wrogów (ang. Enemy Release Hypothesis, dalej: ERH), sukces roślin inwazyjnych jest prawdopodobnie sumarycznym rezultatem cech samego gatunku obcego oraz

nowego siedliska, w którym narażony jest na mniejszą presję ze lokalnych wrogów (Elton, 1958; Maron i Vilà, 2001; Keane i Crawley, 2002; Blackburn i Ewen, 2017). Ważną rolę w tym procesie odgrywają grzyby, szczególnie gatunki patogeniczne, mogące doprowadzić do procesu chorobowego rośliny obcej, a w konsekwencji zmniejszenia jej potencjału inwazyjnego. Jest to jeden z elementów udomawiania gatunków obcych, mogący być także wskaźnikiem stopnia tego procesu. Nowi żywicieli stanowią także zagrożenie fitosanitarne, będąc rezerwuarem patogenów atakujących natywne gatunki pokrewne a także jako potencjalny transfer dla patogenów nie występujących dotąd w kraju (Strauss i in., 2012; Solarz i Najberek, 2017).

Głównym celem badań było określenie składu gatunkowego mykobioty zasiedlającej inwazyjne gatunki roślin: *Acer negundo*, *Padus serotina* i *Spiraea tomentosa* oraz określenie stopnia patogeniczności wybranych gatunków grzybów wyosobnionych z porażonych tkanek. Ponadto podjęto próbę wykazania zależności pomiędzy czynnikami siedliskowymi oraz klimatycznymi, a zdrowotnością roślin inwazyjnych. Jest to pierwsza kompleksowa praca rozpoznająca mykobiotę roślin inwazyjnych w Polsce oraz jedna z pierwszych w Europie.

PRZEGLĄD LITERATURY

1. Zjawisko inwazji

1.1. Definicja rośliny obcej inwazyjnej oraz skala problemu w Polsce

Za obowiązującą obecnie definicję organizmu inwazyjnego uważa się tę zawartą w Konwencji o Różnorodności Biologicznej (1992) według której opisuje się gatunek inwazyjny jako takson obcy, introdukowany na nowy obszar, który wpływa niekorzystnie na rodzimą przyrodę (gatunki, siedliska lub ekosystemy), zdrowie i gospodarkę człowieka. Rośliny należące do gatunków inwazyjnych charakteryzują się zwykle intensywnym tempem rozmnażania i szybko się rozprzestrzeniają. Niemniej należy pamiętać, że słabiej rozprzestrzenione i małowieliczne gatunki obce również mogą wykazywać negatywne oddziaływania (Simberloff i Rejmánek, 2011). Jak podaje Instytut Ochrony Przyrody (2021) za gatunki obce należy uznać takie gatunki, które wskutek działalności człowieka zostały wprowadzone (introdukowane) poza obszar swojego naturalnego występowania.

Obszary chronione na północy kraju odznaczają się większą podatnością na wystąpienie roślin obcych. Spośród parków narodowych największą liczbę gatunków obcych (inwazyjnych oraz nieinwazyjnych) odnotowano w Wigierskim Parku Narodowym - 72 gatunki, w tym 9 gatunków inwazyjnych (Najberek i Solarz, 2011). Co ciekawe, nie jest to jednak obszar najbardziej podatny na inwazje biologiczne. Jak podają inni autorzy (Bomanowska i in., 2019) największą presję ze strony roślin inwazyjnych notuje się w następujących parkach narodowych: Drawieńskim, Kampinoskim i Ojcowskim. Warto jednak podkreślić, że poza obszarami chronionymi, na których prowadzony jest regularny monitoring występowania roślin inwazyjnych przez służby parku, problem inwazji biologicznych jest jeszcze bardziej nasilony. Jak podaje Dajdok i Pawlaczyk (2009) rośliny inwazyjne znacznie lepiej radzą sobie w miejscach silnie zmienionych przed człowiekiem; autor wskazuje szczególnie takie regiony Polski jak: Górny i Dolny Śląsk, Opolszczyzna, Małopolska czy Podkarpacie. Szczegółowe informacje z tych terenów nie są jednak dostępne, ze względu na brak organu nadzorczego, monitorującego dynamikę populacji gatunków obcych inwazyjnych.

Proces inwazji gatunków obcych można podzielić na cztery fazy: wprowadzenie, osiedlenie, okres utajenia i faza ekspansji (Holzmueller i Jose, 2009). Gatunki takie mogą być wprowadzane na nowe obszary przez człowieka intencjonalnie lub nieintencjonalnie. Mogą się również rozprzestrzeniać samodzielnie, ale korzystając ze struktur stworzonych z udziałem człowieka (np. sztucznych kanałów łączących wcześniej odseparowane zlewnie rzeczne)

(Hulme i in., 2008). Lokalnie mogą być też przenoszone między siedliskami poprzez migrujące zwierzęta, wodę i wiatr (Tokarska-Guzik i in., 2012, Solarz i in., 2020). Mobilność człowieka zintensyfikowała rozprzestrzenianie się obcych gatunków na nieznaną dotychczas skalę i w tempie niespotykanym w naturze. Zdolność gatunku obcego do stworzenia stabilnej populacji po jego introdukcji zależy od wielu czynników, w tym od pokonania oporu środowiska (Holzmueller i Jose, 2009). Po niej następuje faza utajenia z niewielką lub żadną ekspansją populacji. Faza opóźnienia może trwać od kilku do kilku lat. U większości gatunków roślin inwazyjnych z Nowej Zelandii występuje faza opóźnienia, średnio około 20-30 lat, przy czym 4% gatunków ma fazę opóźnienia trwającą dłużej niż 40 lat (Aikio i in., 2010). Jak podaje Kowarik (1995) w Europie dla obcych gatunków drzewiastych okres ten trwa ok 150 lat, a dla roślin ziemnych - 180. Po fazie utajenia następuje faza ekspansji, w której populacja gatunków obcych gwałtownie rośnie, w tempie wykładniczym (Holzmueller i Jose, 2009).

Ocenia się, że aż 5-20% introdukowanych roślin na nowe tereny, z czasem nabiera cech inwazyjności (Jeschke, 2014). W Polsce, według szacunków, udział roślin inwazyjnych obcych stanowi obecnie około 1,5% flory krajowej (Kodeks dobrych praktyk „Ogrodnictwo wobec roślin inwazyjnych obcego pochodzenia”, 2014). Jak wskazuje Tokarska-Guzik i in. (2012), w Polsce występuje 88 gatunków roślin inwazyjnych lub potencjalnie inwazyjnych, z czego według kryteriów uznanych przez autorów, 35 gatunków zagraża bioróżnorodności w skali kraju, 28 gatunków wykazuje cechy inwazyjności regionalnie oraz 9 lokalnie. Ponad 80% taksonów z tej grupy wystąpiło przynajmniej na jednym chronionym siedlisku przyrodniczych. Podobna sytuacja dotyczy prawnie chronionych obszarów, takich jak parki narodowe oraz krajobrazowe. Niemal w każdym polskim parku narodowym stwierdzono występowanie gatunków obcych dla flory polskiej, w tym obcych inwazyjnych (Najberek i Solarz, 2011; Bomanowska i in., 2019).

1.2. Potencjalne zagrożenia ze strony roślin inwazyjnych oraz metody ich oceny

Inwazje roślin zostały uznane za jeden z najpoważniejszych globalnych procesów zaburzających strukturę, skład i funkcje ekosystemów naturalnych i półnaturalnych (Mooney i Hobbs, 2000). Ze względu na szybki wzrost i przewagę reprodukcyjną, rośliny inwazyjne wypierają rodzimą florę z naturalnych siedlisk oraz skutecznie konkurują o zasoby wodne i pokarmowe. Problem nadal rośnie, pociągając za sobą ogromne koszty społeczno-ekonomiczne, zdrowotne i ekologiczne na całym świecie. Jak wyliczył Reinhardt i in. (2003) roczny koszt zwalczania jedynie czeremchy amerykańskiej w Niemczech wyniósłby 25 milionów Euro. Inwazyjne gatunki roślin pogłębiają ubóstwo i zaburzają gospodarkę państw, wywierając wpływ na rolnictwo, leśnictwo, rybołówstwo i systemy naturalne, które stanowią ważną podstawę utrzymania ludzi w krajach rozwijających się (Reinhardt i in., 2003). Niektóre

gatunki niszczą szlaki komunikacyjne (hiacynt wodny, rdestowce), wpływają negatywnie na zdrowie ludzi, ale przede wszystkim zubożają rodzimą przyrodę (Vilà i in., 2010; Pimentel, 2011; Bellard i in., 2016). Ekspansywność roślin inwazyjnych jest szczególnie niebezpieczna w obliczu fitocenoz rzadkich, unikatowych w skali świata. Według Tokarskiej-Guzik (2012) najbardziej zagrożonymi siedliskami, na których odnotowano największą ilość roślin inwazyjnych, są „ziołorośla górskie i ziołorośla nadrzeczne” (kod 6430), „Nizowe i górskie świeże łąki użytkowane ekstensywnie” (6510), „Łęgi wierzbowe topolowe olszowe i jesionowe” (91E0) oraz „Murawy kserotermiczne” (6210). Wszystkie, według założeń I Dyrektywy Siedliskowej, stanowią ważne siedliska dla Unii Europejskiej, a dwie ostatnie mają charakter priorytetowy. Każde z wyżej wymienionych siedlisk znaleźć można na terenie Polski, a negatywne oddziaływanie roślin inwazyjnych na tych siedliskach zostało zaobserwowane w przeszłości.

Można wyszczególnić trzy grupy negatywnych oddziaływań roślin inwazyjnych: społeczno-ekonomiczne, zdrowotne i ekologiczne. Na negatywne oddziaływania ekonomiczne roślin inwazyjnych składają się (na podstawie Tokarska-Guzik i in. 2012):

- blokowanie rzek i utrudnianie żeglugi,
- niszczenie nawierzchni drogowej, chodników oraz infrastruktury,
- utrudnienie prowadzenia odnowień w lasach gospodarczych (*S. tomentosa*, *P. serotina*),
- zanieczyszczanie pól rolnych oraz utrudnianie w konwencjonalnym prowadzeniu gospodarki rolnej.

Negatywne oddziaływania socjologiczne gatunków obcych inwazyjnych:

- alergie u ludzi i zwierząt,
- fitotoksyczność soku roślinnego prowadzącego do poparzeń skóry,
- utrudnianie rekreacji i obniżanie walorów estetycznych krajobrazu.

Negatywne oddziaływania ekologiczne gatunków obcych inwazyjnych:

- zagłuszanie i wypieranie taksonów natywnych,
- odciąganie zapylaczy od natywnych roślin miododajnych,
- oddziaływania allelopatyczne,
- zaburzenie środowiska glebowego,
- transfer patogenów roślin.

Gatunki obce inwazyjne różnią się pomiędzy sobą wieloma czynnikami, które tą inwazyjność warunkują. Aby umożliwić obiektywną ocenę szkodliwości danego taksonu

powstały różne mierniki klasyfikujące poszczególne cechy takich gatunków, w tym stopień ich zadomowienia w skali kraju lub regionu. W Polsce Tokarska-Guzik i in. (2012) wyszczególnili 4 kategorie gatunków inwazyjnych, które pozwoliły na wstępną ocenę ich oddziaływania na środowisko. Zarówno *A. negundo*, *P. serotina* jak i *S. tomentosa* zaliczone zostały do najwyższej IV kategorii szczególnie niebezpiecznych roślin inwazyjnych obcego pochodzenia. Do oceny pod uwagę brane były takie cechy taksonu jak: stopień jego zadomowienia, wielkość populacji oraz tendencje dynamiczne, typ siedlisk kolonizowanych oraz zagrożenia ekonomiczne, środowiskowe i społeczne jakie niesie ze sobą gatunek obcy.

1.3. Hipoteza uwolnienia od wrogów

Ważnym czynnikiem decydującym o wygranej w walce z przybyszami są naturalne siły samoregulujące ekosystem. Według hipotezy uwolnienia od wrogów (ang. Enemy Release Hypothesis, dalej: ERH) (Elton, 1958; Maron i Vilà, 2001; Keane i Crawley, 2002; Blackburn i Ewen, 2017), sukces roślin inwazyjnych jest prawdopodobnie sumarycznym rezultatem cech samego gatunku obcego oraz nowego siedliska, w którym narażony jest na mniejszą presję ze lokalnych wrogów (patogenów, roślinożerców czy drapieżników). Pomimo że liczne badania potwierdziły tę hipotezę (Maron i Vilà, 2001; Mitchell i Power, 2003; Adams i in., 2009; Cincotta i in., 2009), wciąż budzi wiele kontrowersji, a przeprowadzone testy nie zawsze wskazują na jej uniwersalne zastosowanie (Agrawal i Kotanen, 2003; Parker i Hay, 2005; van Kleunen i Fischer, 2009; Schultheis i in., 2015). Nowe tereny wolne są od obligatoryjnych wrogów, które regulowałyby rozprzestrzenianie się nowoprzybyłych żywicieli i musi minąć odpowiednio długi czas aby lokalne gatunki patogenów czy roślinożerców przystosowały się do nowego elementu środowiska. Okres ten wykorzystany jest przez rośliny inwazyjne jako moment wzmożonej ekspansji, ze względu na dużą ilość składników pokarmowych. Roślina nie musi inwestować ich w mechanizmy obronne, a zaoszczędzone zasoby przeznaczyć może na produkcję biomasy i nasion. W konsekwencji prowadzi to do wzrostu liczebności gatunków obcych, ich rozprzestrzeniania się, a w dalszej perspektywie negatywnego wpływu na środowisko. Zagadnienie to poszerza hipoteza ewolucyjnie zwiększonej konkurencyjności (ang.: The evolution of increased competitive ability, dalej: EICA) (Blossey i Notzold, 1995), która wywodzi się z hipotezy ERH. EICA zakłada, że w starszych populacjach gatunków obcych (względem daty pierwszej introdukcji gatunku obcego na dany obszar), presja ze strony patogenów i szkodników narasta, poprzez przystosowywanie się lokalnych taksonów oraz migrację obligatoryjnych patogenów za żywicielami. Skutkuje to zmniejszeniem alokacji cech determinujących skuteczne rozprzestrzenianie. W konsekwencji, powoduje to mniejszą konkurencyjność osobników ze starszych populacji, w porównaniu do osobników z populacji młodych znajdujących się na froncie inwazji (Siemann i in., 2006; Gioria i Osborne, 2014;

Gruntman i in., 2017; Gioria i in., 2018). Hipoteza EICA została przetestowana na szeregu obcych gatunków roślin (Siemann i Rogers, 2003; Siemann i in., 2016, Najberek i in., 2020). Łącznie obie te hipotezy dobrze tłumaczą złożoność przebiegu inwazji i powolnego ”budowania” oporu środowiska względem gatunków obcych.

1.4. Przeciwdziałanie rozprzestrzeniania się roślin inwazyjnych

Temat przeciwdziałania inwazji obcych gatunków poruszają liczne akty prawne oraz umowy międzynarodowe m.in. Konwencja o Różnorodności Biologicznej (2002), a także Unijna Strategia Ochrony Różnorodności Biologicznej na okres do 2020 r. (Komunikat Komisji do Parlamentu Europejskiego (...), 2020). Zakładają one zidentyfikowanie oraz skategoryzowanie wiedzy na temat metod rozprzestrzeniania się organizmów inwazyjnych, ich potencjalnych metod likwidacji, a także ustalenie kompleksowych ram prawnych. Zapobieganie niekontrolowanego rozprzestrzeniania się organizmów inwazyjnych wymaga bowiem szerokiego zrozumienia tematu inwazji oraz zebrania specjalistycznej wiedzy na temat każdego gatunku oraz jego interakcji ze środowiskiem (Tokarska-Guzik i in 2012). W tym celu, przedsięwzięte zostały międzynarodowe programy zbierające dane i popularyzujące temat, takie jak europejskie programy DAISIE (ang. Delivering Alien Invasive Species Inventories for Europe) (DAISIE 2009), HARMONIA+ oraz PANDORA+ (Generalna Dyrekcja Ochrony Roślin, <http://projekty.gdos.gov.pl/inwazyjne-gatunki-obce>; D’hondt i in., 2015). Dostępne są również uaktualniane bazy danych o gatunkach inwazyjnych takie jak: NOBANIS (ang. The North European and Baltic Network on Invasive Alien Species; <http://www.nobanis.org>), zawierająca informacje gatunkach obcych w Europie Środkowej i Północnej oraz polska baza danych „Gatunki obce w Polsce”, prowadzona przez Instytut Ochrony Przyrody PAN w Krakowie (<http://www.iop.krakow.pl/ias/>). Na podstawie wiedzy zdobytej przy pierwszych próbach opisanie problemu inwazji w Europie, ostatni projekt (PANDORA+) wziął pod uwagę kompleksowość zagadnienia, uznając również istotę transferu patogenów przez gatunki obce oraz oddziaływania lokalnych patogenów na kondycje roślin, w tym gatunków obcych inwazyjnych (D’hondt i in., 2015). Patogeny ujęte zostały w ankiecie Analizy Stopnia Inwazyjności Gatunku (Halarewicz i in., 2017; Chmura i in., 2018a; Wiatrowska, Michalska - Hejduk, i in., 2018), wykonanej dla każdego taksonu uznanego za inwazyjny (Vanderhoeven i in., 2015). Warto zauważyć, że analizy te biorą pod uwagę także aspekt ekonomiczny (uprawy i hodowla) oraz sanitarny. Niepełną listę patogenów i szkodników zasiedlających gatunki inwazyjne znaleźć można również na stronie EPPO (ang. European and Mediterranean Plant Protection Organization) (EPPO Global Database, <https://gd.eppo.int/>).

W Polsce dotychczas nie zostały przeprowadzone kompleksowe badania nad mykobiotą zasiedlającą rośliny inwazyjne. Znane są pojedyncze przypadki stwierdzenia gatunków patogennych, m.in. *Puccinia komarovii* na niecierpku drobnokwiatowym (Piskorz i Klimko, 2006), *Phyllactinia guttata*, *Monilia linhartiana*, *Microsphaeropsis olivacea*, *Podosphaera tridactyla* na czeremsze amerykańskiej (Małgorzata Ruszkiewicz-Michalska i Mułenko, 2003). Jedyne opracowanie dotyczy Wigierskiego Parku Narodowego i Tatrzańskiego PN, w których prowadzone były badania nad patogenami roślin inwazyjnych w latach 2017-2019 (Pusz i in., 2019).

Poznanie mykobioty zasiedlającej neofity może być szczególnie przydatne w kontekście zastosowania mykoherbicydów, które mogłyby okazać się naturalnym remedium spowalniającym ekspansję niektórych gatunków (Tanner i in., 2008, 2014, 2015; Patejuk i Pusz, 2018; Pusz i in., 2020). W wielu miejscach na świecie, również w Polsce, prowadzone są działania ograniczające presję roślin inwazyjnych. Stosuje się m.in. mechaniczne usuwanie roślin, chemiczne zabiegi herbicydowe (aplikacje dopędowe, nastrzykiwania, mazaki herbicydowe), usuwanie wierzchniej warstwy gleby, głęboką orkę, wapniowanie oraz ograniczenie rozsiewania nasion. Próbuje się również zabiegów wielokrotnego koszenia, przesiewania gleby oraz szuka się naturalnych wrogów zwalczanego gatunku o potencjale komercyjnym. Zabiegi te wiążą się z ogromnymi kosztami i często wymagają wieloletniego powtarzania, aby zabieg odznaczał się wysoką skutecznością (Dajdok i in., 2007; Tokarska-Guzik i in., 2012; Najberek i Solarz, 2016).

1.5. Rośliny inwazyjne w miastach

Według szacunków Hulme (2007) nawet do 80% neofitów dotarło do Europy ze względu na swoje walory dekoracyjne, pełniąc początkowo funkcje roślin ozdobnych. Kluczową rolę w historii inwazji odegrały również ogrody botaniczne oraz kolekcje roślin, do których gatunki o potencjale inwazyjności sptowadzone były jako ciekawostki florystyczne. Równocześnie jak podaje Tokarska-Guzik i in. (2012) zbiorowiska antropogeniczne cechują się największą liczbą roślin inwazyjnych. Ponadto, wraz z rozwojem gospodarczym koreluje zwiększająca się liczba zadomowionych na tym obszarze neofitów (Pyšek i in., 2010). Obszary miejskie i podmiejskie są zatem jednymi z pierwszych siedlisk zajmowanych przez rośliny obcego pochodzenia. Środowisko miejskie sprzyja także „ucieczkom” gatunków obcych i ich dalszym migracjom poza obszary metropolii, za pomocą transportu lądowego, cieków wodnych, przemieszczaniem gleby, a także dzięki celowej aktywności człowieka jaką są nasadzenia roślin obcych na terenach półnaturalnych. Ważną rolę odgrywają także tereny ruderalne, często okresowo pozbawione roślinności, stanowiące „przyczółki” dla gatunków obcych, dzięki którym zdolne są do dalszej ekspansji.

Niestety wiele spośród gatunków inwazyjnych wciąż wprowadzanych jest do środowiska celowo. Taksony te nie sprawiają bowiem problemów w uprawie, mają niewielkie wymagania środowiskowe i są wytrzymałe na niekorzystne czynniki abiotyczne jak: zapylenie i zanieczyszczenie powietrza, które czynią je niezastąpionymi roślinami w centrach miast, na parkingach oraz przy drogach szybkiego ruchu. W wykazie roślin drzewiastych najlepiej znoszących środowisko miejskie (Yang i in., 2015), wiele gatunków o najwyższych notach to właśnie gatunki obce inwazyjne. Prawdopodobnie ma to związek z wysoką fenotypową plastycznością cech gatunków inwazyjnych, które pozwalają im na utrzymanie produktywności i dobrej kondycji nawet w niesprzyjających warunkach (Richards i in., 2006; Hulme, 2008; Davidson i in., 2011). Lepsze przystosowanie do nieprzyjaznego środowiska miejskiego znajduje swoje potwierdzenie także w hipotezie zwiększonej ewolucyjnej konkurencyjności (EICA) (Blossey i Notzold, 1995).

2. Charakterystyka badanych roślin

Do badań wybrano trzy gatunki roślin obcych inwazyjnych, które przybyły do Polski z Ameryki Północnej mniej więcej w tym samym czasie – na początku XVIII wieku. Po dłuższym okresie utajenia – na przełomie XIX/XX – zaobserwowano pierwsze „ucieczki” tych gatunków z upraw (Chmura i in., 2018a; Halarewicz i in., 2018; Wiatrowska i in., 2018). Zarówno klon jesionolistny (*Acer negundo*), czeremcha amerykańska (*Padus serotina*) jak i tawuła kutnerowata (*Spirea tomentosa*) są roślinami wieloletnimi. Dwie pierwsze z nich uznawane są za drzewa, tawuła kutnerowata charakteryzuje się krzewiastym pokrojem.

2.1. Klon jesionolistny (*Acer negundo* L.)

Klon jesionolistny jest najpowszechniejszym gatunkiem rodzaju *Acer* w Ameryce Północnej. Do Europy sprowadzony został w 1688 roku do Fulham Garden w Anglii (Tokarska-Guzik, 2005). Początkowo sadzony był jako roślina ozdobna, również w Polsce, gdzie zasilił kolekcję Krakowskiego Ogrodu Botanicznego (1808 r.), parku w Krzemieńcu (1810 r.) oraz kolekcję w Niedźwiedziu obok Krakowa (1813 r.). Bazując na informacjach z krajów sąsiednich (Tokarska-Guzik, 2005), pierwsze „ucieczki” *A. negundo* z uprawy w Europie Środkowej zaobserwowano na przełomie XIX i XX wieku. W tym czasie był on sadzony również jako roślina przydrożna (Tokarska-Guzik, 2005). Jego szczególnie liczne występowanie w pierwszych etapach inwazji odnotowano jednak wzdłuż rzek, gdzie gatunek ten szczególnie dobrze się rozwijał (Tokarska-Guzik, 2005; Dajdok i Pawlaczyk, 2009; Tokarska-Guzik i in., 2012).

Obecnie klon jesionolistny uznany jest za gatunek obcy, zdomowiony na siedliskach naturalnych i półnaturalnych. Można go spotkać w całej Polsce, licznie występuje w południowej i środkowej Polsce, rzadziej na Kujawach i Pomorzu, Warmii i Mazurach. Ze względu na szybki wzrost, dużą odporność na suszę i szeroką tolerancję do warunków glebowych i świetlnych, klon jesionolistny najłatwiej rozprzestrzenia się na terenach narażonych na silną antropopresję (np. hałdy, zwały przemysłowe czy otoczenia osadników). Wykorzystywany jest również do nasadzeń na glebach małowartościowych, parkach i alejach, gdzie dzięki ww. cechom jest w stanie się osiedlić (Dajdok i Pawlaczyk, 2009). Największe zagrożenie stanowi dla fitocenoz takich jak lasy łąkowe oraz w ekosystemy otwarte, np. w murawy kserotermiczne (Chmura i in., 2018b, 2018a). Gatunek ten zdolny jest do wypierania rodzimych gatunków roślin drzewiastych i zielnych. Ponadto porastając elementy infrastruktury kolejowej oraz hydrologicznej (np. wały przeciwpożarowe) utrudnia ich utrzymanie w należytym stanie technicznym. Pyłek klona jesionolistnego ma także właściwości alergenne.

W Polsce *A. negundo* zasiedlany jest przez kilka patogenów. Według Chmury (2018b) klon jesionolistny jest żywicielem grzyba *Phymatotrichum omnivorum*, polifaga, wywołującego zespół chorobowy określony mianem zgnilizny korzeni. Obserwowane były również symptomy infekcji fitoplazmą ‘*Candidatus Phytoplasma asteris*’ na liściach i pędach (Kaminska i Śliwa, 2006), a także objawy *Rhytisma acerinum* (Ruszkiewicz-Michalska i in., 2012). Stwierdzono również występowanie na *A. negundo* takich grzybów jak *Diplodina acerina* i *Sawadea bicornis* (Sałata, 1985). Słoweńska służba leśna odnotowała na *Acer negundo* w 2015 rzadko notowanych gatunek *Cristulariella depraedans* oraz taksony *Phytophthora* i *Schizophyllum commune* (Trajber, 2016), a w Turcji i w Chinach zaobserwowano zamieranie pędów wywołane przez *Fusarium solani* i *Fusarium nirenbergiae* (Demirci i Maden, 2006; Li i in., 2020; Zhao i in., 2020).

2.2. Czeremcha amerykańska (*Padus serotina* (Ehrh.) Borkh.)

Czeremcha uznawana jest za jedną z najwcześniej sprowadzonych roślin z Ameryki Północnej. Rok 1813 uznawany jest za czas pierwszej introdukcji czeremchy amerykańskiej w Polsce (Tokarska-Guzik, 2005). Została ona wówczas wprowadzona do kolekcji dendrologicznej w miejscowości Niedźwiedź koło Krakowa. Wkrótce zaczęto ją uprawiać jako roślinę ozdobną w parkach i ogrodach. Ze względu na szybki przyrost i odporność na zacienienie, w XX wieku zaczęto ją wprowadzać do nasadzeń w ubogich lasach (borowych i mieszanych), jako dodatek biocenotyczny, mający na celu polepszenie właściwości glebowych, co pozwoliło czeremsze skutecznie opanować lasy niemal całego kontynentu. W Polsce

przypadek ten wypadł na drugą połowę XX wieku (Tokarska-Guzik, 2005; Halarewicz i in., 2018).

Czeremcha amerykańska opisywana jest jako drzewo osiągające wysokość do 20 m, jednak w Europie zwykle rozwija pokrój krzewiasty. Dominuje rozmnażanie generatywnie, w którym aktywnie biorą udział zapylacze oraz ptaki, roznoszące miękkie owoce. Obecnie gatunek ten występuje w całej Polsce z wyjątkiem Karpat, rzadziej także w rejonach północno-wschodnich (Tokarska-Guzik, 2005). Liczebność gatunku na stanowisku jest zróżnicowana: od pojedynczych osobników po bardzo liczne populacje. Czeremcha amerykańska nie ma wysokich wymagań glebowych i wilgotnościowych, rozwijając się na ich szerokim spektrum. Niemniej przede wszystkim spotykana jest na kwaśnych glebach piaszczystych. Głównie zasiedla ubogie bory, sosnowe monokultury oraz las mieszany świeży, jednak spotykana jest także na siedliskach silnie przekształconych przez człowieka, takich jak parki, tereny ruderalne oraz miejskie tereny zielone (Tokarska-Guzik, 2005; Dajdok i in., 2007; Dajdok i Pawlaczyk, 2009; Tokarska-Guzik i in., 2012).

P. serotina należy do gatunków silnie ekspansywnych, które ograniczają lub całkowicie uniemożliwiają rozwój podszytu w lasach, w których gatunek ten dominuje. Ponadto w Polsce posiada bliskiego krewnego – czeremchę pospolitą *Padus avium*, z którą dzieli wybrane patogeny i szkodniki (Schilthuizen i in., 2016). Przykładem takiego owada jest szubarga pięciokropka *Gonioctena quinquepunctata* (Mąderek i in., 2015), czy grzyb *Pythium* (Reinhart i Clay, 2009), jednak lista agrofagów zasiedlających czeremchę amerykańską jest znacznie dłuższa (Meijer i in., 2012; Halarewicz, 2016; Halarewicz i in., 2017). Mułenko i in. (2006) podaje występowanie dwóch gatunków *Taphrinales* na *Prunus* spp.: *T. padi* i *T. pruni*; opisuje objawy jedynie na owocach (torbiele), nie wspominając o liściach. W 2003 roku opublikowano trzy nowe gatunki występujące w Polsce na *P. serotina*: *Phyllactinia guttata*, *Monilia linhartiana*, *Microsphaeropsis olivacea* oraz *Podosphaera tridactyla* (Małgorzata Ruszkiewicz-Michalska i Mułenko, 2003). Dotychczas podjęto także próby zwalczania czeremchy amerykańskiej grzybami pasożytniczymi, dokładnie gatunkiem *Chondrostereum purpureum*, który wykorzystany został jako myko-herbicyd do w preparacie BioChon (Barreto i in., 2012).

2.3. Tawuła kutnerowata (*Spiraea tomentosa* L.)

Tawuła kutnerowata po raz pierwszy introdukowana została do Europy w roku 1736, do angielskiej miejscowości Painshill (Danielewicz i Wiatrowska, 2014; Wiatrowska i Danielewicz, 2016). Pierwsze odnotowanie *S. tomentosa*, dotyczy sztucznego nasadzenia tawuły w Ogrodzie Botanicznym w Krakowie w 1806 roku. Na przełomie XIX i XX wieku

stwierdzono pierwsze stanowiska tawuły kutnerowatej poza miejscami jej celowego wprowadzania. Sadzono ją na brzegach stawów rybnych, gdzie wykorzystywana była do umacniania wałów. Ze względu na walory dekoracyjne sadzona była, jako roślina ozdobna w okolicach leśniczówek. W Polsce notowana jest w rejonie Borów Dolnośląskich i Borów Niemodlińskich, a także w Drawieńskim Parku Narodowym i w zlewni Prószkowskiego Potoku (Dajdok i Pawlaczyk, 2009).

Gatunek jest wytrzymały na mrozy, charakteryzuje się niskimi wymaganiami w stosunku do gleby. Tawuła kutnerowata w warunkach Polski rozprzestrzeniła się głównie przy udziale podziemnych rozłogów, zasiedlając torfowiska niskie i przejściowe, wilgotne wrzosowiska, gleby torfowe i murszaste oraz na mursz. Pojedyncza roślina może wytworzyć ponad 100 pędów generatywnych oraz liczne rozłogi, co sprzyja szybkiej kolonizacji dużych powierzchni i tworzeniu jednogatunkowych łąnów. Powoduje to wypieranie lokalnych, często zagrożonych gatunków roślin oraz zmniejszenie bioróżnorodności owadów. Ponadto jej obecność prowadzi do degradacji siedlisk (przesuszenia i mineralizacji torfów) (Wiatrowska, Michalska - Hejduk, i in., 2018). Obecnie obszar polski, na którym tawuła kutnerowata stanowi problem w ochronie przyrody oraz w gospodarce leśnej szacowany jest na ponad 30-40 km² (Dajdok i Pawlaczyk, 2009), a w rejonie Borów Dolnośląskich jedynie pojedyncze torfowiska wolne są od tego gatunku. Dotychczas nie obserwowano żadnych fitopatogenów na tkankach zielonych rośliny w kraju. Zaobserwowano w Polsce żerowanie larwy rodzimej ćmy: zielonki niekreślanki (*Earias clorana*), żerującej na roślinie u podstawy kwiatostanów. Dotychczas owad ten uważany był za monofaga gatunków z rodzaju wierzba – *Salix* (Wiatrowska, Michalska-Hejduk, i in., 2018). Odnotowano również pojedyncze zgryzanie pędów przez jeleniowate (Dajdok i Pawlaczyk, 2009). Mimo ograniczonego obszaru zajmowanego przez tawułę kutnerowatą w Polsce, uznaje się ją za jedną z najgroźniejszych roślin obcych inwazyjnych w Polsce.

MATERIAŁ I METODY

1. Cel pracy

Celem badań było określenie składu gatunkowego mykobioty zasiedlającej inwazyjne dla Polski gatunki roślin: *Acer negundo*, *Padus serotina* i *Spiraea tomentosa*.

Cel ten realizowano poprzez:

- scharakteryzowanie zaobserwowanych symptomów chorobowych oraz poznanie składu gatunkowego grzybów zasiedlających porażone tkanki;
- określenie dynamiki pojawu symptomów chorobowych;
- poznanie składu gatunkowego zasiedlającego nasiona;
- określenie patogeniczności wybranych gatunków grzybów wyosobnionych z porażonych tkanek;
- próba wykazania zależności pomiędzy czynnikami siedliskowymi, a zdrowotnością roślin

Planując doświadczenie postawiono następujące pytania badawcze:

- Jakie grzyby zasiedlają rośliny inwazyjne występujące na terenach zurbanizowanych?
- W jakim stopniu grzyby zasiedlające tkanki roślin inwazyjnych wpływają na ich zdrowotność?
- Czy głównym źródłem infekcji roślin inwazyjnych są lokalne patogeny czy patogeny zawleczone z rodzimego miejsca pochodzenia badanych roślin?
- Czy gatunki grzybów zasiedlające rośliny obce inwazyjne różnią się genetycznie od grzybów zasiedlających nasze rodzime rośliny?
- Czy czynniki klimatyczne i antropogeniczne wpływają na mykobiotę badanych roślin?
- Czy wskaźnik porażenia roślin inwazyjnych różni się w zależności od rejonu?

2. Materiał i metody badań

Materiałem badań były dwa gatunki krzewów: czeremcha amerykańska (*Padus serotina*) i tawuła kutnerowata (*Spiraea tomentosa*) oraz jeden gatunek drzewiasty: klon jesionolistny (*Acer negundo*).

Na prowadzone badania składały się **cztery etapy**:

1. prace terenowe;
2. prace laboratoryjne;
3. analiza genetyczna;
4. analiza statystyczna uzyskanych wyników.

2.1. Prace terenowe

Prace terenowe prowadzono w latach 2017-2019. Na terenie Wigierskiego Parku Narodowego dane zbierano przez trzy następujące po sobie sezony wegetacyjne (2017-2019), we Wrocławiu i Borach Dolnośląskich przez dwa sezony (2018-2019). Obserwacjami objęto czeremchę amerykańską (18 osobników w Borach Dolnośląskich, 36 we Wrocławiu, 30 w WPN), klon jesionolistny (49 osobników we Wrocławiu i 46 w WPN) oraz 110 płatów tawuły kutnerowatej w Borach Dolnośląskich (ryc. 1 – 3).

Do badania wybrano stanowiska (dalej: stan.) o różnym charakterze (tab. 9-11, fot. 1):

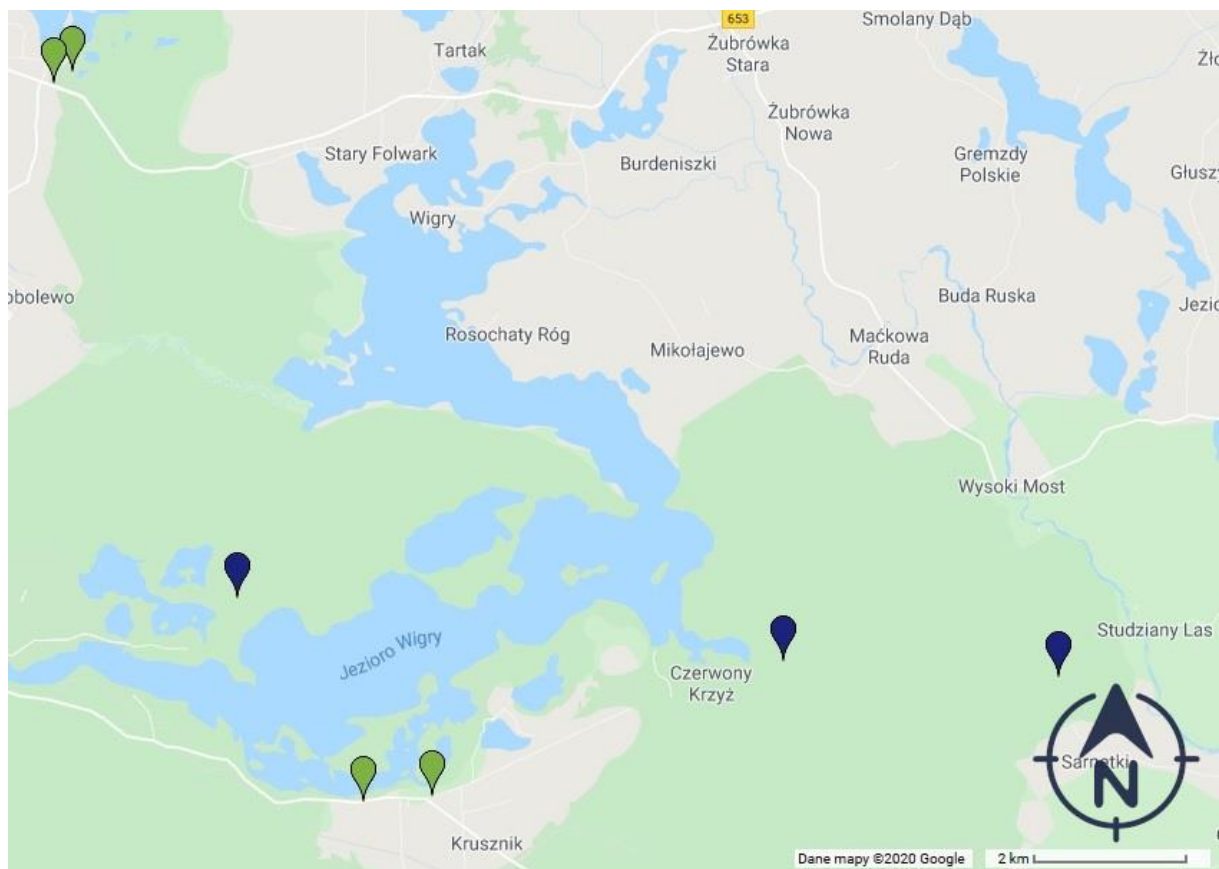
- narażone na bardzo silną antropopresję w centrach miast; znajdują się na poboczach ulic, przy parkingach, małych skwerkach zieleni miejskiej; rośliny te zostały wprowadzone w przestrzeń miejską celowo jako element zieleni lub pojawiły się samoistnie; mogą podlegać okresowym zabiegom pielęgnacyjnym (A),
- narażone na średnią antropopresję; na obrzeżach miast, w zaniedbanych parkach, lasach komunalnych, zadrzewieniach i zakrzaczeniach; rośliny te zostały wprowadzone celowo bądź przypadkowo, jednak nie podlegają systematycznym zabiegom pielęgnacyjnym (B),
- narażone na słabą antropopresję; w lasach gospodarczych, a także na terenach półnaturalnych, takich jak parki narodowe; rośliny te zostały wprowadzone przypadkowo, często samoistnie rozprzestrzeniając się w nowym terenie (C).



Ryc. 1 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie miasta Wrocław. Kolorem zielonym zaznaczono stanowiska klona jesionolistnego, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: www.google.pl/maps)



Ryc. 2 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie Borów Dolnośląskich. Na różowo zaznaczono stanowiska tawuły kutnerowatej, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: www.google.pl/maps)



Ryc. 3 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie Wigierskiego Parku Narodowego. Kolorem zielonym zaznaczono stanowiska kłona jesionolistnego, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: www.google.pl/maps)

Na każdym stanowisku do obserwacji wybrano od 1 do 20 osobników. W przypadku *P. serotina* i *A. negundo* obserwacje przeprowadzono na powierzchni czterech losowo wybranych kwadratów o powierzchni $0,25\text{m}^2$, obejmujących od 2-3 pędów, w obszarze korony drzewa lub krzewu. Ze względu na łanowy charakter wzrostu, metoda oceny zdrowotności *S. tomentosa* różniła się od metod stosowanych u pozostałych roślin; na każdym stanowisku inwentaryzacji podlegało 10 losowo wybranych kwadratów o wielkości 1m^2 .



Fot. 1 Charakterystyka stanowisk wybranych do badań: **A.** stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C), zbudowane ze zwartej, gęstej populacji *S. tomentosa* na zarośniętym torfowisku w Borach Dolnośląskich; **B.** stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C), zbudowane z dwóch gatunków inwazyjnych: *S. tomentosa* i *P. serotina* na zarośniętym torfowisku; **C.** stanowisko o średniej antropopresji (grupa B), usytuowane na miejskich terenach zielonych, zasiedlone przez *P. serotina* i *A. negundo*; **D.** stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C) na leśnym przydrożu w Wigierskim Parku Narodowym, zasiedlone przez *P. serotina*; **E.** stanowisko o średniej antropopresji (grupa B), na terenie miejskim, zasiedlone przez *A. negundo*; **F.** stanowisko charakteryzujące się wysoką antropopresją (grupa A), na przydrożu ruchliwej drogi, zasiedlone przez *A. negundo*.

Obserwacje terenowe przeprowadzane były w odstępach miesięcznych od maja do października. Każdorazowo wykonana była ocena zdrowotności na podstawie 5 stopniowej skali (tab. 1). Skala opierała się na oszacowaniu stopnia nasilenia występowania objawów na organach roślinnych. Podczas oględzin pobierany był materiał roślinny – liście oraz pędy - wykazujący objawy infekcji, w celu dalszego wyizolowania czynnika chorobotwórczego. Z tkanek z widocznymi objawami zarodnikowania wykonane zostały preparaty mikroskopowe, w celu identyfikacji patogena *in situ*, przy użyciu kluczy taksonomicznych (Simmons i Ellis, 1972; Sutton, 1980; Domsch i in., 1982; Brandenburger, 1985; Ellis i Ellis, 1987; Watanabe, 2002; Pitt i Hocking, 2009); w przypadku braku widocznych objawów etiologicznych, wykonywana była analiza mykologiczna pobranego materiału. Do analizy mykologicznej nasion, pobierano je w fazie pełnej dojrzałości. .

Tab. 1 Skala porażenia (opracowanie własne).

Lp.	Opis stopnia uszkodzenia
0.	Liście bez zmian chorobowych
1.	Zmiany chorobowe w postaci pojedynczych przejaśnień lub plam do 5% powierzchni blaszki liściowej, pojawiające się na pojedynczych pędach
2.	Zmiany chorobowe w postaci przejaśnień lub plam do 10% powierzchni blaszki liściowej, obserwowane na 5-10% pędów
3.	Zmiany chorobowe obejmujące do 25% powierzchni blaszki liściowej, obserwowane na 10-25% pędów
4.	Zmiany chorobowe obejmujące do 50% powierzchni blaszki liściowej, obserwowane na ponad 25% pędów
5.	Zmiany chorobowe obejmujące powyżej 50% powierzchni blaszki liściowej, obserwowane na ponad 50% pędów

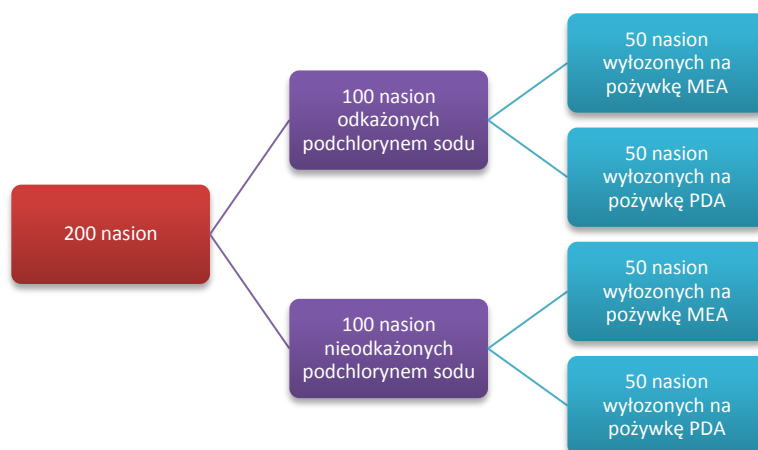
2.2. Analiza mykologiczna

Materiał do analizy mykologicznej stanowiły liście oraz pędy wykazujące objawy chorobowe. Po przeniesieniu materiału roślinnego w sterylnych kopertach do laboratorium, został on powierzchniowo odkażony w 0,5% podchlorynie sodu przez okres 5 sekund (Tab. 2), a następnie wyłożony na szalki Petriego z pożywką PDA (Biocorp). Izolaty oznaczone zostały klasycznymi metodami mikroskopowymi przy użyciu kluczy taksonomicznych (Simmons i Ellis, 1972; Sutton, 1980; Domsch i in., 1982; Brandenburger, 1985; Ellis i Ellis, 1987; Watanabe, 2002; Pitt i Hocking, 2009). Oznaczenie przynależności gatunkowej potwierdzono następnie metodami molekularnymi.

Tab. 2 Metoda odkażania poszczególnych części roślin przy wykonywaniu analizy mikologicznej (opracowanie własne).

Roślina i jej część	Stężenie podchlorynu sodu	Czas odkażania
Wszystkie rośliny – części zielone	0,5%	5 sekund
<i>Padus</i> - nasiona	0,5%	10 sekund
<i>Spiraea</i> - nasiona	0,5%	10 sekund
<i>Acer</i> - nasiona	0,5%	30 sekund

W celu przeprowadzenia analizy mykologicznej spermosfery, ze wszystkich stanowisk, na których występowały w danym sezonie wegetacyjnym nasiona, pobranych zostało 200 z nich, które podzielono na 4 równoliczne grupy. Nasiona wyłożono na pożywkę PDA (Biocorp) oraz MEA (Biocorp) zgodnie ze schematem (Ryc. 4). Część nasion poddana została powierzchniowej sterylizacji podchlorynem sodu, w celu wyizolowania grzybów zasiedlających wnętrze nasion.



Ryc. 4 Schemat wykładania nasion na pożywki mikrobiologiczne podczas analizy mykologicznej.

Szalki inkubowano następnie przez 10-14 dni w temperaturze pokojowej, w ciemności. Wyizolowane kolonie policzono oraz przeszczepiono na skosy z pożywką PDA, a następnie przekazano do analizy molekularnej przynależności taksonomicznej na podstawie fragmentów ITS. Potwierdzono reguły Kocha dla najliczniej wyizolowanych taksonów grzybów wyizolowanych z tkanek zielonych.

W celu przeprowadzenia analizy statystycznej mykobioty nasion oraz graficznego przedstawienia na wykresach, uzyskane taksony przypisano do grup troficznych (Tab. 12) (opracowanie własne), gdzie:

pp – „true pathogen” - prawdziwy patogen, cechujący się bagażem biologiczno-chemicznych przystosowań, mających na celu inicjację procesu infekcyjnego, będącego jego głównym źródłem pozyskiwania składników odżywczych,

sp – „secondary pathogen” – patogen słabości, cechujący się bagażem biologiczno-chemicznych przystosowań pozwalających na pozyskanie składników pokarmowych tkanek rośliny gospodarza, jednak zasiedlający tkanki głównie po rozpoczętym już procesie chorobowym lub innym uszkodzeniu tkanek,

s – saprotrof, którego głównym źródłem pozyskiwania składników odżywczych jest rozkład martwej materii organicznej,

null – grupy taksonomiczne nie podlegające ocenie, ze względu na brak jednorodnej charakterystyki w ich obrębie.

Przy ocenie i klasyfikacji taksonów wzięto pod uwagę ich skłonności do zmiany strategii życiowych w zależności od występujących czynników. Ocenę przeprowadzono na podstawie podręczników akademickich, kluczy taksonomicznych oraz publikacji naukowych (Rifai, 1969; Simmons i Ellis, 1972; Sutton, 1980; Brandenburger, 1985; Ellis i Ellis, 1987; Watanabe, 2002; Simmons, 2008; Pitt i Hocking, 2009; Houbraken i Samson, 2011; Bensch i in., 2012; Marcinkowska, 2012),

2.3. Analiza genetyczna

Z analiz mykologicznych uzyskano kolekcję szczepów, której reprezentantów poddano analizom identyfikacji molekularnej. Celem analiz była potwierdzenie ich przynależności gatunkowej. W tym celu na wstępie odpowiednio wyizolowano i przygotowano DNA do reakcji PCR, a następnie zamplifikowany materiał wysłano do komercyjnej firmy (Genomed) w celu sekwencjonowania wyizolowanych regionów ITS. Uzyskane wyniki przeanalizowano korzystając ze standardowych programów oraz baz wykorzystywanych do analiz molekularnych. Izolaty, których analiza genetyczna nie powiodła się lub dała niejednoznaczny wynik oznaczono klasycznymi metodami mikroskopowymi, przy użyciu kluczy taksonomicznych (Raper i Thom, 1950; Simmons i Ellis, 1972; Sutton, 1980; Ellis i Ellis, 1987; Pitt i Hocking, 2009). Nazwy taksonów użyte w publikacji zostały podane w zgodzie z bazą internetową (Index Fungorum, www.indexfungorum.org). Izolaty należące do rodzaju *Penicillium*, których nie udało się zidentyfikować na podstawie badań molekularnych, zaklasyfikowano do sekcji (za: Houbraken i Samson, 2011).

➤ Izolacja i przygotowanie DNA do analiz

Izolaty uzyskane podczas analizy mykologicznej przeszczepiono na płynną pożywkę glukozowo-ziemniaczaną PDB (firma A&A Biotechnology) i zabezpieczono parafilmem.

Grzybnię uzyskaną po 3 dniach, przepłukano wodą sterylną, odsączono przy użyciu zestawu filtracyjnego składającego się z bibuły filtracyjnej, lejka Büchnera i pompy próżniowej, a następnie liofilizowano przez 1 dobę.

Do izolacji DNA użyto zmodyfikowanej metody (Doyle i Doyle, 1990). Grzybnię każdego izolatu (30 g) zhomogenizowano przy użyciu kwarcowych kulek i umieszczono w probówce. Następnie zalano ją 900 μ l buforu ekstrakcyjnego (CTAB 5.0 %, EDTA 0.5 M, NaCl 5.0 M, Tris-HCl [pH 8.0] 1.0 M, β -merkaptotanol i PVP 2.0 %). Roztwór inkubowano w temperaturze 65 °C przez 40 minut. W celu usunięcia białek i węglowodanów użyto fenolu, chloroformu i alkoholu izoamylowego. W kolejnych etapach zastosowano alkohol etylowy 95% i 70%. Uzyskane DNA zawieszono w 150 μ l ddH₂O i doczyszczono przy użyciu zestawu Anty-inhibitor Kit (A&A Biotechnology). Fluorometrycznie zmierzono ilość DNA w każdej próbce na urządzeniu Quantus (Promega) i rozcieńczono do dalszych analiz w ddH₂O do stężenia 5 ng \cdot μ l⁻¹.

➤ Reakcja PCR

Do przeprowadzenia reakcji PCR użyto DNA o stężeniu 10 ng \cdot μ l⁻¹ oraz 37,5 μ l roztworu (PCR Core Kit QIAGEN, USA), zawierającego: 1x bufor, 1x roztwór Q, 1 mM MgCl₂, 0.2 mM dNTP, 0.6 pM każdego z dwóch starterów (ITS1: 5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3' and ITS4: 5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3' (White i in., 1990).

DNA amplifikowano według protokołu reakcyjnego: denaturacja wstępna w 94°C - 5 min., 35 cykli (94°C - 1 min., 52°C - 1 min., 72°C - 2 min.) i końcowe wydłużanie w 72°C - 5 min. Obecność produktów reakcji zweryfikowano po rozdziale elektroforetycznym w buforze TBE, przeprowadzonym na 1.2% żelu agarozowym (Pronadisa) z dodatkiem barwnika SimplySafe (EUR_X) nanosząc po 2 μ l mieszaniny poreakcyjnej.

➤ Sekwencjonowanie regionów ITS i analiza danych

Produkty amplifikacji zostały oczyszczone i zsekwencjonowane przez komercyjną firmę Genomed (Polska). Do analizy otrzymanych sekwencji użyto programu FinchTV 1.4. Analizę clustal przeprowadzono w Mega7 Toolbar (Kumar i in., 2018). Do identyfikacji gatunkowej na podstawie sekwencji ITS wykorzystano program BLAST (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). W przypadku izolatów należących do rodzajów *Trichoderma* i *Hypocrea* identyfikację gatunkową dodatkowo potwierdzano analizując sekwencje regionów ITS w TrichOKey v. 2.0 (Druzhinina i in., 2005) i TrichoBLAST v. 1.0 (Kopchinskiy i in., 2005).

Do określenia zróżnicowania sekwencji (Overall Mean Distance) oraz konstrukcji dendrogramu na podstawie sekwencji ITS rDNA stosując algorytm maksymalnego prawdopodobieństwa MLE (maximum likelihood algorithm) bazujący na modelu parametrycznym Kimura 2 (Kimura 2-parameter model) wykorzystano narzędzia Mega7 Toolbar (Kimura, 1980; Kumar i in., 2018). Do oceny wiarygodności skonstruowanego drzewa filogenetycznego zastosowano metodę *bootstrap* z 1000 replikacjami.

2.4. Analiza pogody i zanieczyszczeń powietrza

Dane meteorologiczne do modelu GLMM indeksu porażenia pozyskano z bazy danych Instytutu Meteorologii i Gospodarki Wodnej – Państwowy Instytut Badawczy (dalej: IMGW), stacja: Wrocław-Strachowice (kod stacji: 351160424), Suwałki (kod stacji: 354220195) oraz Legnicy (kod stacji: 351160415), które udostępnione zostały na stronie internetowej <https://danepubliczne.imgw.pl/>. Wykorzystano dane terminowe miesięczne dla badanego okresu 01.01.2017 – 31.12.2019. Wybrano stacje badawcze znajdujące się najbliżej punktów badawczych. Analizowano parametry takie jak: średnia miesięczna temperatura powietrza, średnie miesięczne nasłonecznienie, względna miesięczna wilgotność powietrza, średnia miesięczna suma opadów. Na wykresach przedstawiono średnie kwartalne, w celu ułatwienia prezentacji i interpretacji danych (Wyk. 1 i 2).

Dane o zanieczyszczeniach powietrza pozyskano z bazy danych Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska (<http://powietrze.gios.gov.pl/pjp/home>) z pięciu stacji DsWrocAlWisn i DsWrocOrzech (dla punktów: est, 290, 292, 293, 294, 295, 296, 298, 300, 301, 304, 305), DsWrocBartni i DsWrocNaGrob (dla punktów 337, 338, 339, 340, 341, 365, 366, 367), DsWrocWybCon (dla punktów: 307, 309, 310, 313, 314, 315, 316, 317, 318, 319, 320, 321, 322, 323, 324) PdSuwPulaskp i PdSuwPulaski (dla punktów: 223, 231, 253, 254, 272, 273, 274) oraz DsOsieczow21 (dla punktów: 326, 327, 328, 329, 330, 331, 332, 333, 334, 335, 336). Przy doborze stacji badawczych do punktów badawczych kierowano się najmniejszą odległością w linii prostej od stanowiska badawczego. Dane o zanieczyszczeniach pobrano dla okresu prowadzonych badań, tj. 01.01.2017 – 31.12.2019r.

Ponadto do modeli GLMM indeksu porażenia, mykobioty nasion oraz analizy bioróżnorodności wykorzystano dystans stanowisko od wody [m], obliczony na podstawie linii prostej przeprowadzonej na mapie od każdego stanowiska do najbliższego źródła wody (źródło: www.google.pl/maps). Tą samą metodą obliczono dystans od centrum najbliższego miasta [m], wykorzystany w modelu GLMM opisującym indeks porażenia.

2.5. Analiza statystyczna

Wyniki uzyskane podczas obserwacji terenowych przedstawiono w formie proporcjonalnych wykresów warstwowych (ang. proportional area chart) dla najczęściej występujących objawów chorobowych. Na podstawie wyników obserwacji pojawu symptomów chorobowych na liściach obliczono indeks porażenia, na podstawie wzoru McKinney (1923):

➤ **Współczynnik porażenia:**

$$W_p = \sum \frac{P \times W}{n \times x_k}$$

gdzie:

$\sum P \times W$ – suma iloczynów liczby roślin porażonych w określonym stopniu – „ P ”, przez odpowiadającą im wartość stopnia porażenia – „ W ”;

n – liczba wszystkich ocenianych roślin

x_k – najwyższą wartość skali

Za pomocą tego wskaźnika zwizualizowano rozmieszczenie przestrzenne i zmiany w czasie porażenia danych roślin na mapach, wykonano wykresy liniowe dla każdego stanowiska oraz posłużył on do dalszych analiz statystycznych.

Surowe wyniki uzyskane z analizy mykologicznej nasion opracowano statystycznie, przy użyciu indeksów różnorodności α takich jak: indeks Shanonna-Wienera i Evanness, które wyliczono według wzorów:

➤ **Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera (według Jost, 2006):**

$$H' = - \sum_{i=1}^s p_i \ln p_i$$

gdzie:

S – liczba gatunków (bogactwo gatunkowe)

p_i – stosunek liczby osobników danego gatunku do liczby wszystkich osobników ze wszystkich gatunków: $\frac{n_i}{N}$

n_i – liczba osobników jednego gatunku

N – liczba wszystkich osobników ze wszystkich gatunków

➤ **Wskaźnik Evenness S-W** (według Pielou, 1966):

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

gdzie:

H' – wskaźnik Shannona-Wienera

$\ln S$ – logarytm naturalny z liczbą gatunków

Do przeprowadzenia statystyk opisowych oraz wykonania wykresów użyto programu Tableau (2020.2.4 Professional Edition). Obliczeń w oparciu o bazę danych wykonano za pomocą pakietu Python. Modelowanie wykonano za pomocą pakietu SPSS version 26.0 (IBM Corp., 2016).

Dane przeanalizowano za pomocą uogólnionych liniowych modeli mieszanych (dalej: GLMM). Modele liniowe zastosowano dla zmiennych zależnych ciągłych (w modelach dla indeksu porażenia liści i dla indeksów bioróżnorodności), natomiast ujemny rozkład dwumianowy wykorzystano w przypadku zmiennych zależnych numerycznych (dla liczby kolonii). Użyte dane spełniały założenia modeli mieszanych.

W analizie dla indeksu porażenia liści, wymagającej uwzględnienia wielu zmiennych oraz interakcji, wskazano model najlepiej dopasowanych do zebranych danych (Tab. 3). Stworzono model bazowy z wszystkimi zmiennymi, który następnie upraszczano usuwając nieistotne zmienne opisujące. Wybierano model o najniższej wartości AICc (ang. corrected Akaike information; Burnham and Anderson, 2002). W pozostałych dwóch analizach GLMM (dla bioróżnorodności mykobioty nasion i mykobioty nasion; Tab. 3) modelu upraszczano, ponieważ użyte dane były znacznie mniej skomplikowane, a uzyskane wyniki były w większości istotne statystycznie. W każdym z modeli do porównań między badanymi populacjami, siedliskami i grupami troficznymi grzybów zastosowano kontrasty parami.

W pierwszym z modeli badano współczynnik porażenia liści (obliczony według wzoru McKinney 1923). Zmienną zależną w tym modelu był logarytm dziesiętny współczynnika porażenia liści ('Indeks porażenia'), natomiast zmiennymi opisującymi były: region występowania roślin ('Subregion'), gatunek rośliny ('Roślina'), siedlisko w którym one występowały ('Siedlisko'), rok badań ('rok_meteo'), dystans od wody ('Dystans od wody'), zanieczyszczenie powietrza cząsteczkami pyłów PM10 (24g) ('PM10'), zanieczyszczenie powietrza cząsteczkami pyłów PM2,5 (1g) ('PM2.5'), zanieczyszczenie tlenkami siarki (21g) ('SO'), zanieczyszczenie tlenkami azotu (1g) ('NOx'), średnia temperatura miesięczna (*C) ('AVG temperatura'), średnia wilgotność względna miesięczna wyrażona w procentach

(‘AVG wilgotność’), miesięczna suma usłonecznienia wyrażona w godzinach (‘Suma usłonecznienia’), liczba dni z pokrywą śnieżną (‘Śnieg’), miesięczna suma opadów wyrażona w milimetrach (‘Suma opadów’). Zastosowano kontrasty parami pomiędzy ‘Roślina’ * ‘Subregion’, ‘Subregion’ * ‘AVG temperatura’, ‘Subregion’*‘AVG wilgotność’, ‘Subregion’*‘Suma opadów’, ‘Subregion’*‘Śnieg’, ‘Subregion’*‘Suma usłonecznienia’, ‘Subregion’*‘Dystans od wody’ + ‘Subregion’*‘Dystans od centrum’, ‘Subregion’*‘PM10’, ‘Subregion’*‘PM2.5’, ‘Subregion’*‘SO’ oraz ‘Subregion’*‘NOx’. Czynnikiem losowym był rok danych meteorologicznych, gdyż istnieje pewne prawdopodobieństwo, że przebieg pogody mógł mieć wpływ na przebieg procesu infekcyjnego.

W drugim modelu badano populacje grzybów zasiedlające nasiona (‘Mykobiota nasion’). Zmienną zależną w tym modelu była liczba kolonii różnych gatunków grzybów wyizolowanych z nasion (‘Mykobiota nasion’), natomiast zmiennymi opisującymi były region występowania roślin (‘Subregion’), gatunek rośliny (‘Roślina’), siedlisko w którym one występowały (‘Siedlisko’), grupa troficzna wyizolowanych taksonów (‘Grupa troficzna’) oraz dystans od wody (‘Dystans od wody’). Ponadto zastosowano dwa kontrasty parami pomiędzy ‘Roślina’*‘Grupa troficzna’, a ‘Grupa troficzna’*‘Siedlisko’. Czynnikiem losowym w modelu był rok badań (‘Rok’) oraz rodzaj pożywki na której rozkładano nasiona (‘Pożywka’), istnieje pewne prawdopodobieństwo, że czynniki te mogły wpłynąć na liczbę i rodzaj wykrytych taksonów.

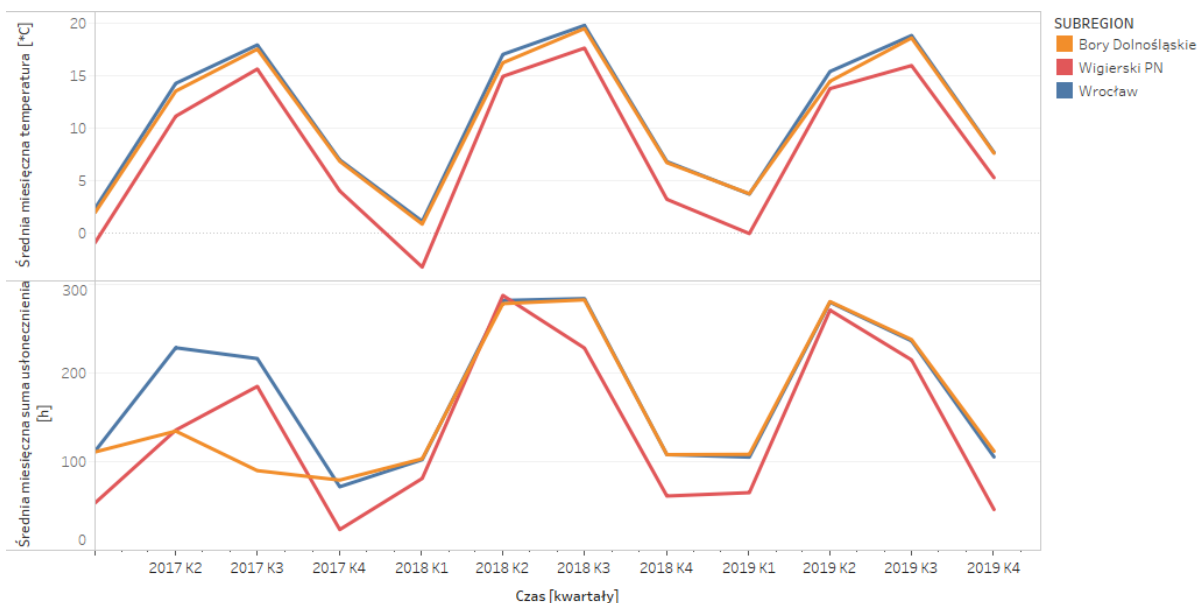
W dwóch ostatnich modelach, opisującym bioróżnorodność mykobioty nasion, wykorzystano współczynniki α -bioróżnorodności: indeks Shannona-Wienera (według Jost, 2006) oraz Evenness (według Pielou, 1966), których wyniki zamieszczone zostały w tabeli 24. Zmiennymi zależnymi w obu modelach były odpowiednie współczynniki bioróżnorodności (‘Shannon-Wiener’ oraz ‘Evenness’), natomiast zmiennymi opisującymi dla obu modeli były: region występowania roślin (‘Subregion’), gatunek rośliny (‘Roślina’), siedlisko w którym one występowały (‘Siedlisko’) oraz dystans od wody (‘Dystans od wody’). Ponadto zastosowano kontrasty parami pomiędzy ‘Roślina’ * ‘Subregion’.

Tab. 3 Tabela zawiera model bazowy GLMM, kandydujące i najlepiej dopasowany (z najniższą wartością AICc; pogrubiony) do danych, gdzie indeks porażenia liści pełnił funkcję zmiennej zależnej. Zaprezentowano również modele GLMM dla pozostałych zmiennych zależnych: mykobioty nasion oraz bioróżnorodności mykobioty nasion testowanej indeksami: Shannon-Wiener oraz Evanness

MODEL	WARTOŚĆ AICc
Indeks porażenia ~ subregion + roślina +siedlisko + dystans od wody + dystans od centrum + PM10 + PM2.5 + SO + NOx + AVG temperatura + AVG wilgotność + Suma usłonecznienia + Śnieg + Suma opadów + roślina*subregion + subregion*AVG temperatura + subregion*AVG wilgotność + subregion* suma opadów, *subregion*śnieg + subregion*suma usłonecznienia + subregion*dystans od wody + subregion*dystans od centrum + subregion*PM10 + subregion*PM2.5 + subregion*SO + subregion*NOx + (1/rokmeteo)	144,934
Indeks porażenia ~ rok_meteo + subregion + roślina +siedlisko + dystans od wody + dystans od centrum + PM10 + PM2.5 + SO + NOx + AVG temperatura + AVG wilgotność + Suma usłonecznienia + Śnieg + Suma opadów + roślina*subregion + subregion*AVG temperatura + subregion*AVG wilgotność + subregion* suma opadów + subregion*śnieg + subregion* suma usłonecznienia + subregion*dystans od wody + subregion*PM10 + subregion*PM2.5 + subregion*SO + subregion*NOx	144,710
Indeks porażenia ~ rok_meteo + subregion + roślina +siedlisko + dystans od wody + dystans od centrum + PM10 + PM2.5 + SO + NOx + AVG temperatura + AVG wilgotność + Suma usłonecznienia + Śnieg + Suma opadów + subregion*rok_meteo + roślina*rok_meteo + subregion*dystans od wody	139,768
Indeks porażenia ~ rok_meteo + subregion + roślina +siedlisko + dystans od wody + dystans od centrum + PM10 + PM2.5 + SO + NOx + AVG temperatura + Suma usłonecznienia + roślina*rok_meteo	124,538
Indeks porażenia ~ roślina + siedlisko + dystans od wody + PM10 + PM 2.5 + SO ++ AVG temperatura + Suma usłonecznienia + roślina*rok_meteo	110,222
Mykobiota nasion ~ subregion + grupy troficzne + roślina + siedlisko + dystans od wody + roślina*grupa troficzna + grupa troficzna*siedlisko + (1/rok) + (1/medium)	11999,537
Shannon-Wiener ~ subregion + roślina + siedlisko + dystans od wody + subregion*siedlisko	18,541
Evanness ~ subregion + roślina + siedlisko + dystans od wody + subregion*siedlisko	-48,823184

WYNIKI

1. Przebieg pogody w sezonach wegetacyjnych 2017-2019



Wyk. 1 Średnia temperatura miesięczna [°C] oraz średnie miesięczne usłonecznienie [h] podana w kwartałach, odnotowane w trzech stacjach badawczych charakterystycznych dla mikroregionu badań, w okresie 01.01.2017 – 31.12.2019r.

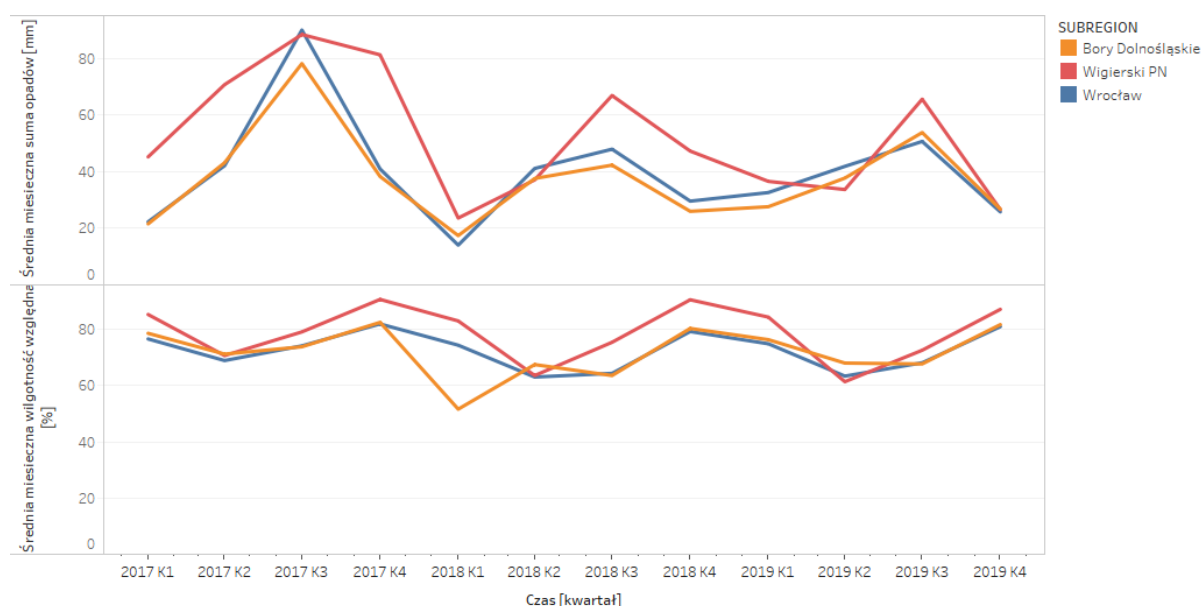
Na podstawie analizy przebiegu pogody można stwierdzić, że najwyższą średnią temperaturą kwartalną w okresie trwania badań charakteryzowało się województwo dolnośląskie (Wyk. 1). Temperatura panująca w Wigierskim Parku Narodowym średnio była o 2°C niższa, a różnica zwiększała się w okresach jesienno-zimowych. Średnia temperatura w okresie badań na przestrzeni kwartałów wahała się od -3,23 do 19,83°C. Najcieplejszym rokiem był 2018, średnia kwartalna temperatura dla lat 2017 i 2019 była na porównywalnym poziomie dla wszystkich stacji pomiarowych.

Podobna sytuacja miała miejsce w przypadku średniego nasłonecznienia; również w tym pomiarze rok 2018 wykazał najwyższe wartości. Od pierwszego kwartału 2018 r. nasłonecznienie w Borach Dolnośląskich i we Wrocławiu przybrało bardzo zbliżone wartości i utrzymało się aż do końca prowadzonych pomiarów. W tym okresie nasłonecznienie w Wigierskim Parku Narodowym było mniejsze, w porównaniu do pozostałych punktów, a różnica ulegała pogłębieniu szczególnie w okresie 4 i 1 kwartału, czyli miesięcy zimowych. Zróżnicowany i nietypowy był rok 2017, charakteryzujący się mniejszym nasłonecznieniem w porównaniu do pozostałych lat. Nie odwzorowywał on również trendów lat następujących po nim, a wartości średniego nasłonecznienia były rozbieżne w zależności od regionu.

Największym nasłonecznieniem charakteryzował się Wrocław, następnie Wigierski Park Narodowy, a najmniejszym Bory Dolnośląskie.

Największą średnią sumę opadów w kwartale zaobserwowano w Wigierskim Parku Narodowym, a najmniejszą w Borach Dolnośląskich (Wyk. 2). Region suwalski znacząco wyróżniał się na tle dolnośląskich stacji badawczych. Rok 2017 charakteryzował się najwyższymi opadami, których suma w Borach Dolnośląskich były niemal dwa razy większa, niż w pozostałych latach prowadzenia obserwacji. Najwyższe opady przypadły w tym roku na trzeci kwartał. Po okresie deszczowym, odwrotną sytuację odnotowano już w pierwszym kwartale 2018, kiedy to średnia suma opadów osiągnęła najniższą wartość.

Opady deszczu miały swoje przełożenie we wilgotności względnej w badanym okresie. Najwyższą wilgotność odnotowano w okolicy Suwałk, gdzie w okresie jesienno-wiosennym średnia wilgotność przekraczała 80%, a w kwartale 4 w 2017 i 2018 przekraczała 90%. Pozostałe badane regiony w tym okresie pozostawały poniżej 80% wilgotności względnej, która przez cały okres prowadzenia badań ulegała spokojnym wahaniom pomiędzy 80-60%. Sytuacja prezentowała się inaczej w Wigierskim Parku Narodowym, w którym zmiany letnie wilgotności względnej były bardziej drastyczne, minimum osiągając w 2 kwartale, kiedy to średnia wilgotność dla obu lat obserwacji sięgała 61,5-63%.



Wyk. 2 Średnia miesięczna suma opadów [mm] oraz średnia miesięczna wilgotność względna [%] podana w kwartałach, odnotowana w trzech stacjach badawczych charakterystycznych dla mikroregionu prowadzonych badań, w okresie 01.01.2017 – 31.12.2019r.

Dane meteorologiczne uwzględniono w modelu GLMM, w którym badano wpływ warunków atmosferycznych na pojaw symptomów chorobowych, a także zbiorowiska grzybów zasiedlających nasiona. Wyniki modelu zademonstrowano w dalszej części pracy.

2. Obserwacje terenowe

W trakcie prowadzonych obserwacji terenowych stwierdzono występowanie objawów chorobowych na wszystkich gatunkach roślin inwazyjnych objętych badaniem. Monitoringiem objęto rośliny znajdujące się w środowisku miejskim (Wrocław) oraz na terenie Borów Dolnośląskich. Zmiany porażenia w czasie, dla najczęściej występujących objawów chorobowych, przedstawiono na proporcjonalnych wykresach warstwowych. Ujęte zostały na nich stanowiska, na których zaobserwowano objawy postępującej jednostki chorobowej. Pozostałe symptomy zostały opisane i udokumentowane wraz z podanymi miejscami ich obserwacji.

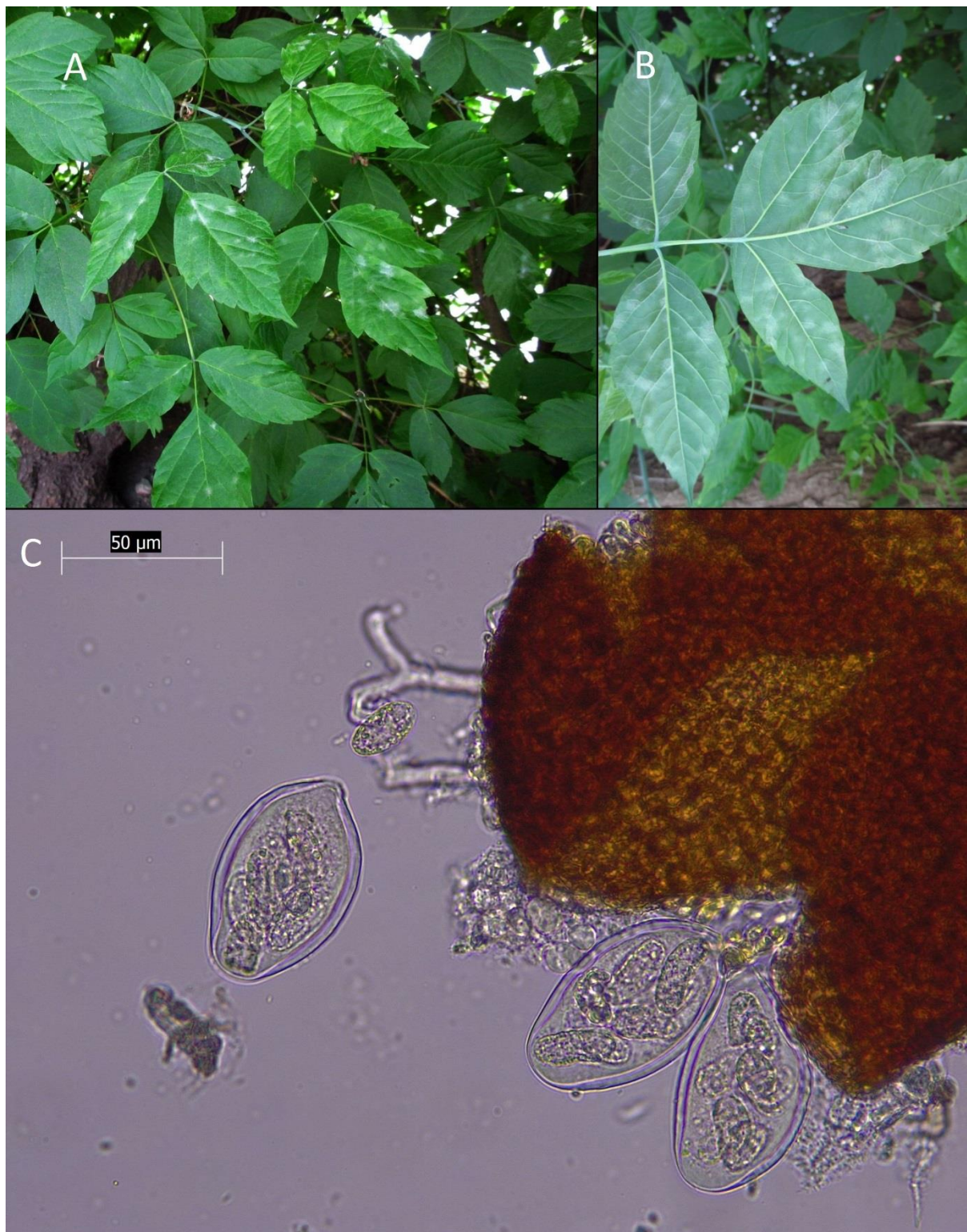
2.1. Klon jesionolistny

Pierwsze objawy porażenia klona jesionolistnego, obserwowane były już w maju, we wszystkich regionach objętych badaniem. Dynamika postępujących objawów chorobowych różniła się ze względu na miejsce ich występowania (Ryc. 27). Większe nasilenie chorób zaobserwowano w 2018 roku, szczególnie widoczne w miesiącach letnich. Część chorób – mączniak prawdziwy, zamieranie pędów, żółknięcie i plamistości liści – obserwowane było we wszystkich regionach prowadzonych badań. Wyłącznie we Wrocławiu zaobserwowano pergaminową i czekoladową plamistość liści oraz zamieranie skrzydlaków, a objawem chorobowym występującym tylko w WPN była pierścieniowa plamistość liści. Dynamikę pojawu trzech notowanych najczęściej chorób, które występowały na większości stanowisk przez cały sezon (mączniak prawdziwy, pergaminowa plamistość i czekoladowa plamistość liści) przedstawiono na proporcjonalnych wykresach warstwowych (Wykresy 12-14). In situ zaobserwowano występowanie 3 taksonów grzybów, które nie podlegały analizie mykologicznej tkanek; obserwacje te odnotowano w tabeli 4.

Tab. 4 Występowanie grzybów patogenicznych na tkankach klona jesionolistnego in situ.

	Wrocław		Wigierski Park Narodowy		
Rok	2018	2019	2017	2018	2019
Stwierdzony patogen	<i>Sawadaea bicornis</i> <i>Nectria cinnabarina</i> <i>Diplodina acerina</i>	<i>Sawadaea bicornis</i>	<i>Alternaria alternata</i> <i>Diplodina acerina</i> <i>Sawadaea bicornis</i> <i>Chondostereum purpureum</i>	<i>Diplodina acerina</i> <i>Sawadaea bicornis</i>	<i>Diplodina acerina</i> <i>Sawadaea bicornis</i>

Najczęściej notowaną chorobą, na większości stanowisk we Wrocławiu i wszystkich stanowiskach w WPN był **mączniak prawdziwy**, spowodowany przez grzyba z rzędu *Erysiphales* - *Sawadaea bicornis* (Tab. 4, Fot. 2). Objawy najczęściej występowały w dolnej części drzewa. Najsilniejsze porażenie mączniakiem prawdziwym odnotowano na stanowiskach: 309, 337, 338, 340, 341 i est w 2019 roku (Wyk. 12). Poziom porażenia różnił się pomiędzy miesiącami i na niektórych stanowiskach wyszczególnić można dwa punkty, w których wskaźnik porażenia osiągał najwyższe wartości. W 2018 roku pierwsze spiętrzenie przypada na okres wiosenny – w zależności od stanowiska przypadający na maj/czerwiec – oraz okres późno – letni w sierpniu/wrzeźniu. Dwa punkty szczytowe w 2018 uchwyczone zostały najlepiej na stanowiskach: 290, 301, 307, 339 i est. Na pozostałych stanowiskach nie wykazano tej zależności. Podobna sytuacja obserwowana była w 2019 roku, w którym to indeks porażenia przez mączniaka prawdziwego był nieco wyższy od roku poprzedniego. Dwa punkty charakteryzujące się wysokim stopniem porażenia szczególnie dobrze uchwyczone zostały na stanowiskach: 296, 309, 322, 338, 340, 341 i est. Dla tych stanowisk moment spadku natężenia objawów mączniaka prawdziwego przypadał na lipiec, a drugi pik porażenia obserwowany był w sierpniu/wrzeźniu.



Fot. 2 Mączniak prawdziwy klona jesionolistnego. **A i B.** Objawy zarodnikowania *Sawadea bicornis* po obu stronach blaszki liściowej [Wrocław; czerwiec 2018 r.]. **C.** Chasmodecjum *Sawadea bicornis* wraz z workami [WPN; październik 2018r.].

Pergaminowa plamistość liści odnotowana została jedynie na terenie Wrocławia. Tkanka w obrębie plamy zmieniała kolor na beżowo-brązowy oraz wykruszała się, przypominając wyglądem pergamin (Fot. 3). Powierzchnia na której występowały symptomy choroby było znacznie mniejsze, niż w przypadku mączniaka prawdziwego i rzadko kiedy osiągało 3° porażenia (Wyk. 13). W pojedynczym przypadku, w roku 2018, stwierdzono porażenie sięgające 4° skali na stanowisku 305. W większości przypadków jednak, porażenie było niewielkie. Symptomy pergaminowej plamistości liści występowały częściej w 2018 roku, niż w 2019, w którym to na kilku stanowiskach porażonych rok wcześniej, nie zaobserwowano żadnych symptomów choroby (stan. 290,295, 304, 309, 313, 319, 338, 340, 341).



Fot. 3 Pergaminowa plamistość liści na klonie jesionolistnym [Wrocław; czerwiec 2018 r.].

Czekoladowa plamistość liści

Czekoladowa plamistość liści odnotowana została jedynie na terenie Wrocławia. Symptodem choroby był początkowy pojaw przebarwienia liści na żółty kolor, w którego centrum z czasem pojawiała się nieregularna, sucha nekroza (Fot. 4). Silne porażenie liści niekiedy prowadziło do ich zamierania. Tkanka w obrębie plam ulegała zasychaniu i wykruszeniu. Objawy chorobowe występowały w niewielkim nasileniu, najczęściej na

poziomie 1-2 stopnia porażenia (Wyk.14). W dwóch przypadkach, w roku 2019, zaobserwowano wyższe porażenie blaszki liściowej na poziomie 4° na stanowisku 296 dla 8% prób i na poziomie 3° dla stanowiska 293 dla 25% badanych prób. Na pojedynczych stanowiskach pierwsze plamy pojawiały się w maju, największy wzrost widoczny był jednak w lipcu. Porażenie czekoladową plamistością liści wyższe w roku 2018. W kolejnym roku badań porażenie było mniejsze, a na 3 stanowiskach, na których notowano w 2018 symptomy choroby, nie zostały one zaobserwowane.



Fot. 4 Czekoladowa plamistość liści [Wrocław; lipiec 2019 r.].

Pierścieniowa plamistość liści

Symptodem chorobowym, który wystąpił jedynie na terenie WPN była pierścieniowa plamistość liści klona jesionolistnego. Charakteryzował się on regularnymi, okrągłymi, nekrotycznymi plamami, z silnie zaznaczonym brzegiem porażonej tkanki (Fot. 5). Stwierdzono jej występowanie w każdym roku badań i na wszystkich stanowiskach w WPN. Występowała w niewielkim nasileniu (pojedyncze plamy), na pojedynczych liściach na obu stanowiskach.



Fot. 5 Pierścieniowa plamistość liści [WPN; czerwiec 2017 r.]

Plamistości liści

Zarówno we Wrocławiu, jak i WPN odnotowano pojedyncze plamistości liści, o różnej charakterystyce. Pierwszy objaw plamistości liści o owalnym kształcie, zaobserwowano we wrześniu 2017 w WPN, na stanowiskach 223 i 272. Wnętrze porażonej tkanki uległo nekrozie, a brzeg pomiędzy porażoną i zdrową tkanką był widocznie zarysowany (Fot. 7). Na stanowisku 223 10% blaszek liściowych klonu jesionolistnego nosiło na sobie objawy porażenia. Na stanowisku 272 symptomy widoczne były wyraźniej na niżej zlokalizowanych pędach, na pojedynczych liściach (< 5% powierzchni liścia). Objaw ten w mniejszym nasileniu został zaobserwowany w kolejnych latach badań na tym terenie. Obraz mikroskopowy pokazał objawy zarodnikowania *Diplodina acerina* wyrastające z porażonej tkanki, co pozwoliło na bezpośrednie oznaczenie sprawcy plamistości tradycyjnymi metodami taksonomicznymi (Tab.4).

We Wrocławiu objawy zamierania liści pojawiły się wiosną 2018 (maj) na stanowisku 293. Na pojedynczych liściach, w środkowej części korony pojawiały się rozległe plamy, szczególnie często infekujące brzegi blaszki liściowej (Fot. 6). Niekiedy dochodziło do zajęcia

całego liścia, który z czasem całkowicie obumierał. Powstałe nekrozy były suche, koloru ciemno-zielonego. Zaobserwowano je jedynie w maju 2018 r. na jednym stanowisku; w kolejnych miesiącach infekcja ustąpiła i nie była ponownie notowana.

Na terenie WPN plamistości pojawiły się w październiku 2018 roku, na pożółkniętych, zamierających liściach (Fot. 6). W trakcie obserwacji mikroskopowej stwierdzono formy zarodnikowania oraz strzępki *A. alternata*, co pozwoliło na bezpośrednie oznaczenie taksonu tradycyjnymi metodami taksonomicznymi (Tab.4)



Fot. 6 Różnorodność plamistości liści klona jesionolistnego: plamy z wykształconymi objawami zarodnikowania sprawcy choroby – *Alternaria alternaria* [lewe zdjęcie] [WPN, październik 2018 r.] oraz plamistości liści o nieznannej etiologii, prowadzące do zamierania blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Wrocław; maj 2018r.].



Fot. 7 Plamistość liści wywołana porażeniem przez *Diplodina acerina* (A), B. oraz objawy zarodnikowania patogena (B). C. Porażenie niższych pędów kłona jesionolistnego [WPN; wrzesień 2017].

Żółknięcie liści

Zarówno w WPN, jak i we Wrocławiu zaobserwowano pojedyncze przypadkowe żółknięcie liści (Fot. 8). Liście z postępującymi symptomami choroby w kolejnych miesiącach obserwacji więdły i ulegały całkowitemu zamarceniu. We Wrocławiu obserwowane były przez cały okres trwania badań, na większości stanowisk. Próby do analizy mykologicznej pobrano w 2018 roku ze stanowiska 296, na którym symptom ten występował w największym nasileniu;

w WPN żółknięcie liści odnotowano w latach 2018-2019 i pobrano próby do analizy mykologicznej ze stanowiska 223.



Fot. 8 Żółknięcie młodych, przypędowych liści klona jesionolistnego [Wrocław; czerwiec 2019r.].

Zamieranie pędów

Pierwsze zmiany chorobowe na pędach zaobserwowano w maju 2017 r. w WPN, w postaci ciemnych, nieregularnych plam, zlokalizowanych na końcówkach zeszłorocznych pędów (Fot. 9). Opisywane objawy zanotowano na stanowisku badawczym 232, na 3 osobnikach. Na pędach zanotowano wyraźne symptomy zarodnikowania (Fot. 9), z których uzyskano zarodniki grzyba *Diplodina acerina*. Ten sam patogen notowany był na stanowisku 232 przez 3 lata prowadzonych badań, doprowadzając do zamierania pojedynczych, zeszłorocznych pędów klona jesionolistnego. Porażenie oraz objawy zarodnikowania patogena najlepiej widoczne było w miesiącach wiosennych maj-czerwiec. Takie same objawy odnotowano w na pędach klona jesionolistnego w lipcu 2018 r. we Wrocławiu, na stanowisku 340, na pojedynczym pędzie jednego osobnika.



Fot. 9 Zamieranie pędów wywołane przez *Diplodina acerina* [WPN; maj 2017 r.].



Fot. 10 Zamieranie pędów klona jesionolistnego o nierozpoznanej etiologii [Wrocław, czerwiec 2019 r.].

Obraz pozostałych objawów zamierania pędów klona jesionolistnego we Wrocławiu był inny (Fot. 10). Łącznie zaobserwowano go na 10 stanowiskach: 272, 290, 291, 293, 294, 296, 305, 322, 340 i 341. Objawy dotyczyły pojedynczych pędów, które pojawiały się jedynie raz, podczas trwania monitoringu. Pierwsze objawy zanotowano w maju 2018 roku; w tym roku zanotowano je na 8 stanowiskach. W roku 2019 odnotowano zamieranie pędów jedynie na 2 stanowiskach: 296 i 340.

Zamieranie skrzydlaków

Objawy postępującej infekcji na kształtujących się skrzydlakach odnotowano w 2018 i 2019 roku na dwóch stanowiskach - 292 i 293 (Fot. 11). Pierwsze symptomy widoczne były w lipcu i sierpniu, w postaci nekrozy końcówek skrzydlaków, z czasem zakrywającej cały owoc. Objawy widoczne były na pojedynczych gronach, na wysokości ok 1,7 – 2 metrów od ziemi.



Fot. 11 Zamieranie skrzydlaków kłona jesionolistnego [Wrocław, stan. 293; lipiec 2018r.].

Grzyby makroskopowe stwierdzone na klonie jesionolistnym

W trakcie badań terenowych na zamarłych pędach *A. negundo* rosnącego w WPN zaobserwowano pojawienie się owocników grzyba *Chondrostereum purpureum* (Fot.12). We Wrocławiu stwierdzono występowanie grzybów z rodziny *Nectriaceae* na pojedynczej zamarłej gałęzi kłona jesionolistnego.



Fot. 12 Objawy etiologiczne innych grzybów zaobserwowanych na pędach kłona jesionolistnego: owocniki *Chondrostereum purpureum* [lewe zdjęcie] [październik 2017r.; WPN] oraz owocnikowanie grzybów z rodziny *Nectriaceae* na pojedynczej zamarłej gałęzi [prawe zdjęcie] [Wrocław; maj 2018 r.].

2.2. Czeremcha amerykańska

Pierwsze objawy porażenia czeremchy amerykańskiej, we wszystkich regionach objętych badaniem (Wrocław, Bory Dolnośląskie i WPN), corocznie obserwowane były już w maju (Ryciny 28-30). Objawy chorobowe na czeremsze amerykańskiej nie pojawiały się w dużym nasileniu na terenie Wrocławia. Rośliny były zdrowe przez cały rok, z delikatnie zaznaczonym większym natężeniem objawów na początku sezonu wegetacyjnego. Oba lata obserwacji były do siebie podobne pod tym względem. Silniejsze symptomy niż we Wrocławiu na blaszkach liściowych zaobserwowano w Borach Dolnośląskich, w których największe nasilenie również przypadało na okres wiosenny. Silniejsze wystąpienie objawów zaobserwowano w 2018 roku na tym terenie. Najwięcej symptomów postępujących chorób na liściach widoczne było w Wigierskim Parku Narodowym, szczególnie w roku 2018. W odróżnieniu od poprzednich lokalizacji, blaszki liściowe czeremchy najsilniej porażone były w okresie późnego lata.

Symptomy choroby takie jak: kędzierzawość liści, dziurkowatość liści oraz zamieranie szypulek owoców występowały we wszystkich regionach objętych badaniem. Pozostałe objawy pojawiały się lokalnie. Dwa najczęściej notowane symptomy chorobowe, występujące we wszystkich regionach: kędzierzawość i dziurkowatość liści objęto monitoringiem zdrowotności we wszystkich lokalizacjach (Wyk. 15-16). Spis taksonów oznaczonych in situ, zamieszkałych tkanki czeremchy amerykańskiej znajduje się w tabeli 5.

Tab. 5 Występowanie grzybów patogenicznych na tkankach *Padus serotina* in situ.

Rok	Wrocław		Bory Dolnośląskie		WPN		
	2018	2019	2018	2019	2017	2018	2019
Stwierdzony patogen	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Clasterosporium carpophilum</i>	<i>Clasterosporium carpophilum</i>	<i>Clasterosporium carpophilum</i>	<i>Clasterosporium carpophilum</i>	<i>Clasterosporium carpophilum</i>
	<i>Podosphaera tridactyla</i>	<i>Podosphaera tridactyla</i>	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Taphrina deformans</i>	<i>Taphrina deformans</i>
				<i>Podosphaera tridactyla</i>		<i>Monilinia spp.</i>	

Kędzierzawość liści



Fot. 13 Kędzierzawość liści czeremchy amerykańskiej w Borach Dolnośląskich [Bory Dolnośląskie; 2017r.].

Objawy kędzierzawości liści czeremchy amerykańskiej pojawiły się we wszystkich regionach i latach prowadzenia badań. Objawem infekcji były zniekształcenia blaszki liściowej, które z czasem przebarwiały się na wiśniowo – czerwony kolor (Fot. 13). Porażeniu ulegały również tegoroczne pędy, które ulegały zabarwieniu, skróceniu i skędzierzawieniu; po kilku miesiącach ulegały one nekrozie i odpadały od krzewu. Badanie mikroskopowe pozwoliło potwierdzić, że sprawcą kędzierzawości na liściach czeremchy amerykańskiej jest *Taphrina deformans*. Pierwsze objawy pojawiały się w maju, maksymalnie rozwijając się na przełomie wiosny i lata (czerwiec), jednak pojedyncze notowania zmian wywołanych infekcją w obrębie blaszki liściowej notowano aż do września (Wyk. 15). Stopień porażenia różnił się w zależności od stanowiska, jednak najczęściej oscylował na poziomie 1°, a niekiedy na 2°. Na jednym stanowisku (stan 231) odnotowano porażenie na poziomie 3° pośród 18% punktów pomiarowych, była to jednak pojedyncza adnotacja. Objawy kędzierzawości liści były częściej i dłużej obserwowane oraz bardziej zróżnicowane w skali nasilenia symptomów na terenach półnaturalnych, tj. w Borach Dolnośląskich oraz w Wigierskim Parku Narodowym.

Objawy kędzierzawości liści czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu odnotowano na 8 stanowiskach na obrzeżach miasta (317, 319, 320, 321, 323, 339, 341 i 366) (Wyk. 15). Pierwsze symptomy zaobserwowano w maju 2018 r. na 3 stanowiskach (stan. 319, 320 i 366). Na stanowisku 319 aż 75% powierzchni objętych monitoringach nosiło na sobie pojedyncze zmiany chorobowe, na poziomie 1° w skali porażenia. W kolejnym miesiącu symptomy widoczne były na wszystkich stanowiskach, na których wykryto obecność patogena, oprócz stanowiska 319, gdzie infekcja wyhamowała, a objawy zaniknęły w połowie roku. Na

pozostałych stanowiskach porażenie obserwowane w czerwcu dotyczyło pojedynczych gałęzi, na poziomie 1° porażenia; jedynie na stanowisku 320 8% punktów obserwacyjnych zaklasyfikowana została do 2° porażenia. Latem 2018 r. zmiany na poziomie 1° porażenia widoczne były jedynie na dwóch stanowiskach (341 i 366), w postaci niewielkich kędzierzawości na pojedynczych liściach. Rośliny na pozostałych stanowiskach nie nosiły objawów chorobowych. W 2019 roku obraz postępu choroby nieznacznie różnił się od roku poprzedniego. Nie zaobserwowano znacznego nasilenia symptomów choroby, a na żadnym stanowisku z odnotowanymi zmianami chorobowymi, nie wykrczały one poza pierwszy stopień według skali.

W Borach Dolnośląskich kędzierzawość liści czeremchy amerykańskiej zaobserwowano na 6 stanowiskach (329, 330, 331, 333, 334 i 336). Dynamika przebiegu infekcji w tym regionie badań było bardziej zróżnicowana niż we Wrocławiu i dość często nasilenie występowania objawów osiągało 2° oraz 3° porażenia. Pierwsze symptomy choroby w obu latach badań widoczne były już w maju, niemal na wszystkich stanowiskach, oprócz 329. W maju i w czerwcu w obu latach prowadzonych badań obserwowano również największe nasilenie symptomów chorobowych. W kolejnym miesiącu widoczny był znaczący spadek występowania objawów na wszystkich stanowiskach. Na poszczególnych stanowiskach (stan. 331, 334) pojedyncze zmiany w obrębie roślin, wywołane infekcją *Taphrina deformans*, utrzymywały się do września.

Na terenie WPN pierwsze objawy kędzierzawości liści zaobserwowano w maju 2018 r. na stanowisku 231, w postaci pojedynczych plamistości na dwóch liściach 8 osobników objętych obserwacjami. Porażenie na stanowisku 231 nie uległo zmianie i stanowiło 50% powierzchni badanych bez objawów kędzierzawości i 50% powierzchni z porażeniem na poziomie 1°. We wrześniu zaobserwowano jedynie 25% powierzchni z symptomami, a w październiku zniknęły jakiegokolwiek ślady infekcji wywołanej przez *Taphrina deformans*. Podobna sytuacja miała miejsce w następnym roku – 2019 – z różnicą w początkowym, majowym nasileniu symptomów, które było wyższe niż w roku poprzednim i sięgało nawet 3° porażenia. W czerwcu procent porażenia wrócił do stanu obserwowanego w 2018r., a zanik objawów obserwowany był we wrześniu. W 2019 r. nie zaobserwowano objawów kędzierzawości liści na stanowisku 357.

Dziurkowatość liści



Fot. 14 Dziurkowatość liści czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu [lewe zdjęcie] [Wrocław; czerwiec 2018r.] i w Wigierskim Parku Narodowym [prawe zdjęcie] [WPN; sierpień 2017r.].

Objawy dziurkowatości liści czeremchy amerykańskiej pojawiły się we wszystkich regionach i latach prowadzenia badań. Początkowym objawem na liściach były widoczne drobne plamki (Fot. 14), które następnie powiększały swoje rozmiary i wykruszały się pozostawiając charakterystyczne otwory w środku blaszki liściowej. Obserwacje mikroskopowe pozwoliły potwierdzić, że sprawcą symptomów jest *Clasterosporium carpophilum*. Największe i najbardziej zróżnicowane porażenie w obrębie stanowisk i osobników dziurkowatością liści zaobserwowano w WPN.

Dziurkowatość liści czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu obserwowana była już od maja, na wszystkich stanowiskach w roku 2018 i ponad połowie stanowisk (8 stanowisk na 15 we Wrocławiu) w roku następnym (Wyk. 16). Na niektórych stanowiskach (317 i 341) dało się wyszczególnić dwa maksima pojawu symptomów: wiosenny, przypadający na czerwiec oraz jesienny, widoczny we wrześniu. Na większości stanowisk największe nasilenie objawów widoczne były w czerwcu/lipcu, które słabły w następnych miesiącach.

W roku 2018 infekcja wywołana przez *Clasterosporium carpophilum* osiągnęła najwyższy, 2° w skali porażenia, na stanowiskach 317, 318, 320, 341 i 367, na 8-17% obserwowanych powierzchni. Miało to miejsce głównie w czerwcu i we wrześniu, jednak pojedyncze odnotowania 2° porażenia pojawiły się w maju (stan. 317) oraz w lipcu i sierpniu (stan. 320). Na większości stanowisk (stan. 300, 310, 315, 319, 321, 323, 339, 366) infekcja przebiegała stabilnie, bez większych wahań nasilenia symptomów. Na wymienianych stanowiskach od początku sezonu wegetacyjnego obserwowano niewielkie zmiany wywołane

dziurkowatością na pojedynczych pędach (1° porażenia), które utrzymywały się na względnie tym samym poziomie, a po sierpniu ulegały powolnemu zaniknięciu, czego objawy najlepiej widoczne były na stanowisku 300, 310, 315, 319 oraz 366. Najślabszym porażeniem odznaczało się stanowisko 314, na którym zaobserwowano pojedyncze zmiany wywołane dziurkowatością liści jedynie w maju na 25% obserwowanych powierzchni. Rok 2019 we Wrocławiu nie różnił się znacząco od poprzedniego roku w dynamice występowania objawów dziurkowatości liści czeremchy amerykańskiej. Pierwsze symptomy infekcji pojawiły się miesiąc później, w czerwcu (stan. 300, 314, 315, 318, 321, 339, 367), niż w roku 2018. Na jednym stanowisku nie zaobserwowano objawów infekcji (stan. 314).

W Borach Dolnośląskich objawy dziurkowatości zaobserwowano na wszystkich, sześciu stanowiskach czeremchy amerykańskiej w tym rejonie. W porównaniu do Wrocławia, maksima wystąpienia objawów występowały tu z miesięcznym wyprzedzeniem – w maju oraz w lipcu (stan. 336, 331). W 2018r. infekcja rozpoczęła się już w maju na wszystkich stanowiskach i miejscami osiągnęła 2° porażenia (stan. 336) na 17% powierzchni objętych obserwacją. Na większości stanowisk obserwowano pojedyncze zmiany na liściach, niewykraczające poza 1° skali porażenia, na 8-42% powierzchni badanych. Miesiąc później procent powierzchni noszących na sobie objawy dziurkowatości nieznacznie się zwiększył, osiągając kolejne maksimum w lipcu, kiedy to na trzech stanowiskach zaobserwowano zmiany na poziomie 2° porażenia na 8-25% powierzchni badanych. W kolejnych miesiącach obserwowano powolny spadek symptomów choroby, co szczególnie zaznaczone było na stanowiskach 330, 331, 333 oraz 336. Wyjątkiem było stanowisko 334, na którym we wrześniu 64% powierzchni nosiła na sobie pojedyncze symptomy choroby (1° porażenia), a 17% powierzchni zaklasyfikowane zostało do 2° porażenia według skali. W roku 2019 pierwsze objawy choroby pojawiły się w maju, oprócz stanowiska 330, na którym pierwsze adnotacje dziurkowatości pochodzą z czerwca. Słabszym porażeniem, w porównaniu do roku poprzedniego, odznaczyło się stanowisko 333, na którym w miesiącach wiosennych jedynie 8% powierzchni nosiło pojedyncze zmiany chorobowe. Dynamika rozwoju dziurkowatości liści czeremchy amerykańskiej w roku 2019 pokrywała się z dynamiką zaobserwowaną rok wcześniej.

W WPN pierwsze objawy dziurkowatości zaobserwowano już w 2017 r. na trzech stanowiskach: 231, 273 i 274. Pierwsze objawy pojawiły się w czerwcu na stanowiskach 231 i 273. Każdy osobnik rosnący na stanowisku 273 wykazywał objawy porażenia przez grzyba *Clasterosporium carpophilum*, na poziomie 1-3° w skali porażenia; połowa obserwowanych punktów zaliczona była do 2° porażenia. Mniej zaznaczone symptomy chorobowe było widoczne na stanowisku 273, gdzie tylko 50% punktów obserwacyjnych nosiła na sobie

pojedyncze znaki infekcji (1° porażenia). W lipcu objawy widoczne były już na wszystkich trzech stanowiskach. Symptomy w punkcie 273 nasiliły się i 25% punktów obserwacyjnych osiągnęła 3° porażenia. Objawy na stanowisku 231 osłabły, gdzie najwyższa odnotowana 2 klasa porażenia objęła 33% osobników. W sierpniu objawy dziurkowatości przybrały na sile we wszystkich stanowiskach, sięgając na stanowisku 273 nawet 75% obserwowanych punktów w 3 klasie porażenia. Delikatna tendencja wzrostowa widoczna była również we wrześniu. W październiku czeremcha amerykańska zrzuciła już liście, uniemożliwiając dalsze obserwacje.

W następnym roku obserwowany był wyższy wskaźnik porażenia, niż w roku poprzednim. W maju 50% punktów obserwacyjnych posiadała pierwsze znamiona choroby w 1° porażenia. W czerwcu pojaw symptomów znacznie wzrósł, osiągając nawet 5° porażenia na 3% powierzchni obserwacyjnych (stanowisko 274). W tym samym czasie najwyższy stopień porażenia na stanowisku 231 wyniósł 3° dla 10% punktów obserwacyjnych i 1° dla 50% punktów na stanowisku 273. Tendencja wzrostowa dziurkowatości liści utrzymywała się przez kolejne miesiące i osiągnęła maksimum w sierpniu, kiedy to odnotowano najwyższe porażenia dla każdego stanowiska. Na dwóch stanowiskach 231 i 274, porażenie osiągnęło 5° porażenia. We wrześniu porażenie pozostało na tym samym poziomie. W październiku ze względu na przyspieszoną wegetację, czeremcha pozbawiona była liści.

W roku 2019 dynamika rozwoju dziurkowatości liści na czeremsze amerykańskiej była zbliżona do roku poprzedniego, z obserwowalnym delikatnym spadkiem natężenia objawów w drugiej połowie sezonu wegetacyjnego. Maj charakteryzował się nieco wyższym porażeniem (obserwowane było porażenie na poziomie 3° na 6% powierzchni stanowiska 231). W następnym miesiącu porażenie szybko urosło, osiągając ten sam poziom co w roku poprzednim, jednak sierpniowy indeks porażenia był niższy niż w 2018r.

Nekrotyczna plamistość liści

Nekrotyczna plamistość liści obserwowana była na Dolnym Śląsku (Wrocław i Bory Dolnośląskie) na 8 stanowiskach w 2018 i 2019 roku. Objawy widoczne były w lipcu i sierpniu, w późniejszych miesiącach zainfekowana tkanka wykruszała się, a silnie porażone liście opadały. Symptodem pojawiającej się choroby były czarne nekrozy, zlokalizowane na czubku i brzegu liścia lub nieregularne plamy, rozwijające się najczęściej przy nerwie głównym blaszki liściowej (Fot. 15). Objawy pojawiały się w niewielkim nasileniu, najczęściej lokalizacjach charakteryzujących się bujną, gęstą roślinnością i obejmowały jedną do dwóch roślin. Na wszystkich stanowiskach poziom infekcji nie przekraczał 5% powierzchni blaszki liściowej, a symptomy pojawiały się na pojedynczych pędach (1° w skali porażenia).



Fot. 15 Nekrotyczna plamistość liści czeremchy amerykańskiej w postaci przynerwowych plam na liściach [lewe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2018r.] oraz w obejmujące szczyt liścia [prawe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2019r.]

W 2018 roku symptomy nekrotycznej plamistości liści odnotowane były głównie w lipcu, na stanowiskach: 298, 317, 320, 323, 324 oraz 341. W sierpniu plamy odnotowano ponownie na stanowisku 341. Rok później objawy choroby nie pojawiły się na dwóch stanowiskach (298 i 320), w zamian za to odnotowano infekcję na dwóch innych punktach monitoringowych (339 i 336). Na wszystkich stanowiskach symptomy pojawiły się w lipcu, a na stanowisku 341 widoczne były również w sierpniu.

Zamieranie liści

Zamieranie liści czeremchy amerykańskiej zaobserwowano jedynie na terenie miasta Wrocław w roku 2018 na 4 stanowiskach (stan. 225, 230, 231, 232). Na liściach zaobserwowano plamistości, nieregularnie rozmieszczone na liściu. Zmiany były rozległe i łączyły się ze sobą, niekiedy pokrywając więcej niż 50% powierzchni blaszki liściowej. Miejsce z widocznymi zmianami ulegało nekrozie, przybierając kolor jasnobrązowy, z purpurowym, niekiedy fioletowym *halo* dookoła (Fot. 16). Objawy widoczne były w lipcu i sierpniu na pojedynczych górnych liściach, na stanowiskach otwartych i silnie nasłonecznionych. Silnie porażone liście opadły we wrześniu. Symptomy nie pojawiły się w kolejnym roku badań.



Fot. 16 Zamieranie liści czeremchy amerykańskiej [lewe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2018r.], zamieranie brzegów blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Bory Dolnośląskie; maj 2018r.].

Zamieranie brzegów blaszki liściowej

Na terenie województwa dolnośląskiego, w latach 2018-2019 zaobserwowano pojaw drobnych, okrągłych, bordowych plam na obrzeżach liści (Fot. 16). Pojawiły się one na pojedynczych pędach, niektórych roślin, w nieznanym nasileniu. Najczęściej występowały w środkowej i górnej części krzewu. Symptomy odnotowane były w dwóch miesiącach: maju i wrześniu. W maju 2018 r. na terenie Borów Dolnośląskich odnotowano je na powierzchniach: 331, 333, 334, 336; we wrześniu tego samego roku objawy widoczne były tylko na dwóch stanowiskach: w Borach Dolnośląskich na stanowisku 335 i we Wrocławiu na stanowisku 366. Rok później, zamieranie brzegów blaszki liściowej zauważono tylko we wrześniu w Borach Dolnośląskich, na stanowiskach 334, 335 i 336.

Zamieranie szypulek owoców

We wszystkich regionach objętych badaniami zaobserwowano zamieranie szypulek owoców czeremchy amerykańskiej, które wraz z rozwojem choroby obejmowało całe owocostany i przyległe owoce (Fot. 17). Infekcja doprowadzała do całkowitej nekrozy tkanki

objętej infekcją i zatrzymaniem wzrostu pędu. Objawy pojawiały się sporadycznie, na pojedynczych krzewach od czerwca do sierpnia.

W WPN symptom ten odnotowany był jednokrotnie, na stanowisku 231 w czerwcu 2018 r., na dwóch osobnikach. We Wrocławiu w tym samym roku zamieranie szypulek owoców odnotowano w lipcu na stanowisku 317 i 318 oraz w sierpniu na 230. Pierwsze objawy w 2019 pojawiły się na stanowisku 339 w Borach Dolnośląskich; miesiąc później odnotowane były we Wrocławiu na stanowisku 336.



Fot. 17 Objawy zamierania szypulek owoców i owocostanów czeremchy amerykańskiej [WPN; czerwiec 2018 r.].

Zamieranie owoców

Zamieranie dojrzewających owoców na krzewach czeremchy amerykańskiej zaobserwowano we Wrocławiu i WPN. Objawy obserwowane były latem (czerwiec – sierpień) w 2017-2018 roku. Pierwsze objawy zamierania zapoczątkowane były pojawianiem się na powierzchni skórki ciemnych plam, które z czasem obejmowały cały owoc (Fot. 18). Następnie porażone owoce przedwcześnie opadały.

We Wrocławiu objawy odnotowano w czerwcu 2018 r. na stanowisku 339 oraz w lipcu 2018 r. na stanowisku 230. W WPN zamieranie owoców zaobserwowano już w lipcu 2017 na stanowisku 231. Rok później symptomy odnotowano w lipcu na stanowisku 273. We wrześniu

pozbierno również opadłe nasiona czeremchy z tego stanowiska, na większości których zaobserwowano objawy etiologiczne grzybów z rodzaju *Monilinia*, w postaci białych sporodochiów.



Fot. 18 Zamieranie niedojrzałych owoców czeremchy amerykańskiej [WPN; lipiec 2017 r.].

Zamieranie pędów

Nietypowe objawy zamierania końcówek pędów pojawiły się na terenie województwa Dolnośląskiego w 2018 roku. Odnutowane były na 5 stanowiskach w maju i sierpniu. Zainfekowane pędy ulegały powolnej nekrozie od wierzchołka a następnie zasychały i odpadały (Fot. 19). Na wszystkich stanowiskach symptomy pojawiły się na pojedynczych roślinach, nie zaobserwowano infekcji wtórnych kolejnych pędów. W kolejnym roku podobne objawy nie zostały odnotowane.

Pierwsze objawy pojawiły się w maju we Wrocławiu na stanowisku 231 i w Borach Dolnośląskich na stanowiskach 331, 333 i 334. W sierpniu odnotowano pojedyncze stwierdzenie we Wrocławiu na stanowisku 230.



Fot. 19 Zamieranie pędów czarernchy amerykańskiej [Wrocław; 2017 r.].



Fot. 20 Czarna plamistość liści i pędów czarernchy amerykańskiej; przynerwowe plamy na końcówce liści [lewe zdjęcie] i wiosenne zniekształcenia i zamieranie pędów [prawe zdjęcie] [WPN, maj 2018 r.].

Czarna plamistość liści i pędów

Czarna plamistość liści i pędów czeremchy amerykańskiej odnotowana została na pojedynczym stanowisku 231 w WPN. Objawy widoczne były w tym miejscu przez trzy lata prowadzenia badań. Pierwsze objawy pojawiały się najczęściej wiosną i występowały głównie w dolnej części drzewa. Porażone pędy miały zwarty, wiechowaty pokrój lub niekiedy nienaturalnie wydłużony (Fot. 20). Szybko dochodziło w ich obrębie do całkowitej nekrozy i zabarwienia pędu na ciemno-brunatny, smołowaty kolor. W przypadku silnego wiosennego porażenia, nekroza dotykała przyległe liście, początkowo atakując ogonek liściowy i nasadę blaszki liściowej. Zaobserwowane były również osobne infekcje liści, w postaci ciemnobrunatnych, smołowatych, nieregularnych zmian na liściach, najczęściej dotykające czubek lub strefę przy nerwie głównym liścia.

W 2017 r. pierwsze symptomy czarnej plamistości liści i pędów czeremchy amerykańskiej pojawiły się w maju na dolnych pędach pojedynczych osobników. W czerwcu odnotowane zostały zmiany chorobowe na blaszkach liściowych, pokrywające 20% liści wykazujących zmiany chorobowe. Latem objawy ustąpiły. Zainfekowane liście i pędy przedwcześnie odpadły. W kolejnym roku badań również w maju odnotowano pojedyncze objawy zamierania pędów. Miesiąc później, w czerwcu, tym samym miejscu znaleziono charakterystyczne objawy zamierania końcówki blaszki liściowej na jednym osobniku, które miesiąc później, w lipcu, objęły już 3 osobniki. Odmienny okazał się rok 2019, w którym to pierwsze objawy czarnej plamistości liści i pędów pojawiły się dopiero w sierpniu i całkowicie zanikły we wrześniu.

Mączniak prawdziwy

W obu latach badań zaobserwowano objawy mączniaka prawdziwego na górnej stronie blaszki liściowej czeremchy amerykańskiej. Plamistości miały charakter rozlanych, białych plam, o niezaznaczonym brzegu, często łączących się ze sobą (Fot. 21). Analiza mikroskopowa porażonych tkanek pozwoliła ustalić, iż powoduje je grzyb *Podosphaera tridactyla*. Objawy pojawiły się jedynie na terenie województwa Dolnośląskiego, w latach 2018 – 2019. W Borach Dolnośląskich, w 2019 r., objawy odnotowano na dwóch osobnikach na stanowisku 334 we wrześniu, w niewielkim nasileniu (pojedyncze obserwacje w 1° i 2° porażenia). Objawy najczęściej widoczne były na kilku roślinach w obrębie stanowiska, jak miało to miejsce na stan 320.

W 2018 roku pierwsze objawy infekcji pojawiły się na stanowisku 320 i objęły trzy rośliny. Symptomy, ocenione w 1°/2° skali, widoczne były niemal na całej roślinie. Miesiąc później, porażenie na tym stanowisku wzrosło, obejmując na pojedynczych punktach obserwacyjnych do 25% powierzchni blaszki liściowej, na 10-25% pędów (3 ° skali porażenia). Także na stanowiskach 318 i 310 zauważono symptomy postępującej choroby; mączniak nieznacznie rozwijał się na pojedynczych pędach (1° w skali porażenia). W sierpniu pojedyncze objawy widoczne były na stanowisku 310; wzrósł poziom infekcji na stanowisku 320, w porównaniu do poprzedniego miesiąca i w większości punktów pomiarowych osiągnął 3° porażenia. We wrześniu i październiku rozwój choroby ustąpił, a niewielkie objawy (1° w skali porażenia) widoczne były na niektórych pędach na stanowiskach 310, 319 i 320.

W roku 2019 symptomy mączniaka prawdziwego pojawiły się na tych samym stanowiskach, jednak w mniejszym nasileniu. Stopień 3 porażenia został zaobserwowany jedynie a stanowisku 320, na jednej roślinie w lipcu. Ponadto we wrześniu na dwóch roślinach w Borach Dolnośląskich, na stanowisku 334, zaobserwowano objawy mączniaka prawdziwego w 1°/2° w skali porażenia.



Fot. 21 Mączniak prawdziwy na czeremsze amerykańskiej [Wrocław; sierpień 2020 r.].

2.3. Tawuła kutnerowata

Tawuła kutnerowata charakteryzowała się najwyższą zdrowotnością pośród wszystkich badanych gatunków roślin (Ryc. 31). Najczęściej objawy widoczne były wiosną. Podczas dwuletnich obserwacji na tawule kutnerowatej występowała głównie plamistość liści, która spotykana była na większości stanowisk (Wyk. 17). Sporadycznie obserwowano na pojedynczych pędach więdnienie pędu (Wyk. 18).

Plamistości liści



Fot. 22 Plamistość liści tawuły kutnerowatej, obejmująca czubek liścia [lewe zdjęcie] i brzeg blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Bory Dolnośląskie; czerwiec 2018 r.].

Plamistość liści tawuły kutnerowatej zidentyfikowano na każdym badanym stanowisku, w obu latach prowadzonych obserwacji. Symptomy chorobowe występowały na pojedynczych liściach (głównie w 1° porażenia), w postaci nieregularnych nekroz i chloroz obejmujących czubek lub brzeg liścia, które powoli obejmowały całą powierzchnię blaszki liściowej (Fot. 22). W trakcie badań najniższe nasilenie choroby odnotowano na stanowiskach: 328, 330 i 332 (Wyk. 17). W 2018r. symptomy chorobowe widoczne były tylko wiosną (maj-czerwiec), kiedy to na pojedynczych roślinach widoczne były niewielkie plamistości na każdym stanowisku badawczym (skala 1°/2°). Wskaźnik porażenia plamistością liści najwyższy był wiosną i malał wraz z czasem trwania sezonu wegetacyjnego.

W roku 2019 nie zaobserwowano wyraźnego maksimum natężenia objawów i ich spadku wraz z czasem trwania sezonu wegetacyjnego. Na połowie stanowisk (stan. 327, 330, 331, 332, 333) odnotowano mniejsze porażenie w ujęciu całorocznym, w porównaniu do roku poprzedniego. Pierwsze objawy pojawiły się w maju, jednak w porównaniu do roku poprzedniego, na niektórych stanowiskach nie odnotowano żadnych zmian świadczących o postępującej infekcji (stan. 327, 329, 330, 333). Na trzech stanowiskach: 326, 329 i 336, zaobserwowano pojaw symptomów chorobowych w 2^o porażenia, dotyczyło to jednak pojedynczych punktów obserwacyjnych (5% obserwowanych powierzchni). Jesienią (wrzesień i październik) symptomy plamistości liści były słabo widoczne, a na niektórych stanowiskach zupełnie zaniknęły.

Więdnięcie pędów



Fot. 23 Więdnięcie pędu tawuły kutnerowatej [Bory Dolnośląskie; czerwiec 2018 r.].

Więdnięcie pędów zaobserwowano na każdym stanowisku w czasie trwania badań. Objawy występowały na pojedynczych pędach; górna część pędu ulegała nekrozie i pastorałowatemu wygięciu (Fot. 23). Nie zaobserwowano miejscowego nasilenia symptomów, ani jednolitej dynamiki zmian (Wyk. 18). Objawy pojawiały się w ciągu całego sezonu wegetacyjnego w pojedynczych miejscach, na poziomie 1^o w skali porażenia. Jedynie na jednym stanowisku nr 273, w maju 2019 r. odnotowano więdnięcie pędów na więcej niż jednym

pędzie, w 2° w skali porażenia, na 30% punktów obserwacyjnych w obrębie stanowiska. Stan ten nie utrzymał się długo i w czerwcu nie zaobserwowano już żadnych symptomów postępującej choroby pędów. Łącznie wędniecie pędów zaobserwowano 119 razy w ciągu dwóch lat obserwacji

3. Analiza mykologiczna tkanek zielonych

3.1. Klon jesionolistny

W trakcie analizy mykologicznej tkanek klona jesionolistnego wykazujących objawy chorobowe wyizolowano łącznie 962 kolonii, reprezentujących 20 taksonów grzybów oraz nieoznaczone do gatunku kolonie niezarodnikujące i bakteryjne (Tab. 13-15).

Analiza mykologiczna liści z objawami czekoladowej plamistości (Tab.14) wskazały najwyższy udział *Epicoccum nigrum*, (34,3%), *Alternaria alternata* (25,4%) oraz *Fusarium lateritium* (25,4%). Znaczną różnicą procentowego udziału pomiędzy dwoma latami badań charakteryzował się grzyb *F. lateritium*, który w pierwszym roku stanowił 40% wyizolowanych grzybów i jedynie 13,5% w drugim roku badań. Jako gatunki potencjalnie patogeniczne, warto wyszczególnić takson *Didymella glomerata*, który roku 2018 stanowił 6,7% wyizolowanych kolonii oraz *Fusarium sporotrichioides*, stanowiący 10,8% w roku 2019. Analiza objawów pergaminowej plamistości liści również wykazała znaczny udział *E. nigrum* (38,8%) oraz *A. alternata* (26%). *Aureobasidium pullulans* wynosiło 11% wszystkich wyizolowanych kolonii. *D. glomerata* łącznie stanowiła 6% wyizolowanych kolonii, równocześnie charakteryzując się większym udziałem w roku 2019, na poziomie 10,9%. Wahania procentowego udziału widoczne były również w kompleksie *Fusarium* spp., który w pierwszym roku badań stanowił 4,2%, a w drugim 12,6%; sumarycznie dla obu lat badań grzyby należące do tego taksonu wynosiły 6,2% wszystkich wyizolowanych kolonii.

Z porażonych skrzydlaków pobranych w lipcu i sierpniu wyizolowano cztery taksony, z czego największym udziałem charakteryzował się *D. glomerata* (38,7%) i *A. alternata* (35,5%); udział obu gatunków zmieniał się na przestrzeni lat (Tab. 14).

Analiza porażonych pędów wykazujących objawy zamierania wskazała na bardzo wysoki udział kompleksu grzybów *Fusarium* spp., stanowiący 93,3% wszystkich wyizolowanych kolonii. Dominującym gatunkiem, reprezentującym 70% wszystkich wyizolowanych kolonii było *F. sporotrichioides*; drugim pod względem liczebności gatunkiem było *F. lateritium*, stanowiące 23,3%. Na terenie Wrocławia zamierające pędy klona jesionolistnego znaleziono w obu latach prowadzenia badań, jednak dominacja taksonów znacznie się różniła w czasie. Rozpatrując zamieranie pędów jako pojedynczy objaw chorobowy (Tab. 14 i 15), można

przyjąć, że pędy objęte badaniami w roku 2018 głównie były zasiedlone przez kompleks grzybów *Fusarium*, reprezentujący 50% wszystkich wyizolowanych kolonii. Największym udziałem w obrębie tej grupy charakteryzowały się gatunki *F. sporotrichioides* (30,9%) oraz *F. lateritium* (13,2%). Znaczny udział miały również taksony takie jak *D. glomerata* oraz *A. alternata*, oba stanowiące 16,2% wyizolowanych kolonii w roku 2018. Analiza pędów pobranych do badań rok później nie potwierdziła znacznego udziału grzybów z rodzaju *Fusarium*, a przedstawiła dominację kolonii bakteryjnych, stanowiących aż 62,5% wszystkich wyizolowanych kolonii. Wraz z koloniami bakteryjnymi, znacznym udziałem charakteryzował się takson *A. alternata*, stanowiący 25% kolonii.

Udział poszczególnych gatunków w zamieraniu pędów klona jesionolistnego znacznie różnił się w zależności od stanowiska, co przedstawiono w tabeli 13. Na 3 stanowiskach dominowały grzyby z rodzaju *Fusarium* sp., w tym szczególnie *F. lateritium* (stan 293, 272) i *F. roseum* (stan. 322), stanowiąc od 66,7 do 25% w wyizolowanej mykobiocie z pędu. W roku 2019 wyizolowano głównie kolonie bakteryjne z zainfekowanych pędów, które dominowały w uzyskanej mykobiocie stanowiąc 54,2% na stanowisku 340 oraz 87,5% na stanowisku 296. Na dwóch stanowiskach – 290 i 294 dominował grzyb *A. alternata*, a 100% frekwencja *D. glomerata* odnotowana została na jednym stanowisku (305).

Podobna różnica w gatunkach dominujących w obrębie tych samych objawów dotyczyła żółknięcia liści (Tab.14). Analiza mykologiczna porażonych tkanek we Wrocławiu wskazała jako gatunki dominujące *A. pullulans* (50%) oraz *A. alternata* (15,4%). Taksony potencjalnie patogeniczne charakteryzowały się niewielkim udziałem i były to *F. sporotrichioides* (7,7%) oraz *Botrytis cinerea* (3,8%). Dominacja *A. alternata* znacznie zaznaczona była w WPN (Tab.15), gdzie sumarycznie w obu latach występowania tego objawu grzyb ten stanowił 69,7% wszystkich wyizolowanych kolonii. Większy udział niż we Wrocławiu miał kompleks grzybów *Fusarium*, stanowiący łącznie w obu latach 13,4% oraz *B. cinerea* stanowiąca 7,5% wszystkich wyizolowanych kolonii.

Analiza mykologiczna tkanek liści charakteryzujących się występowaniem pierścieniowej plamistości wykazała znaczne różnice w gatunkach dominujących w obrębie plam na przestrzeni lat (Tab. 15). W roku 2017 dominantem był takson *B. cinerea* (45,8%) oraz *Phoma leveleii* (27,1%). Co ciekawe, analiza przeprowadzona rok później nie wykazała obecności *B. cinerea*, a dominującymi gatunkami było *A. pullulans* (59,1%) i *Fusarium tricinctum* (27,3%). Również w roku 2019 *A. pullulans* było najliczniejszym gatunkiem (84,6%). Natomiast drugim pod względem liczebności okazał się takson *Didymella macrostoma* (12,8%).

W sierpniu 2018 na stanowisku 272 w WPN, zaobserwowano na liściach plamistości, niepasujące wyglądem do powyżej opisanych symptomów (Tab. 15). Z tkanek noszących na sobie symptomy infekcji wyizolowano 4 gatunki grzybów, z czego największym udziałem charakteryzował się *A. alternata* (43,8%) oraz *F. tricinctum* (37,5%). Objawy tego rodzaju zaobserwowano jedynie jeden raz podczas przeprowadzonych badań.

3.2. Czeremcha amerykańska

W trakcie analizy mykologicznej tkanek czeremchy amerykańskiej, wykazujących objawy chorobowe, wyizolowano łącznie 752 kolonii, reprezentujących 20 taksonów grzybów oraz nieoznaczone kolonie niezarodnikujące. Wyniki analiz mykologicznych tkanek czeremchy amerykańskiej przedstawiono w tabelach 16 i 17.

Analiza mykologiczna liści z objawami plamistości przeprowadzona w 2018 wykazała znaczny udział *Arthrinium arundinis*; we Wrocławiu takson ten stanowił 52,2% wszystkich wyizolowanych kolonii, a w WPN 63,6%. W drugim z regionów w pozostałych latach badań najczęściej izolowanym taksonem był *A. alternata*, który w 2019 roku miał 70% udział pośród wszystkich wyizolowanych kolonii; warto dodać, że znacznie rzadziej izolowany był w roku 2017 – 32,2%. Tymczasem we Wrocławiu był to drugi najliczniejszy gatunek, stanowiący 13%.

Podczas badań we Wrocławiu wyodrębniono 3 jednostki chorobowe różniące się obrazem porażenia, z których wykonana została analiza mykologiczna (Tab. 16). W przypadku nekrotycznej plamistości liści gatunkami dominującymi były *A. pullulans* (25,5%), *A. alternata* (22,8%) oraz *Cladosporium herbarum* (15,4%). Bardzo podobnym układem mykobioty charakteryzował się objaw zamierania brzegów blaszki liściowej, gdzie również dominowały *A. alternata* (47,3%), *C. herbarum* (17,2%) oraz *E. nigrum* (10,8%). W 2018 r. zaobserwowane zostały objawy zamierania liści nie pasujące do wcześniejszych objawów. Analiza mykologiczna wykazała ponad 50% przewagę *A. pullulans*. Drugim gatunkiem wyróżniającym się liczebnością było *Fusarium avenaceum* (24,5%).

Sporadycznie w obu województwach, w których prowadzone były badania, obserwowano zamieranie szypulek oraz osadzonych na nich owoców czeremchy (Tab. 16 i 17). Podczas analiz laboratoryjnych owoców pobranych we Wrocławiu, na stanowisku 339 w roku 2018, wyizolowano jedynie dwa gatunki grzybów: *D. glomerata* (54,5%) oraz *Penicillium expansum* (45,5%). Drugi z taksonów, w tym samym roku w WPN stanowił 100% wszystkich wyizolowanych kolonii. Analiza przeprowadzona na tym terenie rok wcześniej nie wykazała obecności tego gatunku, a jedynymi pozyskanymi izolatami były *P. leveleii* (60,5%) oraz *B. cinerea* (39,5%). Na szypułkach gatunkami dominującymi we Wrocławiu były: *A. pullulans* (31,9%), *A. alternata* (27,7%) oraz *F. avenaceum* (17%). Ostatni takson w drugim roku badań

(2019 r.) wystąpił w znacznym nasileniu, będąc równocześnie najliczniejszym gatunkiem wyizolowanym tego roku (30,8%). Na terenie WPN dominowały *A. alternata* (57,1%) oraz *E. nigrum* (28,6%), warto zwrócić uwagę na znaczny udział *F. sporotrichioides*, stanowiący 14,3% wszystkich wyizolowanych kolonii.

Czarna plamistość liści i pędów zaobserwowana została jedynie w WPN (Tab. 17); notowano je w każdym sezonie objętym badaniami. Analiza mykologiczna wskazała na znaczny udział *P. leveleii* wśród wyizolowanych kolonii, który sumarycznie wynosił 56,2%. W pierwszym roku badań takson ten stanowił jednak 90,2% kolonii wyizolowanych z tkanek noszących na sobie powyższe obawy. Dominacja innych gatunków w obrębie tej jednostki chorobowej zmieniała się w czasie. W roku 2018 dominował takson *C. herbarum* (23,1%), który nie został wyizolowany we wcześniejszych i późniejszych badaniach. W ostatnim roku badań ponad 50% wyizolowanych kolonii stanowiły dwa grzyby: *A. alternata* (25,9%) i *Sordaria fimicola* (25,9%).

3.3. Tawuła kutnerowata

W trakcie analizy mykologicznej porażonych tkanek tawuły wyizolowano łącznie 266 kolonii, reprezentujących 10 taksonów. Wyniki analizy mykologicznej tkanek tawuły kutnerowatej przedstawiono w tabeli 18.

Analiza mykologiczna liści z objawami plamistości wykazała znaczny udział kompleksu grzybów *Fusarium* spp., spośród których największy udział miał gatunek *F. tricinctum* (16,8%). Licznie wyizolowane zostały także taksony *E. nigrum* (28,5%) oraz *A. alternata* (13,9%). Mykobiota pozyskana z plam w obu latach badań nie różniła się znacznie między sobą.

Analiza mykologiczna symptomów więdnienia pędów tawuły kutnerowatej także wskazała kompleks grzybów *Fusarium* spp. jako dominujący składnik pozyskanej mykobioty, stanowiący sumarycznie 31,8% wszystkich wyizolowanych kolonii. Drugim gatunkiem pod kątem liczebności był *A. pullulans* (24,0%).

4. Analiza mykologiczna nasion

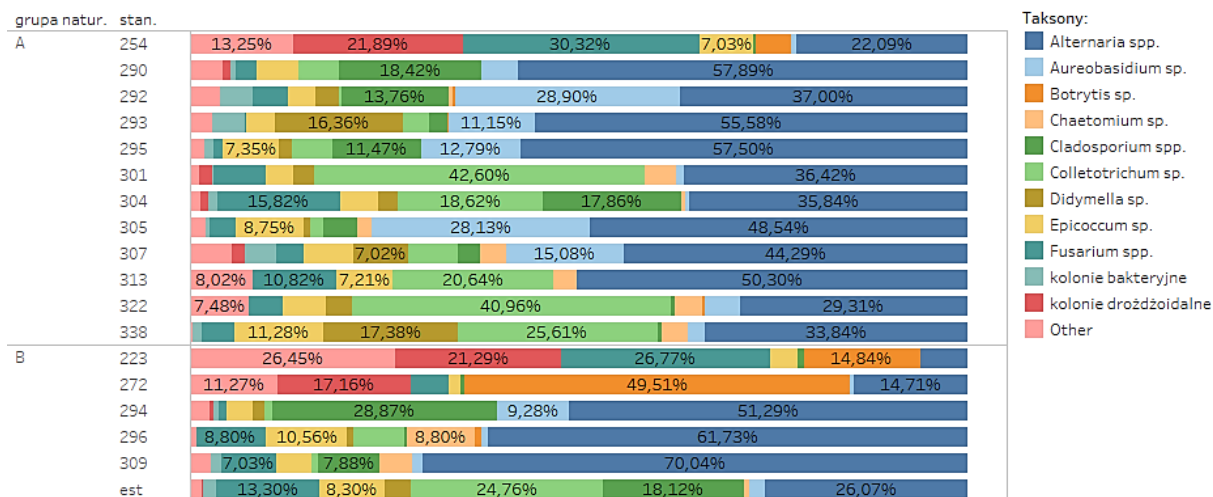
Łącznie z nasion wyizolowano 17647 kolonii grzybów, przynależących do 51 gatunków lub grup taksonomicznych (Tab. 19 – 22).

4.1. Klon jesionolistny

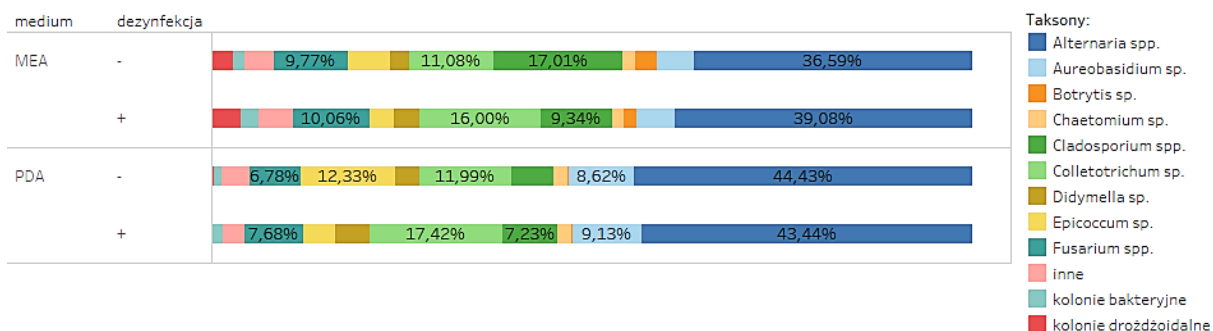
W trakcie analizy mykologicznej spermosfery klona jesionolistnego wyizolowało łącznie 14 106 kolonii, w tym 1379 z terenu WPN i 12727 z Wrocławia. Szczegółowe wyniki analiz przedstawiono w tabelach 19 i 20.

Rodzajem dominującym w mykobiocie nasion klona jesionolistnego była *Alternaria* spp., stanowiąca na poszczególnych stanowiskach od 14,71% do 70,04% wszystkich wyizolowanych grzybów (Wyk. 3). Grupa ta reprezentowana była przez takie taksony jak: *A. alternata*, *A. infectoria*, *A. tenuissima* oraz *Alternaria* sp. (Tab. 19, Tab. 20). Gatunkiem o dużym udziale (na 6 stanowiskach był większy niż 15%) był *Colletotrichum* sp. Również *C. herbarum* i *Cladosporium cladosporioides* (Tab. 20,) stanowiły na 6 stanowiskach powyżej 10% wyizolowanej mykobioty. Na trzech stanowiskach (254, 223 i 272) zaobserwowano znaczny udział kolonii drożdżoidalnych, który sięgał od 17,16% do 21,89%. *Botrytis* sp. obficie wystąpiła na dwóch powierzchniach o średniej antropopresji (w grupie naturalności B): 223 i 272, na których stanowiła kolejno 14,85% i 49,51%. Także *Fusarium* spp., reprezentowane przez 9 taksonów (*F. avenaceum*, *Fusarium culmorum*, *Fusarium fujikuroi*, *F. lateritium*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium roseum*, *F. sporotrichioides*, *F. tricinctum* oraz *Fusarium* sp.), zostały stwierdzone na dwóch stanowiskach osiągając 26-30% wszystkich wyizolowanych kolonii. Warto zaznaczyć, że *Fusarium* spp. Były najbardziej zróżnicowane gatunkowo spośród całej mykobioty *A. negundo*. Ogólny udział poszczególnych taksonów różnił się nieznacznie pomiędzy poszczególnymi powierzchniami.

Z obu pożywek wykorzystanych w badaniu: MEA i PDA uzyskano z podobny zestaw gatunkowy (Wyk. 4). Największa różnica zauważalna była w przypadku dwóch rodzajów *Alternaria* spp. oraz *Cladosporium* spp., które częściej izolowane były na podłożu maltozowym. W obrębie tych taksonów nie zaobserwowano różnicy w częstotliwości ich izolowania względem nasion powierzchniowo odkażonych i niepoddanych temu procesowi. Także *Aureobasidium* sp. częściej izolowane było na podłożu PDA, niż MEA, jednak jego wykrywalność również nie różniła się znacząco względem odkażania. Odwrotną sytuację zaobserwowano w przypadku rodzaju *Fusarium*, którego wzrost faworyzowała pożywka MEA, średnio o 3%. Wykrywalność *Colletotrichum* sp. było wyższa o ok 5% na odkażonych nasionach, co sugerować może jego rozwój we wnętrzu nasion.



Wyk. 3 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion klona jesionolistnego, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.

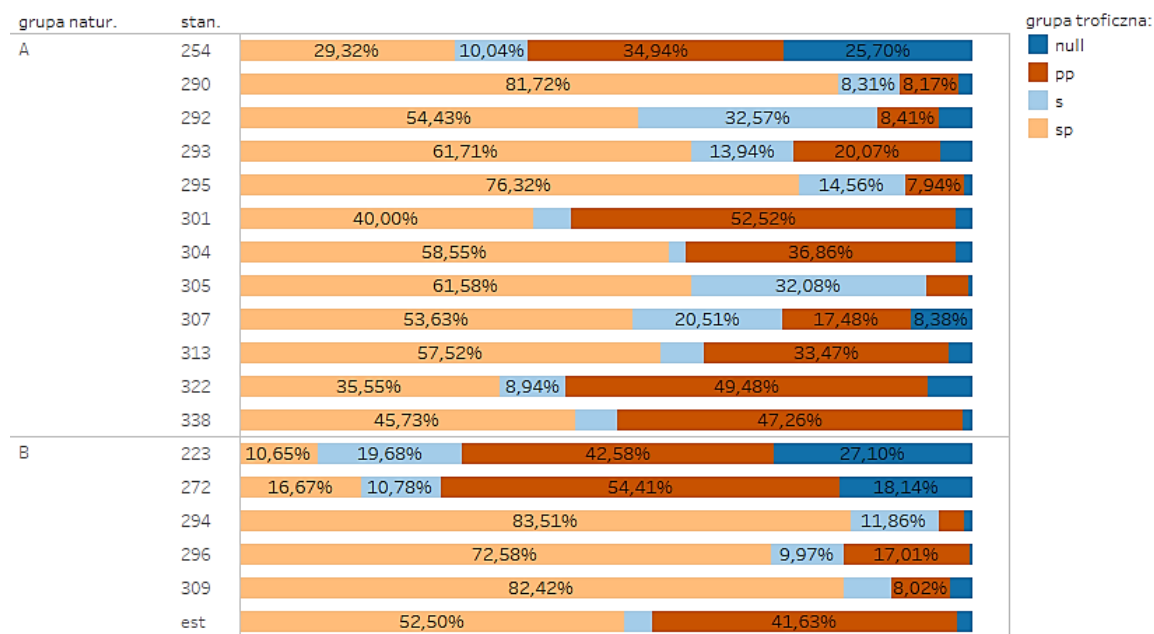


Wyk. 4 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion klona jesionolistnego, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty.

Dominującą grupą troficzną grzybów wyizolowaną z nasion klona jesionolistnego były patogeny wtórne (sp), stanowiące od 10,65, do 83,51% (Wyk. 5). Średnio stanowiły one 57,35% wszystkich wyizolowanych taksonów, a różnica ich procentowego udziału pomiędzy grupami naturalności była niewielka i stanowiła jedynie 2,70%. Wpływ na to prawdopodobnie miała różnica procentowego udziału tej grupy troficzej na stanowiskach o średniej antropopresji, zaklasyfikowanych do grupy naturalności B; wysokim udziałem patogenów wtórnych, sięgającym powyżej 70%, odznaczały się 3 stanowiska: 294, 296 i 309. Z kolei na stanowiskach 223 i 272 grupa ta miała niewielkie znaczenie w budowaniu mykobioty nasion i stanowiła 10,65 - 16,67%. Zauważalna różnica widoczna była w ilości patogenów pierwotnych, które miały większe znaczenie w środowiskach o wyższej naturalności i stanowiły 30,59%. Na stanowiskach o wysokiej antropopresji, zaklasyfikowanych do grupy naturalności A,

reprezentowały one 24,56% wyizolowanych kolonii (średnia dla całości wynosiła 27,24%). Jednak również w tej grupie troficznej widoczne były znaczne różnice pomiędzy poszczególnymi stanowiskami. Przykładem może być stanowisko 294, znajdujące się w grupie naturalności B, w obrębie którego patogeny pierwotne stanowiły jedynie 3,48% wszystkich wyizolowanych taksonów. Podobna relacja zaistniała w obrębie saprotrofów, które o 7,5% częściej były izolowane na terenach o silnym oddziaływaniu człowieka (grupa A).

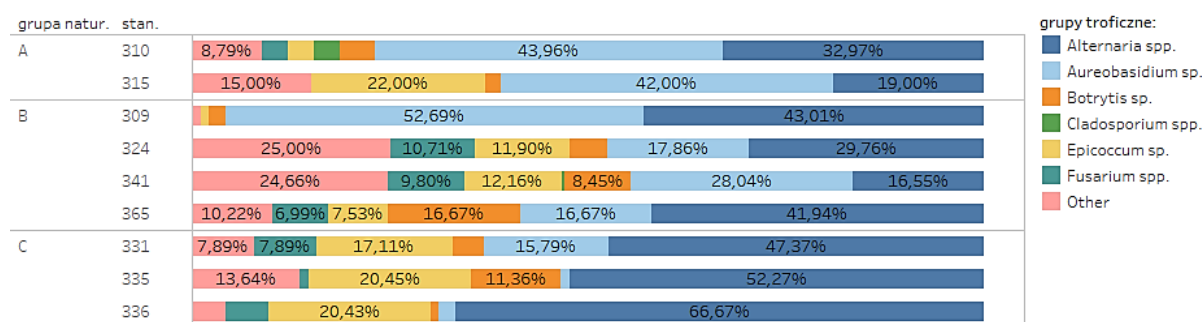
Różnice pomiędzy poszczególnymi grupami troficznymi grzybów inaczej przedstawiają się na tle rozmieszczenia przestrzennego poszczególnych punktów (Ryc. 32). Zauważono, że niektóre stanowiska grupują się przestrzennie względem charakterystyki mykobioty. Na nasionach ze stanowiska znajdujących się na terenie Wigierskiego Parku Narodowego zaobserwowano inny skład mykobioty, niż we Wrocławiu. W tym obszarze dominującą grupą były patogeny pierwotne, niekiedy stanowiące ponad 50% mykobioty. Duże znaczenie miała grupa taksonów niezaklasyfikowanych (null) do żadnej grupy troficznej, które niemal nie występowały na terenie Wrocławia. Znacznie mniejszy wpływ na mykobiotę nasion wyizolowaną z WPN z nasion *A. negundo* miały patogeny wtórne, które tylko na jednym stanowisku zawierały ponad 25% wyizolowanej mykobioty. Znacznie większy ich udział obserwowany był we Wrocławiu. Jedynie stanowiska na obrzeżach Wrocławia (est. 304, 301, 338, 322, 313) odznaczały się znacznym udziałem patogenów pierwotnych.



Wyk. 5 Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion kłona jesionolistnego, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narazone na bardzo silną antropopresję, B: narazone na średnią antropopresję, C: narazone na słabą antropopresję. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane.

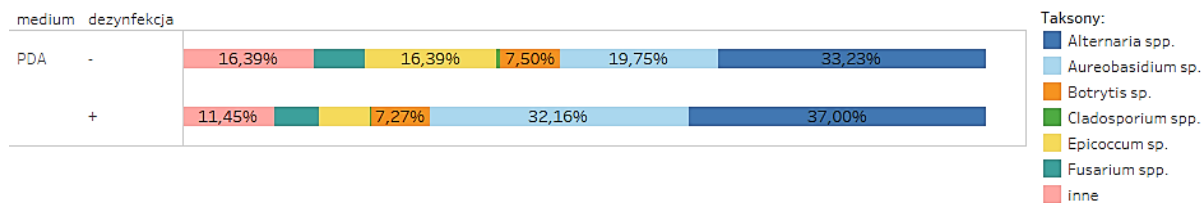
4.2. Czeremcha amerykańska

Podczas analizy mykologicznej spermosfery *P. serotina* wyizolowało łącznie 1107 kolonii grzybów, w tym 257 z Borów Dolnośląskich i 850 z Wrocławia. Szczegółowe wyniki analiz przedstawiono w tabeli 21.



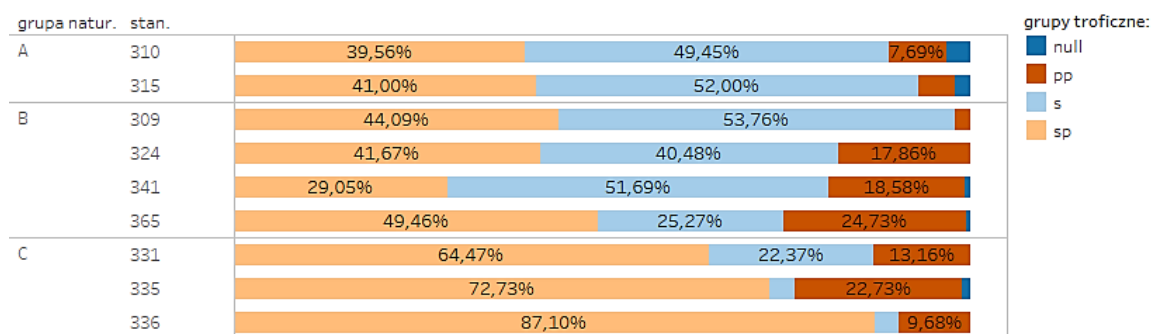
Wyk. 6 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.

Rodzajem dominującym w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej była *Alternaria* spp., stanowiąca na poszczególnych stanowiskach od 16,55% do 66,67% wszystkich wyizolowanych grzybów (Wyk. 6). Znacznie większy procentowy udział tych taksonów odnotowano w Borach Dolnośląskich, co przedstawione zostało na wykresie 6 (wszystkie punkty kategorii C znajdowały się w Borach Dolnośląskich). Stanowiska te oznaczały się wyższym udziałem *Alternaria* spp. oraz mniejszym udziałem *Aureobasidium* sp. w ogólnej mykobiocie nasion. Odwrotna sytuacja dotyczyła przede wszystkim grupy A, gdzie dominacja *Aureobasidium* była mocno zaznaczona i przewyższała liczebność *Alternaria* spp.. Stanowiska poddane średniej antropopresji, należące do grupy B, charakteryzowały się pośrednimi walorami w obrębie obu taksonów. Znaczny udział w budowie mykobioty miał rodzaj *Epicoccum* sp., który na 6 stanowiskach reprezentował powyżej 10% wszystkich wyizolowanych kolonii. Grzyby z rodzaju *Fusarium*, reprezentowane przez trzy taksony: *F. fujikuroi*, *F. sporotrichioides* oraz *F. tricinctum*, najliczniej izolowane były na stanowiskach o średniej antropopresji (grupa B), jednak w większości stanowiły mniej niż 10% izolowanej mykobioty. Najbardziej wyróżniającym się punktem, na tle innych stanowisk, było stanowisko 309. Dominowały na nim dwa rodzaje: *Alternaria* spp. oraz *Aureobasidium* sp., które łącznie stanowiły 95,70% wszystkich wyizolowanych taksonów.



Wyk. 7 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty.

Skład gatunkowy mykobioty oznaczonej z nasion poddanych powierzchniowej dezynfekcji oraz nie poddanej temu zabiegowi był podobny (Wyk. 8). Największa różnica zauważalna była w przypadku rodzaju *Aureobasidium* sp. które izolowane było o 12,5% częściej z nasion poddanych powierzchniowej dezynfekcji. *Epicoccum* sp. było izolowane o 10% częściej na nasionach niesterylizowanych.



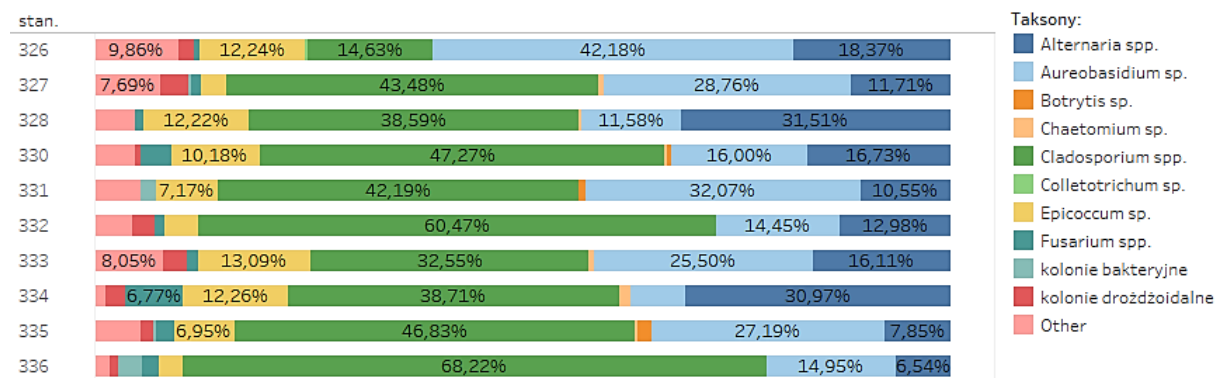
Wyk. 8 Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane.

Dominacja poszczególnych grup troficznych grzybów wyizolowanych z nasion czeremchy amerykańskiej znacząco się różniła w zależności od klasy naturalności stanowiska. W klasie najwyższej naturalności dominowały patogeny wtórne, stanowiące od 64,47 do 87,1% mykobioty. W tej klasie drugą najczęściej izolowaną grupą były patogeny pierwotne, które łącznie stanowiły 15,18%. Wszystkie te powierzchnie znajdowały się w Borach Dolnośląskich (Wyk. 7). Spośród nich jedynie powierzchnia 331 odznaczała się ponad 20% udziałem saprotrofów w mykobiocie; warto zaznaczyć, że stanowisko to charakteryzowało się brakiem gęstego podszytu i usytuowane było na łące przylegającej do ściany lasu. Mykobiota nasion z terenów poddanych antropopresji (grupa A i B) miała podobny charakter z zaznaczoną dominacją saprotrofów i patogenów wtórnych, których udział wahał się od 30 do 50%, w zależności od stanowiska. Stanowiska poddane średniej antropopresji (grupa B)

charakteryzowały się wyższym udziałem patogenów pierwotnych (na średnim poziomie 17,91%), niż krzewy znajdujące się na terenach subnaturalnych, o niskiej presji działalności człowieka (grupa A).

4.3. Tawuła kutnerowata

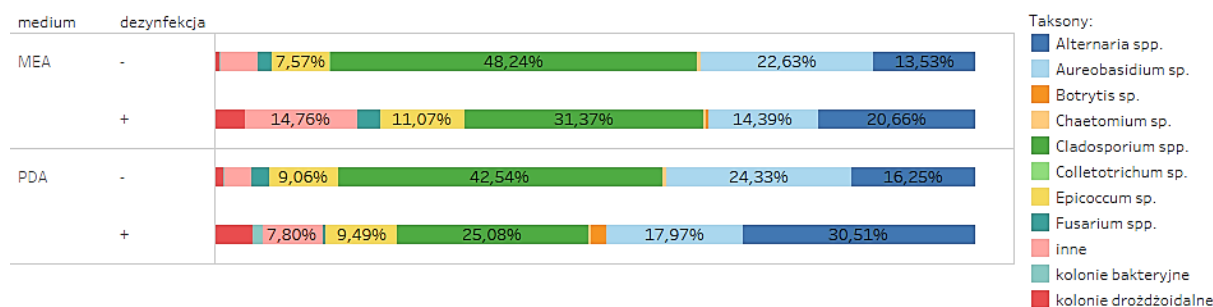
Łącznie z nasion tawuły kutnerowatej wyizolowano 2801 kolonii, należących do 26 taksonów oraz 3 grup o nieokreślonej przynależności taksonomicznej (Tab. 18). Najmniej kolonii wyizolowano w pierwszym roku prowadzonych badań – 2017 – ze względu na niewielką próbę badawczą.



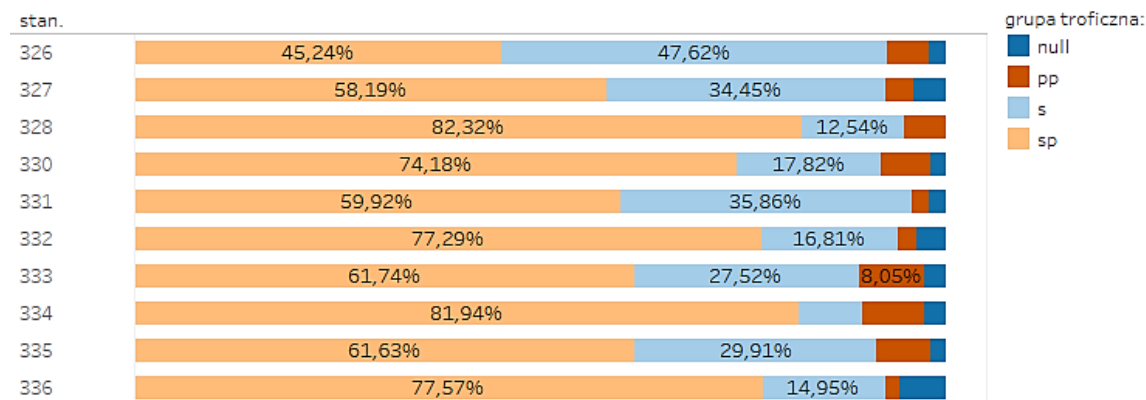
Wyk. 9 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska (wszystkie badane stanowiska należą do grupy naturalności C). Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty.

W odróżnieniu od poprzednich badanych gatunków roślin, gatunkiem dominującym w mykobiocie nasion *S. tomentosa* był rodzaj *Cladosporium* spp., reprezentowany przez trzy gatunki *C. cladosporioides*, *C. herbarum* oraz *C. macrocarpum* (Wyk. 9). Grupa ta stanowiła średnio 41,88% wszystkich wyizolowanych taksonów, jednak jej udział różnił się w zależności od stanowiska; najmniejszy udział *Cladosporium* spp. zaobserwowano na stanowisku 326, gdzie wynosił jedynie 14,63%, a największy na stanowisku 336, gdzie jego udział był 1,5 razy powyżej średniej dla wszystkich obiektów (68,22%). Drugim gatunkiem najczęściej izolowanym było *Aureobasidium* sp., średnio wynoszące 22,03% dla wszystkich obiektów. Największy udział tego gatunku zaobserwowano na stanowisku 326. Zaznaczona w mykobiocie była również obecność rodzaju *Alternaria* spp., reprezentowanego przez trzy taksony: *A. alternata*, *Alternaria tenuissima* i *Alternaria* sp. Średnio grupa ta stanowiła 17,10% całej mykobioty tawuły kutnerowatej, a największy udział, powyżej 30%, zaobserwowano na stanowiskach: 328 i 334. *E. nigrum* miało udział poniżej 10% w mykobiocie nasion, jednak stanowiska 333, 334, 300, 328 i 326 odznaczały się udziałem gatunku powyżej średniej.

Z nasion odkażonych izolowano o ponad 20% mniej *Cladosporium* spp. (Wyk.10). Powierzchniowa sterylizacja zwiększała również wykrywalności *Alternaria* sp. na obu podłożach oraz spadkowi udziału *Aureobasidium* sp. w mykobiocie nasion.



Wyk. 10 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty.



Wyk. 11 Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska (wszystkie badane stanowiska należą do grupy naturalności C). Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane.

Spośród poszczególnych grup troficznych grzybów wyizolowanych z nasion tawuły kutnerowatej, niemal na wszystkich stanowiskach dominowały patogeny wtórne (Wyk. 11). Wyjątek stanowił punkt 326, gdzie 2 punktami procentowymi przewyższała je grupa saprotrofów. Dwa inne punkty znajdujące się w tej części Borów Dolnośląskich: 327 i 331, również charakteryzowały się większym udziałem saprotrofów niż pozostałe stanowiska. Patogeny odpowiedzialne za infekcje pierwotne w ogólnej mykobiocie nasion stanowiły mniej niż 10% ogółu kolonii na żadnym ze stanowisk.

5. Analiza genetyczna

Analizę molekularną uzyskanych izolatów przeprowadzono w 2018 i 2019 r. Szczegółowe dane każdego szczepu poddanego analizie przedstawiono w tabeli 23. Badanie sekwencji ITS pozwoliło na identyfikację 84 izolatów, wszystkich przynależących do typu *Ascomycota* (workowce). W celu klarownego graficznego przedstawienia uzyskanych rezultatów, przed przystąpieniem do budowy dendrogramów podobieństwa, izolaty podzielone zostały na 3 grupy: prawdziwych patogenów (pp – *primary pathogens*), patogenów słabości (sp – *secondary pathogens*) i saprotrofy (s). Zróżnicowanie genetyczne w grupie *Fusarium sensu lato* przedstawiono na osobnym dendrogramie, ze względu na dużą ilość sekwencji. Podobieństwo szczepu *Colletotrichum* sp. uzyskanego podczas badania, również przedstawiono na osobnym dendrogramie, ze względu na jego nieokreśloną przynależność taksonomiczną i ważną rolę jako potencjalnego patogena kłona jesionolistnego.

Z większości izolatów udało się uzyskać sekwencje wykazujące 100% zgodności z sekwencjami zdeponowanymi w GenBank. Jedynie w przypadku 7 izolatów stwierdzono zgodność poniżej 100%; sekwencje te należały do: *E. nigrum* (99,34% i 99,81%), *F. sambucinum* (dwa szczepy wykazujące 99,81% podobieństwa), *F. sporotrichioides* (99,81%) oraz *V. malicola* (99,79%). Ich przynależność gatunkową potwierdzono za pomocą badań mikroskopowych.

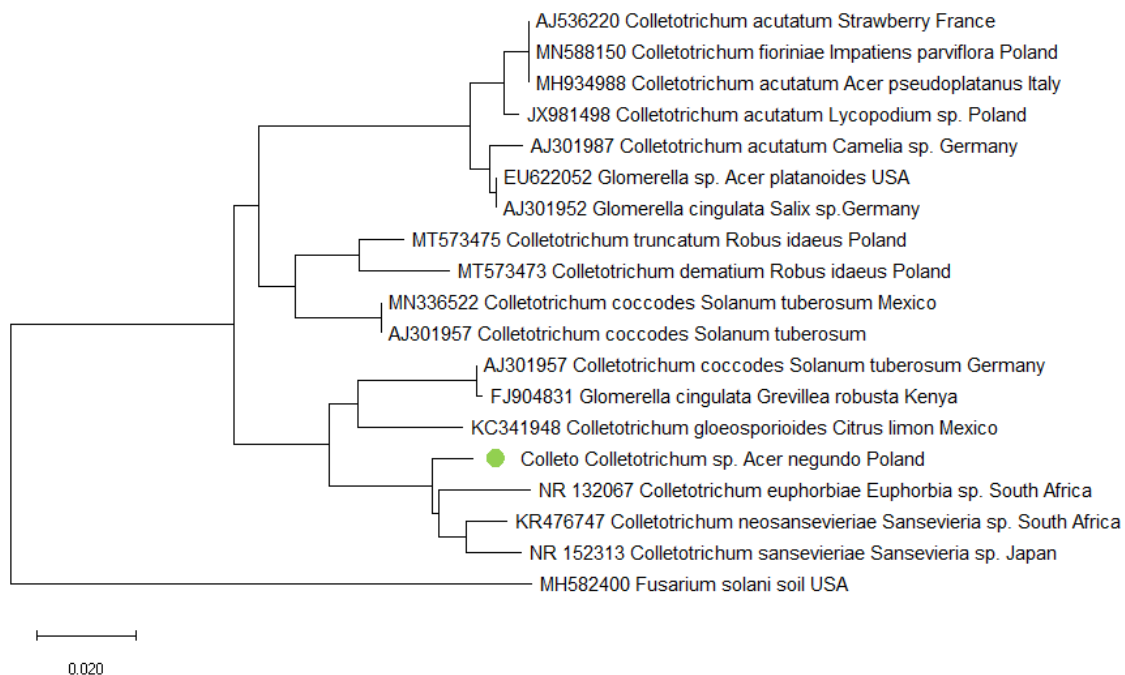
W przypadku dwóch szczepów *Alternaria* sp. niemożliwa okazała się identyfikacja taksonomiczna do gatunku na podstawie jedynie odcinka ITS, ze względu na 100% zgodność z sekwencjami NCBI z różnymi gatunkami w obrębie rodzaju (MK409044.1 - *Alternaria destruens*, MK972905.1 - *A. alternata*, MK967997.1 – *A. tenuissima*, MK828116.1 – *A. infectoria*). Gatunki wskazane przez bazę GenBank ze względu na podobieństwo morfologiczne nie zostały oznaczone do rangi gatunku.

Podobna sytuacja zaistniała w przypadku szczepu zaklasyfikowanego jako *Colletotrichum* sp., który wykazywał 100% zgodności z sekwencją MK595512.1 (*Colletotrichum* sp.) oraz z sekwencją MH178727.1, wskazująca na przynależność do gatunku *Colletotrichum sansevieriae*. Ze względu na niedostateczną ilość informacji, wynikającą z sekwencji tylko jednego fragmentu genomu (ITS) oraz braku innych wiarygodnych metod identyfikacji, minimalizujących możliwość błędnego oznaczenia, szczep ten zaklasyfikowany został do rangi rodzaju. Szczegółowe dane podobieństwa szczepu Collet. do innych wybranych przedstawicieli rodzaju przedstawiono na dendrogramie (Ryc. 5)

Szczep zaklasyfikowany do gatunku *Aspergillus niger* według bazy NCBI wykazywał również 100% zgodności z gatunkiem *Aspergillus foetidus* (MN198161.1). O jego przynależności gatunkowej zdecydowało badanie mikroskopowe, wskazujące na różnice w morfologii konidiów pomiędzy oboma gatunkami (Silva i in., 2011)

W oparciu o metodę przyłączania sąsiada (ang. Neighbor Joining), dla wszystkich badanych sekwencji skonstruowano 5 dendrogramów, pokazujących podobieństwo pomiędzy uzyskanymi sekwencjami, a sekwencjami referencyjnymi. Sekwencje badane zaznaczono kolorem, w zależności od gatunku żywicielskiego: zielony dla *A. negundo*, czerwony dla *S. tomentosa* i granatowy dla *P. serotina*. Podczas kolekcji referencyjnych sekwencji ITS skupiono szczególną uwagę na genotypy izolowane z podobnych roślin żywicielskich z całego świata, ze szczególnym naciskiem na rodzimy kraj rośliny obcej inwazyjnej. Na tej podstawie podjęto próbę porównania możliwości przenoszenia na nowe tereny patogenów przez rośliny inwazyjne oraz sprawdzenia czy taksony zasiedlające nowe dla kraju rośliny są przedstawicielami lokalnej mykobioty.

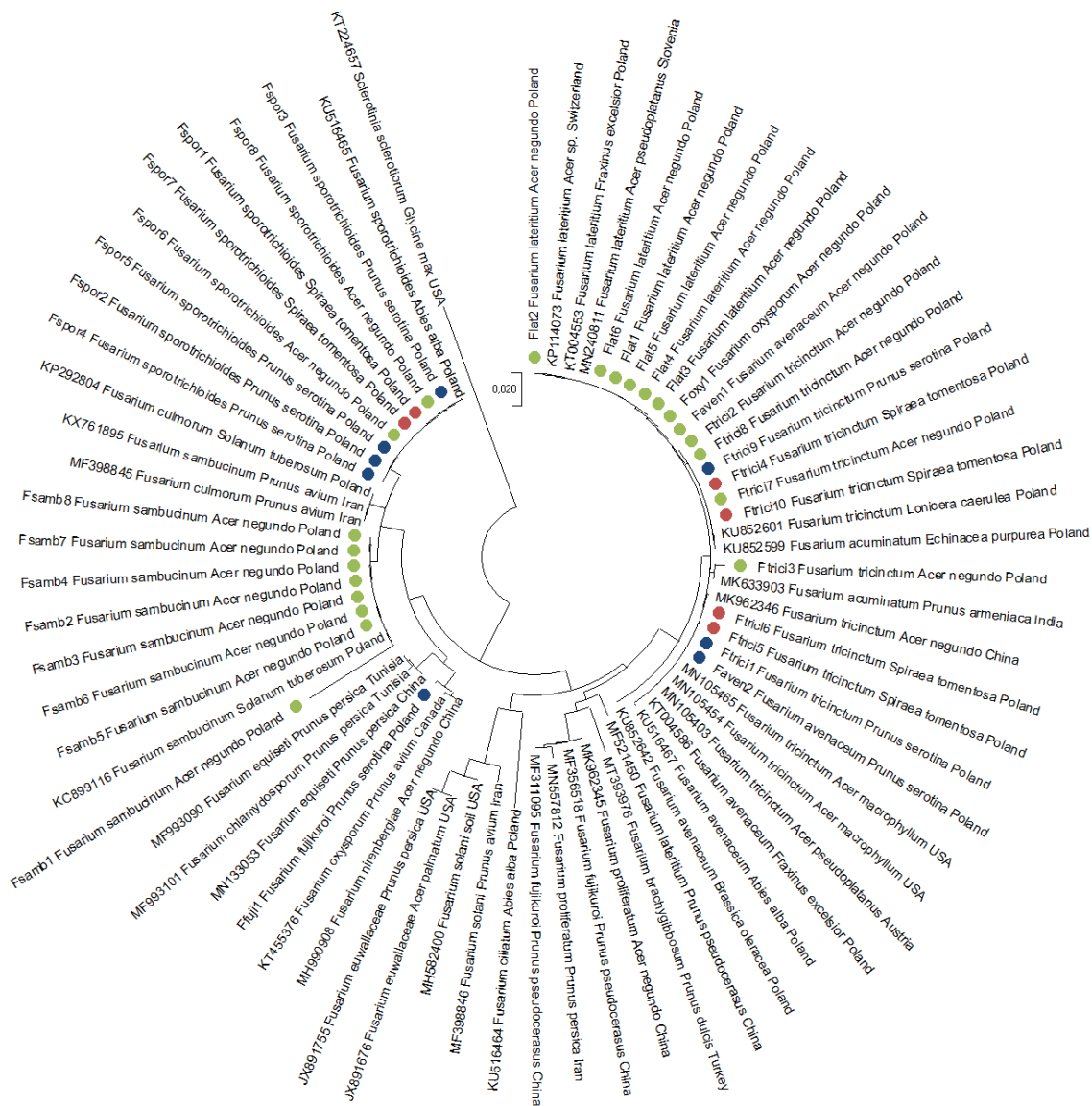
Na rycinie 5 zaprezentowano podobieństwo pomiędzy uzyskaną sekwencją Colleto, wyizolowaną z nasion *A. negundo*, z 18-toma innymi przedstawicielami tego rodzaju. Genotypy użyte w zestawieniu zostały podzielone na dwie główne grupy podobieństwa. Kład 1 zawiera 8 obiektów, niemal wszystkie sekwencje w tej grupie pochodzą z regionów ciepłych, z wysoką amplitudą dobową temperatur (Kenya, Meksyk, RPA). Wyjątek stanowią sekwencje pochodzące z Niemiec (AJ301957) oraz z Polski (Colleto). Największe podobieństwo w obrębie tej grupy wykazują sekwencje AJ301957 (*Colletotrichum coccodes*) i FJ904831 (*Glomerella cingulata*), które grupują się wraz z sekwencją KC341948 (*Colletotrichum gleosporioides*). W obręb drugiego klastra wchodzi badany szczep Colleto, który największe podobieństwo (96%) wykazał z sekwencją NR132067, pochodzącą z wilczomlecza z RPA. Duże podobieństwo tego klastra wykazano w stosunku do sekwencji wyizolowanych z *Sansevieria* sp. z terenu Japonii i RPA. Badany izolat Colleto nie grupuje się z sekwencjami pochodzącymi z podobnych roślin żywicielskich (*Acer* spp.), które wchodzi w skład drugiego kladu. Również pozostałe ubikwistyczne gatunki, szeroko rozpowszechnione w Polsce, grupują się w drugim kładzie, sugerując inne źródło pochodzenia szczepu Colleto.



Ryc. 5 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatu z rodzaju *Colletotrichum*, uzyskany na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).

Dendrogram przedstawiający podobieństwo pomiędzy sekwencjami rodzaju *Fusarium* zawiera 71 sekwencji (Ryc. 6). Genotypy użyte w zestawieniu zostały podzielone na pięć głównych grup podobieństwa. Kład pierwszy łączy grupę 27 sekwencji, podzielonych na 3 główne grupy. Pierwsza grupa reprezentuje *F. sporotrichioides*, w której 8 sekwencji należy do izolatów badanych (Fspor1-8), pochodzących ze wszystkich roślin objętych badaniem. Sekwencje są do siebie podobne, wykazują względem siebie niskie wartości dystansu genetycznego na poziomie 0,001. W przypadku sekwencji Fspor7, Fspor6, Fspor5 i Fspor2 nie istnieją różnice pomiędzy sekwencjami, a dystans genetyczny wynosi 0,000. Na drugiej gałęzi w tej grupie znajdują się sekwencje *F. culmorum* i *Fusarium sambucinum* pochodzące ze spokrewnionych żywicieli (*Prunus avium*) i z tożsamego kraju co sekwencje badane; gałęzie dzieli niski dystans genetyczny na poziomie 0,01. Drugą grupę, stanowią izolaty należące do *F. sambucinum* (Fsamb1-8) pochodzące z *A. negundo* oraz referencyjna sekwencja KC899116 pochodząca z Polski, z ziemniaka. W skład tej grupy wchodzi sekwencja Fsamb1, w zestawieniu z którą, najwięcej obiektów wykazuje największy dystans genetyczny. Sekwencje tworzą dwie grupy analogiczne, nie wykazujące różnic, takie jak Fsamb7-8 i Fsamb2-6. Trzecia grupa jest taksonomicznie różnorodna i prezentuje sekwencje pochodzące z rodzaju *Prunus* z całego świata oraz *A. negundo*. W jej skład wchodzi badana sekwencja Ffuji1, która wykazuje najmniejszy dystans genetyczny - 0,002 - do *F. nirenbergiae*, wyizolowanego w Chinach z zasychających pędów *A. negundo*. Drugi kład zbudowany jest głównie z referencyjnej kolekcji sekwencji, pochodzących z taksonów pokrewnych do badanych roślin, z kraju ich rodzimego

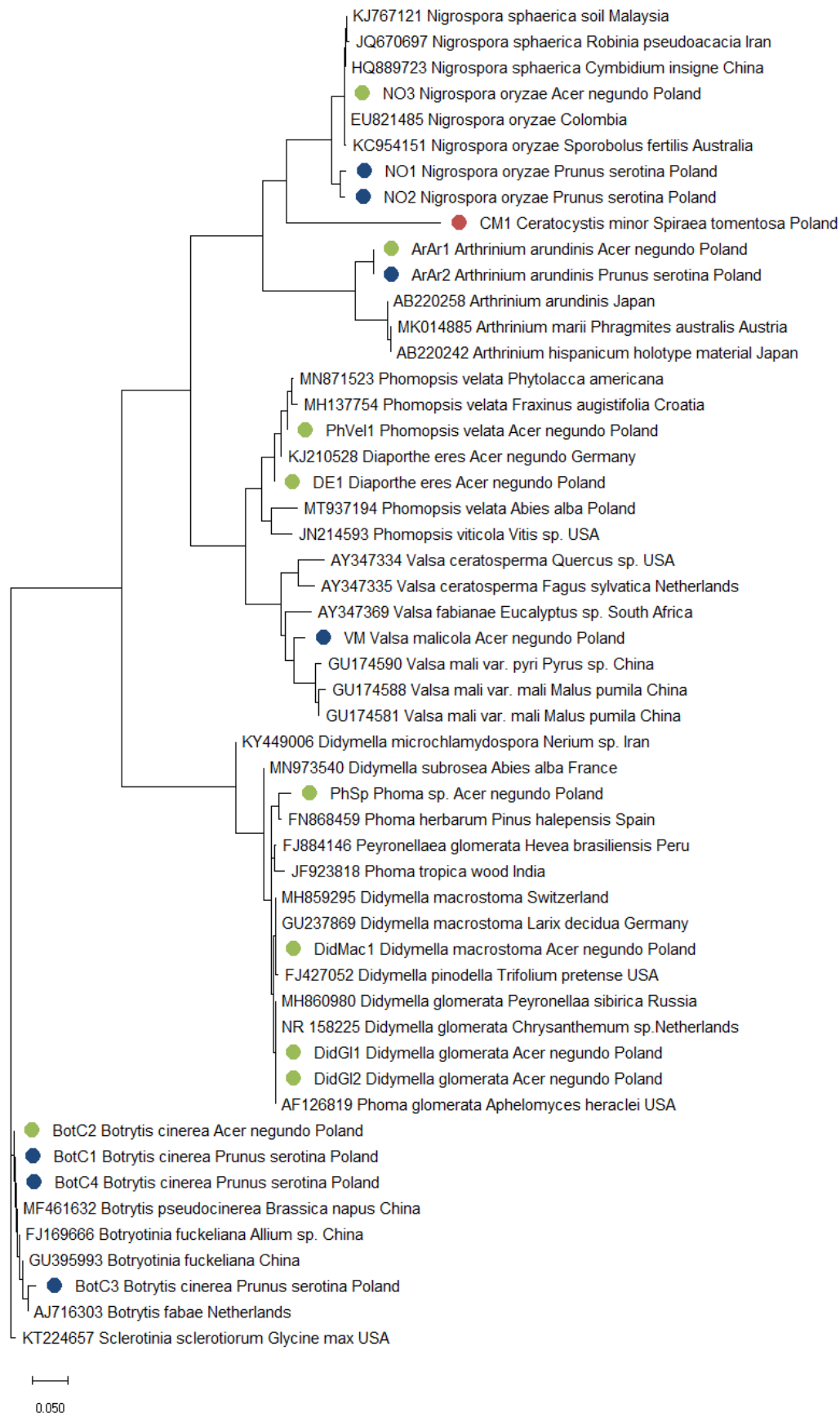
pochodzenia – USA, a także z dwóch sekwencji z Polski i Iranu. Nie grupują się w tym kładzie żadne badane sekwencje. Podobną charakterystykę ma kład 3, który również nie zawiera sekwencji badanych i przedstawia *Fusarium* wyizolowane z roślin pokrewnych do badanych z terenu Chin i Iranu. Znajdują się w nim sekwencje *F. fujikuroi*, które jednak wykazują duży dystans genetyczny do sekwencji Ffuji1, znajdującej się w kładzie 1. Kład 4 reprezentowany jest przez pojedynczą sekwencję *F. avenaceum* KU852642 z terenu Polski i wykazuje duże podobieństwo (0,01) do kładu 5, który zawiera pozostałych przedstawicieli gatunku. Kład 5 zbudowany jest z 31 sekwencji i jest największą analizowaną grupą, zbudowaną z czterech głównych gałęzi. Kład ten obrazuje jak niewielkie różnice w sekwencji ITS dzielą gatunki z grup *F. tricinctum*, *F. acuminatum* i *F. avenaceum*, nie pozwalając na identyfikację taksonu do najniższej rangi w oparciu jedynie o ten region genotypu. W grupie pierwszej znajdują się 4 sekwencje badane, należące do dwóch gatunków: *F. tricinctum* i *F. avenaceum* wyizolowane z *P. serotina* i *S. tomentosa*. Dystans genetyczny pomiędzy sekwencjami badanymi i referencyjnymi wynosi 0,0000 jednak nie są to te sekwencje tożsame. Druga gałąź zbudowana jest z dwóch sekwencji; znajduje się w niej sekwencja Ftrici3, charakteryzująca się największym dystansem genetycznym (0,0058) w porównaniu do pozostałych sekwencji kładu 5. Zgrupowana została z MK633903 reprezentującym *F. acuminatum*, wyizolowany z *P. armenica* z Indii. Trzecia gałąź reprezentowana jest przez 6 sekwencji badanych *F. tricinctum*, wyizolowanych z 3 roślin badanych, oraz dwie sekwencje referencyjne, należące do *F. tricinctum* i *F. acuminatum*. Dystans genetyczny pomiędzy sekwencjami badanymi Ftrici2, Ftrici4 oraz Ftrici7-9 wynosi 0,0000 jednak nie są to te sekwencje tożsame. Gałąź czwarta reprezentuje sekwencje badane wyizolowane jedynie z *A. negundo* oraz europejskie sekwencje porównawcze. Sekwencje Flat1, Flat3-5 są tożsame, niewielki dystans w stosunku do nich charakteryzuje Flat6, na poziomie 0,0001. Flat2 grupuje się z sekwencją KP114073, uzyskaną z *F. lateritium* wyizolowanego *Acer* sp. w Szwajcarii. Do tej gałęzi należą również sekwencje Foxy1 i F.aven1, które wykazują większy dystans genetyczny w stosunku do pozostałych sekwencji ujętych w tej subgrupie.



Ryc. 6 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów rodzaju *Fusarium*, uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).

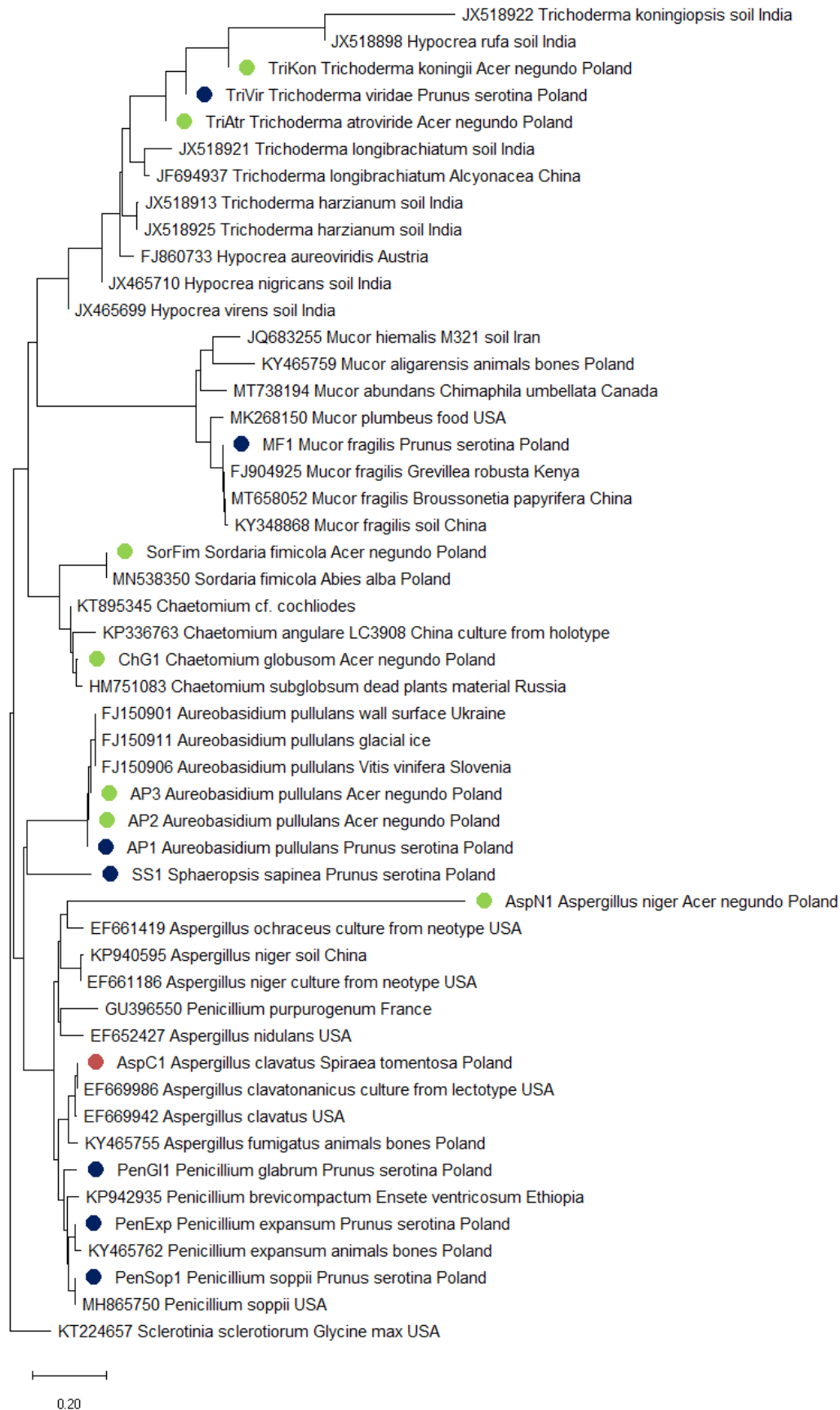
Rycina 7 przedstawia podobieństwo genetyczne w grupie tzw. patogenów pierwotnych, zbudowane z 52 sekwencji. Genotypy użyte w zestawieniu zostały podzielone na pięć głównych grup podobieństwa. Kład pierwszy prezentuje przedstawicieli rodzaju *Botrytis*, pośród której najmniejszy dystans genetyczny występuje pomiędzy obiektami BotC1 i BotC2 i wynosi 0,00907. Izolat BotC3, uzyskany z czeremchy amerykańskiej, grupuje się z *B. fabae* (AJ716303), a wartość oddalenia wynosi 0,012323; równocześnie BotC3 jest najbardziej zróżnicowanym, o najwyższej wartości dystansu względem reszty obiektów w obrębie grupy. Kład drugi reprezentowany jest przez 15 przedstawicieli rodziny *Didymellaceae*. Badane sekwencje DidG11 i DidG12 oraz sekwencja AF126819 tworzyły homologiczną grupę o niewielkim dystansie genetycznym na poziomie 0,000115. Izolaty te tworzyły grupę przedstawicieli *D. glomerata*, która wykazywała najbliższe pokrewieństwo z grupą

D. macrostoma, na poziomie 0,002614. W skład tej grupy wchodził badany izolat DidMac1, wyizolowany z *A. negundo*, którego dzielił niewielki dystans genetyczny (0,000141) z innymi przedstawicielami tego gatunku, występującymi na europejskich drzewach. Jeden szczep w kładzie 2 nie został określony do gatunku (PhSp), jednak wykazywał największe podobieństwo do izolatu FN868459 (*Phoma herbarum*), z którym dzielił dystans 0,009414. Trzeci kład zbudowany jest z przedstawicieli rzędu *Diaporthales*, w którego skład wchodzi *Valsa* spp., *Phomopsis velata* i *Diaphorte eres*. Kład ten rozdziela się na dwie grupy. Jedna z nich reprezentowana przez przedstawicieli rodzaju *Valsa*, wśród której znajduje się badany szczep VM, wyizolowany z czeremchy amerykańskiej. Wykazuje on najmniejszy dystans genetyczny (0,011697) do podgrupy reprezentowanej przez gatunek *Valsa mali*, których sekwencje pozyskane zostały z chińskich przedstawicieli rodziny różowatych. Na drugiej gałęzi, izolat DE wykazuje niski dystans genetyczny (0,009599) do *Diaphorte eres* wyizolowanej z tego samego żywiciela w Niemczech. Obaj przedstawiciele *Diaphorte* grupują się z innymi europejskimi przedstawicielami *P. velata*, w tym z sekwencją PhVel1, wykazując niewielki dystans genetyczny w obrębie podgrupy. Kład 4 reprezentuje rodzaj *Arthrimum* i zbudowany jest z 5 sekwencji. Sekwencje uzyskane w badaniu: ArAr1 (*A. negundo*) i ArAr2 (*P. serotina*) są tożsame. Największym dystansem genetycznym charakteryzuje się sekwencja CM1, należąca do kładu 5. Jest ona również oddalona (0,22) od pozostałych sekwencji reprezentujących kład 5, których reprezentanci należą do rodzaju *Nigrospora*. Dwa obiekty wyizolowane podczas badań z czeremchy amerykańskiej NO1 i NO2, grupują się w osobną podgrupę, oddaloną niewielkim dystansem (0,02) od drugiej gałęzi, na której usytuowana jest m.in. sekwencja uzyskana z klona jesionolistnego NO3. Jest ona blisko spokrewniona (dystans genetyczny 0,000663) z kolumbijskim izolatem *Nigrospora oryzae* EU821485.



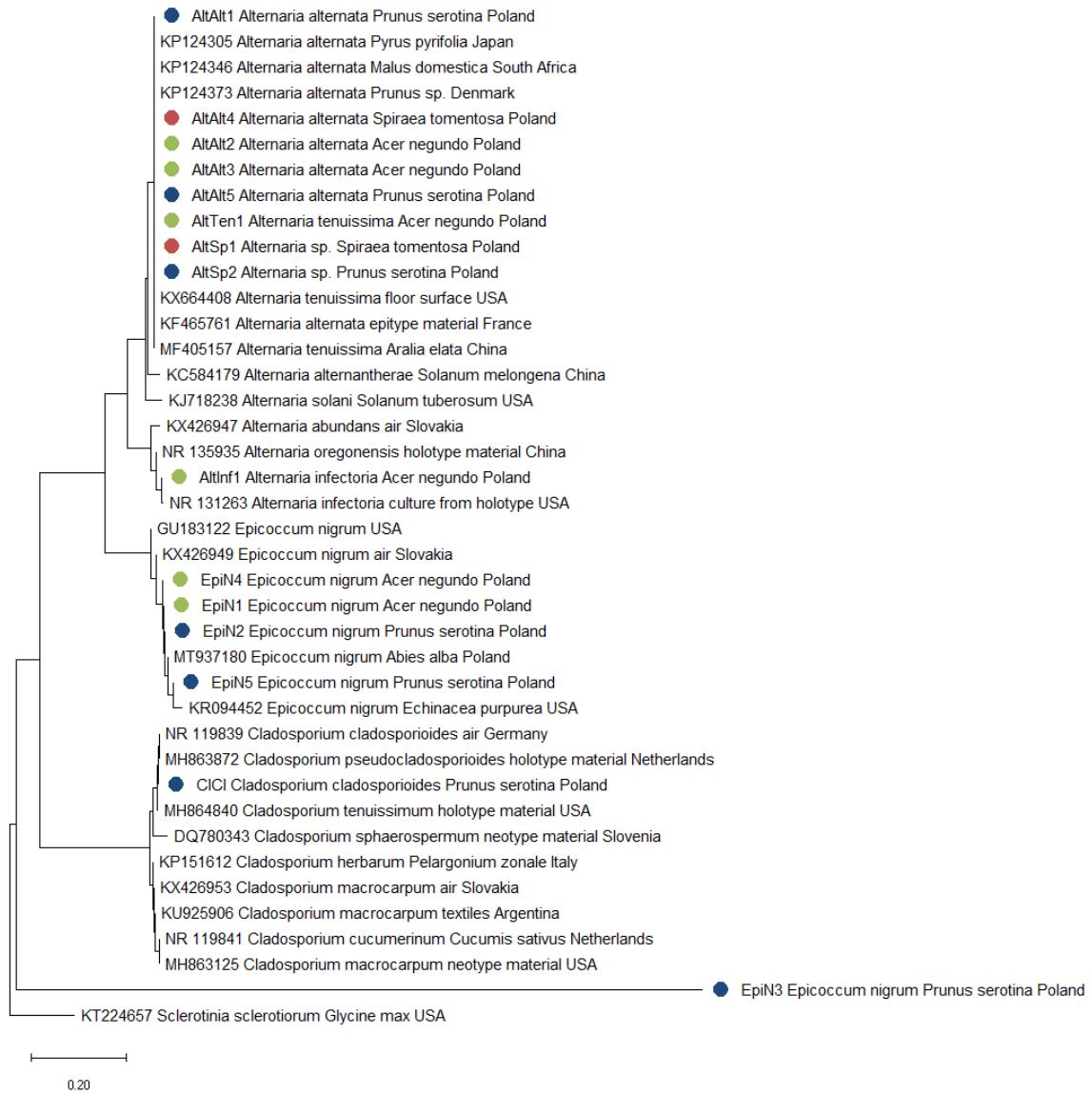
Ryc. 7 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy patogenów pierwotnych (pp), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).

Grupa gatunków saprotroficznych, reprezentowana przez 50 sekwencji, podzielona została na dendrogramie na 3 obszerne kłady (Ryc. 8). W pierwszym kładzie znaleźli się przedstawiciele rodziny *Aspergillaceae*, *Botryosphaeriaceae* i *Sacrotheciaceae*. Kład ten dzieli się na dwie grupy. Znajduje się w nim również sekwencja AspN1, charakteryzująca się największym dystansem genetycznym. W pierwszej grupie znajdują się taksony z rodziny *Aspergillaceae*, w tym pięć sekwencji badanych, uzyskanych ze wszystkich roślin żywicielskich. Warta uwagi jest sekwencja AspN1, która mimo przynależność do taksonu *A. niger*, grupuje się z sekwencją EF661419, reprezentującą *A. ochraceus*. Na drugiej gałęzi znajdują się dwie podgrupy o rozbieżnej przynależności taksonomicznej, reprezentującej dwie rodziny: *Botryosphaeriaceae* i *Sacrotheciaceae*. Pierwsza subgrupa zbudowana jest z pojedynczej sekwencji SS1, zebranej z czeremchy amerykańskiej. Druga subgrupa zawiera sekwencje *A. pullulans*, które dzieli niewielki dystans genetyczny, na poziomie 0,01. Drugi kład zbudowany jest z przedstawicieli rzędu *Sordariales*, podzielony na dwie gałęzie. Na jednej gałęzi znajduje się badany izolat SorFim, identyczny do sekwencji referencyjnej MN538350. Druga gałąź, zbudowana jest z sekwencji *Chaetomium*, w tym jednej badanej ChG1, którą najmniejszy dystans genetyczny dzieli z sekwencją HM751083. Ostatni kład zbudowany jest z 20 sekwencji, które rozkładają się w dwie grupy: rodzaj *Mucor* spp. i rodzaj *Trichoderma* spp. Na gałęzi dolnej znajduje się jedna badana sekwencja MF1, ściśle grupująca się z innymi sekwencjami, pochodzącymi od *Mucor fragilis* (FJ904925, MT658052, KY348868). Grupa rodzaju *Trichoderma* charakteryzuje się dużą różnorodnością. Badane sekwencje TriKon, TriAtr i TriVir klastrują się razem, jednak odległości genetyczne pomiędzy nimi są duże i wynoszą 0,06 do 0,12. Najbardziej odległym genetycznie obiektem tej grupy jest sekwencja JX5189, reprezentowana przez *Trichoderma koningiopsis*.



Ryc. 8 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy saprotrofów (s), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączenia sąsiada (Neighbor Joining).

Sekwencje reprezentujące patogeny słabości zostały przedstawione ryczenie 9. Dendrogram zbudowany na 40 sekwencjach wydzielił cztery klady. Pierwszy kład zbudowany jest z jednej sekwencji EpiN3, którą dzieli największy dystans genetyczny w porównaniu do reszty zawartych na dendrogramie obiektów. Kład drugi zawiera sekwencje ITS pochodzące z grzybów rodziny *Cladosporiaceae*, w skład którego wchodzi jedna sekwencja badana CICI. Grupuje się ona z dwoma obiektami reprezentującymi taksony *C. cladosporioides* (NR119839) i *Cladosporium pseudocladosporioides* (MH863872) wykazując niewielki dystans genetyczny. Trzeci kład składa się z rodzaju *Epicoccum*, w którym znajdują się 4 sekwencje badane pochodzące z *A. negundo* i *P. serotina*. Charakteryzują się one dużym podobieństwem, a najbardziej oddaloną sekwencją badaną w tym kładzie jest EpiN5. Kład czwarty składa się z rodzaju *Alternaria* i dzieli się na dwie główne gałęzie. W grupie dolnej znajduje się sekwencja należąca do *A. infectoria*, będąca tożsamą z (0,000) sekwencją NR121263, pochodzącą z USA. Druga gałąź jest bardziej różnorodna od tej grupy. Znajduje się na niej 8 sekwencji badanych, które nie wykazują żadnego zróżnicowania genetycznego w obrębie fragmentu ITS. Pięć sekwencji AltAlt1-5 określonych zostało jako gatunek *A. alternata*, jeden obiekt jako *A. tenuissima* (AltTen1), a dwa taksony zidentyfikowano jedynie do rodzaju *Alternaria* AltSp1-2.



Ryc. 9 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy patogenów słałości (sp), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączenia sąsiada (Neighbor Joining).

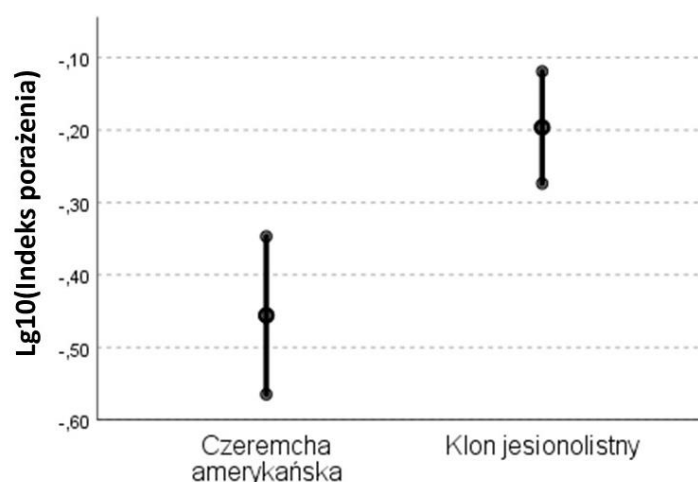
6. Analiza statystyczna

6.1. Analiza indeksu porażenia liści

Model przedstawiający współczynnik porażenia blaszek liściowych roślin obcych inwazyjnych pokazał istotne różnice statystyczne we wszystkich wziętych pod uwagę zmiennych (Tab. 6). Istotny wpływ na współczynnik porażenia miały: subregion, typ siedliska, dystans od wody roślin żywicielskich, zanieczyszczenie powietrza pyłami PM₁₀, PM_{2,5} i związkami siarki SO₂. Znaczenie miał również średnia temperatura miesięczna [*C], miesięczna suma usłonecznienia [h] oraz interakcja pomiędzy zmiennymi ‘roślina’ i ‘rok_meteo’. Model do analizy nie wykorzystał tawuły kutnerowatej do modelowania, ze względu na obecność tej rośliny tylko w jednym subregionie.

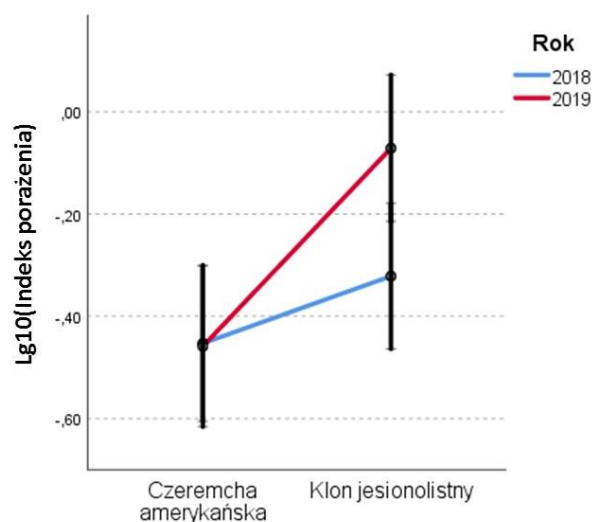
Tab. 6 Model GLMM dla współczynnika porażenia liści. Model porównuje uwzględnia trzy gatunki roślin: *A. negundo*, *P. serotina* i *S. tomentosa*, podział na subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich, wpływ zanieczyszczeń powietrza (PM₁₀, PM_{2,5}, SO₂), dane klimatyczne (średnia temperatura miesięczna [*C], miesięczna suma usłonecznienia [h]) oraz interakcję pomiędzy wskaźnikami ‘roślina’, a ‘rok_meteo’. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ($p < 0,05$).

Zmienne objaśniające i interakcje	F	df	p
model poprawiony	24,824	171	< 0.001
roślina	15,409	159	< 0.001
siedlisko	13,74	162	< 0.001
dystans od wody	3,597	159	0,06
PM ₁₀	10,222	159	0,002
PM _{2,5}	8,26	159	0,005
SO ₂	8,217	159	0,005
średnia temperatura miesięczna [*C]	9,452	159	0,002
miesięczna suma usłonecznienia [h]	4,733	159	0,031
roślina * rok_meteo	4,541	160	0,012



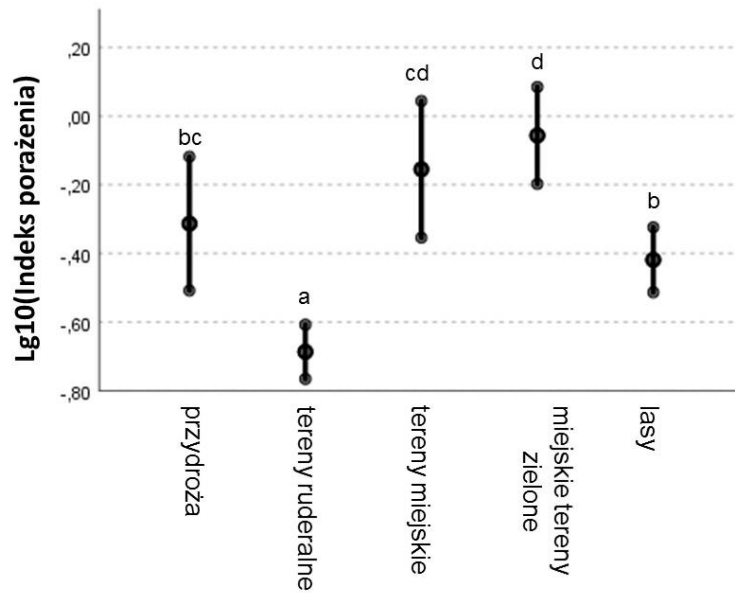
Ryc. 10 Średnie estymowane (\pm przedziały ufności) dla dla zlogarytmowanego dziesiętnie współczynnika porażenia liści dla poszczególnych roślin żywicielskich (patrz Tab. 6).

Badania wykazały, że największe porażenie blaszki liściowej występowało na klonie jesionolistnym (Tab. 6, Ryc. 10). Co więcej, interakcja między gatunkiem rośliny, a rokiem badań pokazała wahania tego wskaźnika pomiędzy dwoma latami badań (kontrast: $p = 0,041$; Ryc. 11). Z kolei, wartość indeksu porażenia w przypadku czeremchy amerykańskiej niemal się nie różniła w poszczególnych latach badań ($p = 0,958$; Ryc. 11).



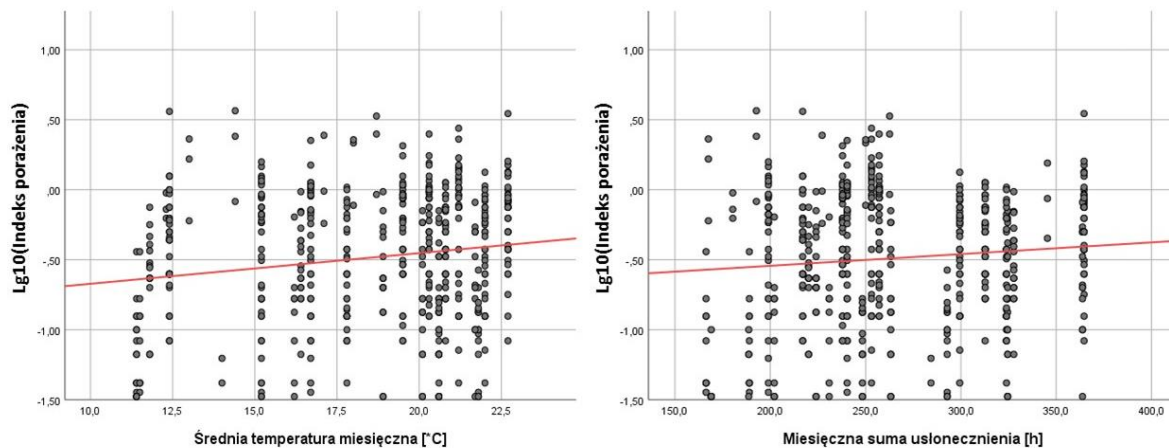
Ryc. 11 Średnie estymowane (\pm przedziały ufności) dla współczynnika porażenia liści dla poszczególnych roślin żywicielskich w poszczególnych latach badań (patrz Tab. 6).

Wykazano również, że rośliny rosnące na terenach ruderalnych odznaczały się najmniejszym porażeniem blaszek liściowych (Tab. 6, Ryc. 12). Tereny o największej antropopresji, czyli siedliska miejskie, w tym parki, charakteryzowały się największym porażeniem blaszek liściowych (kontrasty na poziomie $p < 0,029$; Ryc. 12). Co ciekawe, lasy i przydroża miały podobny współczynnikiem porażenia (kontrast: $p = 0,37$; Ryc. 12).

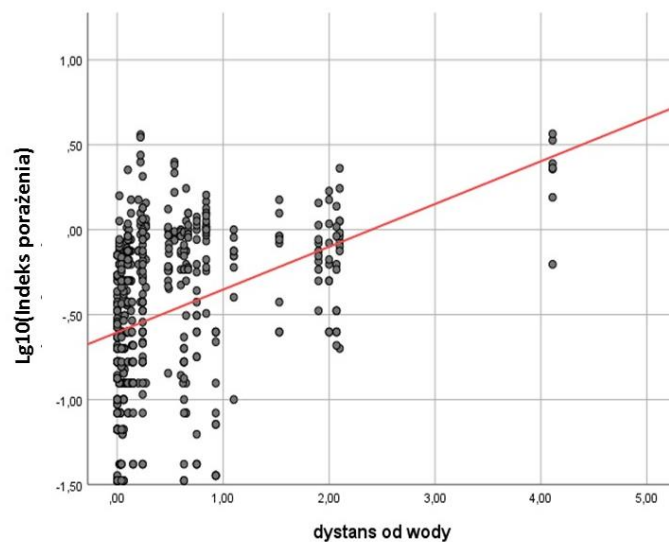


Ryc. 12 Średnie estymowane (\pm przedziały ufności) dla współczynnika porażenia liści dla poszczególnych siedlisk (patrz Tab. 6). Litery powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice (lub na ich brak) między populacjami.

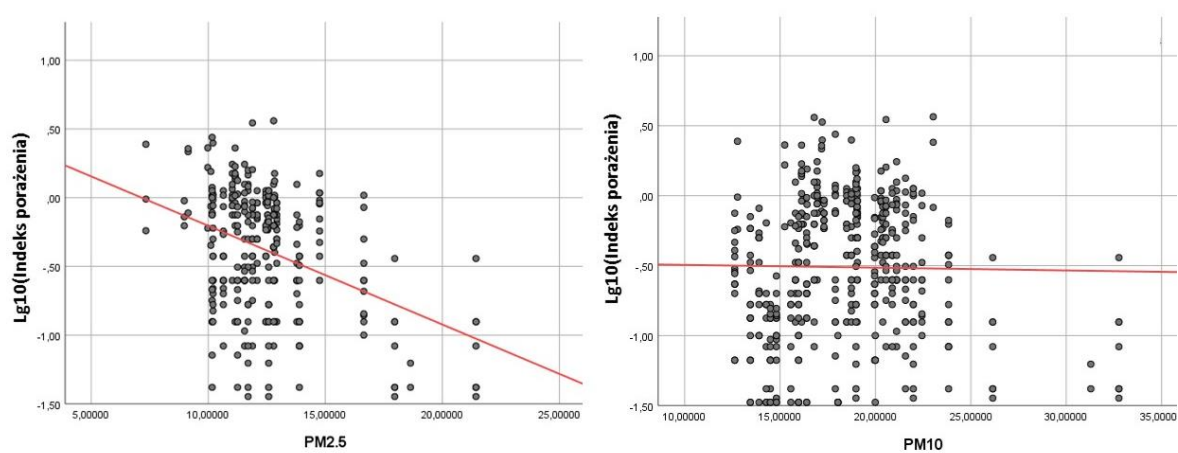
Wykryto pozytywną korelację pomiędzy średnią miesięczną temperaturą i usłonecznieniem, a indeksem porażenia liści (Tab. 6, Ryc. 13). Podobną, pozytywną korelację odnotowano również w przypadku odległość rośliny od źródła wody, a indeksem porażenia liści ($p = 0.06$) (Tab. 6, Ryc. 14). Rośliny znajdujące się w dużym oddaleniu od wody były intensywniej porażone, niż okazy rosnące w pobliżu wody.



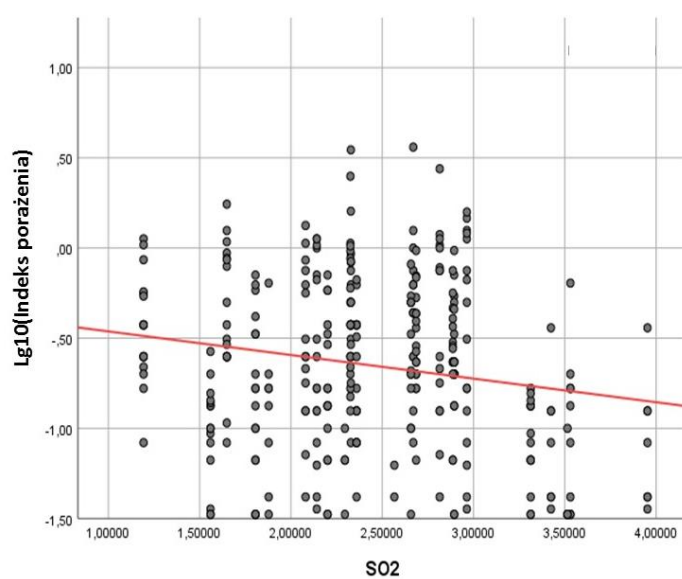
Ryc. 13 Wpływ średniej temperatury miesięcznej [$^{\circ}\text{C}$] oraz miesięcznej sumy usłonecznienia [h] na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6).



Ryc. 14 Wpływ dystansu od źródła wody [km] na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6).



Ryc. 15 Wpływ zanieczyszczenia powietrza cząsteczkami $PM_{2,5}$ oraz PM_{10} na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6).



Ryc. 16 Wpływ zanieczyszczenia tlenkami siarki SO_2 na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6).

Także zanieczyszczenia powietrza wpływały na intensywność pojawu symptomów chorobowych (Tab. 6). Zarówno cząsteczki PM_{2,5}, jak i cząsteczki PM₁₀ istotnie zmniejszyły indeks porażenia (Ryc. 15).Również obecność tlenków siarki SO₂ w powietrzu miała wpływ na porażeniem blaszki liściowej (Tab. 6, Ryc. 16).

6.2. Analiza statystyczna mykobioty nasion

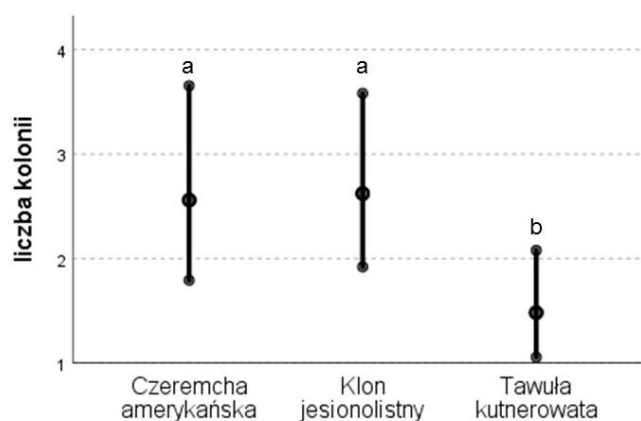
Model przedstawiający zróżnicowanie mykobioty nasion roślin obcych inwazyjnych – z liczbą kolonii poszczególnych gatunków grzybów jako zmienną zależną – pokazał istotne różnice statystyczne w niemal wszystkich wziętych pod uwagę faktorach (Tab. 7); nieistotne okazały się subregion i typ siedliska.

Tab. 7 Model GLMM dla zróżnicowania mykobioty nasion roślin obcych inwazyjnych. Model porównuje liczbę kolonii grzybów wyizolowanych z nasion trzech gatunków: *A. negundo*, *P. serotina* i *S. tomentosa*. Zawiera również podział na grupę troficzną wyizolowanych grzybów, subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich oraz dwie integracje pomiędzy badanymi zmiennymi. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ($p < 0,05$).

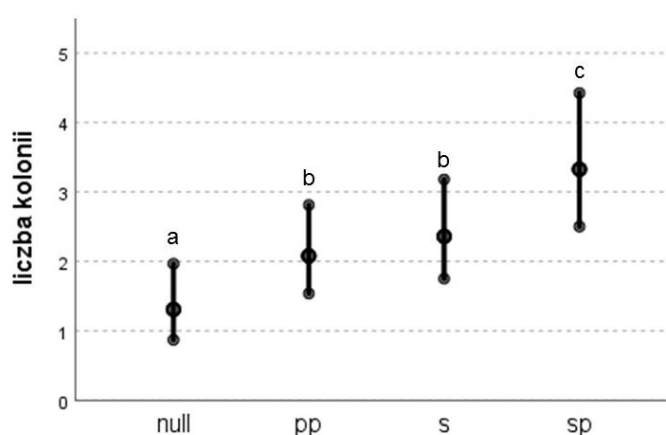
Zmienne objaśniające i interakcje	F	df	Sig.
model poprawiony	35,815	5163	0,000
subregion	0,458	5131	0,499
grupa troficzna	35,392	5133	< 0.001
roślina	7,876	5132	< 0.001
siedlisko	1,698	5135	0,131
dystans od wody	6,120	5131	0,013
roślina*grupa troficzna	16,552	5136	< 0.001
grupa troficzna*siedlisko	7,805	5145	< 0.001

Najmniej kolonii grzybowych stwierdzono na tawule kutnerowatej (kontrasty: $p < 0,003$). W przypadku czeremchy amerykańskiej i klona jesionolistnego stopień zasiedlenia był porównywalny (Ryc. 17). Grupą troficzną najczęściej izolowaną z nasion były patogeny wtórne (kontrasty: $p < 0,000$), natomiast liczba patogenów pierwotnych była porównywalnie tak samo liczna jak saprotrofy (Ryc. 18). Inaczej jednak liczebność tych grup przedstawiała się w zależności od rośliny żywicielskiej (interakcja między ‘roślina’ i ‘grupa troficzna’; Tab. 7). Rozkład poszczególnych grup troficznych grzybów wyizolowanych z *P. serotina* i *S. tomentosa* był bowiem porównywalny (Ryc. 19), różnice pomiędzy tymi roślinami zaobserwowano

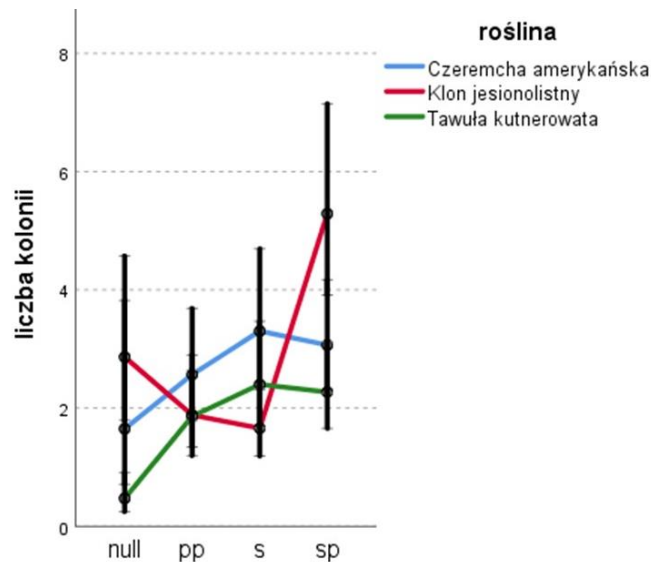
jedynie w przypadku liczebności patogenów wtórnych (kontrast: $p = 0,007$). Klon jesionolistny odstawał od trendu nadanego przez pozostałe rośliny, a jego nasiona znacznie obficiej zasiedlone były przez patogeny wtórne od pozostałych roślin badanych (kontrasty: $p < 0,000$); różnił się również liczbą saprotrofów od czeremchy amerykańskiej (kontrast: $p = 0$) i liczbą taksonów niezaklasyfikowanych od tawuły kutnerowatej (kontrast: $p = 0,001$). Jedynie w grupie patogenów pierwotnych nie zaobserwowano istotnych różnic pomiędzy taksonami; przyjąć można, że porównywalnie tyle samo patogenów pierwotnych zasiedlało nasiona wszystkich roślin inwazyjnych.



Ryc. 17 Średnie estymowane (\pm przedziały ufności) dla liczby kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby z poszczególnych roślin żywicielskich. Litera powyżej słupków błędów wskazuje na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7).

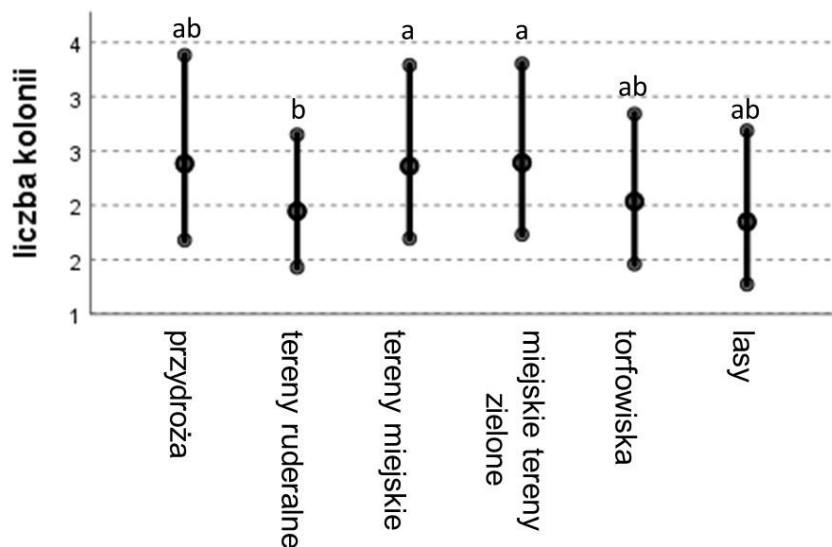


Ryc. 18 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów, wyizolowanych z pojedynczej próby, w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne). Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7).

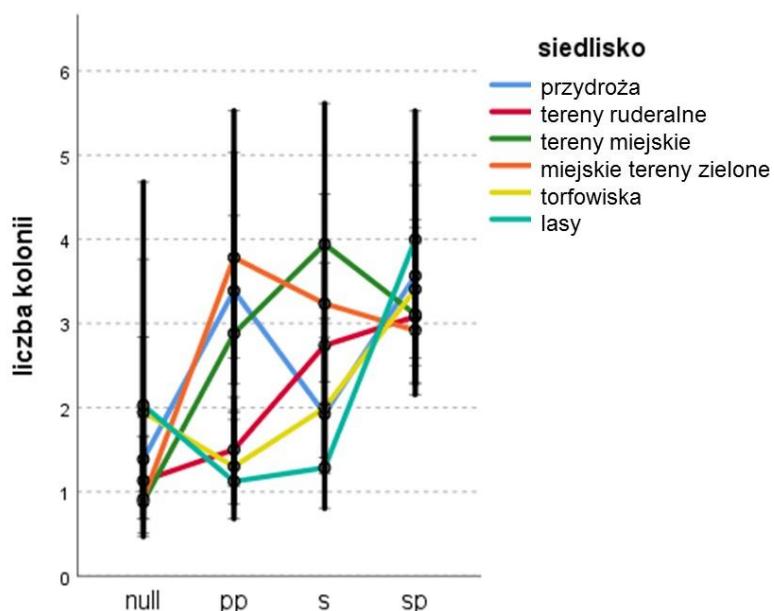


Ryc. 19 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne) (patrz Tab. 7).

Wyraźniejsze spojrzenie na charakterystykę zbiorowisk grzybów roślin obcych inwazyjnych dała interakcja siedlisk z grupami troficznymi grzybów (Ryc. 21). Najmniej zróżnicowana w typie siedlisk była grupa taksonów niezaklasyfikowanych, w obrębie której nie wykazano żadnych istotnych różnic. W przypadku patogenów wtórnych istotne różnice zaobserwowano pomiędzy bogatym w kolonie siedliskiem leśnym, a torfowiskami, parkami miejskimi i terenami ruderalnymi (kontrasty: $p = 0,044$). Ponadto różnice odnotowano pomiędzy parkami, a przydrożem (kontrast: $p < 0,005$). W obrębie gatunków saprotroficznych wykazano najwięcej istotnych różnic pomiędzy różnymi typami siedliska. Najwięcej saprotrofów wyizolowano na terenach o największej antropopresji (parki i tereny miejskie), a najmniej w lasach i przydrożach. Brak istotnych różnic w mykobiocie nasion zaobserwowano również pomiędzy przydrożami, a torfowiskami (kontrast: $p = 0,882$) oraz między terenami ruderalnymi, a parkami (kontrast: $p = 0,162$). Interesująco przedstawiał się rozkład patogenów pierwotnych w różnych typach siedliska, sklastrowały się one bowiem w dwie silnie rozróżnione grupy (kontrasty: $p < 0,049$). Patogeny pierwotne najliczniej wyizolowano z siedlisk charakteryzujących się dużą presją człowieka (tereny miejskie, miejskie tereny zielone, przydroża), a najmniej z terenów semi-naturalnych (lasy, torfowiska, tereny ruderalne), w obrębie których nie zaobserwowano różnic. Co ciekawe, tereny zielone różniły się od terenów miejskich ($p = 0,036$). Najmniejszą różnicę pomiędzy oboma zgrupowaniami zaobserwowano pomiędzy przydrożem, a terenami ruderalnymi ($p = 0,049$).

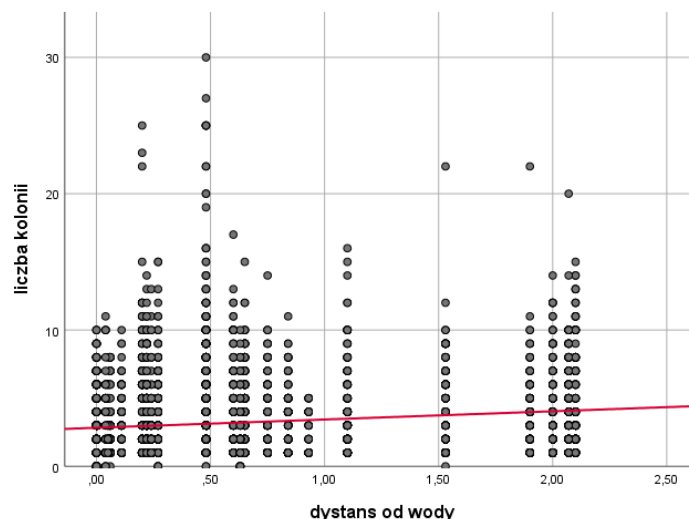


Ryc. 20 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w różnych siedliskach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7).



Ryc. 21 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne), w zależności od siedliska (patrz Tab. 7).

Na mykobiotę nasion istotny wpływ miała odległość wody od roślin badanych (Tab. 7, Ryc. 22). Wraz ze zwiększającym się dystansem od źródeł wody, liniowo zwiększała się ilość kolonii izolowanych z nasion.



Ryc. 22 Wpływ dystansu od wody na liczbę kolonii grzybów wyizolowanych z nasion roślin inwazyjnych (patrz Tab. 7).

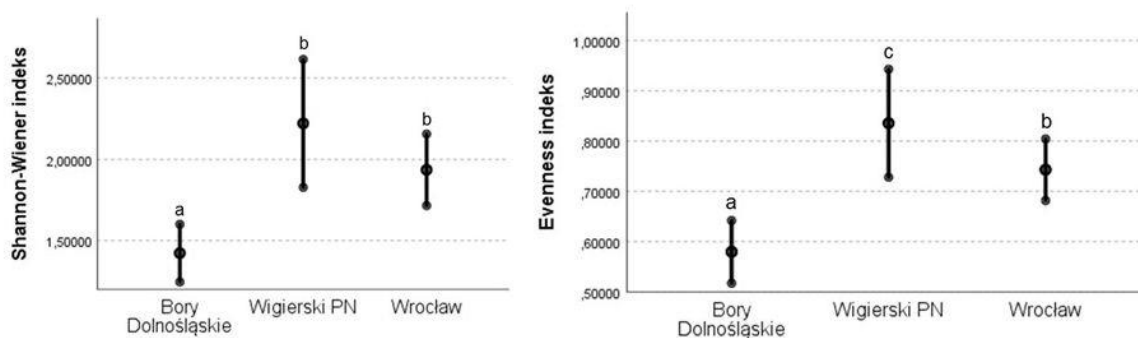
6.3. Analiza bioróżnorodności spermosfery

W celu oszacowania różnic w kształtowaniu bogactwa gatunkowego grzybów na powierzchni nasion roślin inwazyjnych analizowano dwa modele GLMM. Pierwszy dla wskaźnika bioróżnorodności Shannona-Wienera oraz drugi dla wskaźnika Evanness (Tab. 8), których wykaz zawarty został w tabeli 24. Oba modele wykazały istotne różnice statystyczne dla dwóch czynników: siedliska i dystansu od wody (Tab. 8). Dodatkowo, model dla Evanness wykazał różnice w grupie roślin żywicielskich, jednak nie znajduje to potwierdzenia w indeksie Shannona.

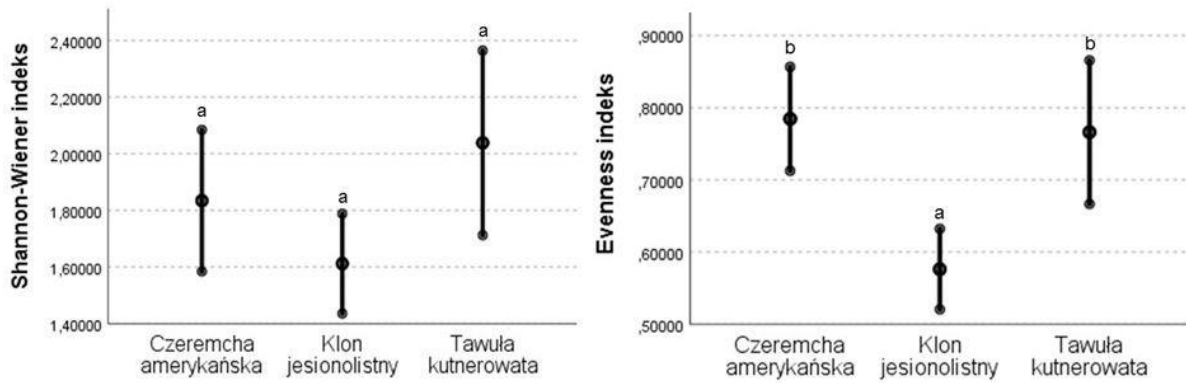
Bioróżnorodność spermosfery roślin inwazyjnych była najniższa w Borach Dolnośląskich (Ryc. 23). Prawidłowość tą wykazały oba indeksy (kontrasty: $p < 0,007$). Za najbardziej różnorodny biologicznie subregion uznać można Wigierski Park Narodowy, jednak różnica statystycznie istotna dla tego terenu odnotowana została jedynie w modelu dla Evanness ($p = 0,021$). Choć większa różnorodność mykobioty Wigierskiego PN w stosunku do reszty obszarów jest dyskusyjna, warto zauważyć, że model dla Evanness był lepiej dopasowany do analizowanych danych od modelu dla indeksu Shannona-Wienera (patrz wartości AICc w Tab.3). Zatem wynik ten jest prawdopodobny i nie można go wykluczyć z dalszej dyskusji. Z kolei, analiza bioróżnorodności nie wykazała istotnych różnic pomiędzy roślinami żywicielskimi (kontrasty: $p > 0,66$) (Ryc. 24). Jedynie w przypadku współczynnika Evanness, wyodrębnione zostały dwie grupy, spośród których klon jesionolistny cechował się najmniejszym bogactwem gatunkowym, w porównaniu do pozostałych roślin badanych (kontrasty: $p < 0,012$). W tym przypadku również powinniśmy pamiętać o lepszym dopasowaniu modelu dla Evanness.

Tab. 8 Modele GLMM bioróżnorodności mykobioty nasion roślin inwazyjnych, w których wartości indeksów Shannona-Wienera oraz Evanness użyte zostały jako zmienne zależne. Modele porównują wartości indeksów obliczonych na podstawie jakościowej i ilościowej analizy mykologicznej nasion trzech roślin inwazyjnych: *A. negundo*, *P. serotina* i *S. tomentosa*. Zawierają również subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich oraz dwie integracje pomiędzy zmiennymi. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ($p < 0,05$).

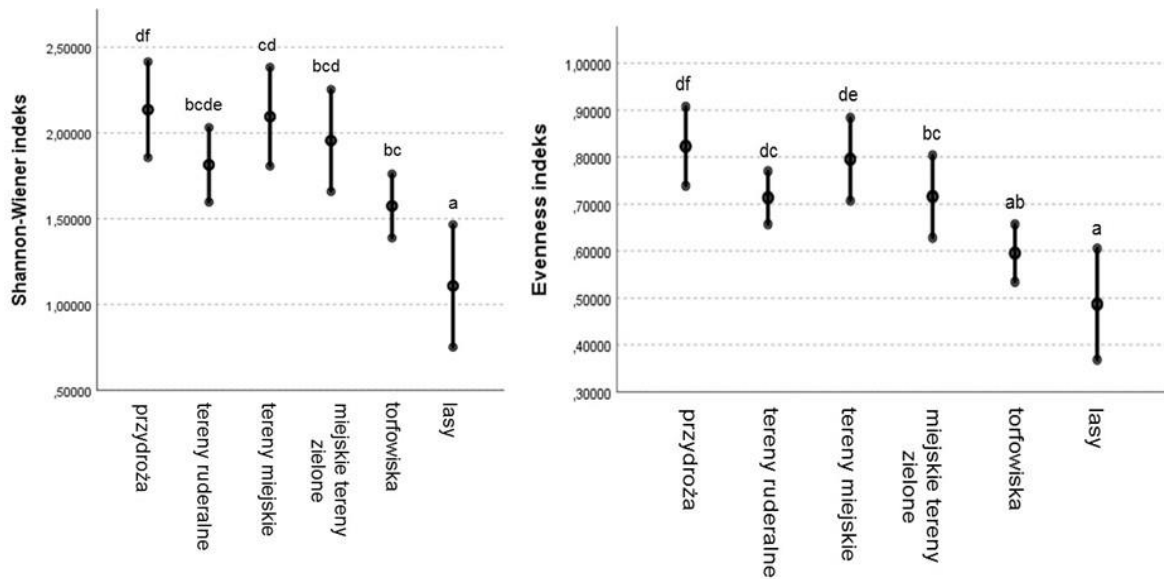
	Zmienne objaśniające i interakcje	F	df	Sig.
Shannon-Wiener indeks	model poprawiony	39,05124	36	5,64E-13
	subregion	3,01171	27	0,067318
	roślina	2,237114	27	0,127708
	siedlisko	2,611639	30	0,049424
	dystans od wody	13,85451	26	0,001008
	subregion * siedlisko	0,000149	26	0,990349
Evanness indeks	model poprawiony	24,613	36	0
	subregion	3,258	27	0,055
	roślina	6,968	27	0,004
	siedlisko	3,687	30	0,012
	dystans od wody	6,158	26	0,02
	subregion * siedlisko	1,001	26	0,327



Ryc. 23 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness w poszczególnych subregionach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab.8).

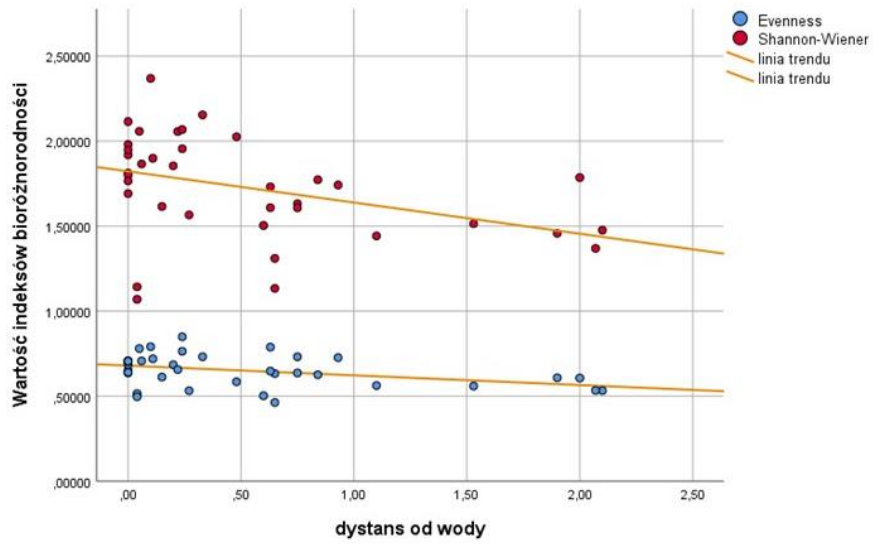


Ryc. 24 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness na poszczególnych roślinach inwazyjnych. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab.8).



Ryc. 25 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness w poszczególnych siedliskach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab.8).

Najmniejszą bioróżnorodnością wykazywały się tereny o najmniejszej antropopresji, jak lasy i torfowiska (Ryc. 25). Bioróżnorodność terenów leśnych najbardziej odstawała od pozostałych typów siedlisk, tworząc najmniej różnorodną grupę (według współczynnika Shannona-Wienera), lub najmniej różnorodną wspólnie z siedliskami podmokłymi (według współczynnika Evanness). Pozostałe siedliska miały zbliżone do siebie wartości indeksów bioróżnorodności. Niemniej, miejskie tereny zielone miały większy związek z bardziej naturalnymi torfowiskami niż inne grupy. Zauważalne były również podobieństwa pomiędzy miejskimi terenami zielonymi do terenów ruderalnych (według współczynnika Evanness), a także terenów typowo miejskich (według współczynnika Shannona-Wienera). Podobnie jak w przypadku modelowania mykobioty nasion, wykazano, że wartość wskaźników bioróżnorodności liniowo spada wraz z odległością od źródła wody (Ryc. 26).



Ryc. 26 Wpływ dystansu od wody na wartości indeksów bioróżnorodności Shannona-Wienera i Evanness, obliczonych na podstawie mykobioty nasion roślin inwazyjnych (patrz Tab.8).

DYSKUSJA

Jak wykazała analiza statystyczna indeksu porażenia, klon jesionolistny odznaczał się znacznie silniejszym porażeniem przez choroby niż czeremcha amerykańska czy też tawuła. To również na nim zaobserwowano najwięcej typów chorób, niż na czeremsze amerykańskiej czy tawule kutnerowatej. Różnice były widoczne także w odniesieniu do sezonów w których prowadzono obserwacje. Chorobą na którą wydaje się, że największy wpływ miały panujące warunki pogodowe był mączniak prawdziwy powodowany przez grzyba *S. bicornis*. Gatunek ten był już stwierdzany wcześniej w Polsce, m.in. na gatunkach z rodzaju *Acer*, infekując także *A. negundo* (Sałata, 1985). Na podstawie przeprowadzonych badań można wnioskować, że *S. bicornis* może prawdopodobnie być patogenem stanowiącym duże zagrożenie dla badanej populacji roślin, a choroba powodowana przez patogena może prowadzić do zamierania całych liści, a także w wyniku dużego porażenia – całych roślin. Z punktu widzenia ochrony roślin, stanowić to może także szansę na biologiczne ograniczenie populacji *A. negundo*. Gatunki wyizolowane z porażonych tkanek należały przede wszystkim do grupy saprotrofów i patogenów wtórnych (*E. nigrum* – 34,3% i *A. alternata* - 25,4%). Jedynie gatunek *F. lateritium* (25,4%) potencjalnie mógł spowodować plamistości liści drzewa (Leslie i Summerell, 2006), co potwierdziła próba sztucznej infekcji. Gatunek ten, często jednak izolowany był z porażonych tkanek, co wskazywać może na jego wtórne zasiedlenie liści po infekcji spowodowanej obecnością *S. bicornis*, co przekłada się na nasilone występowanie objawów pomiędzy maksimami występowania mączniaka prawdziwego. *F. lateritium* ma jednak duży potencjał do rozwinięcia się jako ważnego patogena pierwotnego *A. negundo* w najbliższej przyszłości. Wykryto bowiem jego obecność w zamierających pędach klona jesionolistnego w obu regionach objętych badaniem. Jest to gatunek ściśle związany z roślinami drzewiastymi i krzewami, notowany jako czynnik determinujący zamieranie pędów, więdnienie oraz tworzenie zrakowaceń kory drzew liściastych na całym świecie (Bishop, 1979; Leslie i Summerell, 2006; Santori i in., 2010). Na uwagę zasługuje także *F. roseum*, który był izolowany z zamierających pędów, stanowiąc ponad 65% wszystkich kolonii w niektórych lokalizacjach, a jego patogeniczność wobec pędów klona jesionolistnego została potwierdzona. Nie jest to pierwszy przypadek odnotowania tego rodzaju patogena klona jesionolistnego we wtórnym zasięgu; w Chinach *Fusarium nirenbergiae* (taksonu z grupy *F. oxysporum*) odpowiada za zamieranie *A. negundo*, (Zhao i in., 2020), natomiast w Turcji zaobserwowano zamieranie przydrożnych klonów jesionolistnych spowodowane przez *F. solani* (Demirci i Maden, 2006). Dotychczas brak doniesień opisujących patogeniczność *F. lateritium* wobec *A. negundo*. W obu wyżej opisanych przypadkach trudno było ocenić pochodzenie szczepu *Fusarium* (obce czy lokalne), jednak wiele wskazuje na jego lokalną genezę. Stawia to grzyby

tego rodzaju jako największe zagrożenie dla inwazyjnych gatunków w najbliższej przyszłości, mogących ograniczyć odnowienia *A. negundo* (Demirci i Maden, 2006).

Infekcji wywołanej przez *F. lateritium* towarzyszył inny gatunek tego samego rodzaju – *F. sporotrichioides*, który dominował na wielu stanowiskach, stanowiąc nawet do 75% wszystkich wyizolowanych kolonii. Jak pokazały jednak próby sztucznej infekcji, takson ten nie ma jednak zdolności do wykształcenia samoistnie procesu chorobowego, a jego role jako słabego, wtórnego patogena potwierdza literatura (Leslie i Summerell, 2006). Ten sam takson izolowany był z żółknących liści w WPN. Wraz z nim równo licznie wyizolowana została *Phoma* sp. (3%) oraz *F. lateritium* (11,4%). Niemniej jednak w tym wypadku dominantem okazała się *A. alternata*, stanowiąca 68,7% wyizolowanych grzybów. We Wrocławiu na roślinach wykazujących objawy chorobowe dominował endofit *A. pullulans* (50%). Objawy pojawiały się przede wszystkim na liściach przypędowych.

Powszechnie występującym objawem na liściach klona jesionolistnego we Wrocławiu była pergaminowa plamistość liści. Co ciekawe, istnieje jednostka chorobowa o tej nazwie, powodowana przez *Phyllosticta negundinis* (Orlikowski i Wojdyła, 2010; Yasinskaya, 2018). Analiza mykologiczna i obserwacje mikroskopowe symptomów chorobowych nie potwierdziły jednak w tym wypadku *P. negundinis* jako przyczynę pojawiających się symptomów. Z tkanek izolowane były gatunki ubikwistyczne, powszechnie znane jako patogeny wtórne a nawet endofity, jak *A. alternata* (26%) i *E. nigrum* (38,8%) oraz takson typowo endofityczny - *A. pullulans* (11%). Obraz symptomów chorobowych jakimi były suche, koncentryczne plamy, przypomina typowe objawy alternariozy, jednak próby Kocha nie potwierdziły *A. alternaria* jako bezpośredniego czynnika sprawczego choroby. Tym samym mykologiczne pochodzenie symptomów opisanych jako pergaminowa plamistość liści nie zostało potwierdzone. Przypuszczać można, że jest to efekt synergii abiotycznych czynników (susza, zanieczyszczenie powietrza) wraz z negatywnym wpływem mączniaka prawdziwego osłabiającego kondycję zdrowotną rośliny i obecności *A. alternaria*, wtórnie zasiedlającego tkanki rośliny. Obserwacje mikroskopowe porażonych liści w WPN w 2018 r. potwierdziły również ten takson jako gatunek powodujący plamistość liści. Było to prawdopodobnie wywołane powolnym rozkładem jednorocznych tkanek zielonych klona jesionolistnego.

Prawdopodobnie istotną chorobą dla klonu może być plamistość liści pojawiającą się w obu regionach objętych badaniem. Ważnym taksonem powodującym symptomy na liściach, a także zamierania na pędach był grzyb *D. acerina*, zaobserwowany zarówno we Wrocławiu, jak i WPN. Gatunek ten były już stwierdzany w Polsce (Sałata, 1985; Sucharzewska i in., 2011) odpowiedzialny za zamieranie pędów (Gregory, 1982). Podobne obserwacje przeprowadzono na Litwie, w regionach graniczących z Polską (Žiogas i in., 2007). Stwierdzono wówczas

występowanie zarówno *S. bicornis* jak i *D. acerina*, a stopień porażenia określono na poziomie 15-20% porażonych roślin. Szczególną uwagę zwrócono na porażenie młodych pędów *A. negundo* przez *D. acerina*, co znajduje swoje odzwierciedlenie również w przeprowadzonych badaniach. Jednakże przeprowadzone analizy mykologiczne świadczą o wielu różnych taksonach mogących być sprawcami plamistości liści. Z liści z symptomami chorobowymi, które pojawiły się w sierpniu 2018 na północy kraju, wyizolowane zostały dwa dominanty *A. alternata*, *F. tricinctum* (stanowiące ponad 35%) oraz *P. velata* (poniżej 7%). Zarówno *F. tricinctum*, jak i *P. velata* (*Diaporthe eres* complex), są powszechnymi patogenami roślin, powodującymi plamistość liści; ponadto *P. velata* już wcześniej izolowana była z liści klona jesionolistnego jako patogen w Niemczech (Udayanga i in., 2014). Gatunek ten izolowany był w Polsce z różnych żywicieli, w tym z klona polnego (Mułenko i in., 2008). Jednak jak dotąd *P. velata* nie był notowany w naszym kraju na *A. negundo*.

Nierozpoznaną etiologię pozostawia również pierścieniowa plamistość liści, która występowała w Wigierskim Parku Narodowym podczas całego okresu trwania doświadczenia. W każdym roku analiza mykologiczna dawała inny obraz mykobioty zasiedlającej porażone tkanki, wskazując na różne czynniki sprawcze pojawiających się symptomów. W pierwszym roku badań dominowały dwa gatunki patogeniczne, takie jak: *B. cinerea* (45,8%) i *P. levelii* (27,1%). Taksonów tych nie wyizolowano w kolejnych sezonach, jednak za ich potencjalnie patogeniczne właściwości względem klona jesionolistnego odpowiadać mogą czynniki klimatyczne, które wystąpiły w 2017 roku w północnej części kraju. Były to obfite opady deszczu przez cały sezon oraz stosunkowo niska temperatura powietrza, które preferowane są przez te taksony (Watanabe, 2002; Domsch i in., 1982). W kolejnych, suchszych i cieplejszych sezonach niszę tę zasiedliły dwa inne taksony wywołujące plamistość liści – *F. tricinctum* (stanowiące ponad 25% wszystkich kolonii) w 2018 roku oraz *D. macrostoma* (ponad 10% kolonii) w 2019r. Gatunek pokrewny z rodziny *Didymellaceae* – *D. glomerata* także wykazywał patogeniczne skłonności wobec klona jesionolistnego, zasiedlając kształtujące się skrzydlaki, w obrębie których powodowała rozwój nekroz. Obecność tego taksonu stwierdzano przez 3 lata prowadzonych badań i za każdym razem udział tego gatunku w ogólnej liczbie wyizolowanych kolonii sięgał powyżej 35%.

Reasumując, potencjalnie najważniejszymi patogenami obecnie zasiedlającymi tkanki *A. negundo* na terenie Polski jest *S. bicornis*, *F. lateritium*; w mniejszym stopniu są to pozostałe stwierdzone gatunki rodzaju *Fusarium* oraz *D. acerina*. Duży potencjał mają również gatunki z rodziny *Didymellaceae*, których obecność dość licznie stwierdzano na różnych typach tkanek *A. negundo*. Ponadto zauważono pojawiające się gatunki patogeniczne jak grzyby z rodzaju *Nectriaceae* i *C. purpureum* oraz saprotroficzny *C. herbarum*, co wskazywać może na powolne

przystosowywanie się lokalnych taksonów do gatunku obcego, co jest w zgodzie z hipotezą dryfu symbiotycznego (A. Chlebicki, 2004; A. Chlebicki i Olejniczak, 2007) oraz hipotezą ewolucyjnie zwiększonej konkurencji (Blossey i Notzold, 1995). Wskazywać to może na wysoki stopień jego zadomowienia, co znajduje swoje potwierdzenie w opracowaniu Tokarskiej-Guzik (2012).

Drugim gatunkiem inwazyjnym, który cechował się słabą kondycją był *Prunus serotina*. Problem występowania tego gatunku w lasach oraz próby jego ograniczania były podejmowane (z dobrym skutkiem) już w latach 80-tych XX wieku. Wykorzystano w nich grzyba *Chondrostereum purpureum*, powodującego srebrzystość liści (Scheepens i Hoogerbrugge, 1988). Podczas przeprowadzonych badań nie zauważono jednak obecności tego patogena na pędach czeremchy. W przeszłości badano również wpływ *P. serotina* na zbiorowiska mikroorganizmów glebowych w tym organizmów grzybopodobnych z rodzaju *Pythium*, które mogą ograniczać odnowienia czeremchy (Parker i Hay, 2005). Potwierdzają to badania Halarewicz (2011), która twierdzi, że siedliska wilgotne sprzyjają grzybom patogenicznym, co z kolei może ograniczać odnowienia *P. serotina*. Jednak w swojej pracy nie wskazała na jakiegokolwiek przykłady. Ta sama autorka obserwuje proces powolnego, zasiedlania *P. serotina* przez fitofagi (Halarewicz, 2016). Jak dotychczas nikt w Polsce nie badał występowania grzybów patogenicznych oraz zdrowotności czeremchy amerykańskiej, a nieliczne doniesienia mówią tylko o chorobach występujących na czeremsze zwyczajnej, np., występowanie *Taphrina padi* (Leather 1996). Bliskiego krewnego tego taksonu – *T. deformans* - znaleziono także na *P. serotina* we wszystkich badanych lokalizacjach podczas przeprowadzonych badań. Czeremcha zwyczajna może być żywicielem zarówno fitofagów, jak i sprawców chorób dla czeremchy amerykańskiej, co potwierdzono już we wcześniejszych badaniach (Halarewicz, 2016). Mułenko wraz ze współpracownikami (2006) podaje występowanie dwóch gatunków *Taphrinales* na *Prunus* spp.: *T. padi* i *T. pruni*, lecz opisuje jedynie objawy na owocach (torbiele), nie wspominając o liściach. W prowadzonych obserwacjach nie stwierdzono jednak występowania wyżej wymienionych gatunków. Na uwagę zasługuje jednak *T. deformans*, która może stanowić zagrożenie dla upraw sadowniczych. Co za tym idzie, jej obecność na czeremsze amerykańskiej, sprawia, że roślina ta stanowi zagrożenie fitosanitarne dla ważnych upraw drzew pestkowych. Pozytywną stroną jest jednak negatywny wpływ jaki z czasem może wywołać ten gatunek grzyba na samą roślinę żywicielską. Dynamika epidemii wywołanych przez *T. deformans* ma bowiem charakter wykładniczy, co oznacza, że jej wpływ z roku na rok będzie narastał, osłabiając tym samym populację czeremchy amerykańskiej oraz niszcząc jej świeże przyrosty roczne (Kryczyński i Weber, 2011a). Sprawia to, że takson ten ma duży

wpływ na populację żywiciela, co może mieć z czasem coraz większe znaczenie w ograniczeniu tempa inwazji i udomowienia *P. serotina* w Polsce.

We wszystkich regionach objętych badaniem zaobserwowano w okresie wczesno letnim powstawanie symptomów chorobowych, które pomimo drobnych różnic w wyglądzie, cechowała nekroza liści (najczęściej ich brzegów lub części przy nerwowej) oraz zamieranie świeżych pędów. Ze względu na pozorne różnice w wyglądzie objawów wyodrębniono z nich trzy grupy: czarną plamistość liści i pędów, nekrotyczną plamistość liści oraz zamieranie liści i pędów. Po analizie mykologicznej oraz przeanalizowaniu tempa pojawiających się objawów, zasugerować można połączenie tych symptomów w jedną grupę objawów. Wskazywało to na proces powolnego zasiedlania tkanek wcześniej zajętych przez *T. deformans* przez gatunki saprotroficzne (*Cladosporium* spp., *A. alternata*) i oraz epi- i endofity (*E. nigrum* i *A. pullulans*). W obrębie symptomów wyizolowano wiele różnych taksonów, jednak znamienita większość z nich stanowiła pojedyncze kolonie, które nie miały większego wpływu na przebieg procesu chorobowego. Na uwagę zasługuje jednak obfity pojaw *P. leveleii* w 2017 roku w WPN, który stanowił 90,2% wszystkich wyizolowanych kolonii w obrębie objawu nazwanego czarną plamistością liści i pędów. Rok ten, jak już wspomniano, cechował się jednak wysoką wilgotnością, co prawdopodobnie było czynnikiem determinującym tak obfite zasiedlenie tkanek czeremchy przez tego grzyba. Do zarodnikowania wymaga on bowiem dużej ilości wody (Kryczyński i Weber, 2011b; Marcinkowska, 2012).

Tkanki noszące na sobie tego typu symptomy nekrozy zasiedlane były również przez gatunki rodzaju *Fusarium*, takie jak: *F. avenaceum*, *F. sporotrichioides* i *F. lateritium*, jednak przedstawiciele tego rodzaju prawdopodobnie nie odgrywali w obrębie tych symptomów roli patogenów pierwotnych. Jednakże, niektóre z gatunków tego rodzaju odpowiadać mogły m.in. za zamieranie szypulek owoców, które szczególnie intensywnie zaobserwowano w 2019 roku w województwie dolnośląskim. Aż 30,8% kolonii wyizolowanych z zamierających tkanek należało do *F. avenaceum*, będącego prawdopodobnie patogenem pierwotnym. Duży udział *F. sporotrichioides* (14,3 %) zaobserwowano także w WPN w 2018 roku. Objawy zaobserwowano również na owocach czeremchy amerykańskiej; wytypowano kilka patogenów powodujących takie zamieranie. Jednym z nich jest *Monilinia*, przyczyna moniliozy, którą zaobserwowano jednokrotnie w Wigierskim PN. Ważnym gatunkiem okazała się również *D. glomerata*, która na terenie Dolnego Śląska stanowiła przeszło połowę wszystkich wyizolowanych kolonii z owoców. Także *P. leveleii* oraz *B. cinerea* uznać należy za taksony zagrażające owocowaniu czeremchy. W obu regionach badanych stwierdzono także występowanie *P. expansum* na porażonych owocach.

Inną chorobą występującą na czeremsze amerykańskiej, która może sprawiać zagrożenie fitosanitarne dla roślin sadowniczych jest dziurkowatość liści, powodowanej przez

Clasterosporium carpophilum. Ciekawym jest jednak, że aż 66,6% w WPN i 52% we Wrocławiu wyizolowanych kolonii w obrębie plam należały do gatunku *Arthrimum arundinis*. Jak podaje literatura (Bagherabadi i in., 2014; Chen i in., 2014; B. J. Li i in., 2016) gatunek ten, mimo swojej saprotroficznej natury, może powodować plamistości i zamierania liści wielu gatunków roślin na całym świecie. Nie znalazło to jednak potwierdzenia w spełnieniu postulatów Kocha.. Wydaje się, że potencjał do infekcji *A. arundis* na czeremsze amerykańskiej jest ciekawym zagadnieniem, wymagającym szerszych badań.

Najlepszą kondycją cechowała się tawuła kutnerowata. Plamistości widoczne na jej liściach były pojedyncze i ściśle związane z okresem późno wiosennym, po którym roślina regenerowała się, a symptomy ustępowały. Jak wykazała analiza mykologiczna, prawdopodobnym źródłem infekcji był kompleks *Fusarium* spp., który dominował na porażonych tkankach, zarówno liści, jak i pędów. Test Kocha nie potwierdził jednak pasożytniczej interakcji *F. tricinctum* z tkankami *S. tomentosa*. Wskazywać to może na inne pierwotne źródło degradacji tkanek, które wtórnie opanowane zostały przez grzyby rodzaju *Fusarium*, m.in. zimowe uszkodzenia pąków i pędów. Gatunki dominujące w obrębie tej grupy często bywają klasyfikowane jako patogeny wtórne i saprotrofy (Leslie i Summerell, 2006; Wolny-Kładka, 2014), co potwierdzać może ich wtórną rolę w procesie chorobowym. Ponadto genetycznie były tożsame z innymi izolatami zebranymi z innych roślin inwazyjnych obcego pochodzenia, co wskazuje, że nie były one wyspecjalizowanymi patogenami tawuły kutnerowatej. Oba symptomy chorobowe obserwowane na *S. tomentosa* nieznacznie wpływały na ogólną kondycję rośliny i prawdopodobnie w przyszłości również nie będą miały większego znaczenia ze względu na niski stopień specjalizacji. Jest to niepokojąca prognoza, ze względu na to, że tawuła kutnerowata zaklasyfikowana jest do VI, najniebezpieczniejszej kategorii roślin obcych inwazyjnych, których występowanie na terenie kraju ma bardzo istotne znaczenie (Tokarska-Guzik i in., 2012). Brak obecności wyspecjalizowanych patogenów, wskazuje na jej niski stopień udomowienia i brak biotycznych czynników mogących spowolnić tempo stopień inwazji.

Dyskusja na temat mykobioty roślin inwazyjnych jest jednak wielopoziomowa, a symptomy chorobowe obecne w tym momencie na gatunkach obcych są jednym z elementów złożoności całego zagadnienia. Mówiąc bowiem o zbiorowiskach grzybów nowoprzybyłych roślin, pod rozwagę należy wziąć dryf patogenów oraz jego ekonomiczne skutki, możliwe ich relacje z roślinami natywnymi dla regionu oraz roślinami uprawnymi, a także strukturę biomu liści i przemiany jakim ulega on w odniesieniu do hipotez, uwolnienia od wrogów (ERH) i hipoteza ewolucyjnie zwiększonej konkurencyjności (EICA). Na szczególną uwagę w niniejszym badaniu zasługuje każdy takson, który został wyizolowany z tkanek badanych roślin, gdyż niesie on ważną informację na temat kierunków udomawiania się roślin obcych inwazyjnych i pochodzenia ich patogenów. Niewiele jest obecnie badań na ten temat (Parker i Hay, 2005; Siemann i in., 2006; Tenner i in., 2008; Lymbery i in., 2014; Tenner i in., 2014; Schilthuizen i in., 2016; Yasinskaya, 2018; Pusz i in., 2019; Li i in., 2020; Najberek i in., 2020, Pusz i in., 2020), tymczasem mogą one nieść ważną informację na temat przystosowywania się całych ekosystemów do nowych jego elementów. Dlatego w niniejszych badaniach wykonano również analizę genetyczną kolonii grzybów, które wyizolowano z różnych tkanek roślin inwazyjnych z widocznymi objawami (liście, łodygi) oraz bez jakichkolwiek symptomów chorobowych (nasiona).

Identyfikacja wyizolowanych szczepów oparta została na dwóch metodach badawczych: identyfikacji morfologicznej, klasycznymi metodami mikroskopowymi oraz molekularnej analizie fragmentów ITS. Obecne trendy w nauce wskazują na zdecydowane odejście od identyfikacji taksonów opartej jedynie na morfologii gatunku, i skupiają się na poznaniu zróżnicowania genetycznego badanych obiektów. Jak pokazują badania (Raja i in., 2017), w latach 2010-2016 aż 51% artykułów naukowych, poruszających tematykę mykologii, opartych było na identyfikacji zróżnicowania fragmentów rybosomalnego DNA (ITS, 28S i 18S), a 8% na identyfikacji opartej wyłącznie na cechach fenotypowych obiektu. Jedynie 18% badań używa obydwu uzupełniających się metod, które są szeroko rekomendowane przez środowiska naukowe, gdyż znacznie zmniejszają prawdopodobieństwo popełnienia błędu (Baturó-Cieśniewska i in., 2020). Zalecanie stosowania dwóch metod identyfikacji związane jest z mankamentami obu sposobów, które dopiero we wspólnym użyciu pozwalają na rzetelne potwierdzenie przynależności taksonomicznej badanego organizmu. Morfologiczna identyfikacja grzybów, szczególnie w wysoce wyspecjalizowanych liniach, jest problematyczna nawet dla doświadczonych mykologów i często skutkuje błędnym usytuowaniem badanego taksonu na drzewie pokrewieństwa filogenetycznego. Wiąże się to z powszechną w królestwie grzybów hybrydyzacją (Olson i Stenlid, 2002; Hughes i in., 2013), ukrytą specjacją taksonów (Giraud i in., 2008; Lücking i in., 2014), niemożliwą do identyfikacji wyłącznie po cechach fenotypowych, oraz konwergentną ewolucją niespokrewnionych ze sobą

obiektów (Casadevall, 2008; Giraud i in., 2008; Raja i in., 2017). Z drugiej jednak strony, oparcie identyfikacji wyłącznie na genetycznym pokrewieństwie badanej sekwencji, z sekwencjami zdeponowanymi w bazie danych (na przykład NCBI - National Center for Biotechnology Information) również budzi wiele wątpliwości, szczególnie gdy identyfikacja oparta jest na pojedynczym fragmencie genotypu (Baturo-Cieśniewska i in., 2020). W niniejszych badaniach użyto fragmentu genomu grzybów, charakteryzującego się największą zmiennością w obrębie taksonów – ITS. Obecnie region ten oficjalnie uznany jest za marker kodujący dla identyfikacji grzybów na poziomie gatunku (Bellemain i in., 2010). Mimo szerokiego zastosowania, w praktyce jego użycie spotyka się z wieloma problemami (Baturo-Cieśniewska i in., 2020). Do najczęstszych pomyłek dochodzi w obrębi bogatych grup taksonomicznych *Ascomycota*, jak: *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Penicillium*, i *Fusarium*. W przypadku tych szczepów rozszerzono analizę o porównanie kolonii na różnych pożywkach wzrostowych (PDA, MEA i Czapek-Doxa) i analizy mikroskopowe (Raper i Thom, 1950; Houbraken i in., 2014). Mimo tego, nie wszystkie izolaty należące do tego rodzaju udało się poddać analizie molekularnej. W przypadku kilku izolatów napotkano na problemy związane z replikacją DNA, które mimo oczyszczenia przy użyciu Anty-inhibitor Kit (A&A Biotechnology), nie pozwoliło na przeprowadzenie reakcji PCR. Prawdopodobnie było to związane z dużą zawartością szybko wykształcających się konidiów, które naturalnie zawierają dużą ilość inhibitorów replikacji DNA, a także samą wielkością konidiów (McDevitt i in., 2007). W takich wypadkach, podążając za Houbraken i Samson (2011), izolaty oznaczono do grup: *Penicillium* sect. *Chrycogena*, *Penicillium* sect. *Penicillium*, *Penicillium* sect. *Ramosa*, do których w świetle obecnego stanu wiedzy, możliwe jest oznaczenie grzybów z rodzaju *Penicillium*, bez zastosowania narzędzi identyfikacji molekularnej. Zastosowane metody analizy genetycznej pozwoliły na uniknięcie błędów identyfikacji i wysoką jakość oznaczenia taksonów, bez stosowania sekwencjonowania innych, zalecanych fragmentów loci jak: kalmoduliny CAM, beta-tubuliny TUBB, ACTB, ATP1A1, , EEF1A1, CHS (Bensch i in., 2012; Houbraken i in., 2014). Nie mniej, również niniejsze badania wykazały ograniczenia w stosowaniu fragmentów ITS jako uniwersalnego identyfikatora przynależności gatunkowej grzybów.

Szczególne problemy w identyfikacji genetycznej zaobserwowano w przypadku izolatów EpiN3 oraz AspN1, które dzieli dużą odległość genetyczną do gatunków pokrewnych (Ryc. 8, 9). Zarówno morfologia kolonii, jak i badania genetyczne wykazały z dużym prawdopodobieństwem przynależność tego izolatu do gatunku rodzaju, zatem uzyskana rozbieżność może być zatem ekspresją dużej zmienności genotypową, cechującej niektóre szczepy tego gatunku (Ogórek, 2015; Braga, 2018). Należy jednak podejść z dozą ostrożności

do taksonomicznej przynależności tych izolatów, do identyfikacji których najprawdopodobniej niezbędne jest zastosowanie więcej niż jednego fragmentu loci.

Izolatem wartym osobnego odnotowania jest szczep Colleto, wyodrębniony z nasion klona jesionolistnego, na których stanowił średnio powyżej 15% ogółu kolonii, niekiedy stanowiąc dominujący składnik mykobioty. Porównanie uzyskanej sekwencji ze zbiorem NCBI wykazało największe podobieństwo izolatu do egzotycznych taksonów – *Colletotrichum sansevieriae* (numer akcesyjny: MH178727.1, prawdopodobieństwo: 100%) oraz *Colletotrichum neosansevierie* (numer akcesyjny: NR_137999.1, prawdopodobieństwo: 98.64%), które należą do patogenów wężownic i nie wykazują patogeniczności wobec innych rodzajów (Nakamura i in., 2006; Aldaoud i in., 2011; Gautam, 2012; Crous i in., 2015; Karimi i in., 2017; Kee i in., 2020). Oba te gatunki znajdowane były pierwotnie w Południowej Afryce, gdzie występują również ich rośliny żywicielskie, na których obserwowano postępujące symptomy antraknozy. Początkowo uważano je za rasę *Colletotrichum gleosporioides* (Crous i in., 2015), ze względu na podobieństwo morfologiczne. Z tego powodu w niniejszym badaniu nie zdecydowano się na identyfikację uzyskanego izolatu do rangi gatunku, ze względu na niemożliwość przeprowadzenia drugiego rodzaju identyfikacji, w tym wypadku opartej na cechach morfologicznych szczepu, która w pełni potwierdziłaby przynależność taksonomiczną szczepu Colleto. Tym bardziej wydaje się zasadna ta decyzja, analizując umiejscowienie szczepu na dendrogramie (Ryc. 5). Izolat grupuje się bowiem w grupie gatunków afrykańskich, bezpośrednio związaną z patogenami sukulentów. W grupie siostrzanej znajduje się jeden szczep niemiecki, a także jeden szczep opisany jako *C. gleosporioides*, jednak dwa na trzy izolaty również pochodzą z rejonów o wyższej amplitudzie dobowej temperatur, niż Polska. Szczepy *Colletotrichum* sp. pochodzące ze spokrewnionych żywicieli (*Acer* sp.) oraz ze Środkowej Europy pozostają w znacznej odległości genetycznej od badanego szczepu, co wskazywać może, na jego pozaeuropejskie pochodzenie. Hipoteza ta wydaje się być bardzo atrakcyjna, dowodzić bowiem może udział inwazyjnych obcych gatunków roślin w migracji patogenicznych szczepów grzybów z regionów o cieplejszym klimacie do Europy, co w kontekście globalnego ocieplenia, wydaje się być problemem niezwykle ważnym i aktualnym. Co ciekawe, izolaty *C. sansevieriae* obecnie znajdowane są poza pierwotnym miejscem odnalezienia tego gatunku, a zasięg nowych stwierdzeń może wskazywać na szersze jego rozpowszechnienie niż pierwotnie przypuszczano (Karimi i in., 2017). Ponadto, gatunek *C. sansevieriae* odnotowany były również w USA w ekosystemach prerii północnoamerykańskich, z dominacją prosa różgowego (*Panicum virgatum*), bez obecności jakiegokolwiek dotychczas stwierdzonego żywiciela głównego (izolat MH178727.1; NCBI database). Warto jednak stanowczo zaznaczyć, że bez zastosowania innych primerów

pozwalających na poznanie sekwencji pozostałych regionów DNA szczepu Colleto (na przykład beta-tubuliny, aktyny i histonów H3), niemożliwe jest potwierdzenie hipotezy wskazującej na przynależność izolatu Colleto do gatunków afrykańskich. Ponadto, przynależność szczepu Colleto do gatunków będących typowymi patogenami wężownic wydaje się być mało prawdopodobne, ze względu na wyniki przeprowadzonego testu patogeniczności na pędach *A. negundo*, który wykazał iż szczep ten przy sprzyjających warunkach posiada możliwość wejścia w patogeniczną relację z żywicielem, a jak wskazali autorzy opisujący ww. gatunki (Nakamura i in., 2006), nie są one zdolne do porażania innych rodzajów roślin. Wspomnieć należy jednak, że nie brały one pod uwagę rodzaju *Acer* spp., a takson ten rozpoznany był jako składnik mykobioty w Ameryce Północnej, bez sąsiedztwa żywicieli. Nie jest to jednak pierwsze odnotowanie obecności przedstawiciela *Colletotrichum* na klonie jesionolistnym w Polsce. Podążając za Ruskiewicz-Michalską i in. (2015) już w 2013 zaobserwowano ten rodzaj na częściach zielonych inwazyjnego klona na terenie Biebrzańskiego Parku Narodowego, jednak również wówczas nie udało się zidentyfikować taksonu do rangi gatunku. Możliwe jest zatem, że szczep ten jest nowym dla kraju ciepłolubnym przedstawicielem rodzaju *Colletotrichum*, który znalazłszy niszę na *A. negundo*, stanowić może w przyszłości, poważny problem dla zdrowotności tych roślin. W takim wypadku decydujące znaczenie w procesie przystosowywania się patogena do nowych warunków i przełamania barier odporności lokalnych taksonów może mieć podwyższająca się temperatura powietrza, a izolat Colleto poddany powinien być dogłębnym badaniom, które pozwoliły by na wcześniejszą ocenę potencjalnego zagrożenia z jego strony, uwzględniając również natywne dla Polski gatunki rodzaju *Acer* sp.

Na szczególną uwagę zasługuje również szeroka grupa patogenów pierwotnych, do których zaliczone zostały grzyby rodzaju *Fusarium*. Każdy gatunek z tej grupy ma potencjalną możliwość patogenezy, mimo iż natura wielu gatunków utrudnia ich klasyfikację, przez epizody życia endofitycznego (niekiedy cechy te charakteryzują poszczególne szczepy) oraz ich skłonność do zasiedlania tkanek ówczynie już porażonych (Leslie i Summerell, 2006; Wolny-Kładka, 2014). Warto mieć jednak na uwadze, że w naturze patogenów leży dynamiczna zmiana sposobu pozyskiwania pożywienia w zależności od żywiciela (np. odmiany), jego wieku oraz warunków środowiska, które zainicjować mogą patogenezę (Casadevall, 2008; Álvarez-Loayza i in., 2011). Z tego powodu każdy spośród gatunków rodzaju *Fusarium* rozpatrywany był jako patogen pierwotny, o wysokim potencjale do zainicjowania procesu chorobowego u gatunku obcego, w momencie gdy czynniki zewnętrzne będą temu sprzyjać. Pozwala to również potwierdzić jedną z hipotez badawczych, mówiących, że głównym źródłem infekcji roślin inwazyjnych są lokalne patogeny, które przez lata przystosowują się do nowego żywiciela, z czasem stając się jego wrogami hamującymi

dalszą ekspansję. Hipoteza ta nawiązuje do hipotez ERH (Keane i Crawley, 2002; Blackburn i Ewen, 2017) i EICA (Blossey i Notzold, 1995). W myśl tych hipotez rośliny obce inwazyjne są w stanie odnieść tak istotny sukces po introdukcji na nowe obszary, ponieważ zostawiają w obszarze naturalnego występowania swoich wrogów. Wrogowie ci odpowiadają za regulowanie liczebności takiego gatunku. We wtórnym zasięgu występowania, szeroka gama grzybów rodzaju *Fusarium* wyizolowana z różnych tkanek badanych roślin daje podstawy sądzić, że ta grupa grzybów może odgrywać kluczową rolę w procesie udomowienia. W procesie tym pojawiają się nowo nabyci wrogowie, którzy podobnie jak w naturalnym obszarze występowania, regulują ekspansję gatunku. Niestety gatunki obce inwazyjne są już na tym etapie tak bardzo rozpowszechnione, że presja ze strony lokalnych wrogów nie jest już w stanie zupełnie wyhamować ich inwazji (Gruntman i in, 2017). Wiele taksonów patogenów jest polifagicznych, co pozwala im na łatwiejsze zasiedlanie gatunków obcych i powolną specjalizację. Nawet tawuła kutnerowata, która odznacza się najwyższą zdrowotnością spośród roślin badanych, w znacznym stopniu zasiedlana była przez patogeny z rodzaju *Fusarium* powodujących przykład więdnieć. Symptomy choroby nie rozprzestrzeniały się, świadczyć to jednak może o wciąż dużej odporności tego gatunku rośliny na lokalną mykobiotę i nie przełamaniu przez lokalne patogeny odporności rośliny. Wskazuje to jednak na proces powolnego zasiedlania tkanek roślin obcych inwazyjnych w procesie udomawiania. Skutki tego procesu obserwowane są w przypadku klona jesionolistnego, który cechował się najniższą zdrowotnością oraz z którego wyizolowano najwięcej gatunków *Fusarium*. Wszystkie uzyskane izolaty były blisko spokrewnione z lokalnymi taksonami, zasiedlającymi inne sąsiadujące rośliny (natywne lub/i obce). Potwierdza to poniekąd polifagiczną naturę *Fusarium* spp.. Próby Kocha potwierdziły, że niektóre z izolatów są bezpośrednią przyczyną powstawania symptomów chorobowych, m.in. plamistości liści i zamierania pędów w różnych lokalizacjach. Podobne pytanie o specjalizację *Fusarium* atakującego *A. negundo* przedstawił Zhao i in. (2020), który wraz z Demirci i Maden (2006) także zaobserwowali zamierania pędów wywołane przez *Fusarium*. Na podstawie przeprowadzonych badań można wywnioskować, że lokalne, polifagiczne szczepy *Fusarium* infekują obce rośliny inwazyjne, tworząc na nich plamistości i zamierania pędów. Wyniki te budzą jednak kolejne pytania, m.in. jaką rolę grzyby z rodzaju *Fusarium* odgrywają w procesie udomawiania się roślin inwazyjnych? Mogą one być bowiem jednymi z pierwszych patogenów, które atakują gatunki obce na nowych terenach.

Mimo iż szybka detekcja patogenów przenoszonych przez rośliny inwazyjne wydaje się być jednym z kluczowych aspektów monitoringu roślin obcych inwazyjnych, to wciąż jednak pozostaje wiele do opracowania (Mitchell i Power, 2003). Obecnie działające europejskie projekty ułatwiające ocenę zagrożenia ze strony gatunków obcych, jak Harmonia czy Pandora, uwzględniają w swoich ankietach wpływ organizmów inwazyjnych na gatunki rodzime poprzez przenoszenie patogenów lub pasożytów. Również katalog EPPO poszerza swoją bazę, jednak wciąż widać istotne braki w danych. Obie bazy nie biorą jednak pod uwagę powszechnych gatunków patogenów, o niskim wpływie na roślinę inwazyjną, które mogą potencjalnie zostać przeniesione na nowe tereny i wywołać nieprzewidywalne skutki dla nowych żywicieli. Zbiór wszystkich agrofagów i jednostek chorobowych zasiedlających gatunki obce byłby bardzo przydatnym narzędziem w identyfikacji pasożytów na nowych terenach. Naukowcy związani z badaniami roślin obcych inwazyjnych w większości nie mają specjalistycznego wykształcenia fitopatologicznego i identyfikacja potencjalnie nowych gatunków grzybów dla lokalnej flory, może się okazać dla nich co najmniej trudna. Jest to o tyle ważne, że jak wskazują autorzy Blackburn i Even (2016) nowoprzybyłe patogeny są mniej szkodliwe dla inwazyjnej rośliny, z którą dzieliły lata koewolucji, niż dla nowych, lokalnych taksonów, nie posiadających żadnych przystosowań ewolucyjnych do odparcia wroga. Mówi o tym zaproponowana przez Schmid-Hempel (2011) hipoteza nowej broni (ang. Novel Weapons Hypothesis – skrót: NWH). Co więcej, nawet w przypadku eradykacji neofita, jego pasożyty pozostać mogą w środowisku na znacznie dłuższy czas, żerując na nowych organizmach, niekiedy wchodząc na stałe do ekosystemu (Solarz i Najberek 2017).

W świetle tych faktów, długofalowy monitoring kondycji roślin obcych inwazyjnych niezbędny jest ze względów fitosanitarnych oraz jako bioindykator rozwoju inwazji na nowych terenach. Podążając bowiem za hipotezą uwolnienia się od wrogów (ang. ERH), istotne w celu określenia poziomu zdomowienia gatunku obcego jest oszacowanie liczby patogenów zasiedlających tkanki nowego organizmu. Przybysze przebywający dłużej na nowym terenie, powinni być zasiedleni przez większą liczbę gatunków grzybów, przede wszystkim patogenicznych, poszukujących nowych żywicieli (według założeń ERH; Gruntman i in., 2017). Jak wskazują badania przeprowadzone na *Impatiens balfourii* (Najberek i in., 2020) ilość gatunków potencjalnie patogenicznych w spermosferze roślin nie zawsze zwiększa się wraz z wiekiem populacji (od momentu introdukcji), a hipoteza EICA znajduje potwierdzenie jedynie w najmłodszych populacjach gatunków obcych. Również i w niniejszym badaniu ta hipoteza nie została potwierdzona. Wykazano to używając modelowania GLMM, w którym porównywano mykobiotę spermosfery czeremchy amerykańskiej i kłona jesionolistnego, zasiedlających stanowiska oddalone od siebie o ponad 600km. Jak wykazuje Tokarska-Guzik

(2005), teren WPN zasiedlony został przez obie rośliny stosunkowo późno niż pozostałe części Polski (ok. 100 lat różnicy). Tymczasem w analizie GLMM nie zauważono istotnych różnic pomiędzy regionami. Może to być związane z długą obecnością badanych roślin w naszym środowisku, prawdopodobnym ustabilizowaniem się populacji żywicieli oraz powolnym udomawianiem się tych gatunków obcych. Ponadto, analiza bioróżnorodności wykazała, że region Suwalszczyzny (WPN), czyli obszar później zasiedlony przez rośliny inwazyjne niż Dolny Śląsk, jest bogatszy gatunkowo. Wyjaśnienia tego szukać można jednak w specyfice samego regionu, który ze względu na słabą industrializację, wciąż cechuje się dobrze zachowanym środowiskiem, z lasami o charakterze puszczańskim, które obfitują bioróżnorodnością, w tym również mikroorganizmów. Co ciekawe, na podstawie modelu GLMM wykazano, że w typach siedlisk o zmniejszonej antropopresji (lasy, torfowiska i tereny ruderalne) nasiona roślin obcych inwazyjnych są ubogie gatunkowo, słabo zasiedlone przez kolonie grzybowe, w tym w istotnie mniejszym stopniu przez patogeny pierwotne. Znamienny wpływ na ten trend mają pomiary z Borów Dolnośląskich, które charakteryzowały się najniższą bioróżnorodnością, na tle wszystkich regionów i mogą wpływać na wynik końcowy modelu. Wynik ten wpisuje się pośrednio w hipotezę ERH, jako że tereny naturalne są ostatnim miejscem sukcesji roślin obcych inwazyjnych. Może to mieć związek z obniżoną presją ze strony naturalnych wrogów. Podobną tendencję zaobserwował Najberek i in. (2020), gdzie tereny zurbanizowane charakteryzowały się największą liczbą patogenów pierwotnych, a najmniej zaobserwowano ich na brzegach strumieni i przydrożach. Również w tym badaniu zauważono, że największa bioróżnorodność mykobioty nasion występuje na terenach poddanych wysokiej antropopresji, takich jak centra miast oraz pobocza dróg, a najmniejsza różnorodność patogenów występuje na terenach semi-naturalnych. Jest to ciekawy wynik tym bardziej, że tereny naturalne są bardziej bogate gatunkowo i różnorodne niż tereny miejskie. Wydawać by się zatem mogło, że taksony obecne w siedlisku zasiedlą niszę jaką są okrywy oraz wnętrza nasion. Mówiąc o roślinach obcych mamy jednak do czynienia z roślinami nowymi dla danego regionu, w tym dla mikroorganizmów występujących w natywnym środowisku. Miasta, w odróżnieniu od lasów, są hotspotami roślin obcych, introdukowanych, które nie tylko mogą stanowić transfer dla nowych taksonów grzybów patogenicznych, ale także wspierają rozwój niewyspecjalizowanych, ubikwistycznych patogenów, o szerokim zakresie żywicieli, jak np. wiele gatunków *Fusarium* sp. czy *Botrytis cinerea*. Wskazują na to przeprowadzone w ramach badań, analizy grup troficznych zasiedlających spermosferę roślin obcych inwazyjnych, które potwierdziły jej istotnie silniejsze zasiedlenie przez patogeny pierwotne na terenach poddanych silnej antropopresji niż na terenach sub-naturalnych (torfowiska, lasy). Także przeprowadzone w niniejszym badaniu analizy genetyczne *Fusarium* sp. i *Alermaria* sp. wykazały brak zróżnicowania genetycznego w obrębie wielu szczepów

izolowanych z różnych roślin inwazyjnych. Można więc postawić hipotezę, że w miastach dochodzi do specjalizowania się patogenów zasiedlających gatunki obce, szczególnie z grup ubikwistycznych pasożytów. Jak zauważają Prenter i in. (2004) oraz Lymbery i in. (2014), na nowe tereny wraz z neofitami przenoszone są patogeny o niskiej patogeniczności, głównie o transmisji poziomej, często o szerokiej gamie żywicieli (Ewen i in., 2012; Blackburn i Ewen, 2017). Przeprowadzone badania zdają się znajdować potwierdzenie w tym założeniu. Wyżej wymienione cechy patogenów po pierwsze pozwalają na przeżycie roślinie gospodarzowi w początkowych etapach introdukcji, nie doprowadzając do jej śmierci jako początkowego żywiciela (Blackburn i Ewen, 2017; Solarz i Najberek, 2017) oraz zwiększając zdolność reprodukcji w nowym środowisku, odnajdując innych żywicieli. To właśnie w miastach rośliny są osłabione przez długotrwałe skutki suszy i obecność taksonów pokrewnych, z których patogeny migrują na potencjalnie nowych gospodarzy. Warto zwrócić uwagę na dostępność różnych kultywarów i ozdobnych, rodzimych odmian roślin pokrewnych do tych obcego pochodzenia w obrębie centrów miast, które często w procesie hodowli „gubią” geny odporności. Mogą tym samym stanowić swoiste rezerwuary dla potencjalnych patogenów. Ochrona chemiczna stosowana w na terenach zurbanizowanych oraz zanieczyszczenia powietrza mogą potencjalnie wpływać na pasażowanie mykobioty fylo i spermosfery roślin miejskich, na których powierzchni utrzymują się tylko taksony najsilniej przystosowane do panujących warunków, występujące masowo, często tworząc lokalne epidemie. Ponadto, mozaika różnych kenofitów sprzyja również namnażaniu się wyspecjalizowanych patogenów i ich „przeskakiwaniu” na pozostałych żywicieli, z którymi w naturalnych warunkach tak bliskie sąsiedztwo byłoby prawdopodobnie niemożliwe. Zniekształcone siedliska wydają się być zatem „kotłami” pełnymi różnorodnych patogenów, które w warunkach obniżonej bioróżnorodności i kondycji żywicieli mogą przełamywać odporność roślin inwazyjnych, rozpoczynając proces specjalizacji.

Ciekawym zagadnieniem jest korelacja pomiędzy stopniem porażenia liści roślin obcego pochodzenia, a warunkami klimatycznymi i zanieczyszczeniami powietrza. Problem ten dotyczy zwłaszcza aglomeracji miejskich, gdzie zanieczyszczenie niektórymi toksycznymi gazami (np., SO_2 , NH_3 , NO_x i O_3) oraz pyłami ($\text{PM}_{2,5}$ i PM_{10}) jest bardzo wysokie. Dostają się one do środowiska w wyniku różnych aktywności człowieka, począwszy od spalania paliw i odpadów, skończywszy na degradacji eolitycznej gleb (Colvile, 2004). Ich zwiększona koncentracja w powietrzu ma różnoraki wpływ na organizmy żywe, w tym na rozwój roślin. Rośliny wchłaniają cząsteczki zanieczyszczeń na drodze przewodnictwa szparkowego oraz deponują je na powierzchni liści. W zależności od zanieczyszczenia z jakim roślina ma do czynienia, mogą one wpływać na chemizm rośliny, jej reakcje odpornościowe, reagować z

innymi zanieczyszczeniami lub mechanicznie zmieniać właściwości powierzchni liści. Często dochodzi do synergii wielu zanieczyszczeń, co skutkuje spotęgowaną reakcją rośliny na czynnik, najczęściej kończącą się jej toksykacją i zamarciem, jak ma to miejsce w przypadku łącznej reakcji tlenków azotu i siarki. Te same substancje jednak w niewielkich dawkach, poniżej wartości krytycznej, wspierają roślinę, uzupełniając jej braki nawozowe i wspierając reakcje odpornościowe rośliny. Powyższe badania także wykazały istotny wpływ wybranych zanieczyszczeń na rozwój symptomów chorobowych na liściach roślin obcych inwazyjnych w miastach. Analizy GLMM w niniejszych badaniach wykazały istotny wpływ pyłków ($PM_{2,5}$ i PM_{10}) na stopień zarażenia liści. Można zatem przypuszczać, że pyły te w swoisty sposób blokują rozwój symptomów chorobowych. Wiadomym jest, że drzewa miejskie redukują zanieczyszczenie $PM_{2,5}$ zarówno bezpośrednio, jak i pośrednio, co czyni je najważniejszymi oczyszczaczami powietrza na terenach zurbanizowanych (McDonald i in., 2007). W bezpośredniej redukcji zanieczyszczeń korony drzew przechwytyują cząsteczki $PM_{2,5}$ swoimi gałęziami i liśćmi (Beckett i in., 1998; Freer-Smith i in., 2005; Sæbø i in., 2012), które deponują się na ich powierzchni. W badaniu dziesięciu miast w USA Nowak i in. (2006) stwierdzili, że ilość $PM_{2,5}$ usuwanego bezpośrednio z powietrza miejskiego przez drzewa wahała się od 4,7 t/rok do 64,5 t/rok w poszczególnych miastach. Cząsteczki te osadzają się na powierzchni liści, ulegają związaniu przez warstwę woskową oraz zatrzymane przez pory i włoski pokrywające liście (Dzierzanowski i in., 2011) lub ulegają depozycji mokrej i wraz z kroplami wody spływają do gruntu. W jaki sposób zatem wpływają one na rozwój symptomów chorobowych na roślinach? Jak dotąd nie znaleziono podobnych badań traktujących o wpływie drobnych cząsteczek na reakcje odpornościowe roślin. Jak wskazują Bell i Treshow (2004) większe cząsteczki PM_{10} mogą zaczopować aparaty szparkowe, wpływając w ten sposób na obniżenie transpiracji, jednak nie ma udowodnionego wpływu pyłów drobnych na zdrowotność roślin, jednak powyższe badania nie wykazały wpływu dużych cząsteczek na rozwój symptomów chorobowych. Istotnym może być fakt, że cząsteczki o rozmiarze ok 2,5 μm to w dużej mierze zarodniki grzybów, najczęściej saprotroficznych jak *Penicillium*, *Aspergillus* czy *Cladosporium* (Kryczyński i Weber, 2011b; Després i in., 2012; Marcinkowska, 2012). Podążając za Heald i Spracklen (2009) globalne emisje zarodników grzybów szacuje się na około 28 Tg / rok, co stanowi 4–13% stężenia $PM_{2,5}$ i czyni zarodniki grzybów największym źródłem bioaerozoli na świecie. Osiadając na powierzchni liści zarodniki mogą tworzyć mechaniczną zaporę, która nie pozwala patogenom na infekcję tkanek rośliny, działającą podobnie do biofilmu mikrobiologicznego (Chlebicki, 2015). Ponadto, jak pokazują badania Xu i in. (2017), drobne cząsteczki pyłowe mogą kształtować bioaerozol, pozytywnie wpływając na wzrost zarodników *Alternaria*, *Bionectra* i *Cladosporium*, przy jednoczesnej negatywnej korelacji względem niektórych patogenów roślin jak *Phoma* sp. czy *Glomerella* sp. oraz

saprotroficznych *Talaromyces* sp. Wyniki badań Xu i in. (2017) zdają się jednak przeczyć wynikom uzyskanym w niniejszych analizach, które wskazują na dominację pierwotnych patogenów na terenach zurbanizowanych. Warto jednak wziąć pod uwagę różnice w zanieczyszczeniu powietrza Europy i Chin oraz synergicznego działania niektórych zanieczyszczeń, które mogły wpłynąć na powyższe różnice. Nie mniej, warto pokreślić, że niewiele jest podobnych badań wskazujących na relacje pomiędzy zanieczyszczeniami powietrza, a mykobiotą zasiedlającą rośliny oraz rozwojem symptomów chorobowych wywołanych czynnikami biotycznymi, a poniższe opracowanie jest pierwszym tego typu badaniem dotyczącym roślin inwazyjnych.

Istotny wpływ na stopień porażenia liści w niniejszych badaniach miały również tlenki siarki SO_2 , które to w istotny sposób wpływały na zmniejszenie się objawów chorobowych na blaszkach liściowych roślin inwazyjnych. Tlenki siarki SO_2 są toksycznymi dla roślin zanieczyszczeniami powietrza, które niejednokrotnie doprowadziły do wypadania całych lasów na terenach szczególnie nimi zanieczyszczonymi (Bell i Treshow, 2004). Jednak w porównaniu do 2 połowy XX wieku ich stężenie drastycznie spadło i nie obserwuje się już objawów fitotoksycznego ich działania, częściej za to zaczęły pojawiać się objawy niedoboru tego mikroelementu u roślin. W niewielkich dawkach tlenki siarki wpływają także grzybobójczo, co wykorzystywane jest chociażby przeciwko mączniakom prawdziwym w ogrodnictwie i rolnictwie (Kryczyński i Weber, 2011ab). Zwiększone stężenie tlenków siarki w powietrzu odpowiada także za mniejszy poziom infekcji blaszek liściowych ze względu na przemiany chemiczne jakim ulegają tlenki siarki po pobraniu do apoplastu (Bell i Treshow, 2004). Dochodzi wówczas do wytworzenia grzybobójczych i bakteriobójczych substancji takich jak H_2SO_3^- oraz SO_3^- , które niszczą tkanki patogenów, ponadto młode liście zdolne są do wydalania H_2S do atmosfery, co działa zapobiegawczo przed potencjalną infekcją (Rennenberg, 1991; Bell i Treshow, 2004). Warto też zwrócić uwagę, że najczęściej odnotowywanym symptomem chorobowym na blaszkach liściowych w trakcie badania był właśnie mączniak prawdziwy na klonie jesionolistnym. W obliczu biologii gatunków tej grupy grzybów i ich niewielkiemu zapotrzebowaniu na wodę w trakcie kiełkowania zarodników (Kryczyński i Weber, 2011b, 2011a; Marcinkowska, 2012), nie powinno zatem dziwić, że zwiększa się indeks porażenia liści wraz z odległością od źródła wody. Prawdopodobnie istotny wpływ nasłonecznienia i wyższej temperatury powietrza na zwiększone porażenie blaszek liściowych ma związek z częstą obecnością mączniaka prawdziwego. Najczęściej notowany gatunek z grupy *Erysiphales* – *S.bicornis* obecny była niemal na każdym stanowisku klona jesionolistnego, przez cały sezon wegetacyjny, co z pewnością wpływa na kondycję całej rośliny. Na podobną pozytywną korelację nasłonecznienia z częstszą obecnością mączniaków prawdziwych wskazują również

inne badania (Sałata, 1985; Mułenko, 1993, 1998). Mączniaki prawdziwe mogą być zatem kluczowe w procesie udomawiania się roślin obcych inwazyjnych. Mogą być również przenoszone wraz z gatunkami obcymi na znaczne odległości. Jak dowodzą badania, *Erysiphales* naturalnie dysponują pewnymi udogodnieniami ewolucyjnymi, które pomagają im w przemieszczaniu się i podbijaniu nowych terenów (Takamatsu, 2013a, 2013b; Beenken, 2017; Thines, 2019; Frantzeskakis i in., 2020; Kiss i in., 2020). Dotyczy to ich genetycznych zdolności do przeprowadzania szybkich procesów ewolucyjnych, co wpływa na ekspresowe poszerzanie grona żywicieli w różnych zakątkach świata. Stawia je to w grupie najszybciej rozprzestrzeniających się grzybów, które jak przewidują szacunki, do roku 2050 dotrą do wszystkich swoich potencjalnych żywicieli (Bebber i in., 2014; Bebbber i Gurr, 2015). Transport roślin i ich niekontrolowane rozprzestrzenianie w środowisku ma wpływ również na rozprzestrzenianie się inokulum na nowych terenach. Mączniaki prawdziwe, pasożytujące na swoich dotychczasowych żywicielach będących obcymi dla lokalnej flory, mogą przystosowywać się do nowych żywicieli, a w przypadku nieudanej próby lub śmierci gospodarza, inokulum pozostaje w środowisku na roślinie inwazyjnej, dając szansę na dalsze ich różnicowanie. Sytuacje takowe są obserwowane w stosunku do neofitów (Beenken, 2017). Wszystkie te przystosowania, sprawiają, że niektóre mączniaki prawdziwe, również nabierają cech organizmów inwazyjnych, negatywnie wpływając nie tylko na lokalną florę i bioróżnorodność, ale niejednokrotnie także na lokalną gospodarkę niszcząc uprawy i nasadzenia (Kiss, 2005; Bebbber i Gurr, 2015). Według szacunków Mułenko i in. (2010) to właśnie *Erysiphales* dominują wśród obcych inwazyjnych Ascomycota rozpoznanych na terenie Polski. Reasumując, mączniaki prawdziwe transportowane wraz z roślinami inwazyjnymi potencjalnie mogą być największym zagrożeniem dla roślin w miastach (gatunków obcych i rodzimych), ze względu na niewielkie wymagania wilgotnościowe do rozwoju (Marcinkowska, 2012), wysoką plastyczność fenotypową i zmiany ewolucyjne, które pozwalają na szybkie poszerzanie żywicieli, a w konsekwencji na negatywne oddziaływania względem natywnych środowisk.

Analiza statystyczna nie wykazała istotnego wpływu zanieczyszczeń powietrza NO_x na zwiększoną odporność roślin, mimo iż spodziewano się odwrotnego rezultatu. Tlenki azotu w niewielkich dawkach bowiem wykazują działanie hamujące rozwój patogenów, na drodze reakcji wolnorodnikowych oraz stymulują naturalne reakcje odpornościowe roślin poprzez zwiększenie nitrozoglutationu w ich tkankach, odpowiedzialnego za indukowanie genów obronnych u roślin (Durner i Klessig, 1999; Bell i Treshow, 2004). Co ciekawe, wilgotność względna powietrza oraz ilość opadów również nie miała istotnego wpływu na rozwój chorób naliściowych, co również stoi w opozycji do pierwotnych przewidywań. Być może ma to

związek z niewielką pulą patogenów zasiedlających tkanki badanych gatunków obcych, wśród których, jak pokazują niniejsze badania, dominują patogeny pierwotne oraz szeroko rozprzestrzenione mączniaki prawdziwe. Nie potrzebują one do swojego rozwoju dużej ilości wody, co ma miejsce w przypadku większości wyspecjalizowanych patogenów.

Istotnym czynnikiem klimatycznym okazała się temperatura powietrza, która w niewielki sposób wpływała na zwiększenie się indeksu porażenia blaszek liściowych roślin objętych badaniem. W tej samej analizie zauważono również zależność pomiędzy odległością od cieków i zbiorników wodnych. Wyniki modelu GLMM, wraz z analizą siedlisk, dają pogląd na potencjalny zasięg roślin inwazyjnych na terenach zurbanizowanych i czynniki je ograniczające, z którymi muszą się mierzyć w nieprzyjaznym środowisku urbanistycznym. Pośrednio wskazują one również na poziom degradacji siedliska miejskiego, w którym nawet tak wytrzymałe rośliny mogą nie być w stanie sobie poradzić. Zarówno *A. negundo* jak i *P. serotina* wykazują silne cechy przystosowawcze do terenów miejskich m.in.: odporność na nasłonecznienie, susze, patogeny i szkodniki oraz wybrane zanieczyszczenia powietrza, które ułatwiają im podbój terenów urbanistycznych (Yang i in., 2015). Mimo cech morfologicznych i zmniejszonej presji ze strony innych roślin, gatunki obce inwazyjne żyjące na terenach sub-naturalnych wykazywały znacznie mniejsze porażenie blaszek liściowych przez patogeny, w odróżnieniu do terenów urbanistycznych i parków. Co ciekawe, najzdrowsze blaszki liściowe zaobserwowano na roślinach rosnących na terenach ruderalnych. Domniemać można, że ma na to wpływ wiele czynników środowiska, które czynią te tereny najbardziej optymalnymi do rozwoju roślin inwazyjnych. Potencjalnie może to być większa mozaika roślinności obniżająca temperaturę niższych warstw podszytu i kształtująca lokalny mikroklimat oraz dostęp do wody, dzięki przepuszczalnemu podłożu, którego brakuje na terenach zurbanizowanych. Równocześnie tereny ruderalne, będące najczęściej w otoczeniu metropolii, posiadają taki samo wysokie wskaźniki zanieczyszczenia powietrza w cząsteczki pyłów i tlenki siarki, które również nie sprzyja rozwojowi patogenów (Bell i Treshow, 2004). Ponadto, w odróżnieniu od parków i terenów zieleni, na terenach ruderalnych rzadko obserwuje się zgrupowania przedstawicieli pokrewnych gatunków (np. ozdobnych), z których patogeny mogłyby przenieść się na nowego żywiciela, co może tłumaczyć najniższy wskaźnik porażenia liści na tych terenach.

Przeprowadzone analizy GLMM pokazały również, że istotne znaczenie na kształtowanie się zbiorowisk grzybów (w obrębie spermosfery) miała odległość badanych roślin od wody (ryc. 22 i 27). Ze zwiększającym się dystansem od wody spadało bogactwo gatunkowe patogenów, natomiast porażenie liści i liczba kolonii zasiedlających nasiona wzrastała. Można więc wnioskować, że wraz z odległością od wody zubaża się mykobiota

zasiedlająca roślinę, odstępując miejsca taksonom ubikwistycznym, które dominują i przejmują niszę, niezdolną dla rozwoju innych gatunków. Wpływać to może również na zwiększenie porażania blaszek liściowych poprzez zmniejszeniem się różnorodności taksonów budujących biofilm liściowy, które mogłyby zasiedlać niszę i tym samym hamować wzrost patogenów (Chlebicki, 2015). Uboższe siedliska, są mniej odporne na dominację nowych taksonów i zmieniające się warunki siedliska. Jest to zależność znana w makroskali; siedliska bardziej zróżnicowane są odporniejsze na patogeny i zmiany klimatu. Prawdopodobnie taka sama zależność występuje w mikroskali bioty mikroorganizmów. Przeprowadzone badania nie pozwalają jednak na potwierdzenie tej hipotezy, która wymagałaby zbadania również fyllosfery roślin i jej zmian względem odległości od źródeł cieków wodnych. Ponadto, warto zaznaczyć, że w siedliskach miejskich dostępność wody jest jednym z głównych czynników wpływających na kondycję roślin. Drzewa i krzewy poddane ciągłemu stresowi wodnemu są mniej odporne na atak ze strony patogenów, m.in. mączniaków, których obecność istotnie wpływa na pogorszenie się kondycji roślin przez zwiększenie transpiracji wody.

Z punktu widzenia ogrodnictwa i planowania nasadzeń miejskich wyniki tych badań wskazują na ważny problem, który wraz z obecnymi trendami urbanistycznymi, będzie się pogłębiać w kolejnych latach. Centra miast charakteryzują się bowiem warunkami, które obniżają zdrowotność roślin. Na przykład, jest w nich mniejszy dostęp do cieków wodnych oraz wyższa temperatura powietrza, które jak wykazały powyższe badania, mają istotny wpływ na porażenie liści roślin inwazyjnych. Nawet odporne na czynniki biotyczne i abiotyczne rośliny obce inwazyjne cierpią na deficyty wody i brak zróżnicowanej roślinności kształtującej mikroklimat, co jak wykazały niniejsze badania, wpływa na ich kondycję zdrowotną, przyczyniając się na wzrost współczynnika porażenia liści. Zróżnicowa przestrzennie, wielopiętrowa roślinności, mogąca kształtować mikroklimat w miastach, potencjalnie mogłaby zapobiec pogłębianiu się tego problemu, poprzez obniżenie temperatury powietrza w miastach, pośrednio hamując rozwój patogenów liściowych. Urbanistyczne zagospodarowanie terenu wymaga wprowadzenia zmian w oparciu o ekspercką wiedzę, która pozwoli nadać rozwojowi miast właściwy kierunek. Należy zwiększać udział terenów zielonych w zabudowie, w innym wypadku centra miast mogą stać się miejscami niedostępnymi nawet dla najbardziej odpornych roślin (Czaja i in., 2020; Lüttge i Buckeridge, 2020).

Temat fitofagów zasiedlających tkanki roślin inwazyjnych jest szeroki, wielowątkowy i wymaga szerokiej perspektywy (fitopatologicznej botanicznej, ekologicznej i ekonomicznej) jeśli chcemy w pełni go zrozumieć. Obserwacja przystosowywania się roślin do nowego środowiska, ale również środowiska do nowych jego komponentów, daje nam możliwość obserwacji powolnej ewolucji obu składników, ze wszystkimi konsekwencjami jakie niosą ze sobą zmiany. Z punktu widzenia ochrony przyrody przewaga negatywnych skutków introdukcji inwazyjnych roślin obcego pochodzenia jest bezsprzeczna. Środowisko naukowe, a także aktywiści i edukatorzy, od lat podejmują akcje umożliwiające kontrolę inwazyjnych gatunków obcych. Konsekwencją tego tempa może być globalna unifikacja ekosystemów i zanik niezliczonej liczby cennych, unikatowych taksonów, które nie przegrywają konkurencję z gatunkami obcymi, które na przykład, uwalniając się skuteczniej od naturalnych wrogów mogą inwestować w rozmnażanie się. Pod kątem naukowym to również niebywale ciekawe pole do obserwacji, które na każdym kroku oferuje nieodkryte dotychczas wątki. Monitoring fitosanitarny roślin inwazyjnych to nie tylko możliwość przewidzenia pojawu nowych czynników zagrażających natywnym taksonom, w tym gatunkom o wysokim ekonomicznym znaczeniu, ale także ważne i ciekawe pole doświadczalne dla ludzi nauki, które wciąż pozostawia wiele do odkrycia. Dlatego badania tego typu, wzbogacone o szerokie analizy wpływu czynników klimatycznych i zanieczyszczeń, powinny być kontynuowane w kolejnych latach.

WNIOSKI

- Badane gatunki roślin inwazyjnych charakteryzowały się dobrą kondycją zdrowotną, a ich tkanki zasiedlane są przez niewielką liczbę patogenów.
- Najniższą kondycją cechowały się rośliny występujące na terenach zurbanizowanych.
- Centra miast mogą stanowić „hotspoty” dla patogenów roślin inwazyjnych, gdzie lokalne gatunki grzybów oraz taksony zasiedlające rośliny ozdobne przystosowują się do gatunków obcych, różnicując się jako ich patogeny.
- Wydaje się, że najgroźniejszymi chorobami dla wybranych gatunków roślin inwazyjnych są mączniaki prawdziwe oraz fuzariozy.
- Źródłem porażenia dla gatunków inwazyjnych są występujące pospolicie w naszym kraju gatunki polifagniczne.
- Po raz pierwszy stwierdzono zamieranie pędów klona jesionolistnego spowodowane przez *Fusarium lateritium* oraz *F. roseum*. Taksony te potencjalnie stanowić mogą ważne zagrożenie dla *A. negundo* w przyszłości.
- Gatunki roślin inwazyjnych mogą żywicielami chorób groźnych dla gatunków uprawnych.
- Na podstawie przeprowadzonych badań wydaje się koniecznością prowadzenia stałego monitoringu zdrowotności roślin inwazyjnych. Jego rezultaty mogą być bowiem wykorzystane w próbach biologicznego ograniczenia populacji gatunków inwazyjnych, a także w sygnalizacji pojawu chorób roślin uprawnych i ozdobnych.

STRESZCZENIE

Inwazje organizmów na nowe tereny to jedno z największych wyzwań XXI wieku. Wypieranie rodzimych taksonów, straty ekonomiczne a nawet zagrożenie dla ludzkiego życia, to niektóre ze skutków ekspansji obcych gatunków. Celem badań było określenie składu gatunkowego mykobioty zasiedlającej inwazyjne gatunki roślin: *Acer negundo*, *Padus serotina* i *Spiraea tomentosa* oraz określenie stopnia patogeniczności wybranych gatunków grzybów wyosobnionych z porażonych tkanek. Badania przeprowadzono w latach 2017-2019 w trzech lokalizacjach: we Wrocławiu, w Borach Dolnośląskich oraz w Wigierskim Parku Narodowym. Na podstawie comiesięcznych obserwacji terenowych określono różnorodność oraz dynamikę pojawu symptomów chorobowych na tkankach badanych roślin. Szczepy wyizolowane z tkanek zielonych oraz nasion poddano analizie genetycznej. Za pomocą modeli GLMM przeanalizowano indeks porażenia liści, mykobiotę nasion oraz bioróżnorodność grzybów zasiedlających nasiona, w odniesieniu do czynników klimatycznych i zanieczyszczeń powietrza oraz warunków siedliskowych. Wyizolowano 1980 kolonii z zielonych części roślin (31 taksonów) oraz 17647 kolonii ze spermosfery (51 taksonów). Zidentyfikowano nowe gatunki z rodzaju *Fusarium* powodujące zamieranie pędów klona jesionolistnego w Europie. Jest to pierwsza kompleksowa praca rozpoznająca mykobiotę roślin inwazyjnych w Polsce oraz jedna z pierwszych w Europie.

~~~~~

Biological invasion is one of the greatest environmental challenges of the 21st century. Displacement of native taxa, economic losses and even threat to human health are just some of the effects of the expansion of alien species. The main aim of the research was to determine the mycobiota composition inhabiting three invasive plant species: *Acer negundo*, *Padus serotina* and *Spiraea tomentosa*, and to determine the pathogenicity potential of selected species of fungi isolated from the infected tissues. The research was conducted throughout 2017-2019 in three locations in Poland: in Wrocław, in Bory Dolnośląskie and in the Wigry National Park. Based on monthly field observations, the diversity and dynamics of disease symptoms appearance were determined. Strains isolated from green tissues and seeds were genetically analyzed, based on ITS fragments. Using GLMM models, the disease index, mycobiota of seeds and the biodiversity of fungi were analyzed in relation to climatic factors, air pollution and habitat conditions. In total 1980 colonies were isolated from parts of green plants (31 taxa), and 17,647 colonies from the spermosphere (51 taxa). New *Fusarium* strains have been identified causing dieback of the shoots of the ash-leaf maple in Europe. This is the first comprehensive study to identify the mycobiota of invasive plants in Poland and one of the first of such kind in Europe.

# LITERATURA

1. Adams J. M., Fang W., Callaway R. M., Cipollini D., Newell E., 2009. *A cross-continental test of the Enemy Release Hypothesis: Leaf herbivory on Acer platanoides (L.) is three times lower in North America than in its native Europe.* Biological Invasions 11 (4): 1005-1016.
2. Agrawal A. A., Kotanen P. M., 2003. *Herbivores and the success of exotic plants: A phylogenetically controlled experiment.* Ecology Letters 6 (8): 712-715.
3. Aikio S., Duncan R. P., Hulme P. E., 2010. *Lag-phases in alien plant invasions: Separating the facts from the artefacts.* Oikos 119 (2): 370-378.
4. Aldaoud R., Dealwis S., Salib S., Cunnington J. H., Doughty S., 2011. *First record of Colletotrichum sansevieriae on Sansevieria sp. (mother-in-law's tongue) in Australia.* Australasian Plant Disease Notes 6 (1): 60-61.
5. Álvarez-Loayza P., White J. F., Torres M. S., Balslev H., Kristiansen T., Svenning J.C., Gil N., 2011. *Light Converts Endosymbiotic Fungus to Pathogen, Influencing Seedling Survival and Niche-Space Filling of a Common Tropical Tree, Iriartea deltoidea.* PLoS ONE 6 (1): e16386.
6. Bagherabadi S., Zafari D., Ghobadi Anvar F., 2014. *First report of leaf spot caused by Arthrimum arundinis on rosemary in Iran.* Journal of Plant Pathology 96 (4): S4.126.
7. Barreto R. W., Ellison C. A., Seier M. K., Evans H.C., 2012. *Biological control of weeds with plant pathogens: Four decades on.* W: Abrol D. P., Shankar U. (red.). Integrated Pest Management: principles and practice. CABI. 299-350.
8. Baturó-Cieśniewska A., Pusz W., Patejuk K., 2020. *Problems, limitations, and challenges in species identification of ascomycota members on the basis of its regions.* Acta Mycologica 55 (1): 1-18.
9. Bebbler D. P., Gurr S. J., 2015. *Crop-destroying fungal and oomycete pathogens challenge food security.* Fungal Genetics and Biology 74: 62-64.
10. Bebbler D. P., Holmes T., Gurr S. J., 2014. *The global spread of crop pests and pathogens.* Global Ecology and Biogeography 23 (12): 1398-1407.
11. Beckett K. P., Freer-Smith P. H., Taylor G., 1998. *Urban woodlands: Their role in reducing the effects of particulate pollution.* Environmental Pollution 99 (3): 347-360.
12. Beenken L., 2017. *First records of the powdery mildews Erysiphe platani and E. alphitoides on Ailanthus altissima reveal host jumps independent of host phylogeny.* Mycological Progress 16 (2): 135-143.
13. Bell J. N. B., Treshow M., 2004. *Zanieczyszczenie powietrza, a życie roślin.* Warszawa.

14. Bellemain E., Carlsen T., Brochmann C., Coissac E., Taberlet P., Kausserud H., 2010. *ITS as an environmental DNA barcode for fungi: An in silico approach reveals potential PCR biases*. BMC Microbiology 10 (1): 189.
15. Bellard C., Cassey P., Blackburn T. M., 2016. *Alien species as a driver of recent extinctions*. Biological Letters 1: 20150623.
16. Bensch K., Braun U., Groenewald J. Z., Crous P. W., 2012. *The genus cladosporium*. Studies in Mycology 72: 1-401.
17. Bishop G. C., 1979. *Effect of orchard sprays on a population of Fusarium lateritium on apple bark*. Transactions of the British Mycological Society 73 (2): 249-253.
18. Blackburn T. M., Ewen J. G., 2017. *Parasites as Drivers and Passengers of Human-Mediated Biological Invasions*. EcoHealth 14: 61–73.
19. Blossey B., Notzold R., 1995. *Evolution of increased competitive ability in invasive nonindigenous plants: a hypothesis*. Journal of Ecology 83 (5): 887-889.
20. Bomanowska A., Adamowski W., Kirpluk I., Otręba A., Rewicz A., 2019. *Invasive alien plants in Polish national parks—threats to species diversity*. PeerJ 12: e8034.
21. Braga R. M., Padilla G., Araújo W. L., 2018. *The biotechnological potential of Epicoccum spp.: diversity of secondary metabolites*. Critical Reviews in Microbiology 44(6): 759-778.
22. Brandenburger W., 1985. *Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa*. Fischer, Stuttgart.
23. Burnham, K., Anderson, D., 2002. *Model Selection and Multimodel Inference: A Practical Information-Theoretic Approach*, 2nd edn. Springer-Verlag, New York.
24. Casadevall A., 2008. *Evolution of Intracellular Pathogens*. Annual Review of Microbiology 62 (1): 19-33.
25. Chen K., Wu X. Q., Huang M. X., Han Y. Y., 2014. *First report of Brown Culm streak of Phyllostachys praecox caused by Arthrinium arundinis in Nanjing, China*. Plant Disease 98(9): 1274.
26. Chlebicki A., 2004. *Ucieczka przed pasożytami i dryf symbiotyczny - czynna i bierna utrata symbiontów w populacjach żywiciela*. Kosmos 53 (1): 69-73.
27. Chlebicki A., Olejniczak P., 2007. *Symbiotic drift as a consequence of declining host plant populations*. Acta Biologica Cracoviensia. Series Botanica 49 (1): 89-93.
28. Chlebicki A., 2015. *Biofilmy występują powszechnie w przyrodzie*. Kosmos 64 (2): 337-345.
29. Chmura D., Chmiel J., Danielewicz W., 2018a. *Ankieta oceny stopnia inwazyjności Acer negundo L. w Polsce, na podstawie protokołu Harmonia+PL – procedura oceny ryzyka negatywnego oddziaływania inwazyjnych i potencjalnie inwazyjnych gatunków obcych w*



- Polsce*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.).
30. Chmura D., Chmiel J., Danielewicz W., 2018b, *Acer negundo L.* – *Karta informacyjna gatunku*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.).
  31. Cincotta C. L., Adams J. M., Holzapfel C. 2009. *Testing the enemy release hypothesis: A comparison of foliar insect herbivory of the exotic Norway maple (Acer platanoides L.) and the native sugar maple (A. saccharum L.)*. *Biological Invasions* 11 (2): 379-388.
  32. Colvile R. N., 2004. *Emisje, dyspersje i transformacje atmosferyczne*. W: Bell J. N. B., Treshow M. (red.). *Zanieczyszczenie powietrza, a życie roślin*. Warszawa: 29-51.
  33. Crous P. W., Groenewald J. Z., van der Merwe N. A., 2015. *Colletotrichum neosansevieriae Crous & N.A. van der Merwe, sp. nov.* *Fungal Planet description sheets*, *Persoonia* 34: 220-221.
  34. Czaja M., Kołton A., Muras P., 2020. *The Complex Issue of Urban Trees—Stress Factor Accumulation and Ecological Service Possibilities*. *Forests* 11: 932.
  35. D'hondt B., Vanderhoeven S., Roelandt S., Mayer F., Versteirt V., Adriaens T., Ducheyne E., San Martin G., Grégoire J. C., Stiers I., Quoilin S., Cigar J., Heughebaert A., Branquart E., 2015. *Harmonia + and Pandora +: risk screening tools for potentially invasive plants, animals and their pathogens*. *Biological Invasions* 17 (6): 1869-1883.
  36. Dajdok Z., Krzysztofiak A., Krzysztofiak L., Romański M., Śliwiński M., 2007. *Rośliny inwazyjne w Wigierskim Parku Narodowym*. Krzywe.
  37. Dajdok Z., Pawlaczyk P., 2009. *Inwazyjne gatunki roślin ekosystemów mokradłowych Polski*. Świebodzin.
  38. Danielewicz W., Wiatrowska B., 2014. *Inwazyjne gatunki drzew i krzewów w lasach Polski*. *Peckiana* 9: 59-67.
  39. Davidson A. M., Jennions M., Nicotra A. B., 2011. *Do invasive species show higher phenotypic plasticity than native species and, if so, is it adaptive? A meta-analysis*. *Ecology Letters* 14(4): 419-431.
  40. Demirci F., Maden S., 2006. *A severe dieback of box elder (Acer negundo) caused by Fusarium solani (Mart.) Sacc. in Turkey*. *Australasian Plant Disease Notes* 1(1): 13.
  41. Després V. R., Alex Huffman J., Burrows S. M., Hoose C., Safatov A. S., Buryak G., Fröhlich-Nowoisky J., Elbert W., Andreae M.O., Pöschl U., Jaenicke R., 2012. *Primary biological aerosol particles in the atmosphere: A review*. *Tellus, Series B: Chemical and Physical Meteorology* 64 (1): 15598.
  42. Domsch K. H., Gams W., Anderson T.H., 1982. *Compendium of Soil Fungi*. London.
  43. Doyle J. J., Doyle J. L., 1990. *Isolation of plant DNA from fresh tissue*. *Focus* 12 (1): 13–15.

44. Druzhinina I. S., Kopchinskiy A. G., Komoń M., Bissett J., Szakacs G., Kubicek C. P., 2005. *An oligonucleotide barcode for species identification in Trichoderma and Hypocrea*. Fungal Genetics and Biology 42 (10): 813-828.
45. Durner J., Klessig D. F., 1999, *Nitric oxide as a signal in plants*, „Current Opinion in Plant Biology” 2: 369-374.
46. Dzierzanowski K., Popek R., Gawrońska H., Saebø A., Gawroński S. W., 2011. *Deposition of particulate matter of different size fractions on leaf surfaces and in waxes of urban forest species*. International Journal of Phytoremediation 13 (10): 1037-1046.
47. Ellis M. B., Ellis J. P., 1987. *Microfungi on Land Plants. An Identification Handbook*. Richmond Publishing.
48. Elton C. S., 1958. *The Ecology of Invasions by Animals and Plants*. Methuen, London.
49. Ewen J. G., Bensch S., Blackburn T. M., Bonneaud C., Brown R., Cassey P., Clarke R.H., Pérez-Tris J., 2012. *Establishment of exotic parasites: the origins and characteristics of an avian malaria community in an isolated island avifauna*. Ecology Letters 15(10): 1112-1119.
50. Frantzeskakis L., Di Pietro A., Rep M., Schirawski J., Wu C. H., Panstruga R., 2020, *Rapid evolution in plant–microbe interactions – a molecular genomics perspective*. New Phytologist 225 (3): 1134-1142.
51. Freer-Smith P. H., Beckett K. P., Taylor G., 2005. *Deposition velocities to Sorbus aria, Acer campestre, Populus deltoides × trichocarpa „Beaupré”, Pinus nigra and × Cupressocyparis leylandii for coarse, fine and ultra-fine particles in the urban environment*. Environmental Pollution 133 (1): 157-167.
52. Gautam A. K., 2012. *Colletotrichum sansevieriae on Sansevieria trifasciata – a report from Madhya Pradesh, India*. Plant Pathology & Quarantine 2(2): 190-192.
53. Gioria M., Osborne B. A., 2014. *Resource competition in plant invasions: Emerging patterns and research needs*. Frontiers in Plant Science 5: 501.
54. Gioria M., Pyšek P., Osborne B. A., 2018. *Timing is everything: Does early and late germination favor invasions by herbaceous alien plants?*. Journal of Plant Ecology 11(1): 4-16.
55. Giraud T., Refrégier G., Le Gac M., de Vienne D. M., Hood M. E., 2008. *Speciation in fungi*. Fungal Genetics and Biology 45(6):791-802.
56. Gregory S. C., 1982. *Bark necrosis of Acer pseudoplatanus L. in northern Britain*. Forest Pathology 12(3): 157-167.
57. Gruntman M., Segev U., Glauser G., Tielbörger K., 2017. *Evolution of plant defences along an invasion chronosequence: defence is lost due to enemy release - but not forever*. Journal of Ecology 105(1): 255-264.

58. Halarewicz A., 2011. *Odnawianie się czarernchy amerykańskiej (Prunus serotina Ehrh.) na siedliskach borowych*. Sylwan 155 (8): 530-534.
59. Halarewicz A., 2016. *Szkodniki owoców czarernchy amerykańskiej (Prunus serotina Ehrh.)*. Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu - Rolnictwo 117(619): 49-58.
60. Halarewicz A., Otręba A., Danielewicz W., 2017, *Ankieta oceny stopnia inwazyjności Padus serotina Erkh. Borkh. w Polsce, na podstawie protokołu Harmonia+PL – procedura oceny ryzyka negatywnego oddziaływania inwazyjnych i potencjalnie inwazyjnych gatunków obcych w Polsce*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.)
61. Halarewicz A., Otręba A., Danielewicz W., 2018, *Padus serotina (Ehrh.) Borkh. – Karta informacyjna gatunku*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.)
62. Heald C. L., Spracklen D. V., 2009. *Atmospheric budget of primary biological aerosol particles from fungal spores*. Geophysical Research Letters 36 (9): L09806.
63. Holzmueller E., Jose S., 2009. *Invasive plant conundrum: what makes the aliens so successful?*. Journal of Tropical Agriculture 47(1-2): 18-29.
64. Houbraken J., Samson R. A., 2011. *Phylogeny of Penicillium and the segregation of Trichocomaceae into three families*. Studies in Mycology 70: 1-51.
65. Houbraken J., Visagie C. M., Meijer M., Frisvad J. C., Busby P. E., Pitt J. I., Seifert K.A., Louis-Seize G., Demirel R., Yilmaz N., Jacobs K., Christensen M., Samson R. A., 2014. *A taxonomic and phylogenetic revision of Penicillium section Aspergilloides*. Studies in Mycology 78(1): 373-451.
66. Hughes K. W., Petersen R. H., Lodge D. J., Bergemann S. E., Baumgartner K., Tulloss R.E., Lickey E., Cifuentes J., 2013. *Evolutionary consequences of putative intra- and interspecific hybridization in agaric fungi*. Mycologia 105 (6): 1577-1594.
67. Hulme P.E., 2007. *Biological invasions in Europe: drivers, pressures, states, impacts and responses*. W: Hester R., Harrison R. M. (red.), *Biodiversity under threat*. Cambridge, UK.
68. Hulme P.E., Bacher S., Kenis M., Klotz S., Kühn I., Minchin D., Nentwig W., Olenin S., Panov V., Pergl J., Pyšek P., Roques A., Sol D., Solarz W., Vilà M., 2008. *Grasping at the routes of biological invasions: a framework for integrating pathways into policy*. Journal of Applied Ecology 45(2):403–414.
69. Hulme P.E., 2008. *Phenotypic plasticity and plant invasions: Is it all Jack?*. Functional Ecology 22(1): 3-7.
70. Jeschke J.M., 2014. *General hypotheses in invasion ecology*. Diversity and Distributions 20:1229–1234.

71. Jost L., 2006. *Entropy and diversit*. Oikos 113(2): 363-375.
72. Kaminska M., Śliwa H., 2006. *First report of a decline of ashleaf maple (Acer negundo) in Poland, associated with „Candidatus Phytoplasma asteris”*. Plant Pathology 55(2): 293-293.
73. Karimi O., Tajick Ghanbari M. A., Bagherabadi S., Moradi Amirabad Y., 2017. *First report of Colletotrichum Sansevieriae causing anthracnose on Sansevieria Trifasciata in Iran*. Journal of Plant Pathology 99(1): 302.
74. Keane R. M., Crawley M. J., 2002. *Exotic plant invasions and the enemy release hypothesis*. Trends in Ecology & Evolution 17(4): 164-170.
75. Kee Y. J., Zakaria L., Mohd M. H., 2020. *Identification, pathogenicity and histopathology of Colletotrichum sansevieriae causing anthracnose of Sansevieria trifasciata in Malaysia*. Journal of Applied Microbiology 129(3): 626-636.
76. Kimura M., 1980. *A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences*. Journal of Molecular Evolution 16(2): 111-120.
77. Kiss L., 2005. *Powdery mildew as invasive plant pathogens: new epidemics caused by two North American species in Europe*. Mycological research 109(3): 259-260.
78. Kiss L., Vaghefi N., Bransgrove K., Dearnaley J. D. W., Takamatsu S., Tan Y. P., Marston C., Liu S.Y., Jin D.N., Adorada D.L., Bailey J., Cabrera de Álvarez M.G., Daly A., Dirchwolf P.M., Jones L., Nguyen T.D., Edwards J., Ho W., Kelly L., Mintoff S.J.L., Morrison J., Németh M.Z., Perkins S., Shivas R.G., Smith R., Stuart K., Southwell R., Turaganivalu U., Váczy K.Z., Blommestein A.V., Wright D., Young A., Braun U., 2020. *Australia: A Continent Without Native Powdery Mildews? The First Comprehensive Catalog Indicates Recent Introductions and Multiple Host Range Expansion Events, and Leads to the Re-discovery of Salmonomyces as a New Lineage of the Erysiphales*. Frontiers in Microbiology 11: 1571.
79. *Kodeks dobrych praktyk „Ogrodnictwo wobec roślin inwazyjnych obcego pochodzenia”*. 2014. GDOŚ, Warszawa.
80. *Konwencja o różnorodności biologicznej, sporządzona w Rio de Janeiro dnia 5 czerwca 1992 r.*, (1992), Dz.U. 2002 nr 184 poz. 1532.
81. Kopchinskiy A., Komoń M., Kubicek C. P., Druzhinina I. S., 2005. *TrichoBLAST: a multilocus database for Trichoderma and Hypocrea identifications*. Mycological research 106 (6): 658-660.
82. Komunikat Komisji do Parlamentu Europejskiego, Rady, Europejskiego Komitetu Ekonomiczno-Społecznego i Komitetu Regionów. Nasze ubezpieczenie na życie i nasz kapitał naturalny - unijna strategia ochrony różnorodności biologicznej na okres do

- 2020r., Komisja Europejska, 2011. Bruksela.
83. Kowarik I., 1995. *Time lags in biological invasions with regard to the success and failure of alien species*. W: Pysek P, Prach K., Rejmanek M., Wade P.M (red.). *Plant invasions - general aspects and special problems*. Amsterdam: 15-38.
  84. Kryczyński S., Weber Z., 2011a, *Fitopatologia tom 1. Podstawy fitopatologii*. Poznań
  85. Kryczyński S., Weber Z., 2011b, *Fitopatologia Tom 2 - Choroby roślin uprawnych*. Poznań.
  86. Kumar S., Stecher G., Li M., Knyaz C., Tamura K., 2018. *MEGA X: Molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms*. *Molecular Biology and Evolution* 35(6): 1547-1549.
  87. Leslie J. F., Summerell B. A., 2006. *The Fusarium Laboratory Manual*. Iowa.
  88. Li B. J., Liu P. Q., Jiang Y., Weng Q. Y., Chen Q. H., 2016. *First report of culm rot caused by Aarthrinium phaeospermum on Phyllostachys viridis in China*. *Plant Disease* 100(5): 1013.
  89. Li M., Dai Y., Li H., Zheng Z., Chen F., 2020. *First Report of Fusarium solani Causing Stem Canker of Acer negundo in China*. *Plant Disease* 104(12): 3263-3263.
  90. Lücking R., Dal-Forno M., Sikaroodi M., Gillevet P. M., Bungartz F., Moncada B., Yáñez-Ayabaca A., Chaves J. L., Coca L.F., Lawrey J. D., 2014. *A single macrolichen constitutes hundreds of unrecognized species*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 111(30): 11091-11096.
  91. Lüttge U., Buckeridge M., 2020. *Trees: structure and function and the challenges of urbanization*. *Trees*, 1-8.
  92. Lymbery A. J., Morine M., Kanani H. G., Beatty S. J., Morgan D. L., 2014. *Co-invaders: The effects of alien parasites on native hosts*. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 3(2): 171-177.
  93. Mąderek E., Łukowski A., Giertych M. J., Karolewski P., 2015. *Influence of native and alien Prunus species and light conditions on performance of the leaf beetle Gonioctena quinquepunctata*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 155 (3): 193-205.
  94. Marcinkowska J., 2012. *Oznaczanie rodzajów grzybów sensu lato ważnych w fitopatologii*. Warszawa.
  95. Maron J. L., Vilà M., 2001. *When do herbivores affect plant invasion? Evidence for the natural enemies and biotic resistance hypotheses*. *Oikos* 95(3): 361-373.
  96. McDevitt J. J., Lees P. S. J., Merz W. G., Schwab K. J., 2007. *Inhibition of quantitative PCR analysis of fungal conidia associated with indoor air particulate matter*. *Aerobiologia* 23(1): 35-45.
  97. McDonald A. G., Bealey W. J., Fowler D., Dragosits U., Skiba U., Smith R. I.,

- Donovan R.G., Brett H.E., Hewitt C.N, Nemitz E., 2007. *Quantifying the effect of urban tree planting on concentrations and depositions of PM10 in two UK conurbations*. Atmospheric Environment 41 (38): 8455-8467.
98. McKinney H.H., 1923. *Influence of soil, temperature and moisture on infection of wheat seedlings by Helminthosporium sativum*. Journal of Agricultural Research 26:195-217.
  99. Meijer K., Smit C., Beukeboom L. W., Schilthuisen M., 2012. *Native insects on non-native plants in The Netherlands: curiosities or common practice?* Entomologische Berichten 72 (6): 288-293.
  100. Mitchell C. E., Power A. O., 2003. *Release of invasive plants from fungal and viral pathogens*. Nature 421(6923): 625-627.
  101. Mooney H. A., Hobbs R. J., 2000. *Invasive species in a changing world*. Washington DC.
  102. Mułenko W., 1993. *Interesting collection of powdery mildews (Erysiphales) from Tatra and Roztocze National Parks in 1992*. Polish Botanical Studies 5: 83-87.
  103. Mułenko W., 1998. *Mikroskopowe grzyby fitopatogeniczne w strukturze naturalnych zbiorowisk leśnych*. Lublin.
  104. Mułenko W., Majewski T., Ruszkiewicz-Michalska M., 2008. *Wstępna lista grzybów mikroskopijnych Polski*. Instytut Botaniki im. W. Szafera, Kraków.
  105. Mułenko W., Piątek M., Wołczańska A., Kozłowska M., Ruszkiewicz-Michalska M., 2010. *Plant parasitic fungi introduced to Poland in modern times. Alien and invasive species*. Biological Invasions in Poland 1: 49-71.
  106. Mułenko W., Wołczańska A., Bacigálová K., 2006. *Grzyby pasożytnicze z rzędu Taphrinales (Ascomycota) w Tatrach. Analiza występowania. Tatrzański Park Narodowy na tle innych górskich terenów chronionych*. W: Mirek Z., Godzik B. (red.). Przyroda Tatrzańskiego Parku Narodowego, a Człowiek. Tatrzański Park Narodowy na tle innych górskich terenów chronionych. Tom II. Nauki Biologiczne. Zakopane - Kraków: 29-33.
  107. Najberek K., Solarz W., 2011. *Biological invasions in the Polish national and landscape parks*. W: Głowaciński Z, Okarma H., Pawłowski J., Solarz W. (red.). Alien species in the fauna of Poland. Instytut Ochrony Przyrody, Polska Akademia Nauk, Kraków. 624-639.
  108. Najberek K., Solarz W., 2016, *Gatunki obce. Przyczyny inwazyjnych zachowań i sposoby zwalczania*. Kosmos 65(1): 81-91.
  109. Najberek K., Solarz W., Pusz W., Patejuk K., Olejniczak P., 2020. *Two sides of the same coin: Does alien Impatiens balfourii fall into an ecological trap after releasing from enemies?*. Environmental and Experimental Botany 176: 104103.
  110. Nakamura M., Ohzono M., Iwai H., Arai K., 2006. *Anthracnose of Sansevieria trifasciata caused by Colletotrichum sansevieriae sp. nov.*. Journal of General Plant Pathology 72(4):

111. Nowak D. J., Crane D. E., Stevens J. C., 2006. *Air pollution removal by urban trees and shrubs in the United States*. Urban Forestry and Urban Greening 4(3-4): 115-123.
112. Ogórek R., 2005. Analiza zmienności oraz cech biotycznych *Epicoccum nigrum* Link. Nieopublikowana praca doktorska, Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu.
113. Olson Å., Stenlid J., 2002. *Pathogenic fungal species hybrids infecting plants*. Microbes and Infection 4(13):1353-1359.
114. Orlikowski L., Wojdyła A., 2010. *Choroby ozdobnych drzew liściastych*. wyd. 2. Plantpress.
115. Parker J. D., Hay M. E., 2005. *Biotic resistance to plant invasions? Native herbivores prefer non-native plants*. Ecology Letters 8(9): 959-967.
116. Patejuk K., Pusz W., 2018. *Występowanie Puccinia komarovii Tranzschel w wybranych lokalizacjach Wigierskiego Parku Narodowego*. Przegląd Przyrodniczy 29(1): 96-100.
117. Pielou E.C., 1966. *The measurement of diversity in different types of biological collections*. Journal of Theoretical Biology 13: 131-144.
118. Pimentel D., 2011. *Biological Invasions: Economic and Environmental Costs of Alien Plant, Animal, and Microbe Species*. CRC Press.
119. Piskorz R., Klimko M., 2006. *The effect of Puccinia komarovii Tranzsch. infection on characters of Impatiens parviflora DC. in Galio sylvatici-Carpinetum (R. Tx. 1937) Oberd. 1957 forest association*. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 75(1): 51-59.
120. Pitt J. I., Hocking A. D., 2009. *Fungi and food spoilage*. wyd. 3. Springer, New York.
121. Prenter J., MacNeil C., Dick J. T. A., Dunn A. M., 2004. *Roles of parasites in animal invasions*. Trends in Ecology and Evolution 19(7): 385-90.
122. Pusz W., Patejuk K., Kaczmarek A., Batur-Cieśniewska A. 2019. *Grzyby pasożytnicze występujące na wybranych gatunkach roślin inwazyjnych w Wigierskim Parku Narodowym*. s. 534-538. W: Prace naukowo-badawcze realizowane w latach 2012-2018 w polskich parkach narodowych współfinansowane ze środków funduszu leśnego przekazanych przez Lasy Państwowe. Materiały konferencyjne „Rola funduszu leśnego w rozwoju badań naukowych w parkach narodowych”. Gawrych Ruda, 24-25 października 2019 r., 572.
123. Pusz W., Patejuk K., Kaczmarek A., 2020. *Fungi colonizing of small balsam seeds (Impatiens parviflora DC.) seeds in Wigry National Park*. Progress in Plant Protection 60: 33-40
124. Pyšek P., Jarošík V., Hulme P. E., Kühn I., Wild J., Arianoutsou M., Bacher S., Chiron F., Didziulis V., Essl F., Genovesi P., Gherardi F., Hejda M., Kark S., Lambdon P.W., Desprez-Loustau M.L., Nentwig W., Pergl J., Poboljsaj K., Rabitsch W., Roques A., Roy

- D.B., Shirley S., Solarz W., Vilà M., Winter M., 2010. *Disentangling the role of environmental and human pressures on biological invasions across Europe*. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 107(27): 12157-12162.
125. Raja H. A., Miller A. N., Pearce C. J., Oberlies N. H., 2017. *Fungal Identification Using Molecular Tools: A Primer for the Natural Products Research Community*. Journal of Natural Products 80(3): 756–770.
126. Raper K. B., Thom C., 1950. *A Manual of the Penicillia*. New York.
127. Reinhardt F., Herle M., Bastiansen F., Streit B., 2003. *Economic impact of the spread of alien species in Germany*. Research Report 201 86 211, UBA-FB 000441e. Federal Environmental Agency, Berlin.
128. Reinhart K. O., Clay K., 2009. *Spatial variation in soil-borne disease dynamics of a temperate tree, Prunus serotina*. Ecology 90(11): 2984-2993.
129. Rennenberg H., 1991. *The significance of higher plants in the emission of sulphur compounds from terrestrial ecosystems*, W: Sharkey T. D., Holland E. A., Mooney H. A. (red.). Trace gas emission by plants. San Diego. 217-260.
130. Richards C. L., Bossdorf O., Muth N. Z., Gurevitch J., Pigliucci M., 2006. *Jack of all trades, master of some? On the role of phenotypic plasticity in plant invasions*. Ecology Letters 9(8):981-993.
131. Rifai M., 1969. *A revision of the genus Trichoderma*. Mycological Papers 116(1): 1-56.
132. Ruszkiewicz-Michalska Malgorzata, Bałazy S., Chełkowski J., Dynowska M., Pawłowska J., Sucharzewska E., Szkodzik J., Tkaczuk C., Wilk M., Wrzosek M., 2015. *Preliminary studies of fungi in the Biebrza National Park (NE Poland). Part III. Micromycetes-new data*. Acta Mycologica 50(2): 1067.
133. Ruszkiewicz-Michalska Małgorzata, Mułenko W., 2003. *Padus serotina (Rosaceae), a new host plant for some species of parasitic microfungi*. Acta Mycologica 38(1-2): 51-58.
134. Ruszkiewicz-Michalska Małgorzata, Tkaczuk C., Dynowska M., Sucharzewska E., Szkodzik J., Wrzosek M., 2012. *Preliminary studies of fungi in the Biebrza National Park ( NE Poland ). I. Micromycetes*. Acta Mycologica 47(2): 213-234.
135. Sæbø A., Popek R., Nawrot B., Hanslin H. M., Gawronska H., Gawronski S. W., 2012. *Plant species differences in particulate matter accumulation on leaf surfaces*. Science of the Total Environment 427-428: 347-354.
136. Sałata B., 1985. *Flora Polska. Grzyby (Mycota) 15: Ascomycetes, Erysiphales*. Warszawa - Kraków.
137. Samson R. A., Houbraeken J. A. M. P., Kuijpers A. F. A., Frank J. M., Frisvad J. C., 2004. *New ochratoxin A or sclerotium producing species in Aspergillus section Nigri*. Studies



- in Mycology 50: 45-61.
138. Santori A., Vitale S., Luongo L., Belisario A., 2010. *First Report of Fusarium lateritium as the Agent of Nut Gray Necrosis on Hazelnut in Italy*. Plant Disease 94(4): 484-484.
  139. Scheepens P. C., Hoogerbrugge A., 1988. *Control of Prunus serotina in forests with the endemic fungus Chondrostereum purpureum*, W: Proceedings of the VIII International Symposium on Biological Control of Weeds. Rzym, marzec 1988, 545-551
  140. Schilthuizen M., Santos Pimenta L. P., Lammers Y., Steenbergen P. J., Flohil M., Beveridge N. G. P., van Duijn P.T., Meulblok M.M., Sosef N., van de Ven R., Werring R., Beentjes K.K., Meijer K., Vos R.A., Vrieling K., Gravendeel B., Choi Y., Verpoorte R., Smit C., Beukeboom L. W., 2016. *Incorporation of an invasive plant into a native insect herbivore food web*. PeerJ 4: e1954.
  141. Schultheis E. H., Berardi A. E., Lau J. A., 2015. *No release for the wicked: enemy release is dynamic and not associated with invasiveness*. Ecology 96(9): 2446-2457.
  142. Siemann E., DeWalt S. J., Zou J., Rogers W. E., 2016. *An experimental test of the EICA Hypothesis in multiple ranges: invasive populations outperform those from the native range independent of insect herbivore suppression*. AoB Plants 9(1): plw087.
  143. Siemann E., Rogers W. E., 2003. *Increased competitive ability of an invasive tree may be limited by an invasive beetle*. Ecological Applications 13(6): 1503-1507.
  144. Siemann E., Rogers W. E., Dewalt S. J., 2006. *Rapid adaptation of insect herbivores to an invasive plant*. Proceedings of the Royal Society: Biological Sciences 273(1602): 2763-2769.
  145. Silva D. M., Batista L. R., Rezende E. F., Fungaro M. H. P., Sartori D., Alves E., 2011. *Identification of fungi of the genus aspergillus section nigri using polyphasic taxonomy*. Brazilian Journal of Microbiology 42(2): 761-773.
  146. Simberloff D., Rejmánek M. 2011. *Encyclopedia of Biological Invasions*. University of California Press, Berkeley-Los Angeles-London.
  147. Simmons E. G., 2008. *Alternaria: An Identification Manual*. CBS, Utrecht.
  148. Simmons E. G., Ellis M. B., 1972. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, Kew, Surrey.
  149. Strauss A., White A., Boots M., 2012. *Invading with biological weapons: the importance of disease-mediated invasions*. Functional Ecology 26:1249–1261.
  150. Strong W. L., 2016. *Biased richness and evenness relationships within Shannon-Wiener index values*. Ecological Indicators 67: 703-713.
  151. Sucharzewska E., Dynowska M., Kempa A. B., 2011. *Occurrence of the fungi from the genus Ampelomyces–hyperparasites of powdery mildews (Erysiphales) infesting trees and bushes in the municipal environment*. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 80(2): 169-174.

152. Sutton B. C., 1980. *The Coelomycetes. Fungi Imperfecto with Pycnidia, Acervuli and Stromata*. CMI, Kew, Surrey.
153. Solarz W., Najberek K., *Alien Parasites May Survive Even if Their Original Hosts Do Not*, EcoHealth 14(S3–S4).
154. Solarz W., Najberek K., Wilk-Woźniak E., Biedrzycka A., 2020. *Raccoons foster the spread of freshwater and terrestrial microorganisms—Mammals as a source of microbial eDNA*. Diversity and Distribution (26): 453–459.
155. Takamatsu S., 2013a. *Origin and evolution of the powdery mildews (Ascomycota, Erysiphales)*. Mycoscience 54(1): 75-86.
156. Takamatsu S., 2013b. *Molecular phylogeny reveals phenotypic evolution of powdery mildews (Erysiphales, Ascomycota)*. Journal of General Plant Pathology 79; 218–226.
157. Tanner R. A., Ellison C. A., Seier M. K., Kovács G. M., Kassai-Jáger E., Berecky Z., Varia S., Djeddour D., Singh M. C., Csiszár Á., Csontos P., Kiss L., Evans H. C., 2014. *Puccinia komarovii var. glanduliferae var. nov.: a fungal agent for the biological control of Himalayan balsam (Impatiens glandulifera)*. European Journal of Plant Pathology 141(2): 247-266.
158. Tanner R. A., Ellison C., Shaw R., Evans H., Gange A., 2008. *Losing patience with impatiens: Are natural enemies the solution?*. Outlooks on Pest Management 19(2): 86-91.
159. Tanner R. A., Pollard K. M., Varia S., Evans H. C., Ellison C. A., 2015. *First release of a fungal classical biocontrol agent against an invasive alien weed in Europe: Biology of the rust, Puccinia komarovii var. glanduliferae*. Plant Pathology 64(5): 1130-1139.
160. Thines M., 2019. *An evolutionary framework for host shifts – jumping ships for survival*. New Phytologist 224(2): 605-617.
161. Tokarska-Guzik B., 2005. *The Establishment and Spread of Alien Plant Species (Kenophytes) in the Flora of Poland*. Katowice.
162. Tokarska-Guzik B., Dajdok Z., Zajac M., Zajac A., Urbisz A., Danielewicz W., Hołodyński C., 2012. *Rośliny obcego pochodzenia w Polsce*. GDOŚ, Warszawa.
163. Trajber D., 2016. *Porocilo o pojavu škodljivih dejavnikov žive in nežive narave v gazdu. Nivo: GGO Murska Sobota, za obdobje 01.01.2015 do 21.12.2015 - poročevalska, prognosticno-diagnosticska služba za gozdove*. Murska Sobota.
164. Udayanga D., Castlebury L. A., Rossman A. Y., Chukeatirote E., Hyde K. D., 2014. *Insights into the genus Diaporthe: phylogenetic species delimitation in the D. eres species complex*. Fungal Diversity 67(1): 203-229.
165. van Kleunen M., Fischer M., 2009. *Release from foliar and floral fungal pathogen species does not explain the geographic spread of naturalized North American plants in Europe*.

- Journal of Ecology 97(3): 385-392.
166. Vanderhoeven S., Adriaens T., D'hondt B., Van Gossum H., Vandegehuchte M., Verreycken H., Cigar J., Branquart E., 2015. *A science-based approach to tackle invasive alien species in Belgium – The role of the ISEIA protocol and the harmonia information system as decision support tools*. Management of Biological Invasions 6(2): 197-208.
167. Vilà, M., Basnou, C., Pyšek, P., Josefsson, M., Genovesi, P., Gollasch, S., Nentwig, W., Olenin, S., Roques, A., Roy, D., Hulme P.E., 2010. *How well do we understand the impacts of alien species on ecosystem services? A pan-European, cross-taxa assessment*. Frontiers in Ecology and the Environment 8(3): 135–144.
168. Watanabe T., 2002. *Pictorial atlas of soil and seed fungi: Morphologies of cultured fungi and key to species*. Wyd. 2. CRC Press.
169. White T. J., Bruns T., Lee S., Taylor J., 1990. *Amplification and Direct Sequencing of Fungal Ribosomal RNA Genes for Phylogenetics*. W: Innis M.A., Gelfand D.H., Sninsky J.J., White T.J. (red.). PCR Protocols, a Guide to Methods and Applications. Academic Press. 315-322.
170. Wiatrowska B., Danielewicz W., 2016. *Środowiskowe uwarunkowania inwazji tawuły kutnerowatej (Spiraea tomentosa L.) w Borach Dolnośląskich*. Sylwan 160(8): 696–704.
171. Wiatrowska B., Michalska-Hejduk D., Dajdok Z., 2018. *Spiraea tomentosa L. - Karta informacyjna gatunku*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.).
172. Wiatrowska B., Michalska - Hejduk D., Dajdok Z., 2018, *Ankieta oceny stopnia inwazyjności Spiraea tomentosa L. w Polsce, na podstawie protokołu Harmonia+PL – procedura oceny ryzyka negatywnego oddziaływania inwazyjnych i potencjalnie inwazyjnych gatunków obcych w Polsce*. GDOŚ. [www.projekty.gdos.gov.pl/igo](http://www.projekty.gdos.gov.pl/igo) (dostęp: styczeń 2021r.).
173. Wolny-Kładka K., 2014. *Grzyby z rodzaju Fusarium — występowanie, charakterystyka i znaczenie w środowisku*. Kosmos 63(4): 623-633.
174. Xu C., Wei M., Chen J., Zhu C., Li J., Lv G., Xu X., Zheng L., Sui G., Li W., Chen B., Wang W., Zhang Q., Ding A., Mellouki A., 2017. *Fungi Diversity in PM 1 and PM 2.5 at the summit of Mt. Tai: Abundance, Size Distribution, and Seasonal Variation*. Atmospheric Chemistry and Physics 17: 11247–11260.
175. Yang J., Chang Y., Yan P., 2015. *Ranking the suitability of common urban tree species for controlling PM2.5 pollution*. Atmospheric Pollution Research 6(2): 267-277.
176. Yasinskaya O.I., 2018. *Diseases and Pests of Ash-Leaved Maple (Acer negundo L.) in Moscow region*. Socialno-Ecologicheskie Technologii 1: 79-87.
177. Zhao X., Li H., Zhou L., Chen F., Chen F., 2020. *Wilt of Acer negundo L. caused by Fusarium nirenbergiae in China*. Journal of Forestry Research 31(5): 2013-2022.

178. Žiogas A., Juronis V., Snieškienė V., Gabrilavičius R., 2007. *Pathological condition of introduced broadleaves in the forests of South-Western and Western Lithuania*. *Baltic Forestry* 13(2): 207-214.

**strony internetowe:**

179. Baza danych Głównego Inspektoratu Ochrony Środowiska,  
<http://powietrze.gios.gov.pl/pjp/home>, (dostęp: październik 2020).
180. BLAST - Basic Local Alignment Search Tool  
<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>, (dostęp: czerwiec 2019).
181. Dane publiczne Instytutu Melioracji i Gospodarki Wodnej,  
<https://danepubliczne.imgw.pl/> (dostęp: październik 2020).
182. Generalna Dyrekcja Ochrony Roślin, *Projekt Harmonia+*,  
<http://projekty.gdos.gov.pl/inwazyjne-gatunki-obce>, (dostęp: 20 stycznia 2021).
183. *Index Fungorum*,  
<http://www.indexfungorum.org/>, (dostęp: 6 stycznia 2021).
184. *NOBANIS*,  
<https://www.nobanis.org/> (dostęp: 6 stycznia 2021).
185. *Polska Akademia Nauk*, 2021, *Gatunki obce w Polsce*,  
<https://www.iop.krakow.pl/ias/projekt>, (dostęp: 6 stycznia 2021).
186. *EPPO Global Database*, <https://gd.eppo.int/>, (dostęp: 6 stycznia 2021).

# ANEKS

Tab. 9 Charakterystyka stanowisk kłona jesionolistnego. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.

| Nr stanowiska | Gmina   | Liczba osobników | Koordynaty GPS        | Charakter stanowiska | Opis stanowiska                                                                                                          |
|---------------|---------|------------------|-----------------------|----------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 223           | WPN     | 20               | 53.99938,<br>23.07206 | B                    | Zadrzewienia przy wiejskiej, asfaltowej drodze. Gęsta, liczna populacja, złożona ze średniej wielkości drzew             |
| 253           | WPN     | 1                | 54.08556,<br>23.01336 | B                    | Teren rekreacyjny, pomiędzy zabudowaniami. Pojedynczy, średniej wielkości krzew                                          |
| 254           | WPN     | 15               | 54.08418,<br>23.00974 | A                    | Żywopłot przy ruchliwej drodze. Szpaler pielęgnowanych krzewów                                                           |
| 272           | WPN     | 10               | 53.99998,<br>23.08578 | B                    | Zakrzaczenie śródpolne, obok wiejskiej drogi. Pojedyncze, luźno rosnące krzewy                                           |
| 339           | Wrocław | 1                | 51.11671,<br>17.10888 | B                    | Szutrowy parking przy parku. Pojedynczy krzew, gęsto otoczony innymi roślinami                                           |
| 341           | Wrocław | 1                | 51.1248,<br>17.12157  | B                    | Łąka śródpolna, nasłoneczniona. Soliter, młode drzewo                                                                    |
| 340           | Wrocław | 3                | 51.11673,<br>17.11285 | A                    | Pas drzew pomiędzy drogą, a parkingiem. Duże, gęsto rosnące drzewa                                                       |
| 338           | Wrocław | 1                | 51.11155,<br>17.10928 | A                    | Skwer przy drodze, otoczony budynkami. Soliter, dorosłe drzewo                                                           |
| 337           | Wrocław | 3                | 51.10256,<br>17.09775 | A                    | Pas zieleni przy wybetonowanym parkingu. Duże osobniki otoczone trawnikiem                                               |
| 319           | Wrocław | 3                | 51.11101,<br>16.9408  | B                    | Park, blisko strumienia. Pojedynczy krzew pod okapem drzew                                                               |
| 320           | Wrocław | 1                | 51.11305,<br>16.93819 | B                    | Środek parku w stylu naturalnym, silnie zacienione, wilgotne stanowisko. Pojedynczy krzew gęsto otoczony innymi krzewami |
| 309           | Wrocław | 1                | 51.10851,<br>17.01305 | B                    | Pas spontanicznie pojawiającej zieleni, przy szutrowym parkingu; mocno                                                   |

|     |         |   |                       |   |                                                                                                                                                 |
|-----|---------|---|-----------------------|---|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|     |         |   |                       |   | nasłonecznione zbiorowisko. Pojedynczy krzew gęsto otoczony innymi krzewami                                                                     |
| 322 | Wrocław | 3 | 51.12321,<br>16.92414 | A | Skraj parku pomiędzy betonowym parkingiem, a drogą. Duże drzewa, rosnące w prawidłowych odstępach na trawniku                                   |
| 316 | Wrocław | 3 | 51.11296,<br>16.96127 | A | Pas zieleni oddzielający drogę od placu zabaw. Duże drzewa w szpalerze                                                                          |
| 313 | Wrocław | 2 | 51.11406,<br>16.98583 | A | Nasyp przy chodniku, obok głównej drogi. Drzewa średniej wielkości otoczone trawą                                                               |
| 307 | Wrocław | 2 | 51.10712,<br>17.01929 | A | Nieduży skwer zieleni, obrosły trawą i nielicznymi drzewami. Dwa średnie drzewa posadzone w odstępach                                           |
| est | Wrocław | 3 | 51.08631,<br>17.06837 | B | Park tuż obok głównych dróg. Duże drzewa, luźno posadzone, otoczone trawą                                                                       |
| 305 | Wrocław | 1 | 51.08269,<br>17.05021 | A | Skwer pomiędzy główną drogą, a stacją benzynową. Soliter, duże drzewo                                                                           |
| 304 | Wrocław | 2 | 51.08524,<br>17.07201 | A | Ściana nasypu obok głównej drogi. Małe krzewy gęsto rosnące z innymi roślinami krzewiastymi                                                     |
| 301 | Wrocław | 3 | 51.07698,<br>17.08304 | A | Skwer obok bloków mieszkalnych. Duże drzewa, rosnące w odstępach                                                                                |
| 298 | Wrocław | 1 | 51.07364,<br>17.08263 | A | Skrawek zieleni przy budynku. Soliter, duże drzewo                                                                                              |
| 296 | Wrocław | 3 | 51.07496,<br>17.05007 | B | Zaniedbany park, przeważa spontanicznie pojawiająca się roślinność. Młode krzewy, przy szutrowej drodze, w otoczeniu innych roślin krzewiastych |
| 295 | Wrocław | 2 | 51.07985,<br>17.04739 | A | Skwer pomiędzy blokami. Duże drzewa, w odstępach                                                                                                |
| 294 | Wrocław | 3 | 51.08256,<br>17.03945 | B | Spontaniczna roślinność na terenie pofabrycznym. Młode, gęsto rosnące krzewy                                                                    |
| 293 | Wrocław | 2 | 51.0846,<br>17.04009  | A | Wąski pas zieleni pomiędzy drogami. Pojedyncze drzewa otoczone trawnikiem                                                                       |

|     |         |   |                       |   |                                                                                       |
|-----|---------|---|-----------------------|---|---------------------------------------------------------------------------------------|
| 292 | Wrocław | 2 | 51.08466,<br>17.03846 | A | Wąski pas zieleni pomiędzy drogami.<br>Pojedyncze drzewa otoczone trawnikiem          |
| 290 | Wrocław | 3 | 51.08534,<br>17.03637 | A | Wąski pas zieleni pomiędzy parkingiem, a<br>chodnikiem. Średnie drzewa, gęsto rosnące |

Tab. 10 Charakterystyka stanowisk czeremchy amerykańskiej. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.

| Nr stanowiska | Gmina                | Liczba osobników | Koordynaty GPS        | Charakter stanowiska | Opis stanowiska                                                                                                                                    |
|---------------|----------------------|------------------|-----------------------|----------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 329           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.38985,<br>15.13771 | C                    | Las gospodarczy przy torfowisku. Pojedyncze, rozproszone, małe krzewy                                                                              |
| 331           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.39187,<br>15.1669  | C                    | Nasłoneczniona łąka przy lesie, niedaleko gospodarstw. Pojedyncze, rozproszone, małe krzewy                                                        |
| 330           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.40092,<br>15.15254 | C                    | Podmokły teren, tuż obok torfowiska przy lesie. Szpaler dużych krzewów                                                                             |
| 333           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.40251,<br>15.1537  | C                    | Skraj lasu gospodarczego pomiędzy torfowiskiem, a łąką śródleśną. Krzewy średniej wielkości, gęsto rosnące pod okapem drzew                        |
| 334           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.40038,<br>15.14652 | C                    | Las gospodarczy. Duże krzewy, budujące podszyt leśny                                                                                               |
| 336           | Bory<br>Dolnośląskie | 3                | 51.40048,<br>15.15823 | C                    | Podmokła łąka na skraju lasu gospodarczego, przy strumieniu. Duże krzewy, rosnące w znacznym oddaleniu od siebie                                   |
| 300           | Wrocław              | 1                | 51.07515,<br>17.08183 | A                    | Teren zieleni, przy mało uczęszczanej drodze. Pojedynczy krzew na półotwartej przestrzeni                                                          |
| 309           | Wrocław              | 1                | 51.10856,<br>17.01273 | A                    | Pas spontanicznie pojawiającej zieleni, przy szutrowym parkingu; mocno nasłonecznione zbiorowisko. Pojedynczy krzew gęsto otoczony innymi krzewami |
| 310           | Wrocław              | 3                | 51.1099,<br>17.00924  | A                    | Spontaniczne zadrzewienie na terenie pofabrycznym, zacienione stanowisko. Pojedyncze krzewy luźno rosnące pod okapem drzew                         |
| 314           | Wrocław              | 1                | 51.11402,<br>16.977   | A                    | Pas krzewów na trawniku, obok ruchliwej drogi. Luźno rosnące, pojedyncze, duże krzewy                                                              |



|     |         |    |                       |   |                                                                                                                   |
|-----|---------|----|-----------------------|---|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 315 | Wrocław | 3  | 51.11434,<br>16.9742  | A | Pas krzewów na trawniku, obok ruchliwej drogi. Luźno rosnące, pojedyncze, duże krzewy                             |
| 367 | Wrocław | 3  | 51.1103,<br>17.15819  | C | Prywatny las. Gęsto rosnące krzewy                                                                                |
| 366 | Wrocław | 3  | 51.11026,<br>17.15841 | C | Prywatny las. Gęsto rosnące duże krzewy                                                                           |
| 341 | Wrocław | 3  | 51.12485,<br>17.12164 | B | Łąka śródpolna, nasłoneczniona. Pojedyncze, duże krzewy, luźno rosnące                                            |
| 339 | Wrocław | 1  | 51.1168,<br>17.10907  | A | Szutrowy parking przy parku. Duży, pojedynczy krzew, gęsto otoczony innymi roślinami krzewiastymi                 |
| 324 | Wrocław | 3  | 51.11661,<br>16.94625 | B | Spontaniczne zakrzaczenia, odseparowane od ruchliwej drogi pasem zieleni. Gęsto rosnące, duże krzewy              |
| 323 | Wrocław | 1  | 51.11851,<br>16.94342 | A | Silnie porośnięty krzewami nasyp kolejowy. Pojedynczy średni krzew                                                |
| 317 | Wrocław | 2  | 51.10854,<br>16.94873 | B | Nasłonecznione stanowisko okrajek parku, obok ogrodów działkowych. Stanowisko gęsto porośnięte, duże krzewy       |
| 321 | Wrocław | 3  | 51.12086,<br>16.93675 | B | Nasłoneczniona uprawa leśna pomiędzy lasem. Gęsto rosnące, duże krzewy                                            |
| 320 | Wrocław | 3  | 51.11316,<br>16.93843 | B | Środek parku w stylu naturalnym, silnie zacienione, wilgotne stanowisko. Gęsto rosnące, średniej wielkości krzewy |
| 319 | Wrocław | 1  | 51.11098,<br>16.9409  | B | Park, blisko strumienia. Pojedynczy mały krzew                                                                    |
| 318 | Wrocław | 2  | 51.10928,<br>16.94799 | B | Okrajek parku, przy rzece. Pojedyncze, duże krzewy                                                                |
| 231 | WPN     | 10 | 54.02341,<br>23.04665 | C | Przy ścianie lasu, obok zabudowań. Różnej wielkości krzewy, rosnące blisko siebie                                 |
| 273 | WPN     | 10 | 54.01601,<br>23.15648 | B | Zakrzaczenia obok lasu. Gęsto rosnące duże krzewy                                                                 |

|     |         |    |                         |   |                                                                                                  |
|-----|---------|----|-------------------------|---|--------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 274 | WPN     | 10 | 54.01408,<br>23.21188   | C | W lesie, przy drodze. Małe krzewy, luźno<br>rosnące                                              |
| 226 | Wrocław | 2  | 51.115753,<br>17.132973 | B | Zakrzaczenie przy szrutowej drodze, na<br>terenach zalewowych. Dwa pojedyncze,<br>dorosłe krzewy |

Tab. 11 Charakterystyka stanowisk tawuły kutnerowatej. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.

| Nr stanowiska | Gmina                | Koordynaty GPS          | Charakter stanowiska | Opis stanowiska                                                                                  |
|---------------|----------------------|-------------------------|----------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 326           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.38541,<br>15.13728   | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 327           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.38733,<br>15.1378    | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 328           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.389466,<br>15.138206 | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 329           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.38981,<br>15.13734   | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 330           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.40121,<br>15.1524    | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 331           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.39168,<br>15.16596   | C                    | Nasłoneczniona łąka, przy lesie.<br>Pojedyncze, rozproszone osobniki                             |
| 332           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.40182,<br>15.15201   | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Jednolity, gęsty łąn tawuły                                           |
| 333           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.40253,<br>15.15414   | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Pojedyncze, rozproszone osobniki                                      |
| 334           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.40035,<br>15.14642   | C                    | Las gospodarczy, niedaleko torfowiska.<br>Pojedyncze, rozproszone osobniki                       |
| 335           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.39991,<br>15.14652   | C                    | Zarośnięty zbiornik wodny. Pojedyncze, rozproszone osobniki                                      |
| 336           | Bory<br>Dolnośląskie | 51.40038,<br>15.15846   | C                    | Podmokła łąka na skraju lasu gospodarczego, przy strumieniu.<br>Pojedyncze, rozproszone osobniki |

Tab. 12 Klasyfikacja wyizolowanych taksonów do grup troficznych oraz pełne nazwy gatunków według bazy Index Fungorum. Oznaczenia: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – gatunki niezaklasyfikowane.

| Pełna nazwa gatunku                                            | Grupa troficzna |
|----------------------------------------------------------------|-----------------|
| <i>Acremonium</i> sp.                                          | s               |
| <i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl.                      | sp              |
| <i>Alternaria infectoria</i> E.G. Simmons                      | sp              |
| <i>Alternaria</i> sp.                                          | sp              |
| <i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire                 | sp              |
| <i>Arthrinium arundinis</i> (Corda) Dyko & B. Sutton           | pp              |
| <i>Aspergillus clavatus</i> Desm.                              | s               |
| <i>Aspergillus flavus</i> Link                                 | s               |
| <i>Aspergillus niger</i> Tiegh.                                | s               |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud | s               |
| <i>Botrytis cinerea</i> Pers.                                  | pp              |
| <i>Ceratocystis minor</i> (Hedgc.) J. Hunt                     | pp              |
| <i>Chaetomium globosum</i> Kunze                               | s               |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries    | sp              |
| <i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link                      | sp              |
| <i>Cladosporium macrocarpum</i> Preuss                         | sp              |
| <i>Colletotrichum</i> sp.                                      | pp              |
| <i>Didymella glomerata</i> (Corda) Qian Chen & L. Cai          | pp              |
| <i>Epicoccum nigrum</i> Link                                   | sp              |
| <i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc.                          | pp              |
| <i>Fusarium culmorum</i> (Wm.G. Sm.) Sacc.                     | pp              |
| <i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.                         | pp              |
| <i>Fusarium fujikuroi</i> Nirenberg                            | pp              |
| <i>Fusarium gramineum</i> Corda                                | pp              |
| <i>Fusarium incarnatum</i> (Desm.) Sacc.                       | pp              |
| <i>Fusarium lateritium</i> Nees                                | pp              |
| <i>Fusarium oxysporum</i> Schldl.                              | pp              |
| <i>Fusarium roseum</i> Link                                    | pp              |
| <i>Fusarium</i> sp.                                            | pp              |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i> Sherb.                        | pp              |
| <i>Fusarium tricinctum</i> (Corda) Sacc.                       | pp              |
| <i>Humicola</i> sp.                                            | s               |

|                                                         |      |
|---------------------------------------------------------|------|
| kolonie bakteryjne                                      | null |
| kolonie białe niezarodnikujące                          | null |
| kolonie drożdżoidalne                                   | null |
| <i>Microdochium nivale</i> (Fr.) Samuels & I.C. Hallett | pp   |
| <i>Mucor fragilis</i> Bainier                           | s    |
| <i>Nigrospora oryzae</i> (Berk. & Broome) Petch         | pp   |
| <i>Penicillium expansum</i> Link                        | s    |
| <i>Penicillium glabrum</i> (Wehmer) Westling            | s    |
| <i>Penicillium notatum</i> Westling                     | s    |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i>              | s    |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Penicillium</i>             | s    |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Ramosa</i>                  | s    |
| <i>Penicillium</i> sp.                                  | s    |
| <i>Pestalotia</i> sp.                                   | pp   |
| <i>Phoma</i> sp.                                        | pp   |
| <i>Phomopsis velata</i> (Sacc.) Traverso                | pp   |
| <i>Pythium</i> sp.                                      | pp   |
| <i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill.             | s    |
| <i>Sordaria</i> sp.                                     | s    |
| <i>Sphaeropsis sapinea</i> (Fr.) Dyko & B. Sutton       | s    |
| <i>Trichoderma atroviride</i> P. Karst.                 | s    |
| <i>Trichoderma harzianum</i> Rafai                      | s    |
| <i>Trichoderma viride</i> Pers.                         | s    |
| <i>Trichothecium roseum</i> (Pers.) Link                | s    |
| <i>Valsa malicola</i> Z. Urb                            | pp   |

Tab. 13 Grzyby wyizolowane z porażonych pędów klona jesionolistnego, wykazujących objawy zamierania pędów, na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 – 2019 [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie].

| Stanowisko                                 | 2018 |      | 2019 |      |
|--------------------------------------------|------|------|------|------|
|                                            | N    | %    | N    | %    |
| <b>272 - WPN</b>                           |      |      |      |      |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 7    | 25   |      |      |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 21   | 75   |      |      |
| <b>290 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 2    | 100  |      |      |
| <b>291 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 2    | 33,3 |      |      |
| kolonie białe niezarodnikujące             | 3    | 50   |      |      |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 1    | 16,7 |      |      |
| <b>293 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Botrytis cinerea</i>                    | 1    | 33,3 |      |      |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 2    | 66,7 |      |      |
| <b>294 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 8    | 88,9 |      |      |
| kolonie białe niezarodnikujące             | 1    | 11,1 |      |      |
| <b>296 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>             |      |      | 1    | 12,5 |
| kolonie bakteryjne                         |      |      | 7    | 87,5 |
| <b>305 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 10   | 100  |      |      |
| <b>322 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 1    | 16,7 |      |      |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 1    | 16,7 |      |      |
| <i>Fusarium roseum</i>                     | 4    | 66,7 |      |      |
| <b>340 - Wrocław</b>                       |      |      |      |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                |      |      | 8    | 33,3 |

|                                            |           |     |           |      |
|--------------------------------------------|-----------|-----|-----------|------|
| <i>Alternaria</i> sp.                      |           |     | 2         | 8,3  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    |           |     | 1         | 4,2  |
| kolonie bakteryjne                         |           |     | 13        | 54,2 |
| <b>341 - Wrocław</b>                       |           |     |           |      |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 4         | 100 |           |      |
| <b>Suma końcowa</b>                        | <b>68</b> |     | <b>32</b> |      |

Tab. 14 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek kłona jesionolistnego [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 - 2019.

|                                            | 2018 |      | 2019 |      | Suma końcowa |      |
|--------------------------------------------|------|------|------|------|--------------|------|
|                                            | N    | %    | N    | %    | N            | %    |
| <b>Czekoladowa plamistość liści</b>        |      |      |      |      |              |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 6    | 20,0 | 11   | 29,7 | 17           | 25,4 |
| <i>Cladosporium herbarum</i>               |      |      | 1    | 2,7  | 1            | 1,5  |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 2    | 6,7  |      |      | 2            | 3,0  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 9    | 30,0 | 14   | 37,8 | 23           | 34,3 |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 12   | 40,0 | 5    | 13,5 | 17           | 25,4 |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           |      |      | 4    | 10,8 | 4            | 6,0  |
| kolonie białe niezarodnikujące             | 1    | 3,3  | 2    | 5,4  | 3            | 4,5  |
| <b>Pergaminowa plamistość liści</b>        |      |      |      |      |              |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 109  | 28,6 | 21   | 17,6 | 130          | 26,0 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>             | 43   | 11,3 | 12   | 10,1 | 55           | 11,0 |
| <i>Botrytis cinerea</i>                    |      |      | 1    | 0,8  | 1            | 0,2  |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i>        | 3    | 0,8  | 2    | 1,7  | 5            | 1,0  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>               |      |      | 5    | 4,2  | 5            | 1,0  |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 17   | 4,5  | 13   | 10,9 | 30           | 6,0  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 158  | 41,5 | 36   | 30,3 | 194          | 38,8 |
| <i>Fusarium avenaceum</i>                  | 3    | 0,8  | 2    | 1,7  | 5            | 1,0  |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 9    | 2,4  | 2    | 1,7  | 11           | 2,2  |
| <i>Fusarium roseum</i>                     | 4    | 1,0  | 6    | 5,0  | 10           | 2,0  |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           |      |      | 5    | 4,2  | 5            | 1,0  |
| <i>Nigrospora oryzae</i>                   | 12   | 3,1  | 1    | 0,8  | 13           | 2,6  |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 5    | 1,3  | 7    | 5,9  | 12           | 2,4  |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Ramosa</i>     | 1    | 0,3  | 3    | 2,5  | 4            | 0,8  |
| <i>Trichothecium roseum</i>                | 2    | 0,5  |      |      | 2            | 0,4  |
| kolonie białe niezarodnikujące             | 15   | 3,9  | 3    | 2,5  | 18           | 3,6  |
| <b>Zamieranie pędów (ogółem)</b>           |      |      |      |      |              |      |



|                                            |            |      |            |      |            |      |
|--------------------------------------------|------------|------|------------|------|------------|------|
| <i>Alternaria alternata</i>                | 11         | 16,2 | 8          | 25,0 | 19         | 19,0 |
| <i>Alternaria</i> sp.                      |            |      | 2          | 6,3  | 2          | 2,0  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>             |            |      | 1          | 3,1  | 1          | 1,0  |
| <i>Botrytis cinerea</i>                    | 1          | 1,5  |            |      | 1          | 1,0  |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 11         | 16,2 |            |      | 11         | 11,0 |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 2          | 2,9  | 1          | 3,1  | 3          | 3,0  |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 9          | 13,2 |            |      | 9          | 9,0  |
| <i>Fusarium roseum</i>                     | 4          | 5,9  |            |      | 4          | 4,0  |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 21         | 30,9 |            |      | 21         | 21,0 |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 5          | 7,4  |            |      | 5          | 5,0  |
| kolonie bakteryjne                         |            |      | 20         | 62,5 | 20         | 20,0 |
| kolonie białe niezarodnikujące             | 4          | 5,9  |            |      | 4          | 4,0  |
| <b>Zamieranie skrzydłaków</b>              |            |      |            |      |            |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 8          | 47,1 | 3          | 21,4 | 11         | 35,5 |
| <i>Didymella glomerata</i>                 | 6          | 35,3 | 6          | 42,9 | 12         | 38,7 |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 3          | 17,6 | 3          | 21,4 | 6          | 19,4 |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> |            |      | 2          | 14,3 | 2          | 6,5  |
| <b>Żółknięcie liści</b>                    |            |      |            |      |            |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 4          | 15,4 |            |      | 4          | 15,4 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>             | 13         | 50,0 |            |      | 13         | 50,0 |
| <i>Botrytis cinerea</i>                    | 1          | 3,8  |            |      | 1          | 3,8  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>               | 2          | 7,7  |            |      | 2          | 7,7  |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 2          | 7,7  |            |      | 2          | 7,7  |
| <i>Penicillium notatum</i>                 | 2          | 7,7  |            |      | 2          | 7,7  |
| <i>Phoma</i> sp.                           | 2          | 7,7  |            |      | 2          | 7,7  |
| <b>Suma końcowa</b>                        | <b>538</b> |      | <b>202</b> |      | <b>740</b> |      |

Tab. 15 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek kłona jesionolistnego [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa podlaskiego w roku 2017 – 2019.

|                                       | 2017 |      | 2018 |      | 2019 |      | Suma końcowa |      |
|---------------------------------------|------|------|------|------|------|------|--------------|------|
|                                       | N    | %    | N    | %    | N    | %    | N            | %    |
| <b>Pierścieniowa plamistość liści</b> |      |      |      |      |      |      |              |      |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>        |      |      | 13   | 59,1 | 33   | 84,6 | 46           | 42,2 |
| <i>Alternaria alternata</i>           | 2    | 4,2  |      |      |      |      | 2            | 1,8  |
| <i>Aspergillus niger</i>              | 5    | 10,4 |      |      |      |      | 5            | 4,6  |
| <i>Botrytis cinerea</i>               | 22   | 45,8 |      |      |      |      | 22           | 20,2 |
| <i>Didymella macrostoma</i>           |      |      |      |      | 5    | 12,8 | 5            | 4,6  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>               | 3    | 6,3  | 2    | 9,1  |      |      | 5            | 4,6  |
| <i>Fusarium tricinctum</i>            |      |      | 6    | 27,3 |      |      | 6            | 5,5  |
| <i>Penicillium notatum</i>            | 3    | 6,3  |      |      |      |      | 3            | 2,8  |
| <i>Phoma leveleii</i>                 | 13   | 27,1 |      |      |      |      | 13           | 11,9 |
| <i>Phomopsis velata</i>               |      |      | 1    | 4,5  |      |      | 1            | 0,9  |
| <i>Trichoderma koningii</i>           |      |      |      |      | 1    | 2,6  | 1            | 0,9  |
| <b>Zamieranie pędów</b>               |      |      |      |      |      |      |              |      |
| <i>Cladosporium herbarum</i>          |      |      | 2    | 6,7  |      |      | 2            | 6,7  |
| <i>Fusarium lateritium</i>            |      |      | 7    | 23,3 |      |      | 7            | 23,3 |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>      |      |      | 21   | 70,0 |      |      | 21           | 70   |
| <b>Żółknięcie liści</b>               |      |      |      |      |      |      |              |      |
| <i>Alternaria alternata</i>           |      |      | 11   | 61,1 | 35   | 71,4 | 46           | 68,7 |
| <i>Arthrinium arundinis</i>           |      |      |      |      | 1    | 2,0  | 1            | 1,5  |
| <i>Botrytis cinerea</i>               |      |      | 1    | 5,6  | 4    | 8,2  | 5            | 7,5  |
| <i>Fusarium lateritium</i>            |      |      |      |      | 7    | 14,3 | 7            | 10,4 |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>      |      |      | 2    | 11,1 |      |      | 2            | 3,0  |
| <i>Penicillium notatum</i>            |      |      | 2    | 11,1 |      |      | 2            | 3,0  |
| <i>Phacidium lacerum</i>              |      |      |      |      | 1    | 2,0  | 1            | 1,5  |
| <i>Phoma</i> sp.                      |      |      | 2    | 11,1 |      |      | 2            | 3,0  |
| <i>Trichoderma viride</i>             |      |      |      |      | 1    | 2,0  | 1            | 1,5  |

| <b>Plamistość liści</b>     |           |  |           |      |           |  |            |      |
|-----------------------------|-----------|--|-----------|------|-----------|--|------------|------|
| <i>Alternaria alternata</i> |           |  | 7         | 43,8 |           |  | 7          | 43,8 |
| <i>Epicoccum nigrum</i>     |           |  | 2         | 12,5 |           |  | 2          | 12,5 |
| <i>Fusarium tricinctum</i>  |           |  | 6         | 37,5 |           |  | 6          | 37,5 |
| <i>Phomopsis velata</i>     |           |  | 1         | 6,3  |           |  | 1          | 6,3  |
| <b>Suma końcowa</b>         | <b>48</b> |  | <b>86</b> |      | <b>88</b> |  | <b>222</b> |      |

Tab. 16 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek czeremchy amerykańskiej [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 - 2019.

|                                             | 2018 |       | 2019 |       | Suma końcowa |       |
|---------------------------------------------|------|-------|------|-------|--------------|-------|
|                                             | N    | %     | N    | %     | N            | %     |
| <b>Dziurkowatość liści</b>                  |      |       |      |       |              |       |
| <i>Alternaria alternata</i>                 | 3    | 13,0  |      |       | 3            | 13,0  |
| <i>Arthrimum arundinis</i>                  | 12   | 52,2  |      |       | 12           | 52,2  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>              | 2    | 8,7   |      |       | 2            | 8,7   |
| <i>Botrytis cinerea</i>                     | 2    | 8,7   |      |       | 2            | 8,7   |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                     | 2    | 8,7   |      |       | 2            | 8,7   |
| <i>Trichoderma harzianum</i>                | 1    | 4,3   |      |       | 1            | 4,3   |
| <b>Nekrotyczna plamistość liści</b>         |      |       |      |       |              |       |
| <i>Alternaria alternata</i>                 | 24   | 25,8% | 10   | 17,9% | 34           | 22,8% |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>              | 18   | 19,4% | 20   | 35,7% | 38           | 25,5% |
| <i>Botrytis cinerea</i>                     | 1    | 1,1%  | 2    | 3,6%  | 3            | 2,0%  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>                | 13   | 14,0% | 10   | 17,9% | 23           | 15,4% |
| <i>Didymella glomerata</i>                  | 4    | 4,3%  | 4    | 7,1%  | 8            | 5,4%  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                     | 16   | 17,2% | 5    | 8,9%  | 21           | 14,1% |
| <i>Fusarium lateritium</i>                  | 3    | 3,2%  |      |       | 3            | 2,0%  |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>            | 6    | 6,5%  | 3    | 5,4%  | 9            | 6,0%  |
| kolonie białe niezarodnikujące              | 8    | 8,6%  | 2    | 3,6%  | 10           | 6,7%  |
| <b>Zamieranie brzegów blaszki liściowej</b> |      |       |      |       |              |       |
| <i>Alternaria alternata</i>                 | 32   | 50,8% | 12   | 40,0% | 44           | 47,3% |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>              | 3    | 4,8%  | 3    | 10,0% | 6            | 6,5%  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>                | 12   | 19,0% | 4    | 13,3% | 16           | 17,2% |
| <i>Didymella glomerata</i>                  |      |       | 3    | 10,0% | 3            | 3,2%  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                     | 8    | 12,7% | 2    | 6,7%  | 10           | 10,8% |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>            | 5    | 7,9%  | 2    | 6,7%  | 7            | 7,5%  |
| <i>Penicillium sect. Chrysogena</i>         | 1    | 1,6%  | 4    | 13,3% | 5            | 5,4%  |
| kolonie drożdżoidalne                       | 2    | 3,2%  |      |       | 2            | 2,2%  |

| <b>Zamieranie liści</b>             |    |       |   |       |    |       |
|-------------------------------------|----|-------|---|-------|----|-------|
| <i>Alternaria alternata</i>         | 1  | 1,9%  |   |       | 1  | 1,9%  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>      | 28 | 52,8% |   |       | 28 | 52,8% |
| <i>Botrytis cinerea</i>             | 5  | 9,4%  |   |       | 5  | 9,4%  |
| <i>Fusarium avenaceum</i>           | 13 | 24,5% |   |       | 13 | 24,5% |
| <i>Penicillium notatum</i>          | 6  | 11,3% |   |       | 6  | 11,3% |
| <b>Zamieranie owoców</b>            |    |       |   |       |    |       |
| <i>Didymella glomerata</i>          | 6  | 54,5% |   |       | 6  | 54,5% |
| <i>Penicillium expansum</i>         | 5  | 45,5% |   |       | 5  | 45,5% |
| <b>Zamieranie pędów</b>             |    |       |   |       |    |       |
| <i>Alternaria alternata</i>         | 12 | 16,0% |   |       | 12 | 16,0% |
| <i>Botrytis cinerea</i>             | 6  | 8,0%  |   |       | 6  | 8,0%  |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i> | 4  | 5,3%  |   |       | 4  | 5,3%  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>        | 12 | 16,0% |   |       | 12 | 16,0% |
| <i>Epicoccum nigrum</i>             | 6  | 8,0%  |   |       | 6  | 8,0%  |
| <i>Fusarium avenaceum</i>           | 3  | 4,0%  |   |       | 3  | 4,0%  |
| <i>Fusarium sp.</i>                 | 1  | 1,3%  |   |       | 1  | 1,3%  |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>    | 13 | 17,3% |   |       | 13 | 17,3% |
| <i>Penicillium glabrum</i>          | 2  | 2,7%  |   |       | 2  | 2,7%  |
| <i>Penicillium notatum</i>          | 4  | 5,3%  |   |       | 4  | 5,3%  |
| <i>Penicillium sp.</i>              | 2  | 2,7%  |   |       | 2  | 2,7%  |
| <i>Phoma sp.</i>                    | 3  | 4,0%  |   |       | 3  | 4,0%  |
| <i>Sphaeropsis sapinea</i>          | 7  | 9,3%  |   |       | 7  | 9,3%  |
| <b>Zamieranie szypulek owocu</b>    |    |       |   |       |    |       |
| <i>Alternaria alternata</i>         | 9  | 42,9% | 4 | 15,4% | 13 | 27,7% |
| <i>Aspergillus niger</i>            |    |       | 1 | 3,8%  | 1  | 2,1%  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>      | 8  | 38,1% | 7 | 26,9% | 15 | 31,9% |
| <i>Cladosporium herbarum</i>        |    |       | 2 | 7,7%  | 2  | 4,3%  |
| <i>Didymella glomerata</i>          |    |       | 2 | 7,7%  | 2  | 4,3%  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>             | 3  | 14,3% | 2 | 7,7%  | 5  | 10,6% |

|                                  |            |      |            |       |            |       |
|----------------------------------|------------|------|------------|-------|------------|-------|
| <i>Fusarium avenaceum</i>        |            |      | 8          | 30,8% | 8          | 17,0% |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i> | 1          | 4,8% |            |       | 1          | 2,1%  |
| <b>Suma końcowa</b>              | <b>327</b> |      | <b>112</b> |       | <b>439</b> |       |

Tab. 17 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek czeremchy amerykańskiej [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa podlaskiego w roku 2017 - 2019.

|                                        | 2017 |      | 2018 |      | 2019     |      | Suma końcowa |      |
|----------------------------------------|------|------|------|------|----------|------|--------------|------|
|                                        | N    | %    | N    | %    | N        | %    | N            | %    |
| <b>Dziurkowatość liści</b>             |      |      |      |      |          |      |              |      |
| <i>Alternaria alternata</i>            | 10   | 32,3 |      |      | 14       | 70   | 24           | 38,7 |
| <i>Arthrimum arundinis</i>             |      |      | 7    | 63,6 |          |      | 7            | 11,3 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>         |      |      |      |      | 2        | 10   | 2            | 3,2  |
| <i>Botrytis cinerea</i>                |      |      | 2    | 18,2 | 4        | 20   | 6            | 9,7  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>           |      |      |      |      |          |      | 0            | 0,0  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                | 10   | 32,3 | 2    | 18,2 |          |      | 12           | 19,4 |
| <i>Fusarium avenaceum</i>              |      |      |      |      |          |      | 0            | 0,0  |
| <i>Penicillium notatum</i>             | 3    | 9,7  |      |      |          |      | 3            | 4,8  |
| <i>Penicillium soppii</i>              | 1    | 3,2  |      |      |          |      | 1            | 1,6  |
| <i>Sclerotinia sclerotiorum</i>        | 3    | 9,7  |      |      |          |      | 3            | 4,8  |
| <i>Trichoderma harzianum</i>           | 4    | 12,9 |      |      |          |      | 4            | 6,5  |
| <b>Czarna plamistość liści i pędów</b> |      |      |      |      | <b>2</b> |      |              |      |
| <i>Alternaria alternata</i>            |      |      | 8    | 15,4 | 7        | 25,9 | 15           | 7,5  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>         |      |      |      |      | 5        | 18,5 | 5            | 2,5  |
| <i>Botrytis cinerea</i>                | 3    | 2,5  | 6    | 11,5 |          |      | 9            | 4,5  |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i>    |      |      | 4    | 7,7  | 4        | 14,8 | 8            | 4,0  |
| <i>Cladosporium herbarum</i>           |      |      | 12   | 23,1 |          |      | 12           | 6,0  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                | 3    | 2,5  |      |      |          |      | 3            | 1,5  |
| <i>Fusarium avenaceum</i>              |      |      | 3    | 5,8  |          |      | 3            | 1,5  |
| <i>Fusarium culmorum</i>               | 4    | 3,3  |      |      |          |      | 4            | 2,0  |
| <i>Fusarium oxysporum</i>              | 1    | 0,8  |      |      |          |      | 1            | 0,5  |
| <i>Fusarium equiseti</i>               | 1    | 0,8  |      |      |          |      | 1            | 0,5  |
| <i>Fusarium sp.</i>                    |      |      | 1    | 1,9  |          |      | 1            | 0,5  |
| <i>Penicillium glabrum</i>             |      |      | 2    | 3,8  |          |      | 2            | 1,0  |
| <i>Penicillium notatum</i>             |      |      | 4    | 7,7  |          |      | 4            | 2,0  |

|                                  |            |      |           |      |           |      |            |      |
|----------------------------------|------------|------|-----------|------|-----------|------|------------|------|
| <i>Penicillium</i> sp.           |            |      | 2         | 3,8  |           |      | 2          | 1,0  |
| <i>Phoma leveleii</i>            | 110        | 90,2 | 3         | 5,8  |           |      | 113        | 56,2 |
| <i>Phomopsis velata</i>          |            |      |           |      | 3         | 11,1 | 3          | 1,5  |
| <i>Sordaria fimicola</i>         |            |      |           |      | 7         | 25,9 | 7          | 3,5  |
| <i>Sphaeropsis sapinea</i>       |            |      | 7         | 13,5 | 1         | 3,7  | 8          | 4,0  |
| <b>Zamieranie owoców</b>         |            |      |           |      |           |      |            |      |
| <i>Botrytis cinerea</i>          | 15         | 39,5 |           |      |           |      | 15         | 34,9 |
| <i>Penicillium expansum</i>      |            |      | 5         | 100  |           |      | 5          | 11,6 |
| <i>Phoma leveleii</i>            | 23         | 60,5 |           |      |           |      | 23         | 53,5 |
| <b>Zamieranie szypulek owocu</b> |            |      |           |      |           |      |            |      |
| <i>Alternaria alternata</i>      |            |      | 4         | 57,1 |           |      | 4          | 57,1 |
| <i>Epicoccum nigrum</i>          |            |      | 2         | 28,6 |           |      | 2          | 28,6 |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i> |            |      | 1         | 14,3 |           |      | 1          | 14,3 |
| <b>Suma końcowa</b>              | <b>191</b> |      | <b>75</b> |      | <b>47</b> |      | <b>313</b> |      |



Tab. 18 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek tawuły kutnerowatej [liczba kolonii (w nawiasie frekwencja występowania w %)] w latach 2018 – 2019.

| Gatunek                        | 2018       |      | 2019       |      | Σ          |      |
|--------------------------------|------------|------|------------|------|------------|------|
|                                | N          | %    | N          | %    | N          | %    |
| <b>Plamistość liści</b>        |            |      |            |      |            |      |
| <i>Alternaria alternata</i>    | 12         | 14,0 | 7          | 13,7 | 19         | 13,9 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> | 7          | 8,1  | 6          | 11,8 | 13         | 9,5  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>        | 26         | 30,2 | 13         | 25,5 | 39         | 28,5 |
| <i>Fusarium avenaceum</i>      | 6          | 7,0  | 2          | 3,9  | 8          | 5,8  |
| <i>Fusarium lateritium</i>     | 9          | 10,5 | 4          | 7,8  | 13         | 9,5  |
| <i>Fusarium tricinctum</i>     | 14         | 16,3 | 9          | 17,6 | 23         | 16,8 |
| <i>Trichoderma atroviride</i>  | 1          | 1,2  | 7          | 13,7 | 8          | 5,8  |
| <i>Trichoderma viride</i>      | 1          | 1,2  | 3          | 5,9  | 4          | 2,9  |
| kolonie drożdżoidalne          | 10         | 11,6 |            |      | 10         | 7,3  |
| <b>Więdnięcie pędu</b>         |            |      |            |      |            |      |
| <i>Alternaria alternata</i>    | 8          | 12,7 | 14         | 21,2 | 22         | 17,1 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> | 17         | 27,0 | 14         | 21,2 | 31         | 24,0 |
| <i>Cladosporium herbarum</i>   | 2          | 3,2  | 5          | 7,6  | 7          | 5,4  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>        | 8          | 12,7 | 9          | 13,6 | 17         | 13,2 |
| <i>Fusarium avenaceum</i>      | 7          | 11,1 | 9          | 13,6 | 16         | 12,4 |
| <i>Fusarium lateritium</i>     | 2          | 3,2  | 2          | 3,0  | 4          | 3,1  |
| <i>Fusarium tricinctum</i>     | 12         | 19,0 | 9          | 13,6 | 21         | 16,3 |
| kolonie drożdżoidalne          | 7          | 11,1 | 4          | 6,1  | 11         | 8,5  |
| <b>Σ</b>                       | <b>149</b> |      | <b>117</b> |      | <b>266</b> |      |

Tab. 19 Grzyby zasiedlające nasiona klona jesionolistnego na terenie Wigierskiego Parku Narodowego w 2017 i 2019 roku. Objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone.

| Gatunek                                    | 2017 |     |     |      | 2019 |    |     |      |
|--------------------------------------------|------|-----|-----|------|------|----|-----|------|
|                                            | MEA  |     | Σ   | %    | MEA  |    | Σ   | %    |
|                                            | -    | +   |     |      | -    | +  |     |      |
| <i>Acremonium</i> sp.                      |      | 47  | 47  | 4,6  |      |    |     |      |
| <i>Alternaria alternata</i>                | 45   | 113 | 158 | 15,6 | 130  | 88 | 218 | 59,4 |
| <i>Alternaria</i> sp.                      |      | 1   | 1   | 0,1  |      |    |     |      |
| <i>Aspergillus flavus</i>                  | 9    | 1   | 10  | 1,0  |      |    |     |      |
| <i>Aspergillus niger</i>                   | 2    |     | 2   | 0,2  |      |    |     |      |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>             | 4    |     | 4   | 0,4  |      |    |     |      |
| <i>Botrytis cinerea</i>                    | 121  | 49  | 170 | 16,8 |      |    |     |      |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i>        |      | 2   | 2   | 0,2  |      |    |     |      |
| <i>Cladosporium herbarum</i>               |      | 3   | 3   | 0,3  | 9    | 4  | 13  | 3,5  |
| <i>Colletotrichum</i> sp.                  |      |     |     |      | 10   | 15 | 25  | 6,8  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 10   | 39  | 49  | 4,8  | 30   | 6  | 36  | 9,8  |
| <i>Fusarium avenaceum</i>                  |      | 4   | 4   | 0,4  |      |    |     |      |
| <i>Fusarium equiseti</i>                   |      | 2   | 2   | 0,2  |      |    |     |      |
| <i>Fusarium graminum</i>                   | 14   |     | 14  | 1,4  |      |    |     |      |
| <i>Fusarium graminearum</i>                |      |     |     |      | 2    |    | 2   | 0,5  |
| <i>Fusarium incarnatum</i>                 | 1    |     | 1   | 0,1  |      |    |     |      |
| <i>Fusarium roseum</i>                     | 58   | 96  | 154 | 15,2 |      |    |     |      |
| <i>Fusarium</i> sp.                        | 26   | 23  | 49  | 4,8  |      |    |     |      |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 2    | 3   | 5   | 0,5  | 5    |    | 5   | 1,4  |
| <i>Microdochium nivale</i>                 | 7    | 8   | 15  | 1,5  |      |    |     |      |
| <i>Mucor fragilis</i>                      | 1    |     | 1   | 0,1  |      |    |     |      |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 23   | 10  | 33  | 3,3  |      |    |     |      |
| <i>Phoma</i> sp.                           |      | 3   | 3   | 0,3  |      |    |     |      |
| <i>Rhizopus stolonifer</i>                 | 7    |     | 7   | 0,7  |      |    |     |      |
| <i>Trichoderma harzianum</i>               | 3    | 1   | 4   | 0,4  |      |    |     |      |

|                                |            |            |             |      |            |            |            |      |
|--------------------------------|------------|------------|-------------|------|------------|------------|------------|------|
| <i>Trichoderma viride</i>      | 25         |            | 25          | 2,5  |            |            |            |      |
| kolonie białe niezarodnikujące | 8          | 31         | 39          | 3,9  |            |            |            |      |
| kolonie drożdżoidalne          | 112        | 98         | 210         | 20,8 | 50         | 18         | 68         | 18,5 |
| <b>Suma końcowa</b>            | <b>478</b> | <b>534</b> | <b>1012</b> |      | <b>236</b> | <b>131</b> | <b>367</b> |      |

Wyjaśnienie – w 2018 roku nasiona klona jesionolistnego nie występowały na drzewach objętych badaniem w WPN.

Tab. 20 Grzyby zasiedlające nasiona klona jesionolistnego na terenie Dolnego Śląska w 2018 i 2019 roku. Objasnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone.

| Gatunek                             | 2018 |     |       |     |     |       |             |             | 2019 |     |       |      |     |       |             |             |
|-------------------------------------|------|-----|-------|-----|-----|-------|-------------|-------------|------|-----|-------|------|-----|-------|-------------|-------------|
|                                     | MEA  |     | Σ MEA | PDA |     | Σ PDA | Σ           | %           | MEA  |     | Σ MEA | PDA  |     | Σ PDA | Σ           | %           |
|                                     | -    | +   |       | -   | +   |       |             |             | -    | +   |       |      |     |       |             |             |
| <i>Alternaria alternata</i>         | 566  | 403 | 969   | 431 | 395 | 826   | <b>1795</b> | <b>43,8</b> | 967  | 740 | 1707  | 1095 | 727 | 1822  | <b>3529</b> | <b>40,9</b> |
| <i>Alternaria infectoria</i>        | 6    | 3   | 9     | 5   | 2   | 7     | <b>16</b>   | <b>0,4</b>  |      |     |       |      |     |       |             |             |
| <i>Alternaria</i> sp.               | 7    | 3   | 10    | 26  | 14  | 40    | <b>50</b>   | <b>1,2</b>  |      |     |       |      |     |       |             |             |
| <i>Alternaria tenuissima</i>        | 1    |     | 1     | 10  | 3   | 13    | <b>14</b>   | <b>0,3</b>  |      |     |       |      | 1   | 1     | <b>1</b>    | <b>0,0</b>  |
| <i>Aspergillus flavus</i>           |      |     |       |     |     |       |             |             | 1    |     | 1     | 2    |     | 2     | <b>3</b>    | <b>0,0</b>  |
| <i>Aspergillus niger</i>            | 3    |     | 3     | 3   |     | 3     | <b>6</b>    | <b>0,1</b>  | 17   |     | 17    | 47   | 6   | 53    | <b>70</b>   | <b>0,8</b>  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>      | 27   | 42  | 69    | 43  | 39  | 82    | <b>151</b>  | <b>3,7</b>  | 181  | 123 | 304   | 261  | 201 | 462   | <b>766</b>  | <b>8,9</b>  |
| <i>Botrytis cinerea</i>             |      | 1   | 1     | 6   |     | 6     | <b>7</b>    | <b>0,2</b>  |      | 1   | 1     | 2    | 2   | 4     | <b>5</b>    | <b>0,1</b>  |
| <i>Chaetomium globosum</i>          | 55   | 44  | 99    | 53  | 45  | 98    | <b>197</b>  | <b>4,8</b>  | 19   | 7   | 26    | 10   | 6   | 16    | <b>42</b>   | <b>0,5</b>  |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i> | 1    |     | 1     |     |     |       | <b>1</b>    | <b>0,0</b>  | 738  | 295 | 1033  | 193  | 186 | 379   | <b>1412</b> | <b>16,4</b> |
| <i>Cladosporium herbarum</i>        | 1    | 2   | 3     | 2   | 3   | 5     | <b>8</b>    | <b>0,2</b>  |      |     |       |      | 1   | 1     | <b>1</b>    | <b>0,0</b>  |
| <i>Colletotrichum</i> sp.           | 172  | 233 | 405   | 210 | 269 | 479   | <b>884</b>  | <b>21,6</b> | 310  | 284 | 594   | 213  | 189 | 402   | <b>996</b>  | <b>11,5</b> |
| <i>Didymella glomerata</i>          | 80   | 37  | 117   | 81  | 44  | 125   | <b>242</b>  | <b>5,9</b>  | 30   | 70  | 100   | 34   | 75  | 109   | <b>209</b>  | <b>2,4</b>  |
| <i>Epicoccum nigrum</i>             | 91   | 44  | 135   | 105 | 52  | 157   | <b>292</b>  | <b>7,1</b>  | 137  | 23  | 160   | 330  | 57  | 387   | <b>547</b>  | <b>6,3</b>  |

|                                            |    |    |    |    |    |    |            |            |     |    |     |    |     |     |            |            |
|--------------------------------------------|----|----|----|----|----|----|------------|------------|-----|----|-----|----|-----|-----|------------|------------|
| <i>Fusarium avenaceum</i>                  |    |    |    |    | 2  | 2  | <b>2</b>   | <b>0,0</b> |     | 1  | 1   | 18 | 3   | 21  | <b>22</b>  | <b>0,3</b> |
| <i>Fusarium culmorum</i>                   |    |    |    |    |    |    |            |            | 1   |    | 1   | 10 | 1   | 11  | <b>12</b>  | <b>0,1</b> |
| <i>Fusarium fujikuroi</i>                  |    |    |    |    |    |    |            |            | 2   |    | 2   |    |     |     | <b>2</b>   | <b>0,0</b> |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 | 12 | 18 | 30 | 21 | 16 | 37 | <b>67</b>  | <b>1,6</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Fusarium oxysporum</i>                  | 11 | 7  | 18 | 6  | 5  | 11 | <b>29</b>  | <b>0,7</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Fusarium roseum</i>                     | 33 | 30 | 63 | 36 | 15 | 51 | <b>114</b> | <b>2,8</b> | 134 | 87 | 221 | 85 | 111 | 196 | <b>417</b> | <b>4,8</b> |
| <i>Fusarium</i> sp.                        |    |    |    |    |    |    |            |            |     |    |     | 3  |     | 3   | <b>3</b>   | <b>0,0</b> |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 8  | 9  | 17 | 10 | 13 | 23 | <b>40</b>  | <b>1,0</b> | 115 | 36 | 151 | 50 | 34  | 84  | <b>235</b> | <b>2,7</b> |
| <i>Fusarium tricinctum</i>                 | 1  | 1  | 2  |    | 2  | 2  | <b>4</b>   | <b>0,0</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Humicola</i> sp.                        |    |    |    |    |    |    |            |            | 3   | 4  | 7   | 3  |     | 3   | <b>10</b>  | <b>0,1</b> |
| <i>Mucor fragilis</i>                      | 2  |    | 2  | 2  |    | 2  | <b>4</b>   | <b>0,1</b> | 1   | 1  | 2   | 7  | 2   | 9   | <b>11</b>  | <b>0,1</b> |
| <i>Nigrospora oryzae</i>                   |    |    |    |    |    |    |            |            |     | 1  | 1   | 7  | 5   | 12  | <b>13</b>  | <b>0,2</b> |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 4  |    | 4  |    |    |    | <b>4</b>   | <b>0,1</b> | 3   |    | 3   | 5  |     | 5   | <b>8</b>   | <b>0,1</b> |
| <i>Phoma</i> sp.                           | 3  | 6  | 9  | 5  | 2  | 7  | <b>16</b>  | <b>0,4</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Phomopsis velata</i>                    |    |    |    |    | 1  | 1  | <b>1</b>   | <b>0,0</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Rhizopus stolonifer</i>                 | 3  |    | 3  | 3  | 1  | 4  | <b>7</b>   | <b>0,2</b> | 9   | 1  | 10  | 4  | 1   | 5   | <b>15</b>  | <b>0,2</b> |
| <i>Sordaria</i> sp.                        |    |    |    |    |    |    |            |            | 13  | 9  | 22  | 17 | 22  | 39  | <b>61</b>  | <b>0,7</b> |
| <i>Trichoderma atroviride</i>              | 2  | 1  | 3  | 6  | 1  | 7  | <b>10</b>  | <b>0,2</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |
| <i>Trichoderma viride</i>                  | 2  |    | 2  | 1  |    | 1  | <b>3</b>   | <b>0,1</b> |     |    |     |    |     |     |            |            |

|                                |             |            |             |             |            |             |             |            |             |             |             |             |             |             |             |            |
|--------------------------------|-------------|------------|-------------|-------------|------------|-------------|-------------|------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|------------|
| <i>Valsa malicola</i>          | 1           | 1          | 2           | 1           | 2          | 3           | <b>5</b>    | <b>0,1</b> |             |             |             |             |             |             |             |            |
| kolonie bakteryjne             | 2           | 1          | 3           | 1           | 1          | 2           | <b>5</b>    | <b>0,1</b> | 58          | 76          | 134         | 30          | 34          | 64          | <b>198</b>  | <b>2,3</b> |
| kolonie białe niezarodnikujące | 22          | 26         | 48          | 19          | 29         | 48          | <b>96</b>   | <b>2,3</b> | 3           |             | 3           | 1           | 3           | 4           | <b>7</b>    | <b>0,1</b> |
| kolonie drożdżoidalne          | 2           | 16         | 18          | 6           | 6          | 12          | <b>30</b>   | <b>0,7</b> | 13          | 11          | 24          | 8           |             | 8           | <b>32</b>   | <b>0,4</b> |
| <b>Suma końcowa</b>            | <b>1118</b> | <b>928</b> | <b>2046</b> | <b>1092</b> | <b>962</b> | <b>2054</b> | <b>4100</b> |            | <b>2755</b> | <b>1770</b> | <b>4525</b> | <b>2435</b> | <b>1667</b> | <b>4102</b> | <b>8627</b> |            |

Tab. 21 Grzyby zasiedlające nasiona czeremchy amerykańskiej w 2018r. na terenie Dolnego Śląska.  
Objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone.

| 2018                                        |                   |           |            |      |            |            |            |      |             |
|---------------------------------------------|-------------------|-----------|------------|------|------------|------------|------------|------|-------------|
| Gatunek                                     | Bory Dolnośląskie |           |            |      | Wrocław    |            |            |      | Σ           |
|                                             | PDA               |           | Σ          | %    | PDA        |            | Σ          | %    |             |
|                                             | -                 | +         |            |      | -          | +          |            |      |             |
| <i>Alternaria alternata</i>                 | 80                | 53        | 133        | 51,8 | 87         | 77         | 164        | 19,3 | 297         |
| <i>Alternaria</i> sp.                       | 6                 | 5         | 11         | 4,3  | 44         | 33         | 77         | 9,1  | 88          |
| <i>Aspergillus niger</i>                    |                   |           |            |      |            | 1          | 1          | 0,1  | 1           |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>              |                   | 15        | 15         | 5,8  | 129        | 131        | 260        | 30,6 | 275         |
| <i>Botrytis cinerea</i>                     | 10                | 4         | 14         | 5,4  | 39         | 29         | 68         | 8,0  | 82          |
| <i>Cladosporium herbarum</i>                |                   |           |            |      | 3          | 1          | 4          | 0,5  | 4           |
| <i>Epicoccum nigrum</i>                     | 44                | 6         | 50         | 19,5 | 63         | 23         | 86         | 10,1 | 136         |
| <i>Fusarium fujikuroi</i>                   |                   |           |            |      | 8          | 15         | 23         | 2,7  | 23          |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>            | 3                 | 1         | 4          | 1,6  | 16         | 5          | 21         | 2,5  | 25          |
| <i>Fusarium tricinctum</i>                  | 7                 | 1         | 8          | 3,1  | 7          | 3          | 10         | 1,2  | 18          |
| <i>Mucor fragilis</i>                       |                   |           |            |      | 2          | 3          | 5          | 0,6  | 5           |
| <i>Nigrospora oryzae</i>                    | 1                 | 7         | 8          | 3,1  | 1          | 7          | 8          | 0,9  | 16          |
| <i>Penicillium expansum</i>                 | 1                 |           | 1          | 0,4  | 58         | 22         | 80         | 9,4  | 81          |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i>  |                   |           |            |      | 5          | 2          | 7          | 0,8  | 7           |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Penicillium</i> | 1                 |           | 1          | 0,4  | 19         | 4          | 23         | 2,7  | 24          |
| <i>Phomopsis velata</i>                     | 5                 |           | 5          | 1,9  |            |            |            |      | 5           |
| <i>Rhizopus stolonifer</i>                  |                   | 1         | 1          | 0,4  | 5          |            | 5          | 0,6  | 6           |
| <i>Trichoderma viride</i>                   | 4                 | 1         | 5          | 1,9  |            |            |            |      | 5           |
| kolonie białe niezarodnikujące              |                   | 1         | 1          | 0,4  | 5          | 3          | 8          | 0,9  | 9           |
| <b>Suma końcowa</b>                         | <b>162</b>        | <b>95</b> | <b>257</b> |      | <b>491</b> | <b>359</b> | <b>850</b> |      | <b>1107</b> |

Wyjaśnienie – w 2019 roku nasiona czeremchy amerykańskiej nie zostały zebrane, ze względu na ich przedwczesny opad.

Tab. 22 Grzyby wyizolowane z nasion tawuły kutnerowatej w latach 2017-2019 na terenie Borów Dolnośląskich. Objasnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone.

| Gatunek                             | 2017 |   |       |     |   |       |    |      | 2018 |    |       |     |    |       |     |      | 2019 |    |       |     |    |       |     |      |
|-------------------------------------|------|---|-------|-----|---|-------|----|------|------|----|-------|-----|----|-------|-----|------|------|----|-------|-----|----|-------|-----|------|
|                                     | MEA  |   | Σ MEA | PDA |   | Σ PDA | Σ  | %    | MEA  |    | Σ MEA | PDA |    | Σ PDA | Σ   | %    | MEA  |    | Σ MEA | PDA |    | Σ PDA | Σ   | %    |
|                                     | .    | + |       | .   | + |       |    |      | .    | +  |       | .   | +  |       |     |      | .    | +  |       | .   | +  |       |     |      |
| <i>Alternaria alternata</i>         | 3    | 2 | 5     | 3   |   | 3     | 8  | 9,3  | 64   | 28 | 92    | 84  | 23 | 107   | 199 | 14,7 | 79   | 22 | 101   | 86  | 56 | 142   | 243 | 17,8 |
| <i>Alternaria sp.</i>               |      |   |       |     |   |       |    |      | 1    |    | 1     | 1   | 2  | 3     | 4   | 0,3  |      | 1  | 1     | 6   | 1  | 7     | 8   | 0,6  |
| <i>Alternaria tenuissima</i>        |      |   |       |     |   |       |    |      |      | 2  | 2     |     | 4  | 4     | 6   | 0,4  | 3    | 1  | 4     | 3   | 4  | 7     | 11  | 0,8  |
| <i>Aspergillus clavatus</i>         |      |   |       |     |   |       |    |      | 1    |    | 1     | 1   |    | 1     | 2   | 0,1  |      |    |       |     |    |       |     |      |
| <i>Aspergillus niger</i>            |      |   |       |     |   |       |    |      |      |    |       |     |    |       |     |      | 9    | 16 | 25    | 5   | 5  | 10    | 35  | 2,6  |
| <i>Aureobasidium pullulans</i>      | 15   | 3 | 18    | 28  | 4 | 32    | 50 | 58,1 | 118  | 26 | 144   | 116 | 27 | 143   | 287 | 21,3 | 118  | 10 | 128   | 130 | 22 | 152   | 280 | 20,5 |
| <i>Botrytis cinerea</i>             |      |   |       |     | 5 | 5     | 5  | 5,8  |      | 1  | 1     |     |    |       | 1   | 0,1  |      |    |       | 1   | 1  | 2     | 2   | 0,1  |
| <i>Ceratocystis minor</i>           |      |   |       |     |   |       |    |      | 1    | 1  | 2     | 1   |    | 1     | 3   | 0,2  |      |    |       |     |    |       |     |      |
| <i>Chaetomium globosum</i>          |      |   |       |     |   |       |    |      | 3    | 1  | 4     | 5   |    | 5     | 9   | 0,7  | 1    |    | 1     |     | 1  | 1     | 2   | 0,1  |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i> | 1    |   | 1     |     |   |       | 1  | 1,2  | 14   | 7  | 21    | 30  | 5  | 35    | 56  | 4,1  | 284  | 29 | 313   | 244 | 26 | 270   | 583 | 42,7 |
| <i>Cladosporium herbarum</i>        | 1    | 1 | 2     | 1   |   | 1     | 3  | 3,5  | 208  | 46 | 254   | 195 | 43 | 238   | 492 | 36,4 | 13   | 2  | 15    | 2   |    | 2     | 17  | 1,2  |
| <i>Cladosporium macrocarpum</i>     |      |   |       |     |   |       |    |      | 14   |    | 14    | 7   |    | 7     | 21  | 1,6  |      |    |       |     |    |       |     |      |
| <i>Colletotrichum sp.</i>           |      |   |       |     |   |       |    |      |      |    |       |     |    |       |     |      | 1    |    | 1     |     |    |       | 1   | 0,1  |



|                                            |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             |            |            |            |            |            |            |             |            |
|--------------------------------------------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-------------|------------|------------|------------|------------|------------|------------|-------------|-------------|------------|------------|------------|------------|------------|------------|-------------|------------|
| <i>Epicoccum nigrum</i>                    | 5         | 2         | 7         | 2         | 1         | 3         | <b>10</b> | <b>11,6</b> | 55         | 21         | 76         | 53         | 12         | 65         | <b>141</b>  | <b>10,4</b> | 24         | 7          | 31         | 47         | 15         | 62         | <b>93</b>   | <b>6,8</b> |
| <i>Fusarium avenaceum</i>                  |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 3          |            | 3          |            |            |            | <b>3</b>    | <b>0,2</b> |
| <i>Fusarium lateritium</i>                 |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 7          | 4          | 11         | 10         |            | 10         | <b>21</b>   | <b>1,5</b> |
| <i>Fusarium sporotrichioides</i>           | 1         | 2         | 3         | 1         |           | 1         | <b>4</b>  | <b>4,7</b>  |            | 1          | 1          | 1          |            | 1          | <b>2</b>    | <b>0,1</b>  | 2          |            | 2          | 9          | 1          | 10         | <b>12</b>   | <b>0,9</b> |
| <i>Fusarium tricinctum</i>                 |           |           |           |           |           |           |           |             | 7          | 1          | 8          | 6          |            | 6          | <b>14</b>   | <b>1,0</b>  |            |            |            |            |            |            |             |            |
| <i>Mucor fragilis</i>                      |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             |            | 2          | 2          |            |            |            | <b>2</b>    | <b>0,1</b> |
| <i>Nigrospora oryzae</i>                   |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 2          |            | 2          | 1          | 1          | 2          | <b>4</b>    | <b>0,3</b> |
| <i>Penicillium</i> sect. <i>Chrysogena</i> | 1         |           | 1         | 1         | 2         | 3         | <b>4</b>  | <b>4,7</b>  |            |            |            | 2          |            | 2          | <b>2</b>    | <b>0,1</b>  | 5          |            | 5          | 3          |            | 3          | <b>8</b>    | <b>0,6</b> |
| <i>Pestalotia</i> sp.                      |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             |            |            |            |            | 1          | 1          | <b>1</b>    | <b>0,1</b> |
| <i>Phomopsis velata</i>                    |           |           |           |           |           |           |           |             | 13         | 8          | 21         | 12         | 5          | 17         | <b>38</b>   | <b>2,8</b>  |            |            |            | 2          |            | 2          | <b>2</b>    | <b>0,1</b> |
| <i>Pythium</i> sp.                         | 1         |           | 1         |           |           |           | <b>1</b>  | <b>1,2</b>  | 8          | 8          | 16         | 7          | 6          | 13         | <b>29</b>   | <b>2,1</b>  |            |            |            |            |            |            |             |            |
| <i>Rhizopus stolonifer</i>                 |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 1          | 1          | 2          |            |            |            | <b>2</b>    | <b>0,1</b> |
| <i>Trichoderma viride</i>                  |           |           |           |           |           |           |           |             | 7          |            | 7          | 2          | 1          | 3          | <b>10</b>   | <b>0,7</b>  |            |            |            | 1          |            | 1          | <b>1</b>    | <b>0,1</b> |
| kolonie bakteryjne                         |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 2          |            | 2          | 3          | 4          | 7          | <b>9</b>    | <b>0,7</b> |
| kolonie białe niezarodnikujące             |           |           |           |           |           |           |           |             |            |            |            |            |            |            |             |             | 5          | 4          | 9          | 1          | 2          | 3          | <b>12</b>   | <b>0,9</b> |
| kolonie drożdżoidalne                      |           |           |           |           |           |           |           |             | 6          | 8          | 14         | 11         | 9          | 20         | <b>34</b>   | <b>2,5</b>  | 2          | 3          | 5          | 2          | 6          | 8          | <b>13</b>   | <b>1,0</b> |
| <b>Suma końcowa</b>                        | <b>28</b> | <b>10</b> | <b>38</b> | <b>36</b> | <b>12</b> | <b>48</b> | <b>86</b> |             | <b>520</b> | <b>159</b> | <b>679</b> | <b>534</b> | <b>137</b> | <b>671</b> | <b>1350</b> |             | <b>561</b> | <b>102</b> | <b>663</b> | <b>556</b> | <b>146</b> | <b>702</b> | <b>1365</b> |            |

Tab. 23 Identyfikacja molekularna na bazie sekwencji regionów ITS taksonów uzyskanych z materiału roślinnego z pobranego z województwa Dolnośląskiego i Podlaskiego.

| Kod izolatu | Gatunek                        | Zgodność z sekwencją z NCBI                                                                                    | Pokrycie analizowanej sekwencji z porównywaną | Żywiciel            | Część rośliny |
|-------------|--------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------|---------------------|---------------|
| AltAlt1     | <i>Alternaria alternata</i>    | MK972905.1,<br>MK183818.1                                                                                      | 100%                                          | <i>P. serotina</i>  | nasiona       |
| AltAlt2     | <i>Alternaria alternata</i>    | MN186753,<br>MN075403                                                                                          | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | liście        |
| AltAlt3     | <i>Alternaria alternata</i>    | MK684056,<br>MK684055                                                                                          | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | liście        |
| AltAlt4     | <i>Alternaria alternata</i>    | MG250608.1                                                                                                     | 100%                                          | <i>S. tomentosa</i> | nasiona       |
| AltAlt5     | <i>Alternaria alternata</i>    | MG250610.1,<br>MH879772.1                                                                                      | 100%                                          | <i>P. serotina</i>  | liście        |
| AltInf1     | <i>Alternaria infectoria</i>   | MH205934.1,<br>MK460954.1                                                                                      | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | nasiona       |
| AltSp1      | <i>Alternaria sp.</i>          | niemożliwa identyfikacja na podstawie jedynie odcinka ITS, ze względu na 100% podobieństwo z różnymi gatunkami |                                               | <i>S. tomentosa</i> | nasiona       |
| AltSp2      | <i>Alternaria sp.</i>          | niemożliwa identyfikacja na podstawie jedynie odcinka ITS, ze względu na 100% podobieństwo z różnymi gatunkami |                                               | <i>P. serotina</i>  | nasiona       |
| AltTen1     | <i>Alternaria tenuissima</i>   | MK967997.1,<br>MK575837.1                                                                                      | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | nasiona       |
| ArAr1       | <i>Arthrinium arundinis</i>    | AB470870,<br>MK256947                                                                                          | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | liście        |
| ArAr2       | <i>Arthrinium arundinis</i>    | MH889148.1,<br>MH647103.1                                                                                      | 100%                                          | <i>P. serotina</i>  | liście        |
| AspC1       | <i>Aspergillus clavatus</i>    | KT336536.1,<br>HQ589143.1                                                                                      | 100%                                          | <i>S. tomentosa</i> | nasiona       |
| AspN1       | <i>Aspergillus niger</i>       | MK990035.1,<br>MK886749.1                                                                                      | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | nasiona       |
| AP1         | <i>Aureobasidium pullulans</i> | MH023196.1,<br>MG271838.1                                                                                      | 100%                                          | <i>P. serotina</i>  | liście        |
| AP2         | <i>Aureobasidium pullulans</i> | MK460995,<br>MF497401                                                                                          | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | liście        |
| AP3         | <i>Aureobasidium pullulans</i> | MK460995,<br>MF497401                                                                                          | 100%                                          | <i>A. negundo</i>   | liście        |

|         |                                         |                            |        |                     |         |
|---------|-----------------------------------------|----------------------------|--------|---------------------|---------|
| BotC1   | <i>Botrytis cinerea</i>                 | MK986668.1,<br>MH346332.1, | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| BotC2   | <i>Botrytis cinerea</i>                 | MH316147,<br>MN186759      | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| BotC3   | <i>Botrytis cinerea</i>                 | KY322616.1,<br>MH988745.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| BotC4   | <i>Botrytis cinerea</i>                 | KR002909.1,<br>KF859919.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| ChG1    | <i>Chaetomium globosum</i>              | MK990032.1,<br>MK887325.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| CM1     | <i>Ceratocystis minor</i>               | MH931278.1,<br>MH740935.1  | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| CIC1    | <i>Cladosporium<br/>cladosporioides</i> | MK012416.1,<br>MG751277.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| Collet  | <i>Colletotrichum sp.</i>               | MF327188.1                 | 97,73% | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| DE1     | <i>Diaporthe eres</i>                   | MK910219.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| DidG11  | <i>Didymella glomerata</i>              | MK495990.1,<br>MK495989.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | pęd     |
| DidG12  | <i>Didymella glomerata</i>              | MK495990.1,<br>MK495989.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| DidMac1 | <i>Didymella macrostoma</i>             | MN187013,<br>MH858090      | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| EpiN1   | <i>Epicoccum nigrum</i>                 | MK911660.1,<br>MK907711.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| EpiN2   | <i>Epicoccum nigrum</i>                 | MH857848.1,<br>MH855260.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| EpiN3   | <i>Epicoccum nigrum</i>                 | MK911660.1                 | 99,34% | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| EpiN4   | <i>Epicoccum nigrum</i>                 | AB470817.1                 | 99,81% | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| EpiN5   | <i>Epicoccum nigrum</i>                 | MH860655.1,<br>MH860625.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| Faven1  | <i>Fusarium avenaceum</i>               | MK770790.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Faven2  | <i>Fusarium avenaceum</i>               | MH864972.1,<br>MH299955.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| Ffuji1  | <i>Fusarium fujikuroi</i>               | MH911404.1,<br>MH282573.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |

|        |                                  |                            |        |                     |         |
|--------|----------------------------------|----------------------------|--------|---------------------|---------|
| Flat1  | <i>Fusarium lateritium</i>       | JQ693397,<br>AF310980      | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| Flat2  | <i>Fusarium lateritium</i>       | MH424128.1,<br>MG066631.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| Flat3  | <i>Fusarium lateritium</i>       | LC171672.1,<br>MG066631.1, | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Flat4  | <i>Fusarium lateritium</i>       | JQ693397.1<br>AF310980.1   | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Flat5  | <i>Fusarium lateritium</i>       | JQ693397.1<br>AF310980.1   | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Flat6  | <i>Fusarium lateritium</i>       | JQ693397.1<br>AF310980.1   | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Foxy1  | <i>Fusarium oxysporum</i>        | KX618492.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb1 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | MK715295.1,<br>MG719647.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb2 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | MK715295.1,<br>MG602684.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb3 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KY605272.1,<br>KC899115.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb4 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KY605272.1,<br>KC899115.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb5 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KY605272.1,<br>KC899115.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb6 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KY605272.1,<br>KC899115.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb7 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KC899115.1,<br>KY605272.1  | 99,81% | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fsamb8 | <i>Fusarium sambucinum</i>       | KC899115.1,<br>KY605272.1  | 99,81% | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fspor3 | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | MK012401.1,<br>MH299952.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| Fspor1 | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | AY188917.1                 | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| Fspor2 | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | AY188917.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |

|          |                                  |                            |        |                     |         |
|----------|----------------------------------|----------------------------|--------|---------------------|---------|
| Fspor4   | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | MK562070.1,<br>MH299945.1  | 99,81% | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| Fspor5   | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | AY188917.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| Fspor6   | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | AY188917.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Fspor7   | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | AY188917.1                 | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| Fspor8   | <i>Fusarium sporotrichioides</i> | FJ614637.1,<br>AY188917.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Ftrici1  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MG840761.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| Ftrici2  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MN186752,<br>MK843921      | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| Ftrici3  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MG734910.1,<br>MH935071.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>   | liście  |
| Ftrici4  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MK843921.1,<br>MK790114.1, | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| Ftrici5  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MG840761.1                 | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| Ftrici6  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MG840761.1                 | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| Ftrici7  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MK843921.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Ftrici8  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MK788249.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| Ftrici9  | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MK788249.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| Ftrici10 | <i>Fusarium tricinctum</i>       | MK102644.1                 | 100%   | <i>S. tomentosa</i> | nasiona |
| MF1      | <i>Mucor fragilis</i>            | GU566275.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| NO1      | <i>Nigrospora oryzae</i>         | MG661721.1,<br>KY100126.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| NO2      | <i>Nigrospora oryzae</i>         | KT192341.1                 | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| NO3      | <i>Nigrospora oryzae</i>         | EU821485.1                 | 100%   | <i>A. negundo</i>   | nasiona |
| PenExp   | <i>Penicillium expansum</i>      | MK578895.1,<br>KP204877.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | nasiona |
| PenGl1   | <i>Penicillium glabrum</i>       | MH864674.1,<br>KY463488.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |
| PenSop1  | <i>Penicillium soppii</i>        | MH865749.1,<br>KJ028790.1  | 100%   | <i>P. serotina</i>  | liście  |

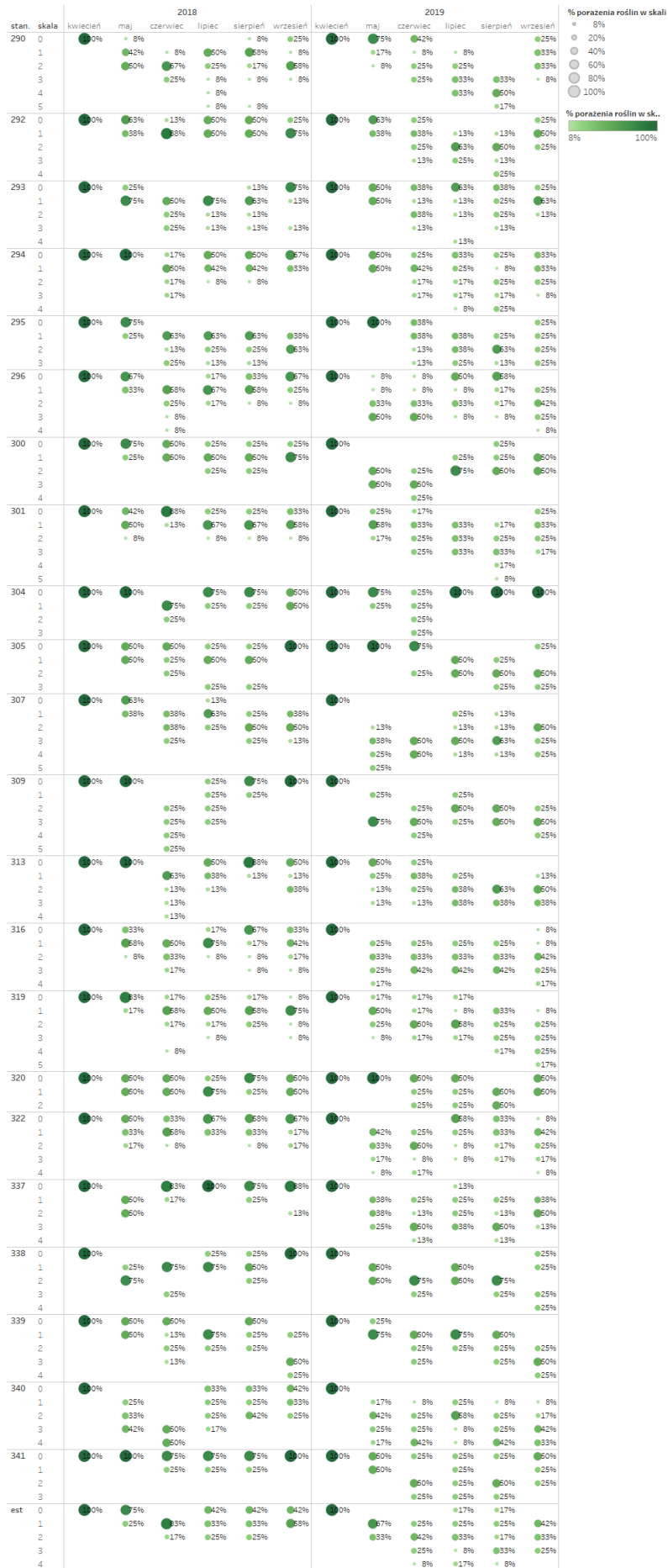
|        |                               |                           |        |                    |         |
|--------|-------------------------------|---------------------------|--------|--------------------|---------|
| PhSp   | <i>Phoma sp.</i>              | MH935066.1,<br>MF624364.1 | 100%   | <i>A. negundo</i>  | liście  |
| PhVel1 | <i>Phomopsis velata</i>       | MH935025.1,<br>MG281108.1 | 100%   | <i>A. negundo</i>  | liście  |
| SorFim | <i>Sordaria fimicola</i>      | KC254096,<br>AY681188     | 100%   | <i>A. negundo</i>  | liście  |
| SS1    | <i>Sphaeropsis sapinea</i>    | MF161421.1,<br>KX099650.1 | 100%   | <i>P. serotina</i> | liście  |
| TriAtr | <i>Trichoderma atroviride</i> | MH059534.1<br>MH153636.1  | 100%   | <i>A. negundo</i>  | nasiona |
| TriKon | <i>Trichoderma koningii</i>   | KX343121,<br>FJ430783     | 100%   | <i>A. negundo</i>  | liście  |
| TriVir | <i>Trichoderma viridae</i>    | MH864422.1,<br>KX379164.1 | 100%   | <i>P. serotina</i> | nasiona |
| VM     | <i>Valsa malicola</i>         | KF293829.1,<br>KF293828.1 | 99,79% | <i>A. negundo</i>  | nasiona |

Tab. 24 Indeksy bioróżnorodności Shannon-Wiener, Evanness i Simpson - dla poszczególnych stanowisk, oparte na analizie mykologicznej nasion.

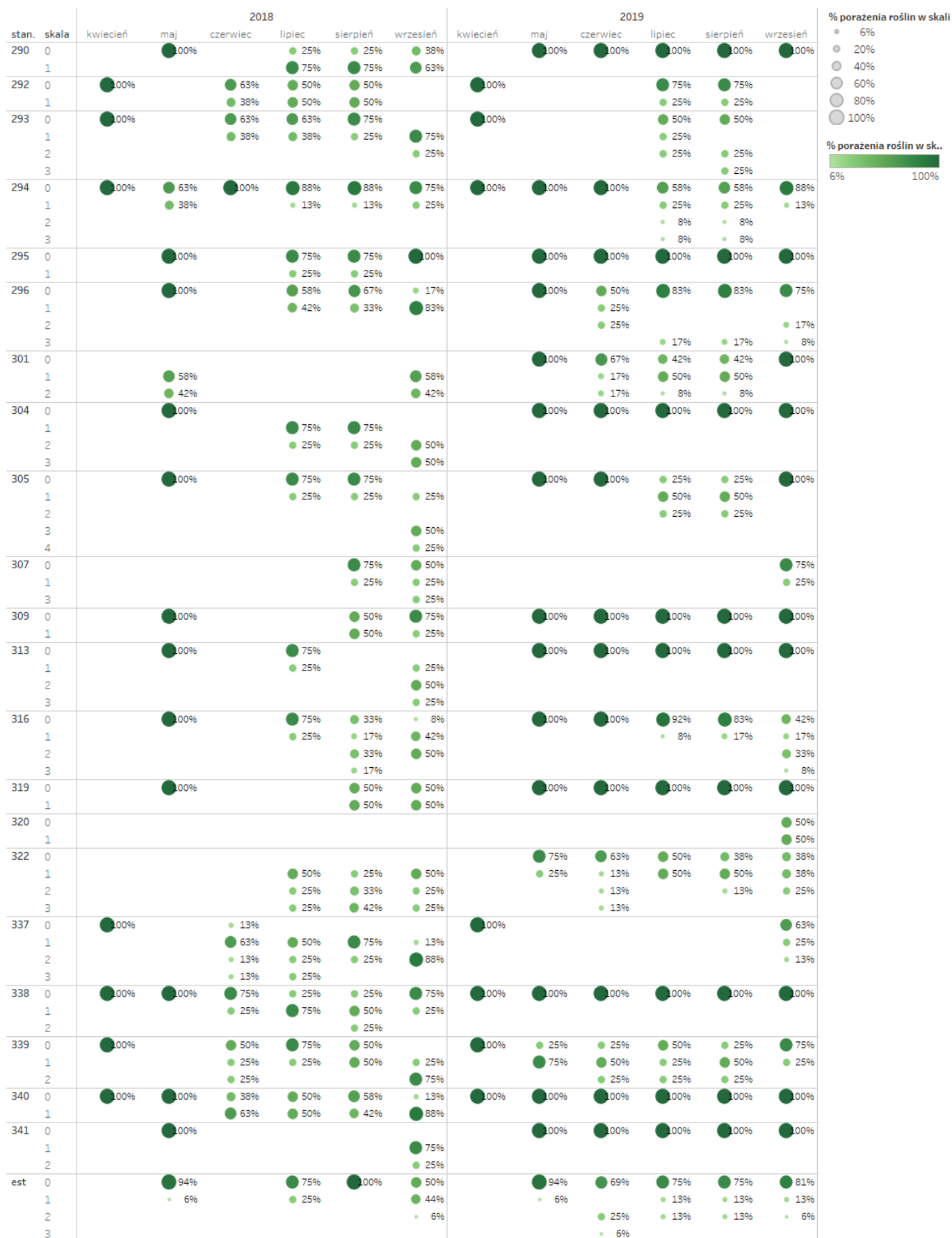
| Indeksy bioróżnorodności |                       |                |           |
|--------------------------|-----------------------|----------------|-----------|
| Stanowisko               | Roślina               | Shannon-Wiener | Evenness  |
| 324                      | Czeremcha amerykańska | 1,955222       | 0,8491423 |
| 309                      | Czeremcha amerykańska | 1,133525       | 0,6326324 |
| 310                      | Czeremcha amerykańska | 1,741664       | 0,7263303 |
| 315                      | Czeremcha amerykańska | 1,607899       | 0,7317863 |
| 331                      | Czeremcha amerykańska | 1,731435       | 0,7880102 |
| 335                      | Czeremcha amerykańska | 1,691596       | 0,7054504 |
| 336                      | Czeremcha amerykańska | 1,069654       | 0,5143946 |
| 365                      | Czeremcha amerykańska | 2,058172       | 0,7798892 |
| 341                      | Czeremcha amerykańska | 2,068329       | 0,7637706 |
| 294                      | Klon jesionolistny    | 1,369024       | 0,5337431 |
| 307                      | Klon jesionolistny    | 2,05669        | 0,655938  |
| 305                      | Klon jesionolistny    | 1,514234       | 0,5591601 |
| 304                      | Klon jesionolistny    | 1,854821       | 0,6849284 |
| 301                      | Klon jesionolistny    | 1,56585        | 0,5317993 |
| 322                      | Klon jesionolistny    | 1,773103       | 0,6258274 |
| 295                      | Klon jesionolistny    | 1,442348       | 0,5623299 |
| 293                      | Klon jesionolistny    | 1,457754       | 0,6079306 |
| 292                      | Klon jesionolistny    | 1,785714       | 0,6064702 |
| 290                      | Klon jesionolistny    | 1,476567       | 0,5325589 |
| 272                      | Klon jesionolistny    | 1,615597       | 0,6121873 |
| 254                      | Klon jesionolistny    | 2,154582       | 0,7317462 |
| 296                      | Klon jesionolistny    | 1,503889       | 0,5020104 |
| 313                      | Klon jesionolistny    | 1,632013       | 0,6362748 |
| 223                      | Klon jesionolistny    | 2,369074       | 0,7908162 |
| 338                      | Klon jesionolistny    | 1,899048       | 0,7195933 |
| est                      | Klon jesionolistny    | 2,025833       | 0,584532  |
| 309                      | Klon jesionolistny    | 1,310039       | 0,4623861 |
| 335                      | Tawuła kutnerowata    | 1,948131       | 0,6398807 |
| 326                      | Tawuła kutnerowata    | 1,812359       | 0,6536705 |
| 327                      | Tawuła kutnerowata    | 1,979544       | 0,6848752 |
| 328                      | Tawuła kutnerowata    | 1,799708       | 0,7016544 |

|     |                    |          |           |
|-----|--------------------|----------|-----------|
| 330 | Tawuła kutnerowata | 2,114987 | 0,706     |
| 336 | Tawuła kutnerowata | 1,143111 | 0,4964469 |
| 331 | Tawuła kutnerowata | 1,608625 | 0,6473585 |
| 332 | Tawuła kutnerowata | 1,765751 | 0,6368601 |
| 333 | Tawuła kutnerowata | 1,918872 | 0,7085805 |
| 334 | Tawuła kutnerowata | 1,865606 | 0,7069213 |

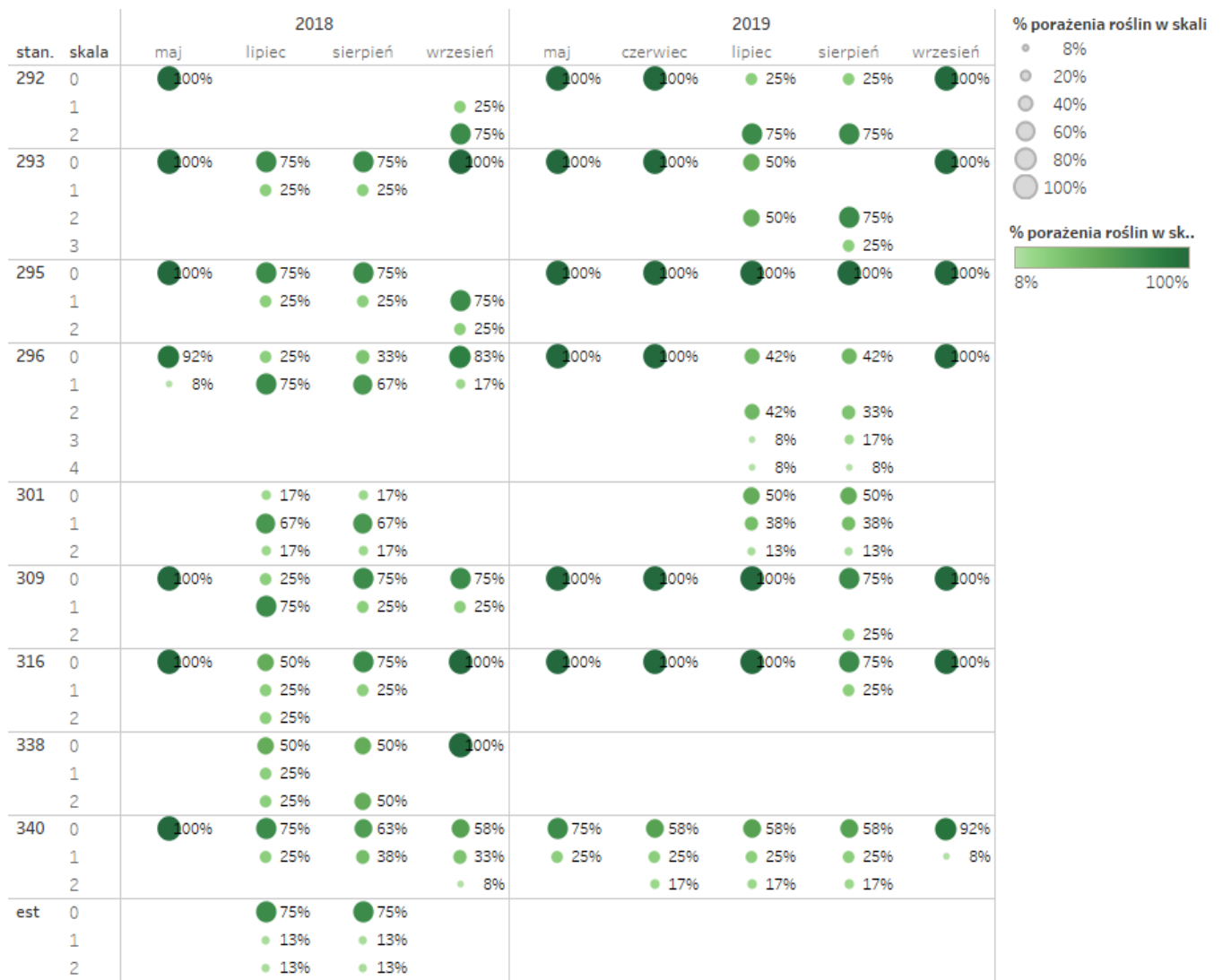




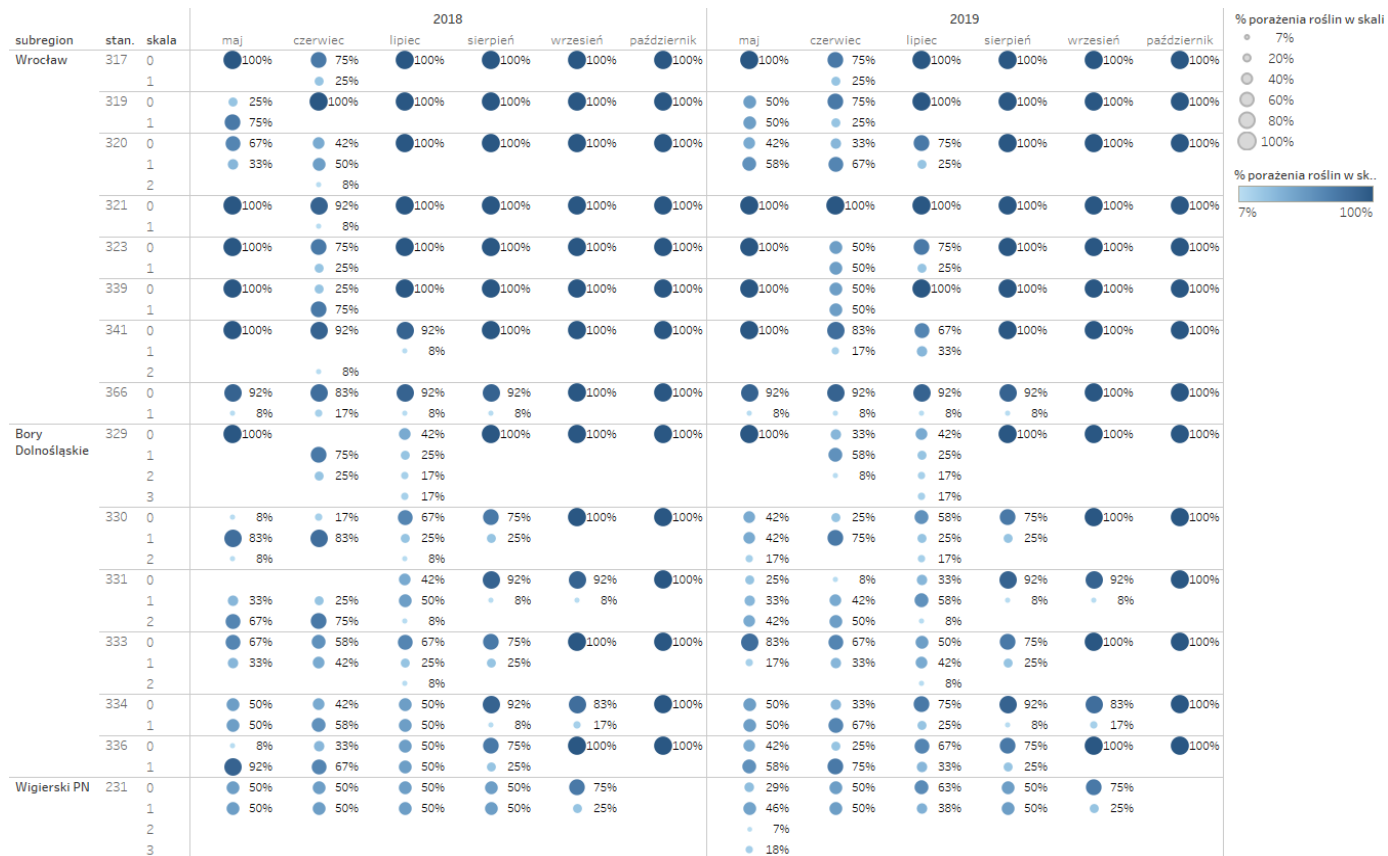
Wyk. 12 Dynamika pojawu symptomów występowania mączniaka prawdziwego na klonie jesionolistnym.



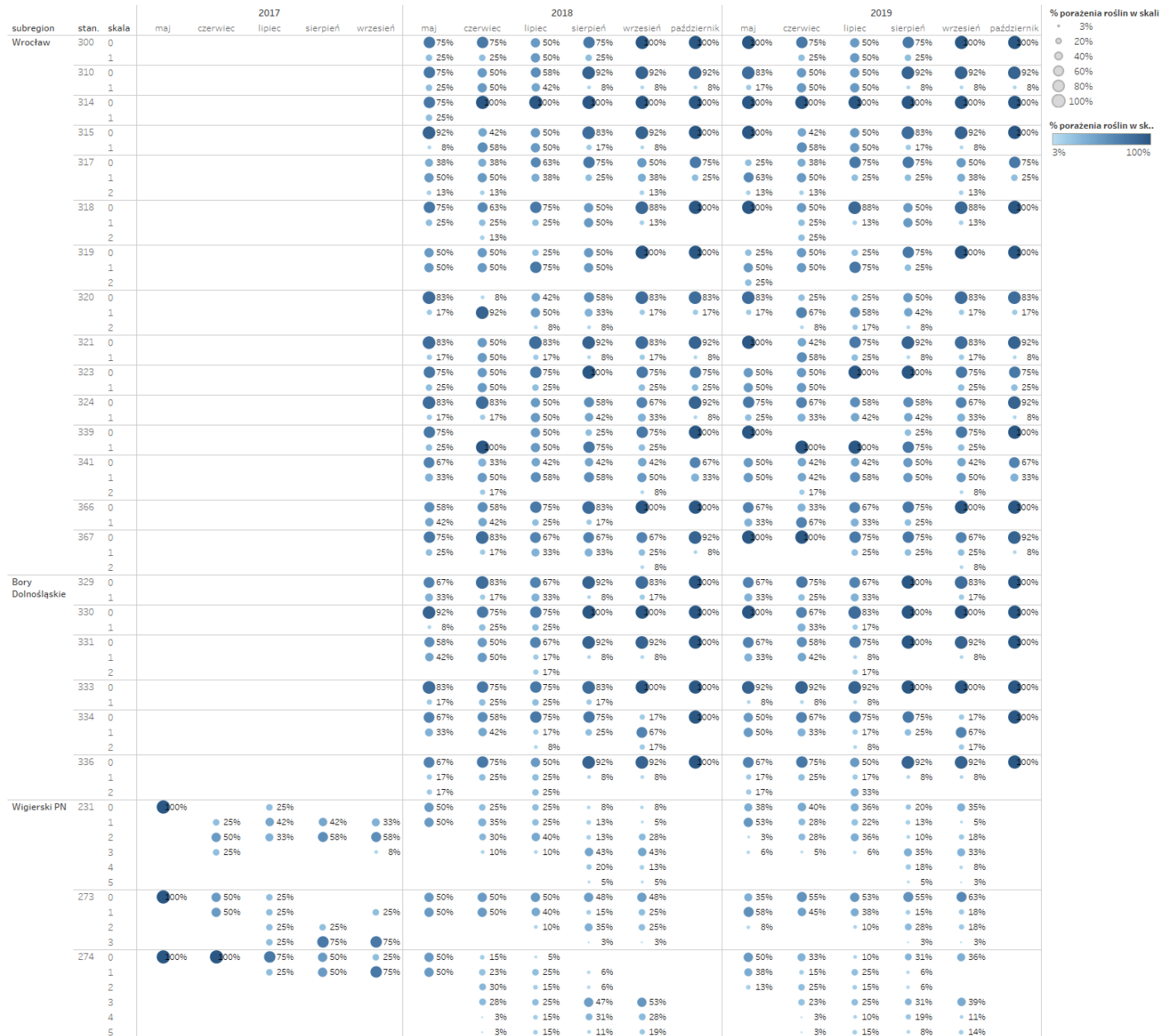
Wyk. 13 Dynamika pojawu symptomów występowania pergaminowej plamistości liści na klonie jesionolistnym.



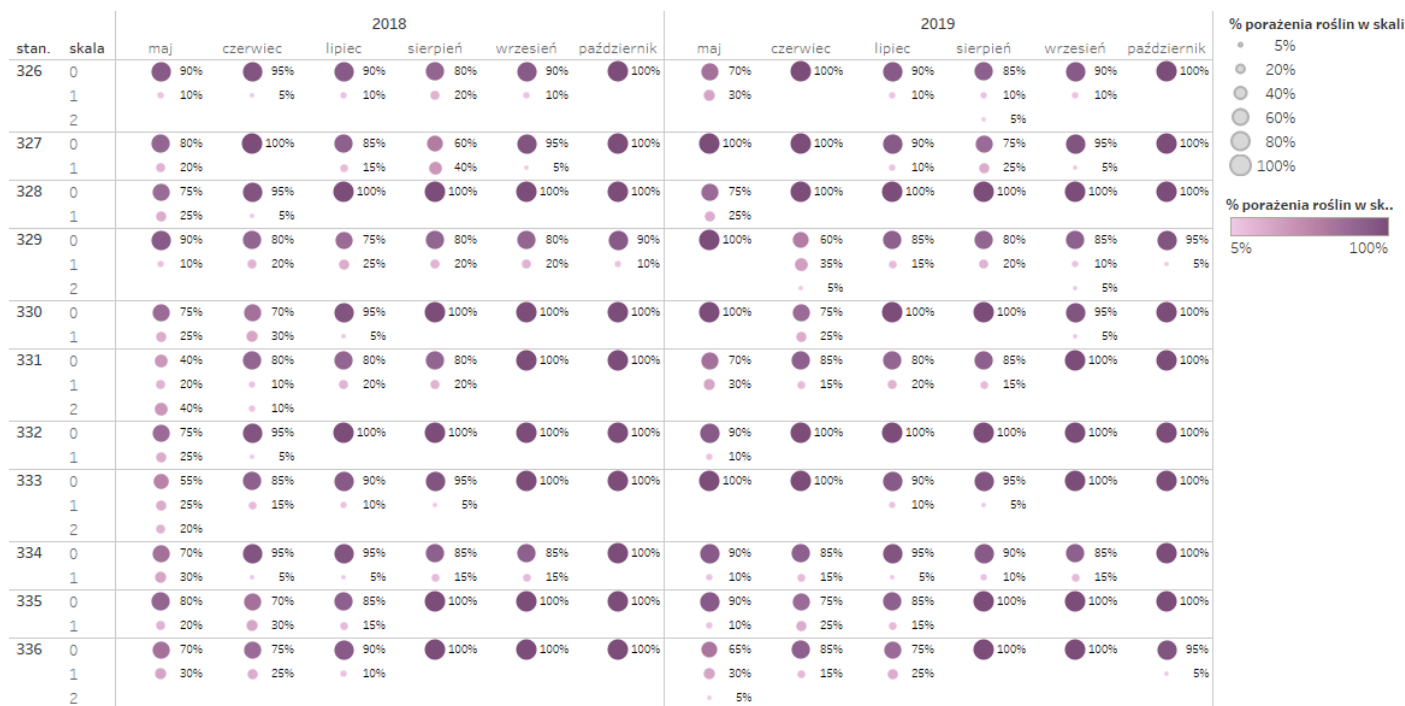
Wyk. 14 Dynamika pojawu symptomów występowania czekoladowej plamistości liści na klonie jesionolistnym.



Wyk. 15 Dynamika pojawu symptomów występowania kędzierzawości liści czeremchy amerykańskiej.



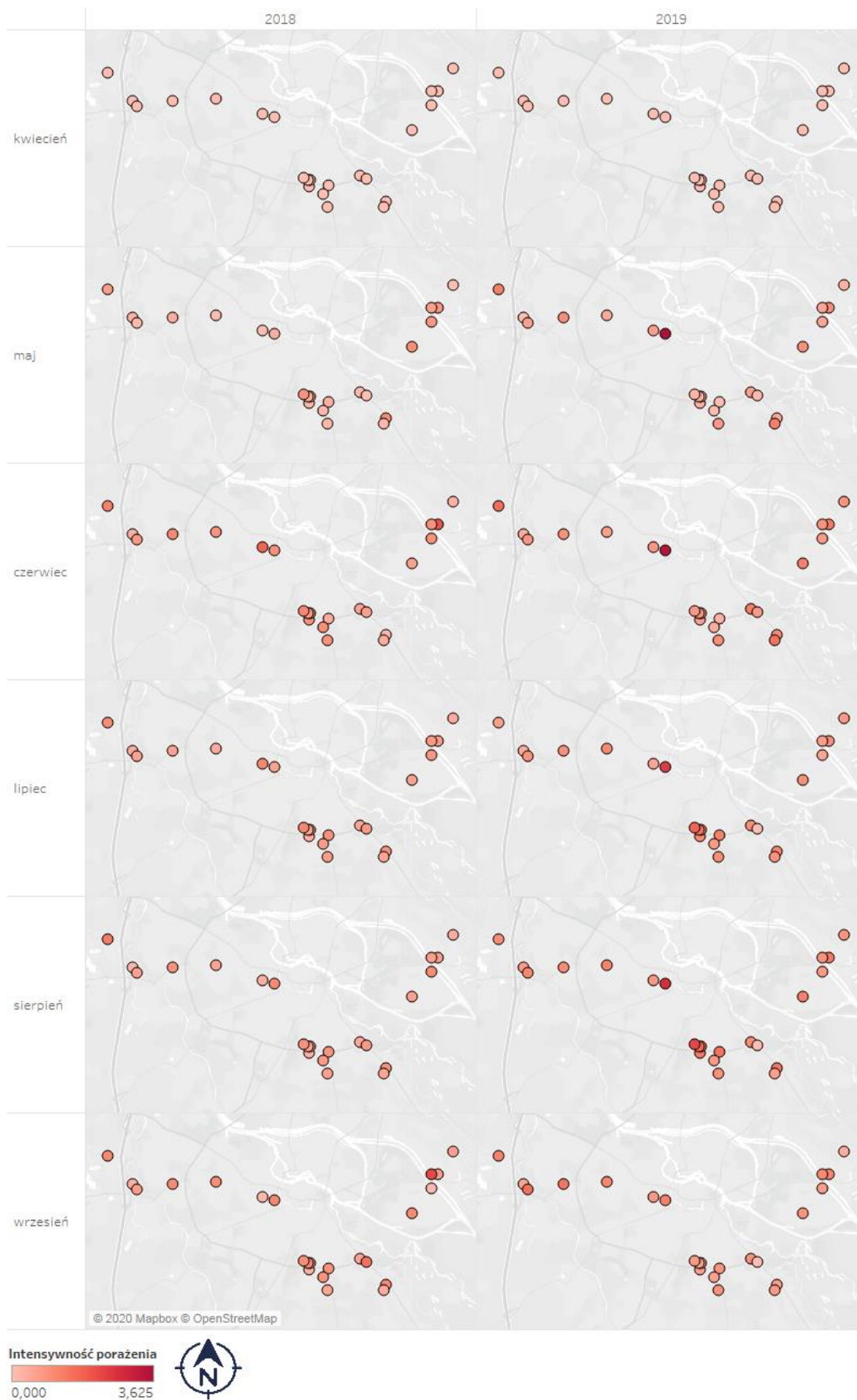
Wyk. 16 Dynamika pojawu symptomów występowania dziurkowatości liści czeremchy amerykańskiej.



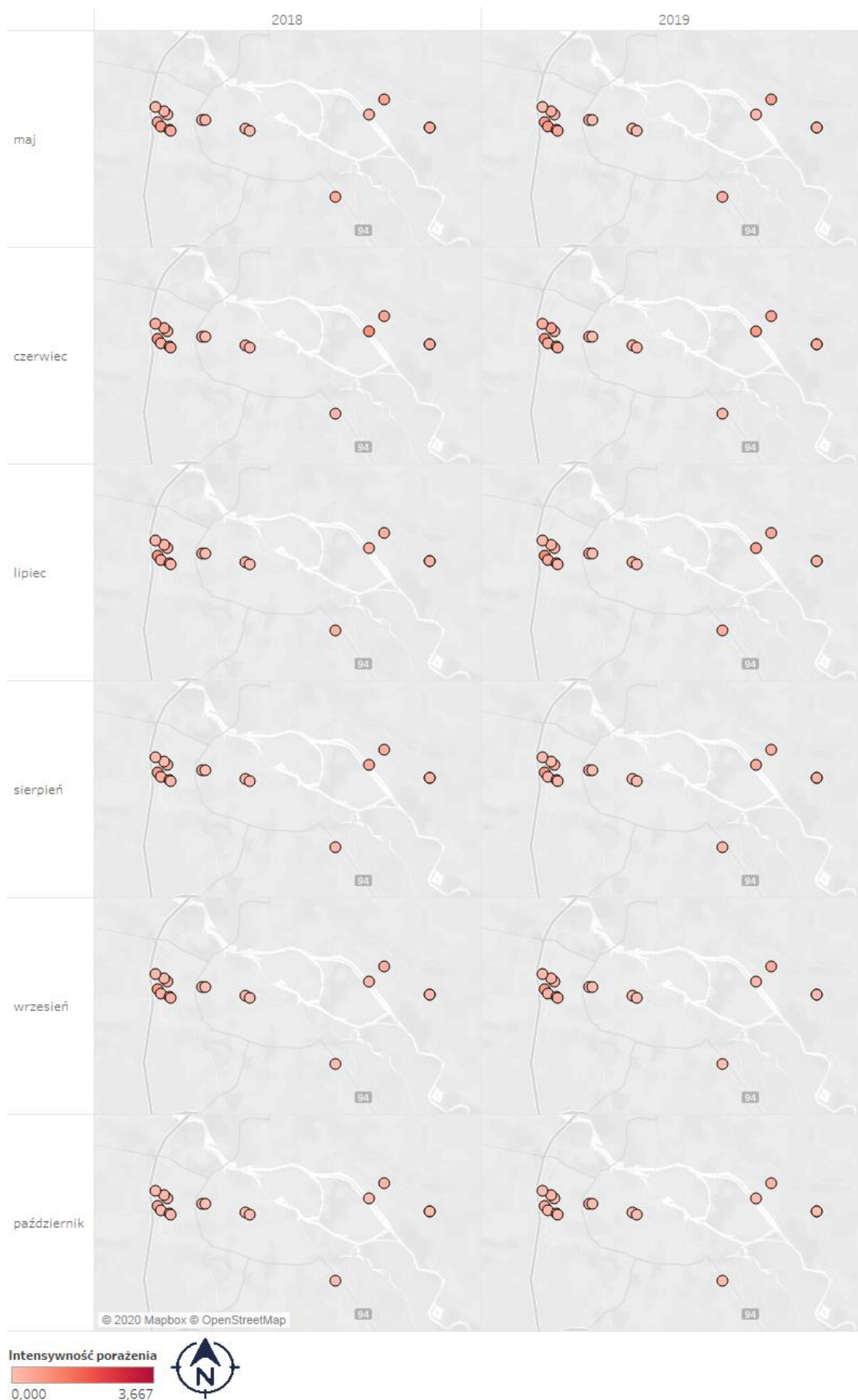
Wyk. 17 Dynamika pojawu symptomów występowania plamistości liści na tawule kutnerowatej.

| stan | skala | 2018 |          |        |          |          |             | 2019 |          |        |          |          |             |
|------|-------|------|----------|--------|----------|----------|-------------|------|----------|--------|----------|----------|-------------|
|      |       | maj  | czerwiec | lipiec | sierpień | wrzesień | październik | maj  | czerwiec | lipiec | sierpień | wrzesień | październik |
| 326  | 0     | 60%  | 100%     | 100%   | 100%     | 70%      | 80%         | 90%  | 100%     | 100%   | 100%     | 70%      | 90%         |
|      | 1     | 40%  |          |        |          | 30%      | 20%         | 10%  |          |        | 30%      | 10%      |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             | 30%  |          |        |          |          |             |
| 327  | 0     | 70%  | 60%      | 80%    | 100%     | 100%     | 100%        | 40%  | 100%     | 80%    | 100%     | 100%     | 100%        |
|      | 1     | 30%  | 40%      | 20%    |          |          |             | 30%  |          | 20%    |          |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             | 30%  |          |        |          |          |             |
| 328  | 0     | 100% | 40%      | 70%    | 100%     | 100%     | 100%        | 80%  | 100%     | 80%    | 100%     | 100%     | 100%        |
|      | 1     |      | 60%      | 30%    |          |          |             | 20%  |          | 20%    |          |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 329  | 0     | 100% | 70%      | 90%    | 100%     | 100%     | 100%        | 100% | 90%      | 90%    | 100%     | 100%     | 100%        |
|      | 1     |      | 30%      | 10%    |          |          |             |      | 10%      | 10%    |          |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 330  | 0     | 70%  | 100%     | 100%   | 80%      | 100%     | 100%        | 100% | 90%      | 100%   | 80%      | 100%     | 100%        |
|      | 1     | 30%  |          |        | 20%      |          |             |      | 10%      |        | 20%      |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 331  | 0     | 90%  | 100%     | 90%    | 80%      | 100%     | 90%         | 90%  | 100%     | 90%    | 90%      | 100%     | 90%         |
|      | 1     | 10%  |          | 10%    | 20%      |          | 10%         | 10%  |          | 10%    | 10%      |          | 10%         |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 332  | 0     | 100% | 70%      | 90%    | 90%      | 100%     | 100%        | 100% | 100%     | 90%    | 90%      | 100%     | 100%        |
|      | 1     |      | 30%      | 10%    | 10%      |          |             |      |          | 10%    | 10%      |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 333  | 0     | 100% | 70%      | 80%    | 80%      | 100%     | 100%        | 100% | 90%      | 80%    | 90%      | 100%     | 100%        |
|      | 1     |      | 30%      | 20%    | 20%      |          |             |      |          | 10%    | 20%      |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 334  | 0     | 30%  | 100%     | 100%   | 100%     | 70%      | 70%         | 100% | 100%     | 100%   | 100%     | 70%      | 70%         |
|      | 1     | 70%  |          |        |          | 30%      | 30%         |      |          |        |          | 30%      | 30%         |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 335  | 0     | 70%  | 100%     | 100%   | 90%      | 100%     | 100%        | 60%  | 100%     | 100%   | 90%      | 100%     | 100%        |
|      | 1     | 30%  |          |        | 10%      |          |             | 40%  |          |        | 10%      |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |
| 336  | 0     | 100% | 80%      | 100%   | 100%     | 100%     | 100%        | 70%  | 70%      | 100%   | 100%     | 100%     | 100%        |
|      | 1     |      | 20%      |        |          |          |             | 30%  | 30%      |        |          |          |             |
|      | 2     |      |          |        |          |          |             |      |          |        |          |          |             |

Wyk. 18 Dynamika pojawu symptomów występowania wędnięcia pędów tawuły kutnerowatej.

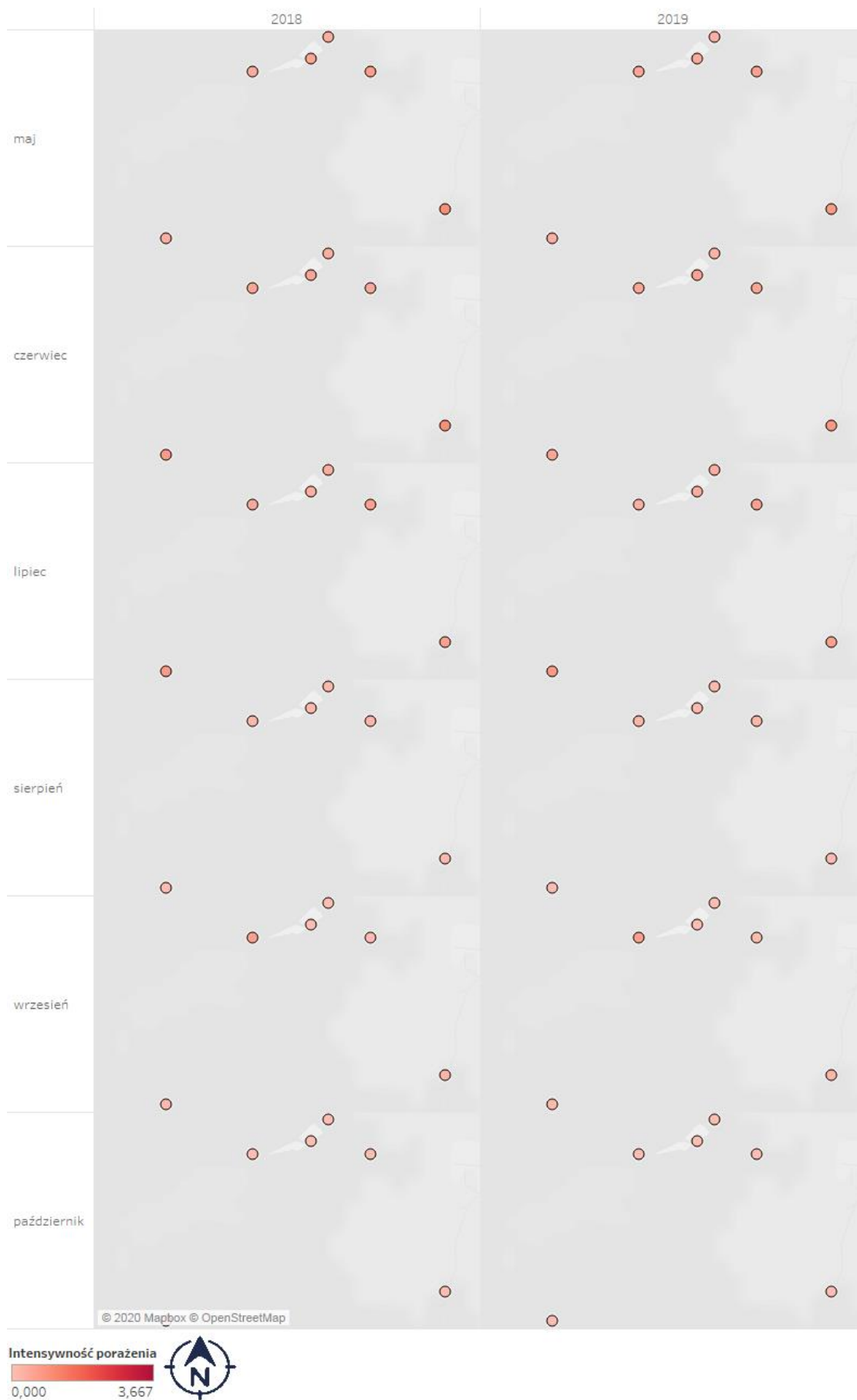


Ryc. 27 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach klona jesionolistnego we Wrocławiu. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.

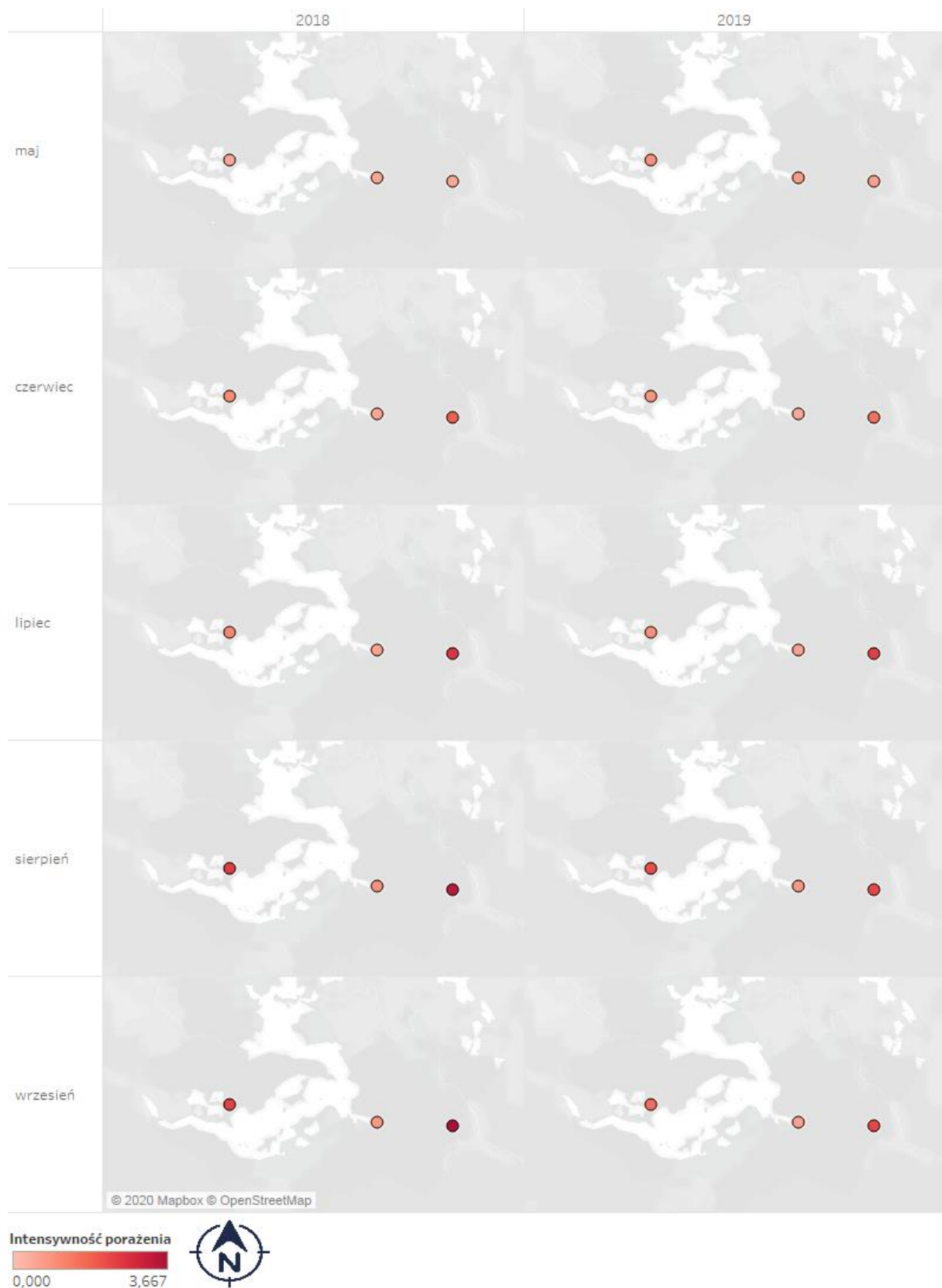


Ryc. 28 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.





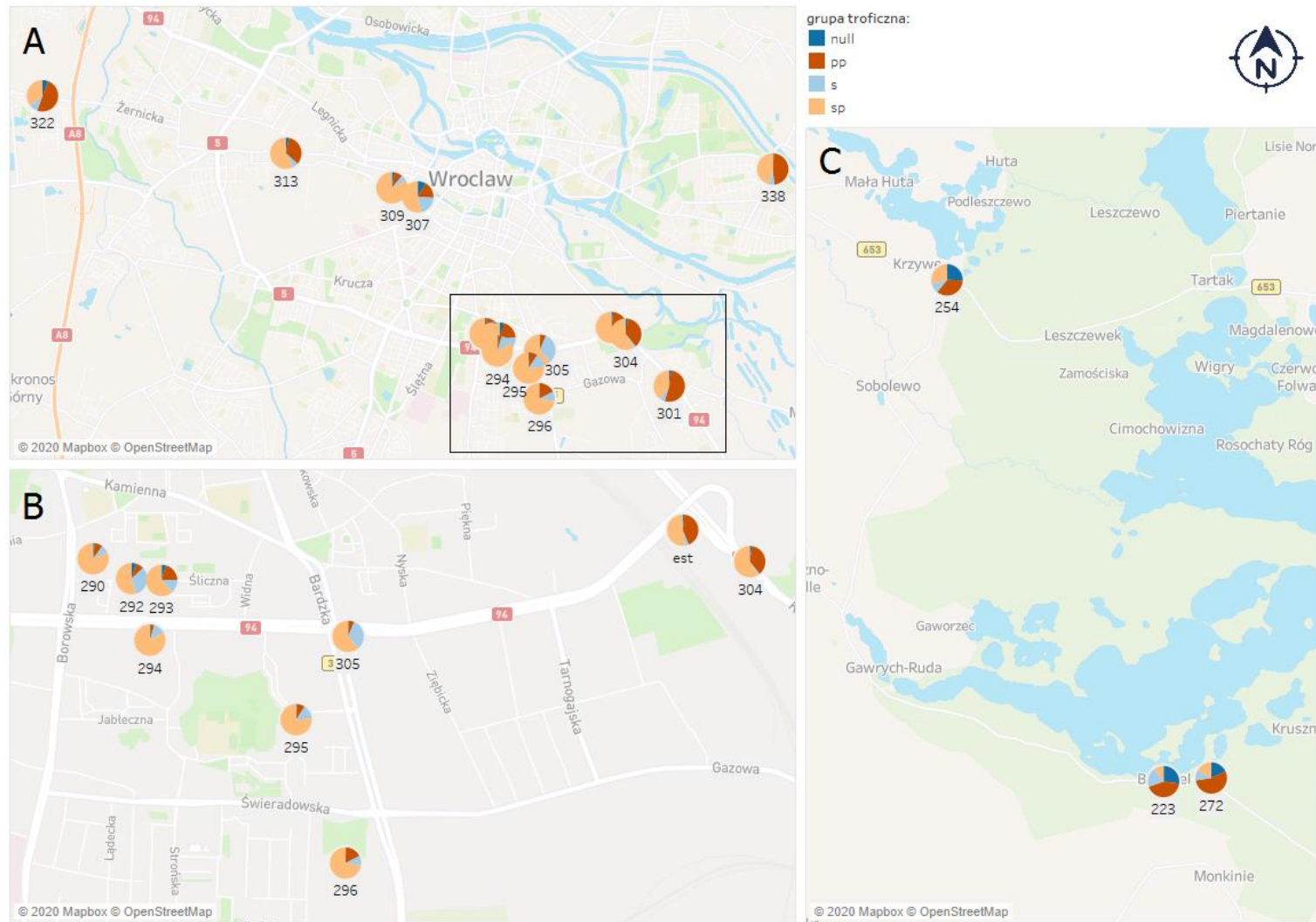
Ryc. 29 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej w Borach Dolnośląskich. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.



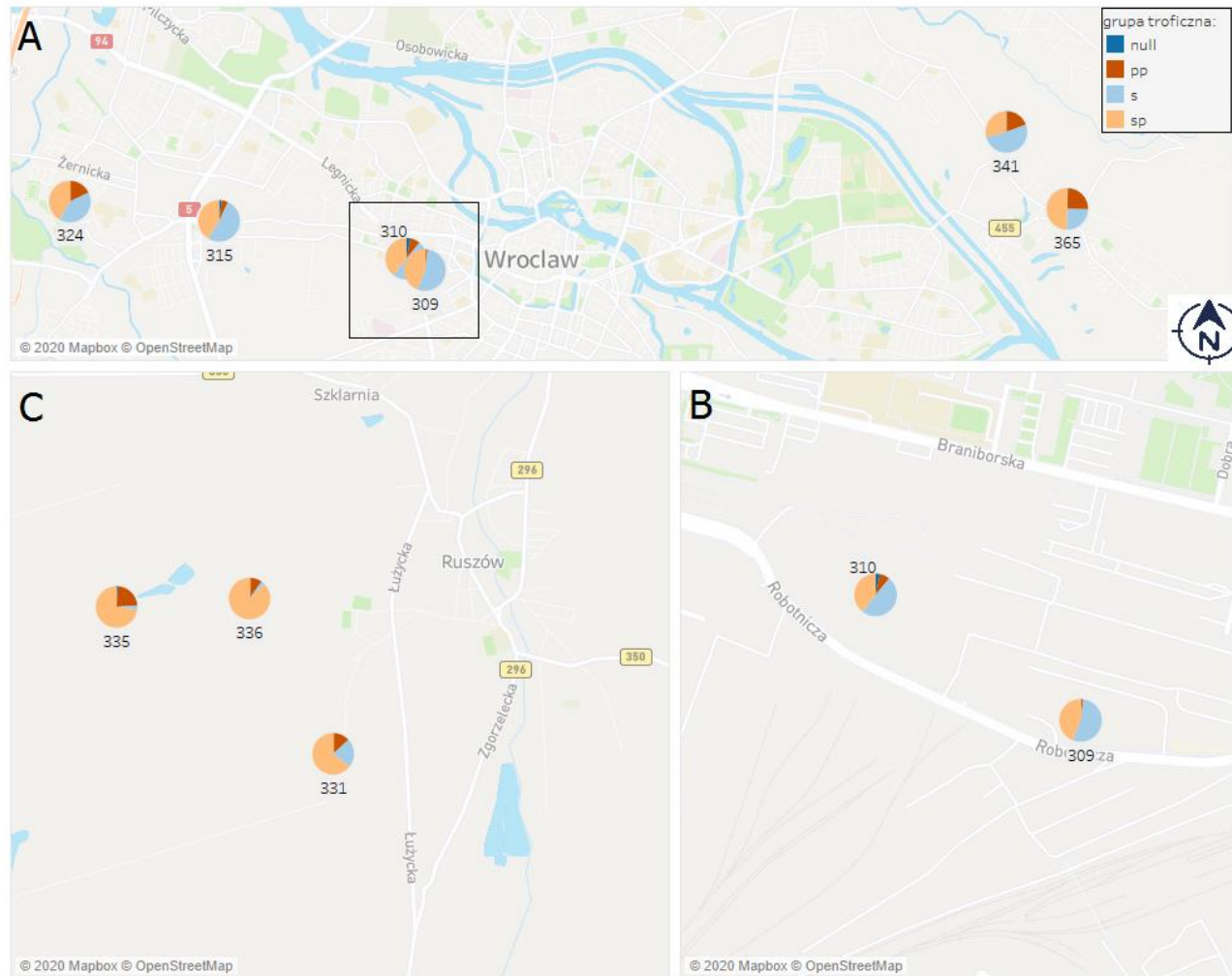
Ryc. 30 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej w Wigierskim Parku Narodowym. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.



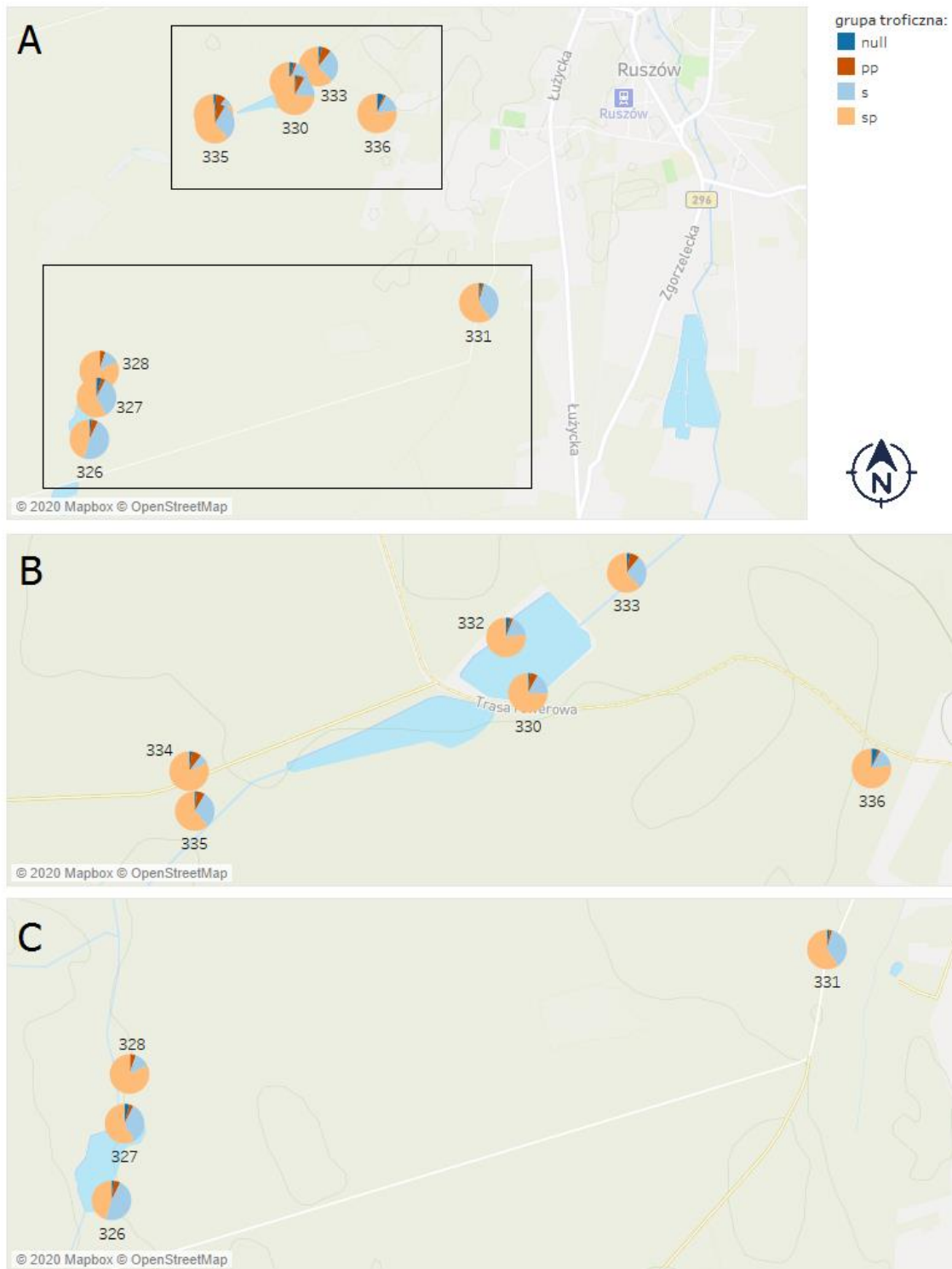
Ryc. 31 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach tawuły kutnerowatej w Borach Dolnośląskich.



Ryc. 32 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona klona jesionolistnego, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: we Wrocławiu, B: na terenie osiedla Gaj (Wrocław), C: w WPN. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane.



Ryc. 33 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona czeremchy amerykańskiej, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: we Wrocławiu, B: na terenie osiedla Szczepin (Wrocław), C: w WPN. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane.



Ryc. 34 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona tawuły kutnerowatej, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: całościowe ujęcie punktów w Borach Dolnośląskich, B: część północna, C: część południowa. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane.

# SPIS TABEL, RYSUNKÓW I WYKRESÓW

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                           |     |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| Tab. 1 Skala porażenia (opracowanie własne).....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                          | 22  |
| Tab. 2 Metoda odkażania poszczególnych części roślin przy wykonywaniu analizy mikologicznej (opracowanie własne). .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                   | 23  |
| Tab. 3 Tabela zawiera model bazowy GLMM, kandydujące i najlepiej dopasowany (z najniższą wartością AICc; pogrubiony) do danych, gdzie indeks porażenia liści pełnił funkcję zmiennej zależnej. Zaprezentowano również modele GLMM dla pozostałych zmiennych zależnych: mykobioty nasion oraz bioróżnorodności mykobioty nasion testowanej indeksami: Shannon-Wiener oraz Evanness.....                                                                                                                                                                                                                    | 30  |
| Tab. 4 Występowanie grzybów patogenicznych na tkankach klona jesionolistnego in situ. .                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                   | 33  |
| Tab. 5 Występowanie grzybów patogenicznych na tkankach <i>Padus serotina</i> in situ. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                | 45  |
| Tab. 6 Model GLMM dla współczynnika porażenia liści. Model porównuje uwzględnia trzy gatunki roślin: <i>A. negundo</i> , <i>P. serotina</i> i <i>S. tomentosa</i> , podział na subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich, wpływ zanieczyszczeń powietrza ( $PM_{10}$ , $PM_{2,5}$ , $SO_2$ ), dane klimatyczne (średnia temperatura miesięczna [ $^{\circ}C$ ], miesięczna suma usłonecznienia [h]) oraz interakcję pomiędzy wskaźnikami ‘roślina’, a ‘rok_meteo’. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ( $p < 0,05$ ). ....                       | 82  |
| Tab. 7 Model GLMM dla zróżnicowania mykobioty nasion roślin obcych inwazyjnych. Model porównuje liczbę kolonii grzybów wyizolowanych z nasion trzech gatunków: <i>A. negundo</i> , <i>P. serotina</i> i <i>S. tomentosa</i> . Zawiera również podział na grupę troficzną wyizolowanych grzybów, subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich oraz dwie integracje pomiędzy badanymi zmiennymi. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ( $p < 0,05$ )......                                                                                              | 86  |
| Tab. 8 Modele GLMM bioróżnorodności mykobioty nasion roślin inwazyjnych, w których wartości indeksów Shannona-Wienera oraz Evanness użyte zostały jako zmienne zależne. Modele porównują wartości indeksów obliczonych na podstawie jakościowej i ilościowej analizy mykologicznej nasion trzech roślin inwazyjnych: <i>A. negundo</i> , <i>P. serotina</i> i <i>S. tomentosa</i> . Zawierają również subregion, siedlisko i dystans od wody występowania roślin żywicielskich oraz dwie integracje pomiędzy zmiennymi. Kolorem czerwonym zaznaczono wskaźniki istotne statystycznie ( $p < 0,05$ ). .... | 91  |
| Tab. 9 Charakterystyka stanowisk klona jesionolistnego. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                    | 130 |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                |     |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| Tab. 10 Charakterystyka stanowisk czeremchy amerykańskiej. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. ....                                                                     | 133 |
| Tab. 11 Charakterystyka stanowisk tawuły kutnerowatej. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. ....                                                                         | 136 |
| Tab. 12 Klasyfikacja wyizolowanych taksonów do grup troficznych oraz pełne nazwy gatunków według bazy Index Fungorum. Oznaczenia: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – gatunki niezaklasyfikowane. ....                                       | 137 |
| Tab. 13 Grzyby wyizolowane z porażonych pędów klona jesionolistnego, wykazujących objawy zamierania pędów, na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 – 2019 [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie]. .... | 139 |
| Tab. 14 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek klona jesionolistnego [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 - 2019. ....                                       | 141 |
| Tab. 15 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek klona jesionolistnego [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa podlaskiego w roku 2017 – 2019. ....                                          | 143 |
| Tab. 16 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek czeremchy amerykańskiej [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa dolnośląskiego w roku 2018 - 2019. ....                                     | 145 |
| Tab. 17 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek czeremchy amerykańskiej [N - liczba kolonii, % - frekwencja wystąpienia gatunku w obrębie omawianego objawu w danym sezonie] na terenie województwa podlaskiego w roku 2017 - 2019. ....                                        | 148 |
| Tab. 18 Grzyby wyizolowane z porażonych tkanek tawuły kutnerowatej [liczba kolonii (w nawiasie frekwencja występowania w %)] w latach 2018 – 2019. ....                                                                                                                        | 150 |
| Tab. 19 Grzyby zasiedlające nasiona klona jesionolistnego na terenie Wigierskiego Parku Narodowego w 2017 i 2019 roku. objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone. ....                                                                                   | 151 |
| Tab. 20 Grzyby zasiedlające nasiona klona jesionolistnego na terenie Dolnego Śląska w 2018 i 2019 roku. objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone. ....                                                                                                  | 153 |
| Tab. 21 Grzyby zasiedlające nasiona czeremchy amerykańskiej w 2018r. na terenie Dolnego Śląska. objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone. ....                                                                                                          | 156 |



|                                                                                                                                                                                  |     |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| Tab. 22 Grzyby wyizolowane z nasion tawuły kutnerowatej w latach 2017-2019 na terenie Borów Dolnośląskich. Objaśnienie: „+” – nasiona odkażone, „-” – nasiona nie odkażone. .... | 157 |
| Tab. 23 Identyfikacja molekularna na bazie sekwencji regionów ITS taksonów uzyskanych z materiału roślinnego z pobranego z województwa Dolnośląskiego i Podlaskiego. ....        | 159 |
| Tab. 24 Indeksy bioróżnorodności Shannon-Wiener, Evanness i Simpson - dla poszczególnych stanowisk, oparte na analizie mykologicznej nasion. ....                                | 164 |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                              |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Wyk. 1 Średnia temperatura miesięczna [°C] oraz średnie miesięczne usłonecznienie [h] podana w kwartałach, odnotowane w trzech stacjach badawczych charakterystycznych dla mikroregionu badań, w okresie 01.01.2017 – 31.12.2019r.....                                                                                                                                                                                                                                                                       | 31 |
| Wyk. 2 Średnia miesięczna suma opadów [mm] oraz średnia miesięczna wilgotność względna [%] podana w kwartałach, odnotowana w trzech stacjach badawczych charakterystycznych dla mikroregionu prowadzonych badań, w okresie 01.01.2017 – 31.12.2019r.....                                                                                                                                                                                                                                                     | 32 |
| Wyk. 3 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion klona jesionolistnego, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję.....                                                                                                                 | 65 |
| Wyk. 4 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion klona jesionolistnego, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. ....                                                                                                                                            | 65 |
| Wyk. 5 Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion klona jesionolistnego, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane. .... | 66 |
| Wyk. 6 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. ....                                                                                                              | 67 |
| Wyk. 7 Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty.....                                                                                                                                           | 68 |

|         |                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                      |     |
|---------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| Wyk. 8  | Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion czeremchy amerykańskiej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska i grupy ich naturalności. Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Charakter stanowiska: A: narażone na bardzo silną antropopresję, B: narażone na średnią antropopresję, C: narażone na słabą antropopresję. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane. .... | 68  |
| Wyk. 9  | Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska (wszystkie badane stanowiska należą do grupy naturalności C). Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. ....                                                                                                                                                                                                                        | 69  |
| Wyk. 10 | Udział poszczególnych rodzajów grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, w odniesieniu do zastosowanego podłoża hodowlanego (PDA - agar dekstrozowo-ziemniaczany, MEA – agar maltozowy) i powierzchniowej dezynfekcji nasion (+ odkażone, - nieodkażone). Pod uwagę wzięte zostały jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. ....                                                                                                                                             | 70  |
| Wyk. 11 | Udział grup troficznych grzybów w mykobiocie nasion tawuły kutnerowatej, z rozróżnieniem na poszczególne stanowiska (wszystkie badane stanowiska należą do grupy naturalności C). Pod uwagę wzięte były jedynie rodzaje stanowiące więcej niż 1% ogółu mykobioty. Grupy troficzne: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – taksony niezaklasyfikowane. ....                                                                                                            | 70  |
| Wyk. 12 | Dynamika pojawu symptomów występowania mączniaka prawdziwego na klonie jesionolistnym. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                          | 166 |
| Wyk. 13 | Dynamika pojawu symptomów występowania pergaminowej plamistości liści na klonie jesionolistnym. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                 | 167 |
| Wyk. 14 | Dynamika pojawu symptomów występowania czekoladowej plamistości liści na klonie jesionolistnym. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                 | 168 |
| Wyk. 15 | Dynamika pojawu symptomów występowania kędzierzawości liści czeremchy amerykańskiej.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                             | 169 |
| Wyk. 16 | Dynamika pojawu symptomów występowania dziurkowatości liści czeremchy amerykańskiej.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                             | 170 |
| Wyk. 17 | Dynamika pojawu symptomów występowania plamistości liści na tawule kutnerowatej.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                 | 171 |
| Wyk. 18 | Dynamika pojawu symptomów występowania wędnięcia pędów tawuły kutnerowatej.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                      | 171 |

|                                                                                                                                                                                                                                                                   |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Ryc. 1 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie miasta Wrocław. Kolorem zielonym zaznaczono stanowiska klona jesionolistnego, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: <a href="http://www.google.pl/maps">www.google.pl/maps</a> ).....                | 19 |
| Ryc. 2 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie Borów Dolnośląskich. Na różowo zaznaczono stanowiska tawuły kutnerowatej, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: <a href="http://www.google.pl/maps">www.google.pl/maps</a> ).....                    | 19 |
| Ryc. 3 Rozmieszczenie badanych roślin na terenie Wigierskiego Parku Narodowego. Kolorem zielonym zaznaczono stanowiska klona jesionolistnego, na fioletowo - czeremchy amerykańskiej. (podkład: <a href="http://www.google.pl/maps">www.google.pl/maps</a> )..... | 20 |
| Ryc. 4 Schemat wykładania nasion na pożywki mikrobiologiczne podczas analizy mykologicznej. ....                                                                                                                                                                  | 23 |
| Ryc. 5 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatu z rodzaju <i>Colletotrichum</i> , uzyskany na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).....                                       | 73 |
| Ryc. 6 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów rodzaju <i>Fusarium</i> , uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).....                                            | 75 |
| Ryc. 7 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy patogenów pierwotnych (pp), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).....                                  | 77 |
| Ryc. 8 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy saprotrofów (s), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).....                                             | 79 |
| Ryc. 9 Dendrogram stopnia podobieństwa genetycznego izolatów z grupy patogenów słabości (sp), uzyskanych na podstawie porównywania referencyjnych sekwencji regionów ITS, metodą przyłączania sąsiada (Neighbor Joining).....                                     | 81 |
| Ryc. 10 Średnie estymowane ( $\pm$ przedziały ufności) dla dla zlogarytmowanego dziesiętnie współczynnika porażenia liści dla poszczególnych roślin żywicielskich (patrz Tab. 6). 82                                                                              | 82 |
| Ryc. 11 Średnie estymowane ( $\pm$ przedziały ufności) dla współczynnika porażenia liści dla poszczególnych roślin żywicielskich w poszczególnych latach badań (patrz Tab. 6). ....                                                                               | 83 |
| Ryc. 12 Średnie estymowane ( $\pm$ przedziały ufności) dla współczynnika porażenia liści dla poszczególnych siedlisk (patrz Tab. 6). Litery powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice (lub na ich brak) między populacjami. ....                         | 84 |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                               |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Ryc. 13 Wpływ średniej temperatury miesięcznej [°C] oraz miesięcznej sumy usłonecznienia [h] na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6). .....                                                                                                                                                                                            | 84 |
| Ryc. 14 Wpływ dystansu od źródła wody [km] na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6). .....                                                                                                                                                                                                                                              | 85 |
| Ryc. 15 Wpływ zanieczyszczenia powietrza cząsteczkami PM <sub>2,5</sub> oraz PM <sub>10</sub> na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6). .....                                                                                                                                                                                           | 85 |
| Ryc. 16 Wpływ zanieczyszczenia tlenkami siarki SO <sub>2</sub> na współczynnik porażenia liści (patrz Tab. 6). .....                                                                                                                                                                                                                          | 85 |
| Ryc. 17 Średnie estymowane (± przedziały ufności) dla liczby kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby z poszczególnych roślin żywicielskich. Litera powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7). .....                                                                                      | 87 |
| Ryc. 18 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów, wyizolowanych z pojedynczej próby, w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne). Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7). ..... | 87 |
| Ryc. 19 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne) (patrz Tab. 7). .....                                                                                             | 88 |
| Ryc. 20 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w różnych siedliskach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 7). .....                                                                                                                     | 89 |
| Ryc. 21 Estymowana średnia liczba kolonii grzybów wyizolowanych z pojedynczej próby w poszczególnych grupach troficznych (null – gatunki niezaklasyfikowane, pp – patogeny pierwotne, s – saprotrofy, sp – patogeny wtórne), w zależności od siedliska (patrz Tab. 7). .....                                                                  | 89 |
| Ryc. 22 Wpływ dystansu od wody na liczbę kolonii grzybów wyizolowanych z nasion roślin inwazyjnych (patrz Tab. 7). .....                                                                                                                                                                                                                      | 90 |
| Ryc. 23 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness w poszczególnych subregionach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab. 8). .....                                                                                 | 91 |
| Ryc. 24 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness na poszczególnych roślinach inwazyjnych. Znaczniki                                                                                                                                                                            |    |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                     |     |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab.8). .....                                                                                                                                                                                                                                                 | 92  |
| Ryc. 25 Estymowana bioróżnorodność mykobioty nasion, na podstawie wartości indeksów Shannona-Wienera i Evanness w poszczególnych siedliskach. Znaczniki literowe powyżej słupków błędów wskazują na istotne różnice między populacjami (patrz Tab.8). .....                                                                                         | 92  |
| Ryc. 26 Wpływ dystansu od wody na wartości indeksów bioróżnorodności Shannona-Wienera i Evanness, obliczonych na podstawie mykobioty nasion roślin inwazyjnych (patrz Tab.8). .....                                                                                                                                                                 | 93  |
| Ryc. 27 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach klona jesionolistnego we Wrocławiu. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści. ....                                                                                                                                                                  | 172 |
| Ryc. 28 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.....                                                                                                                                                                 | 173 |
| Ryc. 29 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej w Borach Dolnośląskich. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści.....                                                                                                                                                       | 174 |
| Ryc. 30 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach czeremchy amerykańskiej w Wigierskim Parku Narodowym. Natężenie koloru w punktach pomiarowych koreluje z nasileniem porażenia liści. ....                                                                                                                                                | 175 |
| Ryc. 31 Dynamika rozwoju symptomów chorobowych na liściach tawuły kutnerowatej w Borach Dolnośląskich. ....                                                                                                                                                                                                                                         | 176 |
| Ryc. 32 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona klona jesionolistnego, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: we Wrocławiu, B: na terenie osiedla Gaj (Wrocław), C: w WPN. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane. ....                            | 177 |
| Ryc. 33 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona czeremchy amerykańskiej, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: we Wrocławiu, B: na terenie osiedla Szczepin (Wrocław), C: w WPN. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane.....                      | 178 |
| Ryc. 34 Procentowy udział grup troficznych grzybów zasiedlających nasiona tawuły kutnerowatej, na tle rozmieszczenia przestrzennego: A: całościowe ujęcie punktów w Borach Dolnośląskich, B: część północna, C: część południowa. Objasnienie: pp – patogeny pierwotne, sp – patogeny wtórne, s – saprotrofy, null – grupy niezaklasyfikowane. .... | 179 |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                               |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Fot. 1 Charakterystyka stanowisk wybranych do badań: <b>A.</b> stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C), zbudowane ze zwartej, gęstej populacji <i>S. tomentosa</i> na zarośniętym torfowisku w Borach Dolnośląskich; <b>B.</b> stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C), zbudowane z dwóch gatunków inwazyjnych: <i>S. tomentosa</i> i <i>P. serotina</i> na zarośniętym torfowisku; <b>C.</b> stanowisko o średniej antropopresji (grupa B), usytuowane na miejskich terenach zielonych, zasiedlone przez <i>P. serotina</i> i <i>A. negundo</i> ; <b>D.</b> stanowisko o charakterze półnaturalnym (grupa C) na leśnym przydrożu w Wigierskim Parku Narodowym, zasiedlone przez <i>P. serotina</i> ; <b>E.</b> stanowisko o średniej antropopresji (grupa B), na terenie miejskim, zasiedlone przez <i>A. negundo</i> ; <b>F.</b> stanowisko charakteryzujące się wysoką antropopresją (grupa A), na przydrożu ruchliwej drogi, zasiedlone przez <i>A. negundo</i> . ..... | 21 |
| Fot. 2 Mączniak prawdziwy klona jesionolistnego. <b>A i B.</b> Objawy zarodnikowania <i>Sawadea bicornis</i> po obu stronach blaszki liściowej [Wrocław; czerwiec 2018 r.]. <b>C.</b> Chasmotecjum <i>Sawadea bicornis</i> wraz z workami [WPN; październik 2018r.].....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                      | 35 |
| Fot. 3 Pergaminowa plamistość liści na klonie jesionolistnym [Wrocław; czerwiec 2018 r.].                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                     | 36 |
| Fot. 4 Czekoladowa plamistość liści [Wrocław; lipiec 2019 r.] .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                           | 37 |
| Fot. 5 Pierścieniowa plamistość liści [WPN; czerwiec 2017 r.] .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                           | 38 |
| Fot. 6 Różnorodność plamistości liści klona jesionolistnego: plamy z wykształconymi objawami zarodnikowania sprawcy choroby – <i>Alternaria alternaria</i> [lewe zdjęcie ] [WPN, październik 2018 r.] oraz plamistości liści o nieznannej etiologii, prowadzące do zamierania blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Wrocław; maj 2018r.].....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                    | 39 |
| Fot. 7 Plamistość liści wywołana porażeniem przez <i>Diplodina acerina</i> ( <b>A</b> ), <b>B.</b> oraz objawy zarodnikowania patogena ( <b>B</b> ). <b>C.</b> Porażenie niższych pędów klona jesionolistnego [WPN; wrzesień 2017]. .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                     | 40 |
| Fot. 8 Żółknięcie młodych, przypędowych liści klona jesionolistnego [Wrocław; czerwiec 2019r.] .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                          | 41 |
| Fot. 9 Zamieranie pędów wywołane przez <i>Diplodina acerina</i> [WPN; maj 2017 r.] .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                      | 42 |
| Fot. 10 Zamieranie pędów klona jesionolistnego o nierozpoznanej etiologii [Wrocław, czerwiec 2019 r.] .....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                   | 43 |
| Fot. 11 Zamieranie skrzydlaków klona jesionolistnego [Wrocław, stan. 293; lipiec 2018r.]..                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                    | 44 |
| Fot. 12 Objawy etiologiczne innych grzybów zaobserwowanych na pędach klona jesionolistnego: owocniki <i>Chondrostereum purpureum</i> [lewe zdjęcie] [październik 2017r.; WPN] oraz owocnikowanie grzybów z rodziny <i>Nectriaceae</i> na pojedynczej zamarłej gałęzi [prawe zdjęcie] [Wrocław; maj 2018 r.].....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                              | 44 |

|                                                                                                                                                                                                                             |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Fot. 13 Kędzierzawość liści czeremchy amerykańskiej w Borach Dolnośląskich [Bory Dolnośląskie; 2017r.].....                                                                                                                 | 46 |
| Fot. 14 Dziurkowatość liści czeremchy amerykańskiej we Wrocławiu [lewe zdjęcie] [Wrocław; czerwiec 2018r.] i w Wigierskim Parku Narodowym [prawe zdjęcie] [WPN; sierpień 2017r.].....                                       | 48 |
| Fot. 15 Nekrotyczna plamistość liści czeremchy amerykańskiej w postaci przynerwowych plam na liściach [lewe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2018r.] oraz w obejmujące szczyt liścia [prawe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2019r.]..... | 51 |
| Fot. 16 Zamieranie liści czeremchy amerykańskiej [lewe zdjęcie] [Wrocław; lipiec 2018r.], zamieranie brzegów blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Bory Dolnośląskie; maj 2018r.].....                                         | 52 |
| Fot. 17 Objawy zamierania szypulek owoców i owocostanów czeremchy amerykańskiej [WPN; czerwiec 2018 r.].....                                                                                                                | 53 |
| Fot. 18 Zamieranie niedojrzałych owoców czeremchy amerykańskiej [WPN; lipiec 2017 r.].....                                                                                                                                  | 54 |
| Fot. 19 Zamieranie pędów czeremchy amerykańskiej [Wrocław; 2017 r.].....                                                                                                                                                    | 55 |
| Fot. 20 Czarna plamistość liści i pędów czeremchy amerykańskiej; przynerwowe plamy na końcówce liści [lewe zdjęcie] i wiosenne zniekształcenia i zamieranie pędów [prawe zdjęcie] [WPN, maj 2018 r.].....                   | 55 |
| Fot. 21 Mączniak prawdziwy na czeremsze amerykańskiej [Wrocław; sierpień 2020 r.].....                                                                                                                                      | 57 |
| Fot. 22 Plamistość liści tawuły kutnerowatej, obejmująca czubek liścia [lewe zdjęcie] i brzeg blaszki liściowej [prawe zdjęcie] [Bory Dolnośląskie; czerwiec 2018 r.].....                                                  | 58 |
| Fot. 23 Wędnięcie pędu tawuły kutnerowatej [Bory Dolnośląskie; czerwiec 2018 r.].....                                                                                                                                       | 59 |



## Oświadczenie promotora pracy

Oświadczam, że niniejsza praca została przygotowana pod moim kierunkiem i stwierdzam, że spełnia ona warunki do przedstawienia jej w postępowaniu o nadanie tytułu zawodowego inżyniera/magistra inżyniera/licencjata/magistra

Data .....

Podpis promotora pracy .....

*czytelny*

## Oświadczenie

Ja, niżej podpisana Katarzyna Patejuk, autor pracy dyplomowej pt. „Zbiorowiska grzybów zasiedlające wybrane gatunki roślin inwazyjnych na terenach zurbanizowanych”, numer albumu: 900493, student/ka Wydziału Przyrodniczo-Technologicznego Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, kierunku studiów ogrodnictwo

Oświadczam, że ww. praca dyplomowa:

- nie narusza praw autorskich w rozumieniu ustawy z dnia 4 lutego 1994 roku o prawie autorskim i prawach pokrewnych (Dz. U. Nr 24, poz.83 z późn. zm.) oraz dóbr osobistych chronionych prawem cywilnym,
- nie zawiera danych i informacji, które uzyskałam w sposób niedozwolony.

Oświadczam również, że treść pracy dyplomowej zapisanej na przekazanym przeze mnie jednocześnie nośniku elektronicznym, jest zgodna z treścią zawartą w wydrukowanej wersji pracy, przedstawionej w procedurze dyplomowania.

Wrocław, dnia ..... 2021 roku

(miesiąc słownie)

.....

(czytelny podpis studenta/ki)

**Wyrażam zgodę na udostępnienie mojej pracy w czytelniach Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu**

Podpis autora pracy .....

*czytelny*