

ZACHODNIOPOMORSKI UNIWERSYTET
TECHNOLOGICZNY W SZCZECINIE

WYDZIAŁ KSZTAŁTOWANIA ŚRODOWISKA
I ROLNICTWA

PAWEŁ PRZEMYSŁAW MAZUR

Ocena wybranych cech użytkowych drzew z rodzaju jarzęb
(*Sorbus* L.) pod kątem wykorzystania w terenach zieleni
ze szczególnym uwzględnieniem gatunków chronionych

Assessment of selected utility characteristics of rowan trees
(*Sorbus* L.) in terms of their use in green areas, with particular
emphasis on protected species

Praca doktorska wykonana w

Katedrze Architektury Krajobrazu

Pracowni Dendrologii

i Kształtowania Terenów Zieleni

Opiekun: dr hab. inż. Grzegorz Nowak, prof. ZUT

SZCZECIN 2022

Spis treści

Wstęp	6
Cel pracy i zakres pracy	8
1. Przegląd literatury	9
1.1 Tereny zieleni	9
1.2 Cechy użytkowe terenów zieleni.....	9
1.3 Rodzaj jarząb (<i>Sorbus</i> L.) w podrodzinie jabłkowatych <i>Pomoideae</i> (<i>Maloideae</i>).....	11
1.4 Rodzaj jarząb (<i>Sorbus</i> L.).....	12
1.5 Systematyka rodzaj jarząb	12
1.6 Występowanie i ewolucja rodzaju jarząb	14
1.7 Genetyka rodzaju jarząb	14
1.8 Zmienność gatunkowa jarzębów	15
1.9 Jarzęby jako gatunki pionierskie	16
1.10 Aspekt ekonomiczny wykorzystania rodzaju jarząb	17
1.11 Etnobiologiczny wpływ rodzaju jarząb	20
1.12 Polscy przedstawiciele rodzaju jarząb	21
1.12.1 Jarząb pospolity (<i>Sorbus acuparia</i> L.).....	21
1.12.2 Jarząb szwedzki [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.].....	23
1.12.3 Jarząb mączny (<i>Sorbus aria</i> L.).....	25
1.12.4 Jarząb nieszpółkowy (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.)	27
1.12.4 Jarząb grecki [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy].....	29
1.12.5 Jarząb brekinia (<i>Sorbus torminalis</i> L.)	31
2. Materiał badawczy.....	33
2.1 Lokalizacja stanowisk	33
2.2 Zgody na prowadzenie badań.....	33
2.3 Selekcja stanowisk.....	33
2.4 Oznaczenie stanowisk i pobór próbek	36
2.5 Wykaz stanowisk badawczych:	37

3.	Metodyka	41
3.1	Metodyka badań różnicowania barw i wielkości owoców oraz liści jarzębów	41
3.2	Metodyka badań fitopatologicznych.....	41
3.3	Metodyka badań makroelementów liści jarzębów.....	41
3.4	Metodyka doświadczeń w kulturach <i>in vitro</i>	42
4.	Wyniki.....	44
4.1	Wyniki różnicowania barw i wielkości owoców oraz liści jarzębów	44
4.1.1	Jarząb pospolity w odmianie górskiej (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>) .	44
4.1.2	Jarząb szwedzki [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.]	46
4.1.3	Jarząb mączny (<i>Sorbus aria</i> L.)	48
4.1.4	Jarząb brekinia (<i>Sorbus torminalis</i> L.).....	50
4.1.5	Jarząb nieszpółkowy (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.).....	52
4.1.6	Jarząb grecki [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy]	54
4.2	Wyniki badań fitopatologicznych jarzębów	56
4.2.1	Jarząb pospolity w odmianie górskiej (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>) .	58
4.2.2	Jarząb szwedzki [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.]	59
4.2.3	Jarząb mączny (<i>Sorbus aria</i> L.)	60
4.2.4	Jarząb brekinia (<i>Sorbus torminalis</i> L.).....	61
4.2.5	Jarząb nieszpółkowy (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.).....	62
4.2.6	Jarząb grecki [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy]	63
4.3	Wyniki badań makroelementów liści jarzębów	64
4.3.1	Zawartość węgla.....	64
4.3.2	Zawartość azotu.....	64
4.3.3	Zawartość siarki	65
4.3.4	Zawartość wapnia.....	66
4.3.5	Zawartość magnezu.....	67
4.3.6	Zawartość potasu.....	68
4.4	Próby namnażania pędowych kultur <i>in vitro</i>	69
4.4.1	Przebieg doświadczeń	69
4.4.2	Analiza doświadczeń.....	70
	Dyskusja.....	72

5.1	Ocena uzyskanych wyników barwometrycznych i pól powierzchni	72
5.2	Ocena uzyskanych wyników diagnostyki zmian fitopatologicznych.....	74
5.3	Ocena uzyskanych wyników składu mineralnego liści.....	79
	Podsumowanie	82
	Wnioski.....	85
	Spis literatury.....	86

Spis rycin

Ryc. 1. Jarzab pospolity (<i>Sorbus aucuparia</i> L.).....	22
Ryc. 2. Jarzab szwedzki [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.].....	24
Ryc. 3. Jarzab mączny (<i>Sorbus aria</i> L.).....	26
Ryc. 4. Jarzab nieszpółkowy (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.)	28
Ryc. 5. Jarzab grecki [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy].....	30
Ryc. 6. Jarzab brekinia (<i>Sorbus torminalis</i> L.)	32
Ryc. 7. Rozmieszczenie stanowisk na mapie satelitarnej polski.....	40
Ryc. 8. Barwy owoców jarzębu pospolitego (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>).....	45
Ryc. 9. Barwy liści jarzębu pospolitego (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>).....	45
Ryc. 10. Barwy owoców jarzębu szwedzkiego [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.]	47
Ryc. 11. Barwy liści jarzębu szwedzkiego [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.]	47
Ryc. 12. Barwy owoców jarzębu mącznego (<i>Sorbus aria</i> L.)	49
Ryc. 13. Barwy liści jarzębu mącznego (<i>Sorbus aria</i> L.)	49
Ryc. 14. Barwy owoców jarzębu brekinii (<i>Sorbus torminalis</i> L.)	51
Ryc. 15. Barwy liści jarzębu brekinii (<i>Sorbus torminalis</i> L.)	51
Ryc. 16. Barwy owoców jarzębu nieszpółkowego (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.).....	53
Ryc. 17. Barwy liści jarzębu nieszpółkowego (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.).....	53
Ryc. 18. Barwy owoców jarzębu greckiego [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy]	55
Ryc. 19. Barwy liści jarzębu greckiego [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy].....	55
Ryc. 20. Zawartość węgla w liściach jarzębów mg/kg	64
Ryc. 21. Zawartość azotu w liściach jarzębów mg/kg	65
Ryc. 22. Zawartość siarki w liściach jarzębów mg/kg	66
Ryc. 23. Zawartość wapnia w liściach jarzębów mg/kg	67
Ryc. 24. Zawartość magnezu w liściach jarzębów mg/kg	68
Ryc. 25. Zawartość potasu w liściach jarzębów mg/kg	68

Spis fotografii

Fot. 1. (A-D). Stanowisko jarzębu pospolitego w odmianie górskiej (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>) w rejonie Kopieńca Wielkiego	34
Fot. 2. (A-D). Stanowisko jarzębu pospolitego w odmianie górskiej (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>) w rejonie Nosala	35
Fot. 3 Oznaczenie stanowiska jarzębu szwedzkiego [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.] w rejonie Alei Błakały - Stańczyki	36
Fot. 4. (A-C) Oznaczenie stanowiska jarzębu szwedzkiego [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.] w rejonie Alei Błakały - Stańczyki.....	36
Fot. 5. Zmiany patologiczne na jarzębie pospolitym (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>)	56
Fot. 6. Zmiany patologiczne na jarzębie brekinii (<i>Sorbus torminalis</i> L.).....	56
Fot. 7. Zmiany patologiczne na jarzębie nieszpółkowy (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.)...	57
Fot. 8. Zmiany patologiczne na jarzębie greckim [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy]....	57

Spis tabel

Tab. 1. Zmienne kombinacje ekspozycji na czynniki antyseptyczne.....	43
Tab. 2. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu pospolitego (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>)	44
Tab. 3. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu szwedzkiego [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.].....	46
Tab. 4. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu mącznego (<i>Sorbus aria</i> L.).....	48
Tab. 5. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu brekinii (<i>Sorbus torminalis</i> L.)....	50
Tab. 6. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu nieszpółkowego (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.)	52
Tab. 7. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu greckiego [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy].....	54
Tab. 8. Patogeny bytujące na jarzębie pospolitym (<i>Sorbus aucuparia</i> var. <i>glabrata</i>) ...	58
Tab. 9. Patogeny bytujące na jarzębie szwedzkim [<i>Sorbus intermedia</i> (Ehrh.) Pers.]...	59
Tab. 10. Patogeny bytujące na jarzębie mącznym (<i>Sorbus aria</i> L.).....	60
Tab. 11. Patogeny bytujące na jarzębie brekinii (<i>Sorbus torminalis</i> L.)	61
Tab. 12. Patogeny bytujące na jarzębie nieszpółkowym (<i>Sorbus chamaemespilus</i> L.) .	62
Tab. 13. Patogeny bytujące na jarzębie greckim [<i>Sorbus graeca</i> (Spach) Kotschy].....	63

Wstęp

Uznaje się, że jarzęby w swoich najstarszych praformach mogły się zróżnicować i wyewoluować na terenach dzisiejszej południowo-wschodniej Azji (Aldorsoro i in. 1998, Li i in. 2017, Meng i in. 2017), skąd migrowały w kierunku dzisiejszej Ameryki Północnej (Gulzar i in. 2016) i Europy (Senikov i Kurtto 2017, Feuler i in. 2019). Kopaliny najstarszych form jarzębów szacowane są na wiek około 15 000 lat. Umiejscawia to ich genezę u schyłku ostatniego zlodowacenia (Tao i Xiong 1986, McAllister 2006), czyli w okresie oceanitu (Phipps i in. 1991), a nawet kredy (Gabrielin 1978).

Rodzaj *Sorbus* L. (Linnaeus 1753) obejmuje obecnie około 250 gatunków drzew i krzewów występujących głównie w umiarkowanej strefie półkuli północnej (Phipps i in. 1990). Szacuje się, że na terenach Europy istnieje około 189 przebadanych taksonów rodzaju *Sorbus*, przy czym jedynie 7 z nich identyfikuje się jako endemity diploidalne. Do tego grona zaliczono: *S. aria*. (L.) Crantz., *S. aucuparia*. L., *S. chamaemespilus*. (L.) Crantz, *S. domestica* L., *S. torminalis* (L.) Crantz. (Potter i in. 2007), *S. decipiens* (Bechst.) Irmisc oraz *S. thuringiaca* (Nyman) C.Fritsch (Sennikov i Kurtto 2017, Kurtto i in. 2018, Lepši i in. 2019).

W drodze długotrwałej ewolucji, rodzaj ten, ukierunkował się na zasiedlanie skrajnie niesprzyjających siedlisk. Użyźniając je, dając przestrzeń dla rozwoju bardziej wymagających gatunków, przez które następnie jest wypierany. Do prawidłowego rozwoju jarzębów wystarczą ubogie gleby piaszczyste lub gliniaste oraz stosunkowo niewielka dostępność wody (Kamiński 2016). Cechują je również wysoka odporność na patogeny i szkodniki oraz duża tolerancja na czynniki antropogeniczne (Galinka i Bik 2012, Bednorz i Kaczmarek 2015, Wójcik i Krzaklewski 2019).

Introdukowanie gatunków typowo pionierskich do silnie uprzemysłowionych ekosystemów aglomeracji miejskich, daje szansę na zmniejszenie ich szkodliwego oddziaływania na środowisko, przy znacząco niskich kosztach utrzymania terenów zieleni (Fortuna-Antoszkiewicz i in. 2012, Bernacki 2015, Muras 2016). Jarzęby, z uwagi na swoje zróżnicowanie morfologiczne, pozwalają na łatwe ich wkomponowywanie zarówno w klasyczny pejzaż parkowo-pałacowy, jak i modernistyczny wizerunek przestrzeni miejskich (Szymura i in. 2009, Leniarek 2015, Trzaskowska i Adamiec 2015, Zarzyński i Tomusiak 2015). Dokładniejsze poznanie przedstawicieli tego rodzaju,

umożliwia lepsze dopasowanie ich właściwości względem celów zakładanych dla poszczególnych terenów zieleni i opłacalności zielonych inwestycji.

Cel pracy i zakres pracy

W poniższej pracy postawiono następujące cele:

- A. Określenie najistotniejszych i nieprzebadanych cech użytkowych rodzimych przedstawicieli rodzaju *Sorbus* L. pod kątem ich wykorzystania w terenach zieleni.
- B. Oszacowanie zróżnicowania cech morfometrycznych i barwometrycznych jarzębów pod kątem najefektywniejszego wkomponowywania ich w terenach zieleni o różnych funkcjach użytkowych.
- C. Ustalenie stopnia podatności na patogeny badanych gatunków jarzębów, pod kątem ryzyka utraty populacji na skutek gradacji wywołanej danym rodzajem chorobotwórczego drobnoustroju.
- D. Oznaczenie składu mineralnego liści, od kątem wpływu oraz kierunków zmian próchnicznej warstw gleby spowodowanej jesiennym opadem liści.
- E. Wyznaczenie najkorzystniejszego składu pożywki namnażającej pod kątem przemysłowego namnażania rzadkich cennych osobników.

Realizując wytyczone cele, wykonano badania barwometryczne i morfometryczne owoców oraz liści endemicznie występujących w Polsce przedstawicieli rodzaju *Sorbus* L. Przeprowadzono analizy ich podatności na grzybowe patogeny środowiskowe występujące w ich naturalnych siedliskach oraz określono skład mineralny jesiennego opadu liści. Opracowano najefektywniejszą metodę izolacji i sterylizacji zawiązków pędów, do prowadzenia badań w kulturach *in vitro*.

Badania i doświadczenia prowadzono w Katedrach Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie, tj.:

- Katedrze Architektury Krajobrazu, Pracowni Dendrologii i Kształtowania Terenów Zieleni
- Katedrze Ogrodnictwa
- Katedrze Ekologii, Ochrony i Kształtowania Środowiska
- Katedrze Kształtowania Środowiska, Pracowni Gleboznawstwa i Chemii Środowiska
- Katedrze Genetyki, Hodowli i Biotechnologii Roślin.

1. Przegląd literatury

1.1 Tereny zieleni

Tereny zieleni definiowane są w polskim systemie prawnym m.in. w ustawie z dnia 16 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody (Dz. U. z 2021 r. poz. 1098. Art. 5. 21), gdzie czytamy że są to „*tereny urządzone wraz z infrastrukturą techniczną i budynkami funkcjonalnie z nimi związanymi, pokryte roślinnością, pełniące funkcje publiczne, a w szczególności parki, zieleńce, promenady, bulwary, ogrody botaniczne, zoologiczne, jordanowskie i zabytkowe, cmentarze, zieleń towarzysząca drogom na terenie zabudowy, placom, zabytkowym fortyfikacjom, budynkom, składowiskom, lotniskom, dworcom kolejowym oraz obiektom przemysłowym*”. Ustawodawca zwraca szczególną uwagę na aspekt funkcji publicznej zieleni, jednakże nie definiuje czym owa funkcja jest, ani jakie cechy powinna spełniać. Próbę wyjaśnienia funkcji publicznej podjęli m.in. Magdalena Błaszczyk oraz Marek Kosmała (2008), jak i Katarzyna Bruszezwska (2013), zwracając szczególną uwagę na nierozłączne konteksty społeczne i ekonomiczne zieleni.

1.2 Cechy użytkowe terenów zieleni

Analiza publicznego wykorzystania terenów zieleni oraz deklarowanych potrzeb społecznych, umożliwia wskazanie najistotniejszych funkcji dla ich odbiorców. Rekreacja i wypoczynek stanowią najbardziej powszechne i zauważalne wykorzystanie społeczne terenów zieleni. Jednocześnie identyfikowane są również potrzeby zdrowotno-sportowe oraz kulturowo-rozrywkowe (Nowak-Rzasa 2009). W samej istocie są to cechy nierozłączne, przez co próba dokładnego rozgraniczenia każdego z jej aspektów nie jest możliwa. Funkcje społeczne jakie spełniają tereny zieleni, są częstokroć zależne jedynie od inwencji osoby będącej jej odbiorcą. Niezależnie od świadomości indywidualnego odbiorcy, tereny te indukują prozdrowotne zmiany biochemiczne w organizmie człowieka. Spełnianie szeregu funkcji społecznych, umożliwia zmniejszenie poziomu bodźców stresogennych, przez co wpływają znacząco na produktywność jednostki, co ma bezpośredni przekład na makroekonomię danego obszaru. Zjawisko to pozwala również zmniejszać koszty leczenia psychoterapeutycznego osób podatnych na stres, nerwice czy depresje (Pawłowski 2008, Łopańska i Łopińska 2019, Tota 2019).

Aspekt ekonomiczny terenów zieleni wynika nie tylko z jego funkcji społecznej, czy pośredniego wpływu na organizm człowieka, ale również ze sposobów

jego wykorzystania do celów *stricte* użytkowych. Wyodrębnia się przez to również podział ze względu na rodzaj pełnionych funkcji, tj. rozdzielającej, izolacyjnej, rekreacyjno-wypoczynkowej, towarzyszącej czy produkcyjnej. Łatwo więc zaobserwować że ich wykorzystanie różni się od celu implementowania danych gatunków w poszczególnych obszarach, jak również od wielkości czy rzeźby danego terenu. Odpowiedni dobór gatunków łatwych do pielęgnacji, odpornych na przymrozki czy zasolenie, pozwala na tworzenie funkcjonalnych i tanich w eksploatacji terenów zieleni (Hulicka 2015, Kłopotowski 2016, Pawłowicz 2016).

Różnorodności barw i kształtów są jednymi z głównych cech użytkowych wykorzystywanych w projektowaniu terenów zieleni. Zmienność pejzaży w zależności od pory roku, jest wysoce pożądaną cechą wykorzystywaną zarówno przez architektów krajobrazu, ogrodników, malarzy, jak i fotografów. Współczesne trendy fotograficzne wymuszają na architektach terenów zieleni urzeczywistnianie wielowymiarowej wizji zmieniających się ogrodów i parków. Celem kierunkowanych zmian szaty roślinnej miast, jest umożliwienie zróżnicowanym grupom odbiorców na nieszablonowe wykorzystywanie zmieniającego się krajobrazu (Szafer 1922, Renda i Woźniak 2012, Renda i Trzaskowska 2015). Dodatkowym aspektem w wykorzystywaniu terenów zieleni, jest możliwość projektowania ogrodów terapeutycznych w kontekście rehabilitacji odbiorców (pacjentów), z wykorzystaniem metod hortiterapii sensorycznej, poprzez zróżnicowaną fakturę, kształt czy kolor (Latkowski i Miernik 2012, Pudelska i in. 2015, Pudelska i in. 2016, Łapińska i Łapińska 2019.). Wpływ tych czynników na zdrowie psychiczne człowieka jest powszechnie znany, ale dopiero od niedawna rozpoczęto jego świadome wykorzystywanie w projektowaniu zielonych przestrzeni metropolii sąsiedztwa szpitali, hospicjów czy domów opieki (Parzymies i in. 2015, Wojtowicz i in. 2017). Odbiór przez pacjenta odpowiednich odcieni barw ma swoje bezpośrednie przełożenie na poprawienie funkcjonowania biochemiki mózgu, co istotnie wspomaga proces leczenia zaburzeń o różnej etiopatogenezie (Górska-Kłęk i in. 2009, Dudek i in. 2012, Dudkiewicz i in. 2018.) Równocześnie zróżnicowane pole powierzchni liści, ich kształt, jak i kolor czy wielkość owoców są podstawą cechą wykorzystywaną do projektowania kompozycji florystycznych. Zmiennokształtność, niejednoznaczność formy, czy barwy stanowią w tym przypadku kluczowy azymut do tworzenia pięknych i różnorodnych aranżacji. Floryści w poszukiwaniu pierwotnego piękna uchwyconego w nieszablonowych kompozycjach, często sięgają po rodzime lub udomowione gatunki roślin (Łuczaj 2013, Bąbelewski 2017, Kasper-Parkosz 2017).

Prawidłowe projektowanie terenów zieleni powinno uwzględniać nie tylko odpowiedni dobór gatunków do planowanych celów, ale również stałe i zmienne koszty ich utrzymania. Dobór gatunków trudnych, wymagających częstych zabiegów pielęgnacyjnych oraz nietypowych warunków siedliskowych, może multiplikować coroczne koszty utrzymania. Kalkulacja kosztów utrzymania względem potencjalnych i często niepewnych zysków, może przeważać w na etapie planowanej inwestycji o braku ekonomicznej zasadności do jej realizacji. Kluczowym więc jest dobranie odpowiednich gatunków do warunków świetlnych, żyzności gleby, nawodnienia terenu i sąsiadującej roślinności, przy jednoczesnej odporności na patogeny oraz warunki stresowe (Ogłędzka 2010, Kocki i Kwiatkowski 2017, Korwel-Lejkowska i Czochański 2017). Podstawową bazą w której można odnaleźć najbardziej przydatne do projektowania tanich i trwałych terenów zieleni, są naturalne zbiorowiska roślinne, zgodne z klasyfikacją fytosocjologiczną danego terenu. Dla terenów dzisiejszej Polski, wyróżnić możemy m.in. brzozy, jarzęby, lipy, sosny, świerki, topole i wierzby (Rozanska i Bartczak 2006, Bozetka 2008, Kujawa i in. 2017).

1.3 Rodzaj jarząb (*Sorbus* L.) w podrodzynie jabłkowatych *Pomoideae* (*Maloideae*)

Jarzęby są jednymi z najbardziej rozpoznawalnych i rozpowszechnionych przedstawicieli podrodziny jabłkowatych *Pomoideae* (*Maloideae*). Do tej podrodziny zalicza się zarówno drzewa i krzewy o liściach pojedynczych lub złożonych oraz owocach w typie jabłkowatym lub głogowym. Jabłkowate charakteryzują się kwiatami osadzonymi pojedynczo lub zebranymi w kwiatostany, w odcieniach od białego do różowego. Cechą szczególną ich kwiatów jest wyraźna obecność dolnego słupka zrosniętego w 1-5 owocostanów. Zalążnia otoczona jest dnem kwiatowym, które to przekształca się w zalążnię zewnętrzną, będącą najczęściej soczystą warstwą owocostanu rzekomego (Schneider 1906, Rehder 1927, Krüssmann 1978, Campbell i in. 1991, Rohrer i in. 1991, Phipps i in. 1991, Bugała 1991, Browicz 1993, Rohrer i in. 1994, Juan i in. 2005, Kumachova i in. 2019). Owoce w tym typie odróżnić można na podstawie nasion otoczonych zmięśniałą owocnią powstałą w znacznej części z dna kwiatowego. Zaliczamy tu między innymi takie rodzaje, jak aronia (*Aronia* sp.), grusza (*Pyrus* sp.), jabłoń (*Malus* sp.), jarząb (*Sorbus* sp.), pigwa (*Cydonia* sp.), pigwowiec (*Chaenomeles* sp.) i świdośliwa (*Amelanchier* sp.). Typ owoców głogowych wyróżnić można natomiast na podstawie orzeszków, czyli owocni okrytych dnem kwiatowym. Najbardziej znanymi przedstawicielami tej podrodziny, o takim typie owoców są: głóg (*Crataegus* sp.), irga (*Cotoneaster* sp.), nieszpułka zwyczajna (*Mespilus*

germanica L.) i ognik (*Pyracantha* sp.) – Seneta (1991), Robertson i in. (1992), Seneta i Dolatowski (1997), Witkowska-Żuk (2008), Seneta i in. (2021).

1.4 Rodzaj jarząb (*Sorbus* L.)

Rodzaj *Sorbus* L. (Linnaeus 1753) obejmuje około 250 gatunków drzew i krzewów występujących głównie w umiarkowanej strefie półkuli północnej (Phipps i in. 1990). Etymologicznie przyjmuje się, iż nazwa rodzajowa *Sorbus* pochodzi od łacińskiego słowa *sorbe*, co tłumaczy się jako połykać lub trawić (Seneta i Dolatowski 2004). Rajewski (1996) jednak zwraca uwagę na historyczny wydzźwięk europejskiej botaniki, przez co możliwe jest również pochodzenie arabskie (od słowa *sherbet* = pić/napój) lub staro celtyckie (od słowa *sor* = pachnieć/wabić). We wszystkich wymienionych przypadkach nazwa rodzajowa *Sorbus* nawiązywałaby do jego jadalności (Rajewski 1996). Pierwszy opis botaniczny charakteryzujący jarzęby został dokonany przez XVI-wiecznego lekarza i ojca europejskiej botaniki Jeana Beauhina, który to zwrócił szczególną uwagę na ich niezwykle wartości odżywcze. Największy wpływ na rozpropagowanie nazwy *Sorbus* oraz rozpoczęcie badań naukowych miał jednak Caroli Linnaei, poprzez swoje fundamentalne dzieło botaniczne „Species Plantarum” (Leder i Hillebrand 1997). Nie można jednocześnie zapomnieć, że pierwsze opisy jarzębów w literaturze polskiej odnajdziemy między innymi w dziele Krzysztofa Klauka „Dykcjonarz roślinny” z 1786 roku (Rostafiński 1900).

1.5 Systematyka rodzaj jarząb

Systematyka jarzębów, stopień ich pokrewieństwa oraz korelacje taksonomiczne stanowią tematykę licznych prac badawczych, a często i samych spekulacji ze względu na ich wysokie zróżnicowanie. Jarzęby, z uwagi na ciekawe własności kulinarne, prozdrowotne czy estetyczne, stanowiły pole dla wielu doświadczeń sadowniczych i ogrodniczych, których efektem są niezliczone odmiany o zróżnicowanych cechach użytkowych. Selekcje oraz krzyżowania daleko spokrewnionych ze sobą gatunków doprowadziły do wielu nieścisłości oraz błędów w ustalaniu prawidłowego stopnia pokrewieństwa, czy klasyfikacji gatunkowej oraz odmianowej. Dotychczasowo rodzaj *Sorbus* przypisywany był do rodziny różowate *Rosaceae*, rzędu różowce *Rosales* podklasy wolnopłatkowe *Dialypetalidae* (*Dialypetalae*), klasy dwuliścienne *Dicotyledonopsida* (*Dicotyledoneae*), podgromady okrytonasienne (słupkowe) *Angiospermophytina* (*Angiospermae*; *Gyneciatae*), gromady nasienne *Spermatophyta* (Komarnickij i in. 1962, Tachtadżian 1981, Mowszowicz 1986). Niemniej jednak

najnowsze źródła stoją w dużej rozbieżności względem siebie, przez co podają zgoła odmienną klasyfikację systematyczną jarzębów. Integrated Taxonomic Information System podaje, iż rodzaj *Sorbus* przynależy do rodziny *Rosaceae*, rzędu *Rosales*, klasy *Magnoliopsida*, podgromady *Spermatophytina*, gromady *Teacheophytina*, nadgromady *Embryophyta* (www.itis.gov). Jednocześnie United States Department of Agriculture podaje dla rodzaju *Sorbus* przynależność do rodziny *Rosaceae*, rzędu *Rosales*, podklasy *Rosidae*, klasy *Magnoliopsida*, gromady *Magnoliophyta*, nadgromady *Spermatophyta* (plants.usda.gov). Missouri Botanical Garden podaje natomiast przynależność do rodziny *Rosaceae*, rzędu *Rosales*, nadrzędu *Rosanae*, podklasy *Magnoliidae*, klasy *Equisetopsida* (www.tropicos.org). Najbardziej popularna europejska baza Euro Med Plantbase podaje przynależność do rodziny *Rosaceae*, rzędu *Rosales*, nadrzędu *Rosanae*, klasy *Magnoliopsida* (www2.bgbm.org). Dodatkowo niektórzy badacze w grupie różowate wyodrębniają 4 podrodziny, tj. różowate *Rosaeae*, tawułowe *Spiraeoideae*, śliwowe *Prunoideae* oraz jabłkowe *Pomoideae* (*Maloideae*) – Białobok i Hellwig (1955), Bugała (1991). Równocześnie warto zwrócić uwagę, że dla tej samej podrodziny stosowane są dwie nazwy *Pomoideae* (Mowszowicz 1986) lub *Maloideae* (Seneta i Dolatowski 2004, Aldasoro i in. 2004, Campbell i in. 2007, Stace 2010, Seneta i in. 2021).

Główna przyczyna tak widocznych rozbieżności w klasyfikacji poszczególnych rodzajów do rodzin, rzędów, a nawet klas, wynika przede wszystkim z odmiennego podejścia badaczy do celu prowadzenia analizy systematyki gatunków. Systematyka rodzaju *Sorbus* jest dalece skomplikowana i zróżnicowana, nawet jak na przedstawicieli rodziny *Rosaceae* (Bednorz 2010). Jak słusznie zauważa Bednorz (2010), można zaobserwować trzy główne podejścia do podziałów systematyki gatunków, w przypadku analizy rodzaju. Pierwsze, reprezentowane przez między innymi Gabrielina (1978), Phipps i in. (1990) oraz Kurzelnigg (1995) o bardzo szerokim ujęciu, gdzie rodzaj *Sorbus* postanowiono podzielić na 6 podrodzajów [*Sorbus* (Medicus) Kovanda, *Cormus* (Spach) Duchartre, *Aria* (Pers) G. Beck, *Chamaemespilus* (Medicus) K. Koch i *Torminaria* (DC.) K. Koch oraz szósty *Micromeles* (Decne) według Phipps i in. (1991), przy czym Gabrielin nadał im rangę sekcji. Drugi, reprezentowany między innymi przez Robertson i in. (1991), znacznie okrojony i przypisujący gatunki jedynie jednego podrodzaju *Sorbus* (Medicus) do rodzaju *Sorbus*, natomiast pięć wcześniejszych podrodzajów uznających w randze rodzaju. Nie można zapomnieć również o dość nietypowym biochemicznym ujęciu Challice i Kovanda (1978). Biochemicznie rzecz ujmując, badacze postanowili podzielić rodzaj *Sorbus* na trzy odmienne rodzaje,

czyli *Torminaria*, *Chamaemespilus* i *Aria* obejmujący podrodzaje *Aria*, *Cormus* i *Sorbus* (Bednorz 2010).

1.6 Występowanie i ewolucja rodzaju jarzęb

Najczęściej, w przypadkach dużych nieścisłości taksonomicznych opartych na genetycznych dowodach ewolucji rodzaju czy gatunku, badacze starają posiłkować się dowodami historycznymi. Jednym z podstawowych źródeł informacji o historycznych zasięgach występowania roślin oraz o drogach ich rozprzestrzeniania, są materiały kopalne, takie jak ziarna pyłów czy makroszczałki (np. w warstwach osadów rzecznych lub glebowych). Jarzęby, w odróżnieniu od innych gatunków jabłkowatych cechują się delikatniejszą budową ziaren pyłku, przez co ich pozostałości są jedynie sporadyczne.

Jarzęb, jako rodzaj typowo pionierski zasiedla najczęściej tereny o niesprzyjającym charakterze dla konserwacji makroszczałków. Śladowe pozostałości biologiczne, pozyskiwane z kopalin szanowane są na okres ostatnich 15 000 lat. Umiejscawia je to u schyłku ostatniego zlodowacenia (Tao i Xiong 1986, McAllister 2006). Warto nadmienić, iż skamieniałości niektórych przedstawicieli rodziny różowatych (*Rosaceae*) są powszechnie spotykane w materiałach kopalnych, przy szacowaniu ich na okres wczesnego pliocenu, czyli około 3 mln p.n.e. Wiek, na jaki datuje się te skamieniałości, tym bardziej uwidacznia niezwykle sporadyczność występowania skamieniałości rodzaju *Sorbus* (Yong-Jiang i in. 2018). Zjawisko to wymusza konieczność prowadzenia spekulacji jedynie na podstawie materiałów pośrednich, między innymi danych genetycznych z reliktowych gatunków jarzębów oraz najstarszych osobników (Oleszewska i in. 2012, Lepší i in. 2019, Oleszewska i in. 2019, Meng i in. 2020.) Na tej podstawie wnioskuje się, iż praformy najstarszych jarzębów mogły wyewoluować, a następnie zróżnicować się na terenach dzisiejszej południowo-wschodniej Azji (Aldorsoro i in. 1998, Aldorsoro i in. 2005, Li i in. 2017, Meng i in. 2017), skąd migrowały w kierunku dzisiejszej Ameryki Północnej (Gulzar i in. 2016) oraz Europy (Senikov i Kurtto 2017, Feuler i in. 2019). Dlatego właśnie powstanie najstarszych gatunków jarzębów datowane jest na okres oceanitu (Phipps i in. 1991), a czasem nawet kredy (Gabrielin 1978).

1.7 Genetyka rodzaju jarzęb

Genetyka jarzębów jest również niezwykle skomplikowana, z uwagi wyraźne zróżnicowanie genomów poszczególnych gatunków oraz niezliczonych ilości odmian. Jarzęby stanowią głównie gatunki apomiktyczne pochodzenia mieszańcowego (Jakun

1993, Guluzar 2016, Levin i in. 2018). Zjawisko rozmnażania bezpłciowego przy jednoczesnym wykorzystaniu tkanek i komórek odpowiedzialnych za klasyczne rozmnażanie płciowe, jest niezwykle rzadkie. Powstałe przez to nasiona nie wymagają zapłodnienia, a co za tym idzie przemian mitotycznych, aby zakiełkować. Skutkuje to rozprzestrzenianiem się osobników tożsamyh genetycznie z organizmem matecznym (Szwejkowski i Szwejkowska 2007). Rozmnażanie bezpłciowe wiąże się z dużym ryzykiem podatności wszystkich organizmów potomnych na te same grupy szkodników, patogenów czy choroby immunologiczne. Jednocześnie umożliwia to zasiedlenie nowych siedlisk w dużo szybszym tempie, co nadaje im ich pionierski charakter (Fonder 2001). Rozmnażanie bezpłciowe z wykorzystaniem apomiksji, jest jedynym pozaodroślowym sposobem rozmnażania poliploidalnych gatunków i odmian seksualnie sterylnych. Jabłkowate posiadają podstawowo 17 chromosomów ($x = 17$) – Kobel (1927), przy czym większość skatalogowanych gatunków i odmian seksualnie sterylnych jarzębów jest triploidalne ($2n = 4x = 68$) – Jankowska-Wroblewska i in. (2016), Samlyay i in. (2017), Dickinson (2017), Vaskova i Kolaricik (2019) lub tetraploidalne ($2n = 3x = 51$) – Price i Rich (2007), Sennikov i Kurtto (2017). W obrębie rodzaju *Sorbus* istnieje zaledwie osiemdziesiąt gatunków diploidalnych ($2n = 2x = 34$) zdolnych do klasycznego rozmnażania płciowego (Jankun 1993, Seneta i Dolatowski 2004). Próby określenia stosunkowego rozkładu proporcji występowania poliploidii podjęli Cempebell i in. w 1991 roku, przebadawszy 89 gatunków jarzębów. Oszacowali wówczas, iż 23% stanowią diploidy, 13% triploidy, natomiast 54% tetraploidy. Dodatkowym utrudnieniem okazały się różne poliploidalności u poszczególnych odmian danego gatunku, co dodatkowo zaciemnia prawdziwy obraz proporcji ich występowania. Niestety nie istnieją badania określające rzeczywiste proporcje występowania poliploidów u wszystkich znanych gatunków jarzębów.

1.8 Zmienność gatunkowa jarzębów

Do niedawna szacowano, że na terenach Europy istnieje około 91 przebadanych taksonów rodzaju *Sorbus*, przy czym jedynie 5 z nich identyfikuje się jako endemity diploidalne. Do tego grona zaliczono: *S. aria*. (L.) Crantz., *S. aucuparia*. L. Emend. Hedl., *S. chamaemespilus* (L.) Crantz, *S. domestica* L. oraz *S. torminalis* (L.) Crantz. (Potter i in. 2007). Najnowsze opracowania poszerzyły grupę przebadanych europejskich taksonów do aż 189, z czego odnotowano nieuwzględniane uprzednio diploidy, tj. *S. ×decipiens* (Bechst.) Irmisc oraz *S. ×thuringiaca* (Nyman) C.Fritsch (Sennikov i Kurtto 2017, Kurtto i in. 2018, Lepši i in. 2019).

Wielowiekowa selekcja europejskich gatunków jarzębów zaowocowała wysokim współczynnikiem hybrydyzacji o zróżnicowanym podłożu genetycznym, przez co dla niektórych odmian, trudnym jest jednoznaczne określenie ich przynależność gatunkowej (Nelson-Jones i in. 2002, Robertson i in. 2004, Chester i in. 2007, Stace 2010, Robertson i in. 2010, Rich i in. 2010). Problem ten został zauważony już w 1998 roku przez Aldorsoro i in., którzy to opierając się na cechach morfometrycznych stwierdzili, iż jedynie 12 spośród ówczśnie przebadanych 91 europejskich gatunków jarzębów możliwych jest do łatwego wyodrębnienia, a następnie określenia. Problem intensywnego zróżnicowania morfometrycznego liści u różnych osobników w obrębach poszczególnych gatunków jarzębów zauważyli również Gabrielian (1978), Bednorz (2006) oraz Lepší i in. (2013). Zmienną wielkość czy kształt zaobserwować można zarówno na poziomie gatunkowym, populacyjnym, jak i osobniczym, a nawet pomiędzy poszczególnymi gałęziami tego samego drzewa. Dodatkowo zauważana jest również dysproporcja liści pochodzących z tego samego pędu. Tak istotne rozbieżności stymulowały błędne spekulacje nad powstawaniem nowych odmian (Bednorz 2006). Istotne różnice obserwować można również w budowie kwiatostanów (Kim 2018), ziaren pyłków (Bednorz i in. 2005), owoców i ich nasion (Bednorz 2007) oraz samego drewna (Cedro 2016). Zjawisko to jest powszechnie znane i było wielokrotnie zauważane przez botaników i taksonomistów wywołując impas w próbach uporządkowania systematyki tego rodzaju (Sennikov i Kurtto 2017, Christenhusz i in. 2018, Sun i in. 2018, Feulner 2019, Lepsi i in. 2019).

1.9 Jarzęby jako gatunki pionierskie

Wyrażna różnorodność genetyczna przekłada się również na wysoką zmiennością pokroju, tempa przyrostu, poziomu tolerancji oraz wymagań glebowych dla poszczególnych gatunków jarzębów. Rodzaj ten, w drodze ewolucji, ukierunkował się na zasiedlanie skrajnie niesprzyjających warunków dla populacji roślin drzewiastych. Jarzęby, będąc rodzajem typowo pionierskim, zasiedlają niesprzyjające siedliska, które to z biegiem czasu użyźniają, dając przestrzeń dla rozwoju innych, bardziej wymagających gatunków. Dla prawidłowego rozwoju i wzrostu jarzębów wystarczą ubogie gleby piaszczyste lub gliniaste (Weiner 2004, Kamiński 2016), niekiedy nawet same rozpadliny skalne (Mróz i Perzanowska 2004). Charakterystyczną, odwrotnie proporcjonalną zależność, pomiędzy żyznością danego siedliska, a procentową obecnością jarzębów, można zaobserwować na przykładzie, między innymi siedlisk buczynowych, grądowych, jaworzynowych, łęgowych, górskich, czy borowych

(Danielewicz i in. 2004, Mróz i Perzanowska 2004, Herbichowa 2004, Lasota i in. 2014). Jarzęby na żyznych siedliskach ustępują na drodze sukcesji leśnej gatunkom typowo lasotwórczym, o większych wymaganiach glebowych takim, jak buki czy dęby, stając się jedynie integralną częścią podszytu lub drugiego piętra lasu (Obmiński 1977, Puchalski 1990, Szymański 2001, Jaworski 2011).

Zjawisko sukcesji z wykorzystaniem jarzębów, jest często wykorzystywane do rewitalizacji i rekultywacji terenów zdegradowanych na skutek działalności człowieka, czy zmian klimatu (Jaszczak 1991, Pacyniak 1991, Baran i Turski 1996, Szwagrzyk 2004, Kusiak i Jaszczak 2009, Jaszczak i Magnusik 2010, Śmigielski i in. 2017). Jarzęby, ze względu na niskie wymagania glebowe, wysoką odporność na patogeny i szkodniki oraz dużą tolerancję na czynniki antropogeniczne, stosowane są między innymi w rekultywacji terenów zdegradowanych, tj. pogórnicych (Brandenburger 1985, Bender 1995, Greinert 1995, Kusza i Płużyński 2004, Pietrzykowski i Krzaklewski 2005, Kasprzyk 2009, Kacprzak i Bruchal 2011, Galinka i Bik 2012, Bednorz i Kaczmarek 2015, Wójcik i Krzaklewski 2019), zdemilitaryzowanych (Borucka i Mikosz 2012), pohnitczych (Kostuch i Twardy 2006), poosadowych (Janowski 1976, Stachowski i in. 2018) i powysypiskowych (Siuta i Wasiak 1985, Gilewska i Przybyła 2001, Siuta i Sienkiewicz 2001, Zwoliński i Hawryś 2002) oraz pogorzeliisk (Dobrowolska 2008, Królak i in. 2017).

1.10 Aspekt ekonomiczny wykorzystania rodzaju jarzęb

Tereny przemysłowe, charakterystyką czynników antropogenicznych wyraźnie przypominają nieprzemysłowe obszary silnie zurbanizowane takie, jak miasta czy metropolie (Brągoszewska i in. 2016, Kalda i Skuba 2016, Szylar i in. 2016, Kwiatkowski i Matowicka 2017, Maciejewska i Ulanica 2017, Rozpondek i in. 2017, Wiśniewska i Pusz 2017, Bąk 2018). Aglomeracje miejskie oddziałują na otaczający je ekosystem, poprzez m.in. emisję gazów, pyłów, zanieczyszczeń, zmianę albedo obszaru czy wchłaniania wody przez grunt (Alexandrovskaya i Alexandrovskiy 2000, Grzyb i Frączek 2016, Fijałkowski i Teresa 2017, Kramek 2017, Kuchcik i Milewski 2018, Wójcik i in. 2020). Projektowanie terenów parkowych i wprowadzanie obszarów zieleni w monochromatyczne obszary miejskie, pozwala zredukować negatywne oddziaływanie współczesnej industrializacji na lokalny mikroklimat i jakość życia mieszkańców (Szczepanowska 2012, Niewiadomski 2013, Hulicka 2015, Witczak i Macias 2016, Jawgiel i Łukaszewicz 2017, Anielska 2019).

Introdukowanie gatunków typowo pionierskich, w ekosystemach aglomeracji miejskiej oraz rejonach silnie uprzemysłowionych daje możliwość zminimalizowania szkodliwego oddziaływania na środowisko przy znacząco niższych kosztach utrzymania terenów zieleni (Szczepanowska 2007, 2009, 2012, 2013 i 2015, Zachariasz 2008, Adamiec i Trzaskowski 2012, Fortuna-Antoszkiewicz i in. 2012, Bernacki 2015, Muras 2016). Odporność gatunków pionierskich na zmienne warunki klimatyczne oraz patogeny, umożliwia ograniczenie wydatków związanych między innymi z pielęgnacją, nawożeniem, nawadnianiem i utrzymaniem introdukowanych osobników (Paganova 2008, Gilewska 2010, Jaworski i Kornik 2011, Medrzak i Medrzak 2012, Szymura i Waliankiewicz 2016, Bobiec 2016, Pietrzykowski i in. 2017). Jarzęby, z uwagi na swoje zróżnicowanie morfologiczne, dają możliwość wkomponowywania ich w klasyczny pejzaż parkowo-pałacowy, jak i modernistyczny wizerunek przydomowych ogródków, działek czy altanek (Dimke i Bednorz 2004, Szymura i in. 2009, Leniarek 2015, Trzaskowska i Adamiec 2015, Zarzyński i Tomusiak 2015).

Dodatkowym atutem na rzecz introdukowania jarzębów do przestrzeni miejskiej są ich bogate w przeciwutleniacze, sole mineralne i witaminy owoce (Olszewska i in. 2012 i 2019, Bernacka 2015, Janda i in. 2015, Renda i Trzaskowska 2015, Stachowicz 2015, Olczyk i Geszprych 2017, Muzykiewicz i in. 2018, Kalisz i in. 2019) oraz miododajne kwiaty (Kim i in. 2006, Weryszko-Chmielewska i Konarska 2006, Muzykiewicz i in. 2017, Meszaros i Jozan 2018, Kratschmer i in. 2020). Pojawiające się już wczesną wiosną biało-różowe kwiatostany są bogatym źródłem nektaru dla wielu gatunków zapylaczy, przez co dają szansę na utrzymywanie śródmiejskich pasiek pszczelich oraz zagrożonych populacji owadów (Rasmussen i Kollmann 2004, Pias i Guitan 2006, Paganova 2008, Cykaiewicz 2013, Thomas 2017, Rich i in. 2019, Werres i Blanke 2019). W okresach bezlistnych (jesiennie-zimowych) soczyste owoce w odcieniach od pomarańczowo-czerwonego do bordowo-brązowego stanowią bogatą bazę pokarmową dla licznych gatunków ptaków oraz istotny walor estetyczny w prodepresyjnym zindustrializowanym krajobrazie (Yagihashi i in. 1998, Paulsen i Högstädt 2002, Bednorz 2009, Fox i in. 2009, Jankowiak i in. 2013, Suhonen i in. 2017, Wojtatowicz i Pietrzykowska 2018).

Analiza składu mineralnego liści tytoniu zrobiona przez Murashige i Skoog (1962) dała podwaliny pod współczesną technologię rozwoju tkanek roślinnych *in vitro*, stanowiącą obecnie podstawę całej biotechnologii roślin. Poza stricte laboratoryjnym aspektem wyłaniającym się ze znajomości stosunku poszczególnych pierwiastków

w organach roślin, jest jego wpływ na warstwę próchniczą gleby. Powszechnie wiadomym jest, że opadające na glebę fragmenty roślinne, m.in. liście i owoce istotnie wpływają na siedliskowy indeks glebowy, czyli na typ siedliska i zamieszkującego go gatunku (Puchalski i Prusinkiewicz 1990, Brożek i in. 2011). Jarzęby to rodzaj typowo pionierski, zasiedlający najbardziej niedostępne i niesprzyjające dla roślin drzewiastych tereny. Cechą charakterystyczną dla wszystkich roślin pionierskich jest modyfikowanie gleb w kierunku zwiększonej żyzności. Gleby nawożone obumierającą biomasą zwiększają właściwości sorpcyjne gleby oraz ilość zawartych w niej makro i mikro składników. Analiza składu chemicznego biodegradowanej materii, pozwala na spekulację kierunku zmian glebotwórczych danego terenu. Badania te mogą posłużyć m.in. do oceny degradacji gleb mineralnych na podstawie analizy stosunku poziomu próchnicznego C/N, gdzie wysoka wartość określa gleby zdegradowane, a ich malejący stosunek gleby rekultywowane. Poprzez wykorzystanie tej wiedzy w praktyce, możliwym jest projektowanie kierunkowanych terenów zieleni w miejscach postindustrialnych lub pożarysk tak, aby zintensyfikować zachodzące procesy naprawcze zdegradowanego środowiska (Siuta 2000, Siuta i Sienkiewicz 2001, Królak i in. 2017).

Makroelementy stanowią podstawowy budulec wszystkich związków organicznych, a co za tym idzie również organelli komórkowych. Ich wzajemny stosunek w komórce jest uzależniony od rodzaju tkanki, jak również od gatunku, odmiany czy nawet właściwości osobniczych danego organizmu. Poziom makroelementów może ulegać zmianie wraz z zachodzącymi przemianami biochemicznymi organizmu (Alberts i in. 2019). Szybkość ich uwalniania przez destruenty w środowisku zależy m.in. od skomplikowania budowy cząsteczki i możliwości dekompozycyjnych mikroorganizmu (Sapek 2010). Zdekonstruowane cząsteczki zawierające makroelementy obumarłych organizmów lub ich organów wnikać do gleby zmieniają swoją formę w łatwiej przyswajalne dla organów korzeniowych roślin. Częstokroć właściwości sorpcyjne korzeni wzmagane są poprzez grzyby mikoryzowe dokonujące dodatkowych transformacji biochemicznych zawartych w glebie związków. Cykl ten umożliwia utrzymywanie bazy pokarmowej dla roślin w glebie oraz ich prawidłowego wzrostu i rozwój (Chlebicki 2018, Alberts i in. 2019). Stosunek poszczególnych składników mineralnych w roślinie ma więc istotny wpływ na żyzność gleby, dlatego też znajomość różnic pomiędzy poszczególnymi gatunkami jarzębów pozwala na dobór najbardziej odpowiedniego gatunku do planowanej rekultywacji gleby.

1.11 Etnobiologiczny wpływ rodzaju jarzęb

Jarzęby z uwagi na swoje liczne cechy użytkowe oraz prozdrowotne oddziaływanie na organizm człowieka stały się nierozłącznym elementem wielu obrazów, pieśni, baśni, wierszy, legend, podań i wierzeń (Rostafiński 1922, Zwetajewa 1993, Gawęł 2009, Oklejewicz i Łuczaj 2015, Sucholas 2016, Murphy-Hiscock i Zerbst 2020). Etnobiologicznie stanowią swojego rodzaju dziedzictwo kulturowe dla wielu rdzennych grup etnicznych, przez co tak chętnie są wkomponowywane we współczesne wzornictwo dekoracyjne, jak i użytkowe (Baniowska i Jagieła 2000, Kowalik 2004, Marszałek i Scelina 2015, Kujawska i in. 2016).

Rodzaj ten znajdował i znajduje liczne zastosowanie we florystyce (Köhler 1996, Fitkowski 2011, Łuczaj 2013, Krężel i in. 2017), rękodzielnictwie (Matlakowski 1901, Jagiełło 1979, Hermanowicz-Nowak 2000, Mackoś-Iwaszko i Lubiarz 2015), przetwórstwie owocowym, kosmetologii, medycynie (Pieroni i Price 2006, Regler i in. 2009, Löser i Löser 2015, Razina i in. 2016, Courtenay 2017, Girtler i Bodingbauer 2018, Sarv i in. 2020) oraz budownictwie i meblarstwie (Schubert 1879, Kausch-Blecken von Schmeling 1994, Klein i in. 2016, Milewski 2016, Dreyer i Dreyer 2019, Werres i Blanke 2019, Röhrig i in. 2020). Praktycznie rzecz ujmując, każda część jarzębów jest wykorzystywana w którejś z gałęzi przemysłu. Różnobarwne liście, kwiaty oraz owoce są bogatą bazą surowcową do produkcji między innymi bukietów i kompozycji florystycznych. Równocześnie owoce i kwiaty są wykorzystywane do produkcji dżemów, marmolad, soków oraz nalewek, przy czym ich nietypowe walory smakowe są od wieków doceniane przez koneserów na całym świecie (Chętnik 1936, Cieślak 1978, Kausch-Blecken von Schmeling 1994, Łuczaj 2008, Löser i Löser 2015). Drewno jarzębów posiada charakterystyczną czerwonobrazową barwę przypominającą swoim wyglądem drewno gruszy. Jest to surowiec trudno łupliwy o dużej ciężkości i twardości, przy jednoczesnym zachowaniu giętkości i elastyczności, przez co idealnie spisuje się jako materiał na okleiny, panele czy instrumenty muzyczne (Odell 1972, Sachsse i in. 1988, Fronczak 2015). Stosunkowo niedoceniane w Polsce (Krzysik 1968 i 1975, Sydor 2011) drewno niektórych gatunków jarzębów jest traktowane jako cenny surowiec meblarski w zachodniej Europie, Azji oraz Ameryce Północnej (Sachsse i in. 1988, Schüte 2000, Piagnani i Bassi 2006, Hamiyet i in. 2009, Süleyman i in. 2009, Süleyman i in. 2010, Dong i in. 2017, Werres i Blanke 2019).

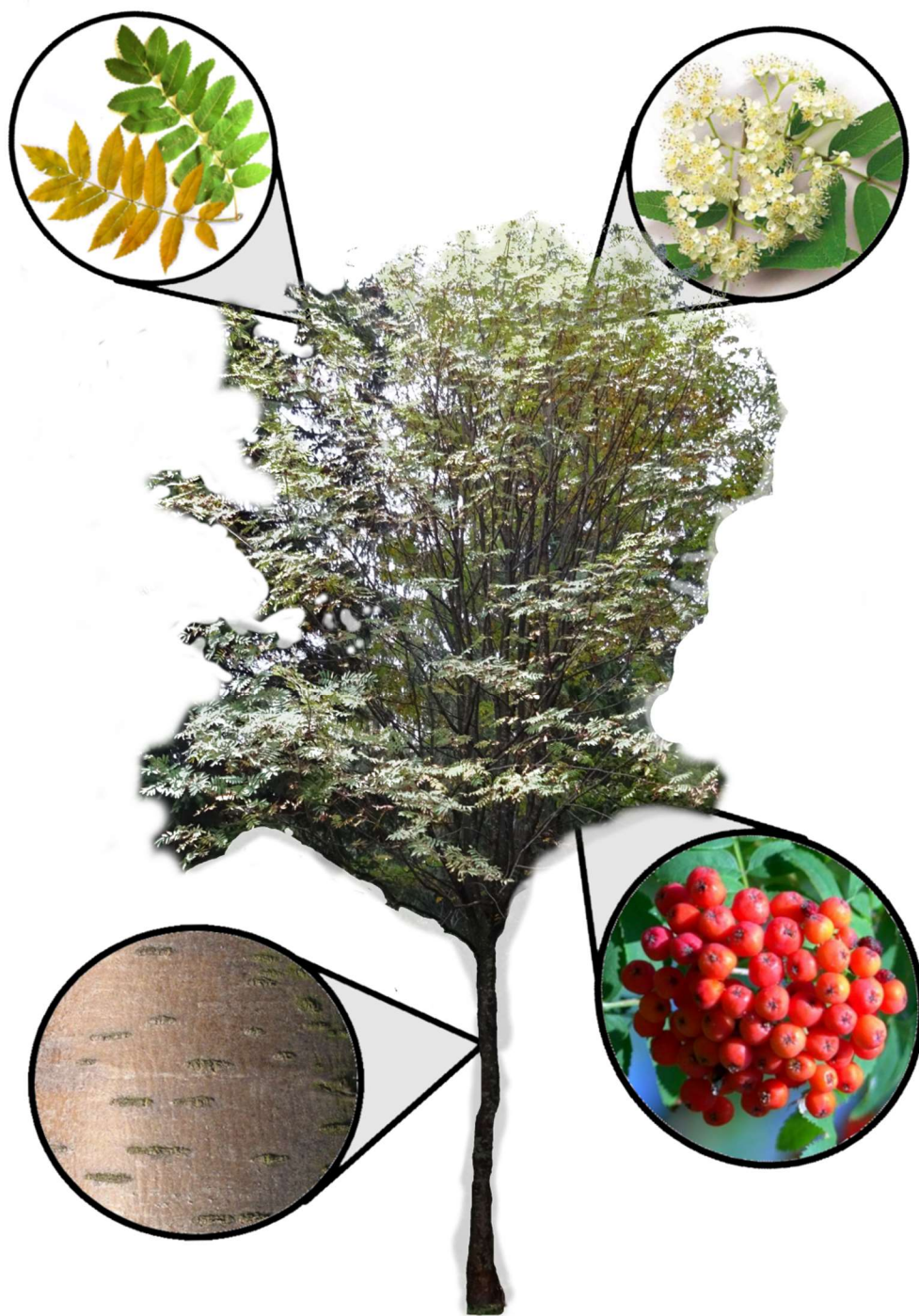
1.12 Polscy przedstawiciele rodzaju jarzab

1.12.1 Jarzab pospolity (*Sorbus acuparia* L.)

Jarzab pospolity (jarzębina) z uwagi na swoją powszechność występowania, znany jest pod licznymi nazwami, będącymi najczęściej regionalizmami lub zapożyczeniami. Orzębina, jarzabek, skorus, czy skoruch to jedne z wielu polskich nazw tego pospolitego gatunku (Ziółkowska 1993, Łuczaj 2008, Fitkowski 2011, Musiał 2018). Jarzab pospolity jest gatunkiem typowo europejskim, przy czym tereny jego występowania rozciągają się od Azji, poprzez prawie całą Europę do Afryki północnej. Pas równoleżnikowego występowania jarzębiny rozciąga się od północnych terenów Skandynawii, aż do Tunezji środkowej, natomiast południkowo obejmuje obszar od Azji mniejszej do Galicji (Konowałowa 1954, Gostyńska-Jakuszczyńska 1976, Popov 1990, Podbielkowski 1995a, b, Rätty i in. 2016, Sennikov i Kurtto 2017). Są to drzewa lub krzewy o luźnym pokroju z wyraziście wzniesionymi gałęziami, sięgające od 15 do 20 m wysokości i 40 cm średnicy. W drzewostanach dzikich napotkać można osobniki o kolumnowym pokroju sięgające nawet 25 m. Drzewa te, można rozpoznać po nieparzysto pierzastym piłkowanym ulistnieniu i gładkiej srebrzystoszarej korze z poziomymi ciemnymi przetchlinkami. Późną wiosną w drzewostanach wyróżniają się licznymi dużymi i płaskimi kremowobiałymi podbaldachami, natomiast jesienią i wczesną zimą niewielkimi szkarłatno-pomarańczowymi i cierpkimi owocami (ryc. 1).

Stosunkowo duże zakresy w opisach anatomicznych tego gatunku wynikają z wielowiekowej i wielokierunkowej selekcji. Endemiczną dla terenów Karpat odmianę *glabrata* wyróżnianą na podstawie stosunkowo drobniejszych owoców, wyraźniej piłkowanych liści oraz niższego pokroju, można uznać za odmianę modelową. Jest to odmiana dzika, przez co swoją charakterystyką najbardziej przypomina swoich indoeuropejskich przodków (Barszcz 2004, Sennikov 2016).

Jarzab pospolity preferuje podłoże lekkie i żyzne. Niemniej jednak, jako gatunek typowo pionierski, asymiluje się do praktycznie każdego lasotwórczego typu gleby oraz dobrze znosi zacienienie. Gatunek ten stosowany jest jako podsadzenie podszytowe, stanowiąc jesienią bazę pokarmową dla dzikiego ptactwa oraz zwierzyny leśnej. Drewno jarzębiny jest średnio ciężkie i średnio twarde przy jednoczesnej nadzwyczajnie trudnej łupliwości i elastyczności. Jest dobrym surowcem do produkcji oklein, niestety z uwagi na krzywizny nie ma większego znaczenia gospodarczego (Hegi 1956, Begemann 1969, Sarwa 2000, Raspé i in. 2000, Seneta i Dolatowski 2004, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008, Johnson 2009, Löser i Löser 2015, Klein i in. 2016, Seneta i in. 2021).



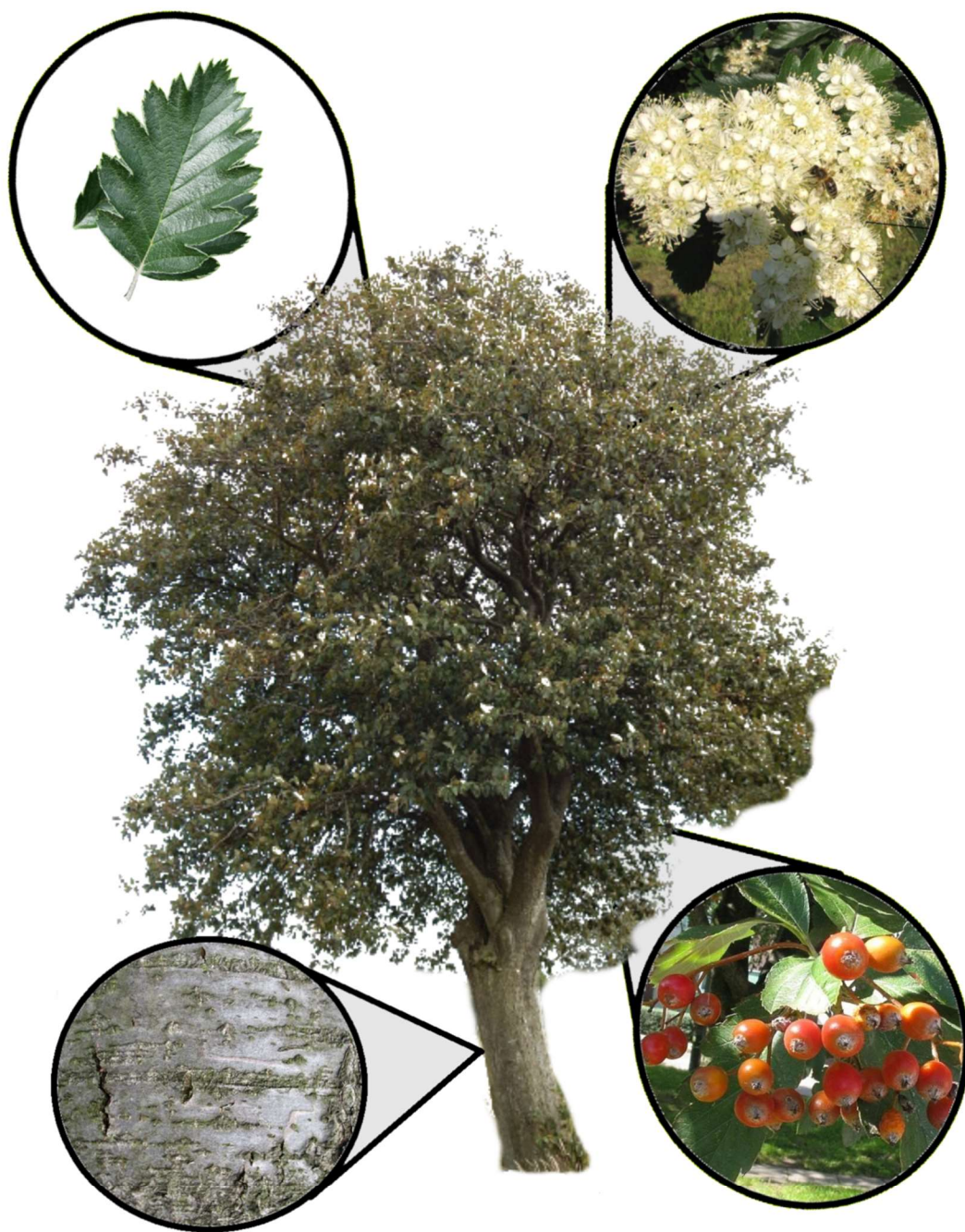
Ryc. 1. Jarzb pospolity (*Sorbus aucuparia* L.)

1.12.2 Jarzęb szwedzki [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

Nazwa tego jarzębu w języku polskim ma swój rodowód najprawdopodobniej w powszechnym występowaniu tego gatunku na terenie półwyspu skandynawskiego, historycznie będącego pod panowaniem królestwa szwedzkiego. Naturalny zasięg występowania tego gatunku ograniczony jest do terenów nabrzeży basenu morza bałtyckiego. Poprzez introdukowanie go w terenach zieleni parkowo-pałacowej, miejskiej oraz do przydroży, rozpowszechnił się na terenie całej dzisiejszej Europy (Konowałowa 1954, Tutin i in. 1968, Szafer i Zarzycki 1977, Seneta 1991, Seneta i Dolatowski 2004, Bednorz 2012, Gostyńska-Jakuszczyk i Kruszelnicki 2014, Bąbelewski 2017, Pusz i in. 2019, Seneta i in. 2021).

Przedstawicielami tego gatunku są najczęściej drzewa lub wysokie krzewy o rozłożystym i gęstym ugałęzieniu oraz kulistym pokroju, sięgające w Polsce do około 20 m wysokości. W drzewostanach dzikich rozpoznać je można po szarej i praktycznie gładkiej korze oraz dębokształtnych liściach, o zaokrąglonych i gęsto piłkowanych kłapach. Od połowy maja jarzęby te wyróżniają kremowobiałe baldachogrona o wydłużonych płatkach. Późnym latem lub wczesną jesienią obserwować można, krótko utrzymujące się, pomarańczowo-szkarłatne owoce, o słodkawym posmaku (ryc. 2).

Jarzęby te preferują jasne stanowiska, o lekkiej i żyznej glebie. Gatunek ten znajduje swoje zastosowanie jako wiatrochron na przydrożach łąkowo-polnych lub element zieleni parkowej, stanowiąc bazę pokarmową dla dzikiego ptactwa (Hegi 1956, Pacyniak i Surmiński 1971, Sękowski 1993, Seneta i Dolatowski 2004, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008, Šavikin i in 2017). Drewno jarzębu szwedzkiego, z uwagi na swoją grubość, brak krzywizn oraz niewielką ilość sęków może stanowić przydatny surowiec meblarski, a zwłaszcza okleinowy. Jest to drewno giętkie i trudno łupliwe, lecz niestety podatne na patogeny grzybicze oraz szkodniki, przez co nie ma żadnego znaczenia gospodarczego (Begemann 1969, Pacyniak i Surmiński 1971, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008, Klein i in. 2016).



Ryc. 2. Jarzab szwedzki [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

1.12.3 Jarzab mączny (*Sorbus aria* L.)

Jarzab mączny (mąkinia) zawdzięcza swoją nazwę przypominającemu mąkę omszonemu spodowi liściowemu, będącym jego cechą charakterystyczną w europejskim pejzażu. Swoim obszarem występowania sięga od północnozachodniej Afryki poprzez praktycznie całą południowozachodnią Europę w kierunku Morza Czarnego. W Europie środkowej występuje dość rzadko, z uwagi na swoją światłolubność oraz stosunkowo niską odporność na przymrozki (Meusel i in. 1965, Tutin i in. 1968, Krüssmann 1978, Bugała 1991, Podbielkowski 1995 a, b, Castellano 2012).

Jarzęby te są najczęściej wielopięnnymi drzewami sięgającym około 10-12 m wysokości. Dla osobników wolnostojących cechą charakterystyczną jest wąskokulisty, niekiedy jajowaty pokrój, o stromo wzniesionych gałęziach i szarej, gładkiej korze. W drzewostanie wyróżniają się poprzez nietypowy dwubarwno-mozaikowaty obraz korony, który zawdzięcza gęsto piłkowanym owalno-eliptycznym liściom. Kwitnienie mąkini rozpoczyna się z nastaniem maja, kiedy to wyłaniają się białe lub biało-różowate baldachogrona. Początek dojrzewania owoców przypada natomiast na pierwszą połowę września kiedy nabywają pomarańczowej barwy, po czym ostatecznie przeradza się ona od czerwonej do szkarłatnej (ryc. 3). Niestety, owoce utrzymują się stosunkowo niedługo, głównie z powodu ochoczego zjadania ich przez ptactwo, pomimo dość mdłego smaku.

Gatunek ten preferuje jasne stanowiska o lekkiej i żylnej glebie. Z uwagi na to, że dość dobrze znosi niedobory wody, wykorzystywany jest przede wszystkim jako wiatrochron na przydrożach lub element zieleni parkowej, na suchych i nasłonecznionych stanowiskach (Krüssmann 1978, Fiedoruk 1985, Bugała 1991, Kremer 1995, Staszkiwicz 1997, Seneta i Dolatowski 2004, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008, Castellano 2012, Šavikin i in. 2017, Seneta i in. 2021). Drewno tego jarzębu, ze względu na swoją wytrzymałość, było wykorzystywane przede wszystkim jako element budowlany instrumentów muzycznych, osi powozów, zębów kół oraz narzędzi stolarskich, zdobywając przydomek drewna metalowego. Dzisiaj, z uwagi na niezwykle rzadkość występowania, nie ma znaczenia gospodarczego (Gerald-Wyżycki 1845, Begemann 1969, Klein i in. 2016).



Ryc. 3. Jarzab mączny (*Sorbus aria* L.)

1.12.4 Jarzab nieszpółkowy (*Sorbus chamaespilus* L.)

Jarzab ten, zawdzięcza najprawdopodobniej swoją nazwę skróconej szypułce, względem innych przedstawicieli tego rodzaju. Jest to gatunek stosunkowo rzadki i występuje jedynie na terenach południowej i środkowej Europy. Swoim zasięgiem terytorialnym obejmuje obszar od morza śródziemnego, poprzez Wielką Nizinę Węgierską do Karpat Zachodnich. Na terytorium Polski występuje jedynie w Tatrach, i znany jest z około 20 stanowisk (Tutin i in. 1968, Szafer i in. 1976, Alessandrini 1982, Aldorsoro i in. 1998, Seneta i Dolatowski 2004, Aldorsoro i in. 2005, Gomory i Krajmerova 2008, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008, Gostyńska-Jakuszevska i Kruszelnicki 2014, Seneta i in. 2021).

Są to krzewy dorastające do około 2 m wysokości o licznych pędach odroślowych. Wyróżniają się skórzastymi, eliptycznymi i piłkowanymi liśćmi, o charakterystycznym ciemnozielonym ubarwieniu. Liczne różowawe kwiaty pojawiają się z nastaniem maja i utrzymują się nawet do około miesiąca. Czerwone lub czerwono-pomarańczowe owoce obserwować można już pod koniec lipca, a utrzymują się do nastania pierwszych przymrozków (ryc. 4). Jarzaby te preferują głównie gleby lekko kwaśne, przez co większość okazów rośnie na skalistych i nasłonecznionych stanowiskach regli i kosówki (Robertson i in. 1992, Seneta i Dolatowski 2004, Bednorz i in. 2005, Bednorz i in. 2006, Ďurkovič i in. 2012, Gostyńska-Jakuszevska i Kruszelnicki 2014,)



Ryc. 4. Jarzab nieszpółkowy (*Sorbus chamaemespilus* L.)

1.12.4 Jarzab grecki [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

Basen morza śródziemnego jest miejscem występowania najliczniejszych stanowisk tego gatunku, czego wydzźwięk znajduje się w jego polskim nazewnictwie. Niestety systematyka tego gatunku jest co najmniej niejednoznaczna, a na pewno niejasna. Zróznicowane nazewnictwo oraz błędne przypisywanie przedstawicieli innych gatunków, dodatkowo utrudnia rzetelne prowadzenie badań nad jego występowaniem, charakterystyką czy rozwojem (Pawłowska i Pawłowski 1970, Gabrielian 1976, Staszkiwicz 1997, Seneta i Dolatowski 2004, Dłużewska i in. 2013, Somlyay i Sennikov 2015, Raimondo i in. 2019). Ten niezwykle rzadki gatunek swoim zasięgiem obejmuje nieliczne stanowiska Azji Mniejszej, Europy Południowej oraz reliktowo Europy Środkowej (Tutin i in. 1968, Gabrielin 1976, Staszkiwicz 1997, Seneta i Dolatowski 2004, Haeupler i Muer 2007, Tomanek i Witkowska-Żuk 2008).

Przedstawicielami tego gatunku są niewielkie światłożądne drzewa lub krzewy, wyrastające najczęściej na dobrze nasłonecznionych stanowiskach o wapiennym podłożu, takich jak rozpadliny skalne czy osuwiska (Castellano 2012). W sezonie wegetacyjnym najłatwiej rozpoznawane są po wyraziście unerwionych szeroko odwrotniejących i błyszczących liściach. Jego pąki obserwować można w okolicach maja, natomiast bordowo-amarantowe okrągłe owoce już pod koniec lipca (Tutin i in. 1968, Gabrielian 1976, Staszkiwicz 1997, Rutkowski 1998, Castellano 2012, Raimondo i in. 2019) – ryc. 5.



Ryc. 5. Jarzab grecki [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

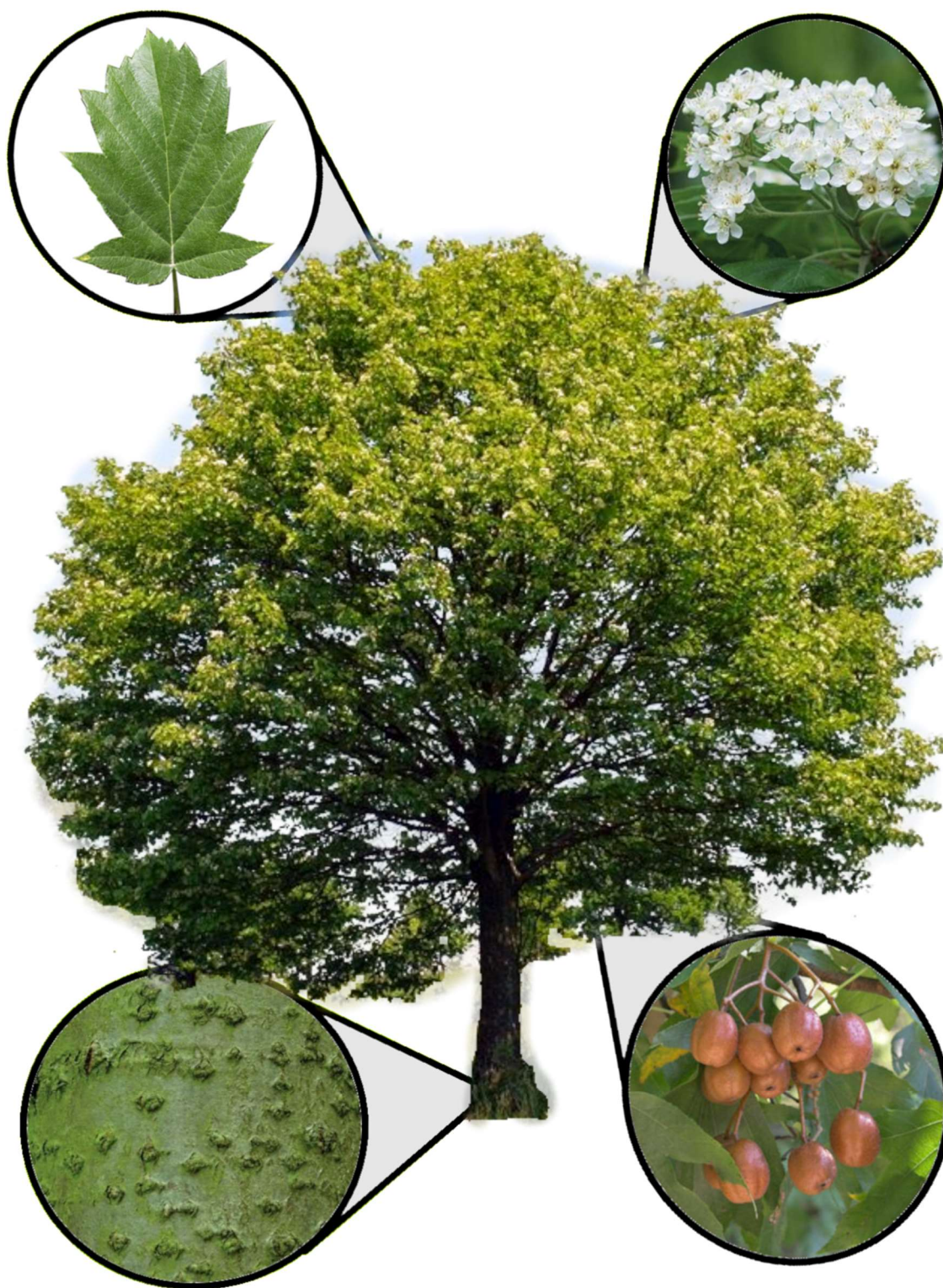
1.12.5 Jarzab brekinia (*Sorbus torminalis* L.)

Jarzab brekinia (brekinia, brzek), swoje łacińskie nazewnictwo zawdzięcza przeciwbiegunkowym właściwościom owoców, z których już w średniowieczu były przygotowywane leki na zatrucia pokarmowe. Prawdopodobnie dzięki tym właściwościom został rozpowszechniony, poprzez przyklasztorne ambulatoria, na terenach ówczesnej Europy.

Brzek zasięgiem występowania obejmuje zachodnią, środkową i południową Europę, oraz, w mniejszym stopniu, północnozachodnią Afrykę, jak i południowozachodnią Azję (Szeszycki 2008, Pietzarka i in. 2009, Bednorz 2010, Mayer i Klump 2013, Cedro 2016).

Osobniki tego gatunku są najczęściej okazałymi drzewami, o skrzyconych koronach i prostych gałęziach, sięgające około 25 m wysokości. W drzewostanach można je rozpoznać po specyficznej brązowo-czarnej korze z łuszczącymi się owalnymi płatami, jak i po naprzemianległych klonokształtnych liściach. Późną wiosną wyróżniają się kremowymi podbaldachami o wyraźnym aromacie. Pod koniec października obserwować można dojrzewające, gęstonakrapiane, brązowe owoce o jasnordzawych przetchlinkach, smakiem zbliżonych do daktyli (ryc. 6).

Jest to gatunek światłożądny preferujący żyzne i lekkie gleby, przez co występuje w niewielkich skupiskach (Kausch-Blecken von Schmeling 1994, Johnson 2009, Bednorz 2010, Mayer i Klump 2013). Drewno brekini nie posiada wyraźnie zróżnicowanej bieli i twardzieli, natomiast zawsze ma łatwo widoczne strefy rocznych przyrostów, co nadaje mu wyrazisty charakter. Nietypowe czerwono-białe, krótkowłókniste drewno o ciągliwej, giętkiej i elastycznej strukturze stanowi niezwykle cenny surowiec. Mankamentem tego materiału jest dość duża trudność w obróbce ręcznej, lecz z uwagi na niską podatność na pęcznienie oraz wyjątkową gładkość doceniane jest przy produkcji mebli kuchennych oraz instrumentów muzycznych (Gerald-Wyżycki 1845, Düll 1959, Begemann 1969, Kausch-Blecken von Schmeling 1994, Wagenführ i Scheiber 1996, Pietzarka i in. 2009, Suchomel i Pyttel 2011, Cedro 2016). Gatunek ten znajduje zastosowania nie tylko w przemyśle drzewnym, ale także w przetwórstwie spożywczym i alkoholowym. Na terenie dzisiejszej Bawarii kultywowane jest w dalszym ciągu wytwarzanie nalewek, koniaków, dżemów oraz marmolad z owoców brzku, co stanowi nieodzowne dziedzictwo kulturowe tego regionu (Griesmeir 1991, Kausch-Blecken von Schmeling 1994, Pietzarka i in. 2009, Bednorz 2010, Mayer i Klump 2013).



Ryc. 6. Jarzab brekinia (*Sorbus torminalis* L.)

2. Materiał badawczy

2.1 Lokalizacja stanowisk

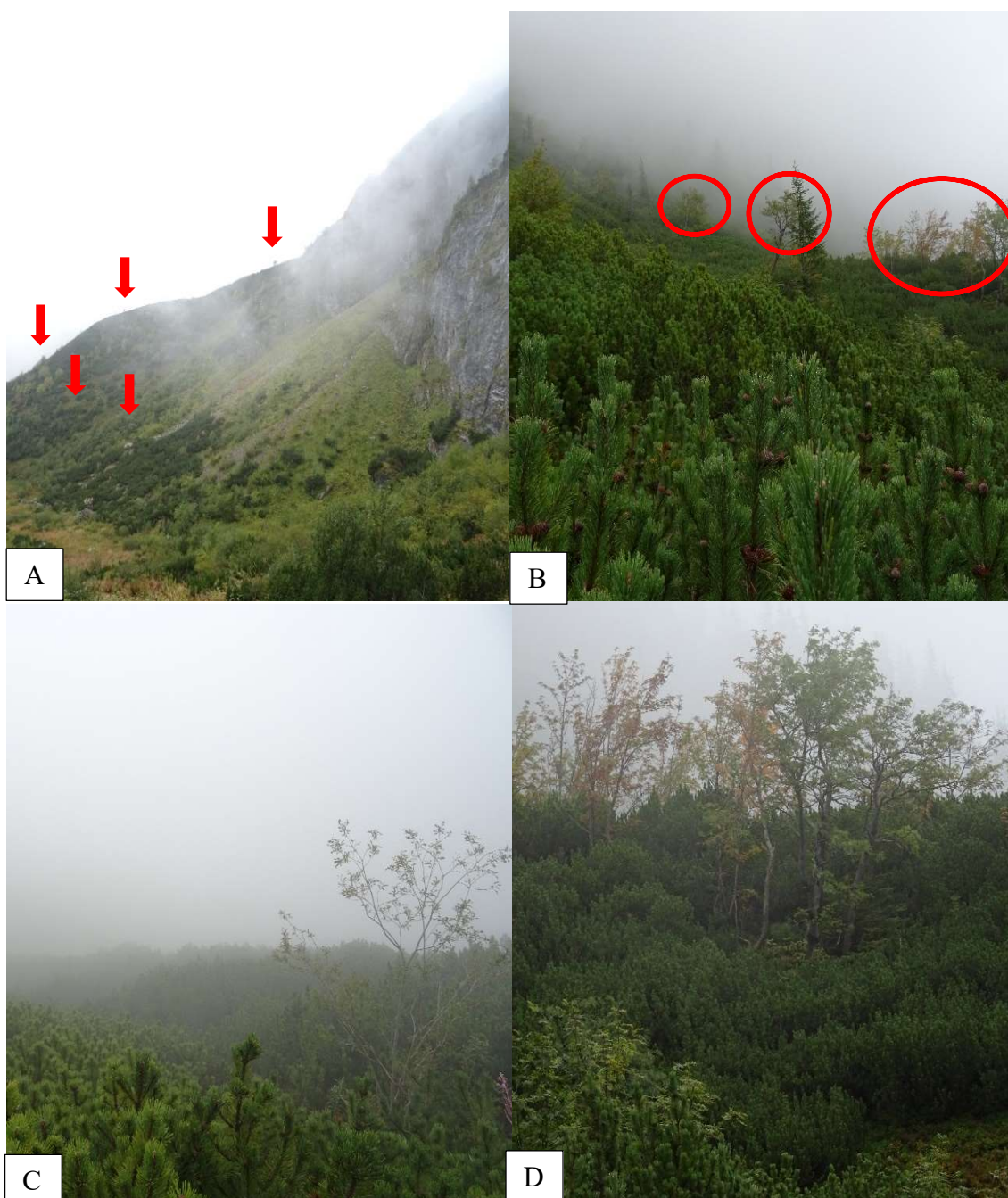
Stanowiska badawcze zlokalizowano i wyselekcjonowano na podstawie dostępnej literatury oraz za pomocą udostępnionych informacji o środowisku w trybie dostępu do informacji publicznej (zgodnie z ustawą z dnia 6 września 2001 r. o dostępie do informacji publicznej) od Regionalnych Dyrekcji Ochrony Środowiska, Regionalnych Dyrekcji Lasów Państwowych, Dyrektorów Parków Narodowych i Dyrektorów Parków Krajobrazowych. Na podstawie uzyskanych informacji o lokalizacji poszukiwanych stanowisk oraz ich stanu fitopatologicznego, wystąpiono do organów sprawujących nadzór nad chronionymi gatunkami i objętymi ochroną stanowiskami, o zgodę na prowadzenie badań naukowych na wskazanych obszarach

2.2 Zgody na prowadzenie badań

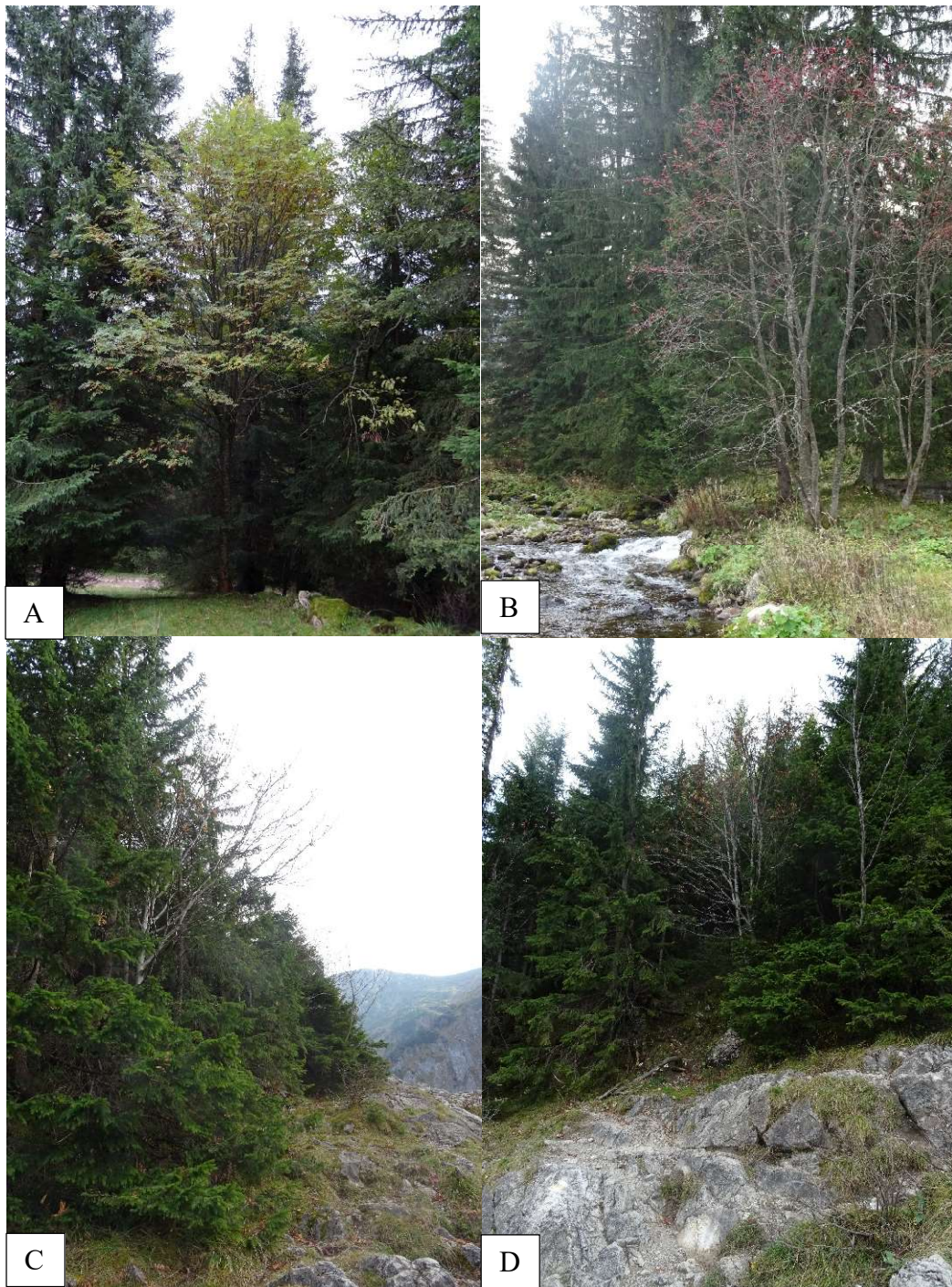
Zgodnie z zezwoleniem Ministra Środowiska z dnia 31.05.2016 o sygnaturze DPL-III.286.48.2016.MD na podstawie art. 15 ust. 3 pkt 1 ustawy z dnia 16 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody i art. 104 § 1 ustawy z dnia 14 czerwca 1960 r. Kodeks postępowania administracyjnego oraz zgodnie z zezwoleniami Regionalnych Dyrektorów Ochrony Środowiska w Białymstoku, Bydgoszczy, Gdańsku, Gorzowie Wielkopolskim i Szczecinie, jak i Dyrektorów Tatrzańskiego Parku Narodowego i Pienińskiego Parku Narodowego uzyskano pozwolenie na rokroczny pobór próbek w postaci 35 sztuk owoców oraz 50 sztuk liści z pojedynczego osobnika danego gatunku, nie przekraczając 20% całkowitej liczby owoców lub liści. Z uwagi na charakterystykę porównawczą prowadzonych badań, stan fitopatologiczny osobników, dostępność terenu oraz ilość zebranego materiału badawczego, postanowiono wykorzystać po 5 stanowisk dla każdego z badanych gatunków.

2.3 Selekcja stanowisk

Selekcji stanowisk dokonano pod kątem sąsiedztwa innych badanych gatunków, w celu wyeliminowania znaczącego wpływu zmienności warunków klimatycznych, drobnoustrojów, mikro- i makroflory oraz mikro- i makorfauny. W przypadku braku występowania poszukiwanych gatunków w niedalekim sąsiedztwie, koniecznym było wykorzystanie naturalnego stanowiska danego gatunku, lub rdzennego obszaru jego występowania (fot. 1, 2).



Fot. 1. (A-D). Stanowisko jarzębu pospolitego w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*) w rejonie Kopiańca Wielkiego



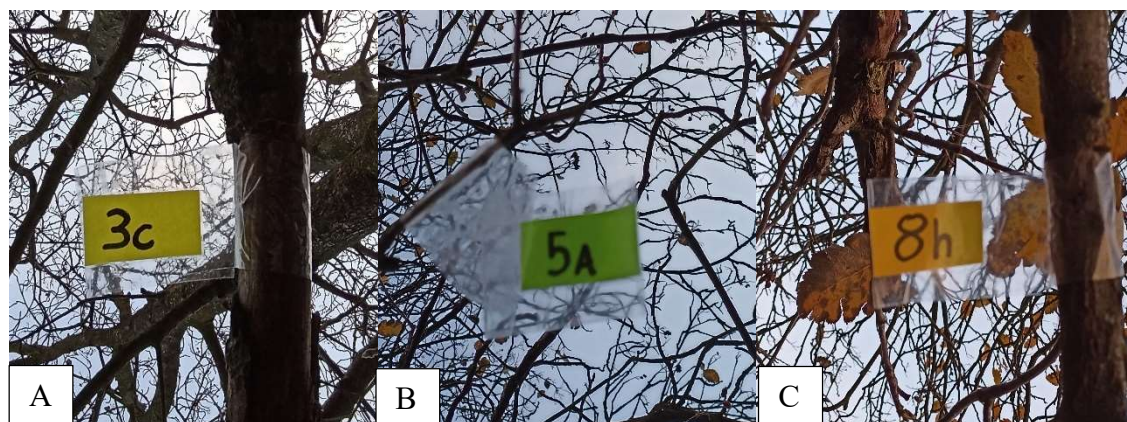
Fot. 2. (A-D). Stanowisko jarzębu pospolitego w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*) w rejonie Nosala

2.4 Oznaczenie stanowisk i pobór próbek

Osobniki oznaczono w terenie za pomocą farby do cechowania drzew i drewna (fot. 3) oraz taśmy z numeracją (fot. 4). Materiał biologiczny pobrano za pomocą sekatora do szczelnych toreb strunowych ze skrawkami suchej i jałowej bibuły. Torby umieszczono w termoizolacyjnym pojemniku wraz z żelami chłodzącymi, do momentu przeniesienia ich do chłodziarek o temperaturze stałej 6°C.



Fot. 3 Oznaczenie stanowiska jarzębu szwedzkiego [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.] w rejonie Alei Błakały - Stańczyki



Fot. 4. (A-C) Oznaczenie stanowiska jarzębu szwedzkiego [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.] w rejonie Alei Błakały - Stańczyki

2.5 Wykaz stanowisk badawczych:

Współrzędne punktów satelitarnych odczytano za pomocą aplikacji m-Las mini przy użyciu smartfonu Samsung Galaxy S2 (ryc. 7).

Jarząb pospolity w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

1. φ (N):49°15' λ (E):19°52' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Uplazińskiego Wierszku, oddziały 247 i 248; 5 drzew o pierśnicy 17, 18, 21, 21, 22 cm
2. φ (N):49°15' λ (E):19°53' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Przystopu Miętusiego, oddział 237; 4 drzewa o pierśnicy 16, 19, 20, 23 cm
3. φ (N):49°15' λ (E):19°55' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Siklawicy, oddziały 212, 213 i 2016; 5 drzew o pierśnicy 16, 17, 19, 22, 22 cm
4. φ (N): 49°16' λ (E): 19°59' - Tatrzański Park Narodowy, rejon Nosala, oddział 168; 4 drzewa o pierśnicy 15, 18, 22 i 23 cm
5. φ (N): 49°16' λ (E): 20°00' - Tatrzański Park Narodowy, rejon Kopiańca Wielkiego, oddział 163; 4 drzewa o pierśnicy 17, 19, 21, 22 cm

Jarząb szwedzki [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

1. φ (N):49°15' λ (E):19°54' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Starego Kościeliska, oddział 224; 3 drzewa o pierśnicy 14, 17 i 20 cm
2. φ (N):54°11' λ (E):16°11' – Koszalin ul. Piłsudskiego; 3 drzewa o pierśnicy 19, 24 i 44 cm
3. φ (N):54°28' λ (E):17°03' – Słupsk ul. Lipowa; 5 drzew o pierśnicy 49, 52, 53, 56, 61 cm
4. φ (N):50°52' λ (E):15°55' - Janowice Wielkie, ul. Wojska Polskiego: 6 drzew o pierśnicy 39, 42, 45, 46, 53, 53 cm
5. φ (N):54°18' λ (E):22°38' – Aleja Błakały - Stańczyki, 10 drzew o pierśnicach 35, 42, 44, 44, 46, 47, 47, 51, 53, 54 cm

Jarząb mączny (*Sorbus aria* L.)

1. 49°25' λ (E):20°18' – Nadleśnictwo Krościenko, rejon cmentarza rodziny Salomonów, oddział 225, 5 drzewa o pierśnicy 17,19, 21, 22 i 24 cm
2. 49°25' λ (E):20°26' – Pieniński Park Narodowy, rejon Krościenka nad Dunajcem, oddział 5, 3 drzewa o pierśnicy 23, 25 i 27 cm

3. 49°15' λ (E):19°52' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Starego Kościeliska, oddział 247; 3 drzewa o pierśnicy 15, 18 i 21 cm
4. φ (N):49°15' λ (E):19°55' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Siklawicy, oddział 212; 3 drzewa o pierśnicy 16, 18 i 23 cm
5. φ (N):49°17' λ (E):19°58' – Ogród Botaniczny PAN w Zakopanem; 2 drzewa o pierśnicy 52 i 64 cm

Jarząb brekinia (*Sorbus torminalis* L.)

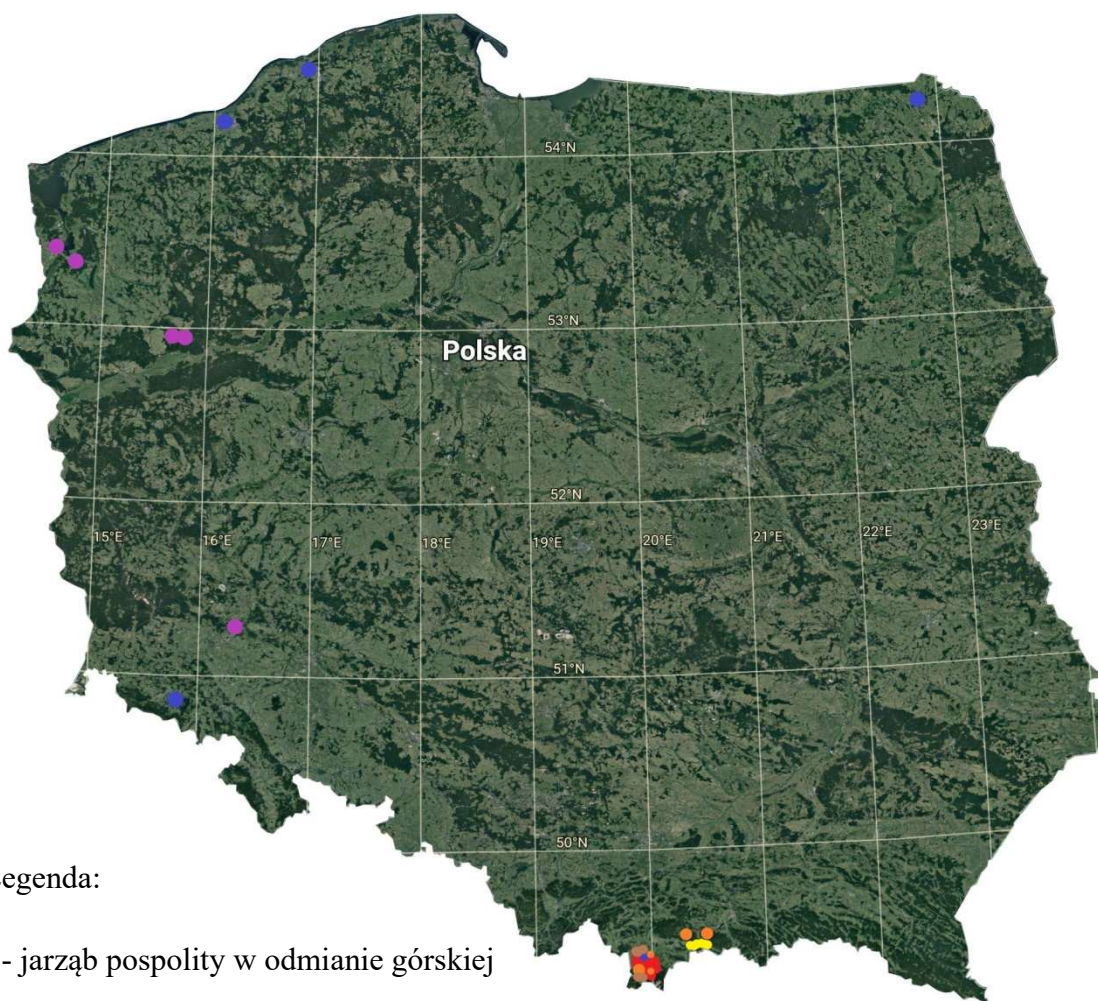
1. φ (N):53°36' λ (E):14°19' – Nadleśnictwo Trzebież, leśnictwo Poddymin, oddziały 444 i 445; 3 drzewa o pierśnicy 29, 36 i 41 cm.
2. φ (N):53°21' λ (E):14°38' – Nadleśnictwo Gryfino, leśnictwo Kłęskowo, oddziały 238 i 239; 5 drzew o pierśnicy 18, 21, 23, 24 i 28
3. φ (N):52°54' λ (E):15°45' – Nadleśnictwo Smolarz, leśnictwo Sabinowo, oddziały 170, 171 i 172; 4 drzewa o pierśnicy 17, 19, 22 i 23,
4. φ (N):52°54' λ (E):15°47' — Nadleśnictwo Smolarz, leśnictwo Sabinowo, oddziały 227, 228 i 229; 3 drzewa o pierśnicy 23, 25 i 26
5. φ (N):51°18' λ (E):16°21' – Nadleśnictwo Legnica, leśnictwo Mierzowice, oddział 19; 6 drzew o pierśnicy 16, 18, 18, 21, 24 i 25

Jarząb nieszpółkowy (*Sorbus chamaemespilus* L.)

1. φ (N):49°15' λ (E):19°55' – Tatrzański Park Narodowy, rejon północnego stoku Siodła; oddział 213; 2 krzewy o wysokości 65 i 80 cm
2. φ (N):49°14' λ (E):19°51' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Raptowickiej Granii; oddział 276; 5 krzewów o wysokości 43, 55, 68 76 i 82 cm
3. φ (N):49°14' λ (E):19°49' – Tatrzański Park Narodowy, rejon Kominiarskiego Wierchu, oddział 297; 7 krzewów o wysokości 32, 44, 52, 55, 58, 62 i 92 cm
4. φ (N):49°17' λ (E):19°56' – Ogród Botaniczny PAN w Zakopanem; 2 krzewy o wysokości 46 i 75 cm
5. φ (N):49°17' λ (E):19°58' – Ogród Botaniczny PAN w Zakopanem; 3 krzewy o wysokości 55, 62 i 94 cm

Jarząb grecki [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

1. 49°25' λ (E):20°26' – Pieniński Park Narodowy, rejon Sokolnicy, oddziały 9, 4 krzewy o wysokości 35, 42, 84 i 135 cm
2. 49°25' λ (E):20°26' – Pieniński Park Narodowy, rejon Ślimakowej Skały, oddział 10, 1 krzew o wysokości 67 cm
3. 49°25' λ (E):20°25' – Pieniński Park Narodowy, rejon Pieńskiego potoku, oddział 10, 1 krzew o wysokości 83 cm
4. 49°25' λ (E):20°25' – Pieniński Park Narodowy, rejon Białych Skał, oddział 13, 2 krzewy o wysokości 31 i 112 cm
5. 49°25' λ (E):20°25' – Pieniński Park Narodowy, rejon Zamkowej Góry, oddział 15 i 16, 2 krzewy o wysokości 27, 58 i 94 cm.



Legenda:

- - jarzab pospolity w odmianie górskiej
- - jarzab szwedzki
- - jarzab mączny
- - jarzab brekinia
- - jarzab nieszpółkowy
- - jarzab grecki

Ryc. 7. Rozmieszczenie stanowisk na mapie satelitarnej polski

3. Metodyka

3.1 Metodyka badań zróżnicowania barw i wielkości owoców oraz liści jarzębów

Pomiary barwy przeprowadzono na losowej próbie 100 owoców i 100 liści, bez obserwowanych zmian fitopatologicznych, z wykorzystaniem spektrofotometru CM-700d (Konica Minolta Japonia), w systemie CIE Lab, gdzie L* określa barwę białą (100) i czarną (0), a* określa barwę czerwoną (+100) i zieloną (-100), b* określa barwę żółtą (+100) i niebieską (-100) przy zastosowaniu typu obserwatora 10° oraz iluminant D65 (Voss 1992, Ochmian i in. 2013 Meints i in. 2017). Wyniki przedstawiono w trójwymiarowym układzie współrzędnych za pomocą programu do analiz odcieni barw Digitaler Farb Atlas 4.0. Wielkość owoców mierzono za pomocą suwmiarki, natomiast pole powierzchni liści zmierzono urządzeniem WinDIAS (Murkowski 1999, Dąbrowski i Pawluśkiewicz 2011).

3.2 Metodyka badań fitopatologicznych

Zebrany materiał roślinny zakonserwowano wykorzystując jałową bibułę, a następnie umieszczono w lodówce i przewieziono do laboratorium. Po wysuszeniu owoców i liści zapakowano je do papierowych kopert. Z zebranego materiału wycięto niewielkie fragmenty tkanki ze zmianami patologicznymi, a następnie rozdrobniono używając sterylnej żyletki. Fragmenty roślin umieszczono na mikroskopowych szkiełkach podstawowych w kropli kwasu mlekowego i przykryto szkiełkiem nakrywkowym. Przygotowane preparaty pozostawiono na około 3-7 dni, do momentu wybarwienia przez kwas mlekowy tkanek roślinnych i lepszego uwidocznienia struktury patogenu. Obserwację prowadzono przy powiększeniu 40x pod mikroskopem świetlnym Axiolab Zeiss. W przypadkach identyfikacyjnie niejednoznacznych, fregaty rośliny umieszczano na sterylnych bibułach filtracyjnych, zwilżonych wodą destylowaną w szalkach Petriego. Szalki z fragment roślin, inkubowano w wilgotnych komorach o temperaturze 20°C przez 24-48 godzin. Jednostki chorobowe oraz gatunki patogenów je wywołujące identyfikowano na podstawie cech morfometrycznych i morfologicznych zgodnie z Branderburger (1985) oraz Ellis i Ellis (1987) na podstawie Ruszkiewicz-Michalska (2006), Szewczyk (2007) i Adamska (2007, 2012).

3.3 Metodyka badań makroelementów liści jarzębów

Materiał doświadczalny w postaci liści, zebrany w latach 2016-2018, wysuszono i zmacerowano. Liście wyselekcjonowano za pomocą metody losowej, po około 10 g z każdego ze stanowisk. C, N i S oznaczano za pomocą aparatu pomiarowego Thermo

Scientific FlashSmart (Tayyab i in. 2018, Tradler i in. 2018, Kim i in. 2019), natomiast Ca, K i Mg w formach ogólnych po mineralizacji na ciepło, w mieszaninie stężonych kwasów azotowego (azotowy(V), HNO₃) i nadchlorowego (chlorowy(VII)), HClO₄ w proporcji 3:1 (Tomaszewicz 2001, Iżewska i in. 2011). Równocześnie oznaczono z wykorzystaniem metody ASA (absorpcyjnej spektrometrii atomowej) – Jakubus (2006), Raczuk i in. (2008) Mg, oraz metody ESA (emisyjnej spektrometrii atomowej) Ca i K (Wojtczak i Król 1999, Jakubus 2006). Otrzymane wyniki opracowano statystycznie z wykorzystaniem programu TIBCO Statistica za pomocą analizy wariancji w układzie kompletnej randomizacji. Średnie uzyskane podczas pomiarów porównano ze sobą za pomocą testu Tukey'a przy poziomie istotności alfa=0,05. Poszczególne grupy jednorodnie oznaczono kolejno literami alfabetu.

3.4 Metodyka doświadczeń w kulturach *in vitro*

Zawiązki pędów 5 gatunków, z wyłączeniem jarzębu greckiego, wyizolowano przed rozpoczęciem sezonu wegetacyjnego z osobników znajdujących się na terenie województwa zachodniopomorskiego, otuliny Tatrzańskiego Parku Narodowego oraz Ogrodu Dendrologicznego PAN w Zakopanem. Niska żywotność osobników jarzębu greckiego uniemożliwiała pobór wystarczającej ilości materiału, bez istotnego wpływu na ich dobrostan. Izolowanie zawiązków pędów byłby więc niezgodny z uzyskanym zezwoleniem na prowadzenie badań. Chcąc zachować jak największą ilość próbek do późniejszych doświadczeń, postanowiono wyłączyć ten gatunek z wstępnej fazy badań. Wczesną wiosną izolowano sterylną żyłką do wyjąłwionych kopert fragmenty gałęzi z górnej części korony z nie rozwiniętymi pędami. Fragmenty te następnie przeniesiono pod kamerą o laminarnym przepływie powietrza do słoików o objętości 0,5 l z substancjami antyseptycznymi. Do odkażania wykorzystano spirytus etylowy w stężeniach 10, 20, 30 i 40 % i nadtlenek wodoru w stężeniach 1,2 i 5% w zmiennych kombinacjach i o czasie ekspozycji 5 min (tab. 1). Następnie fragmenty roślin opłukano, w uprzednio wyjąłwionej wodzie redystylowanej, po czym usunięto łuski liściowe i przeniesiono oczyszczone zawiązki pędów na wcześniej przygotowane pożywki namnażającej, celem doboru najodpowiedniejszej metody dezynfekcji. W słoikach umieszczano po 3 zawiązki pędu, na głębokość 1 cm, do pożywki z zawartością 1 mg*dm⁻³ BAP i 1 mg*dm⁻³ IBA (Bonga 1992, Chalupa 2002, Ganzo i Biroscikova 2008, Kotlarski i in. 2019).

Tab. 1. Zmienne kombinacje ekspozycji na czynniki antyseptyczne

Lp.	C ₆ H ₁₂ OH				H ₂ O ₂			
	10%	20%	30%	40%	1%	2%	3%	5%
1	X				X			
2		X			X			
3			X		X			
4				X	X			
5	X					X		
6		X				X		
7			X			X		
8				X		X		
9	X						X	
10		X					X	
11			X				X	
12				X			X	
13	X							X
14		X						X
15			X					X
16				X				X

4. Wyniki

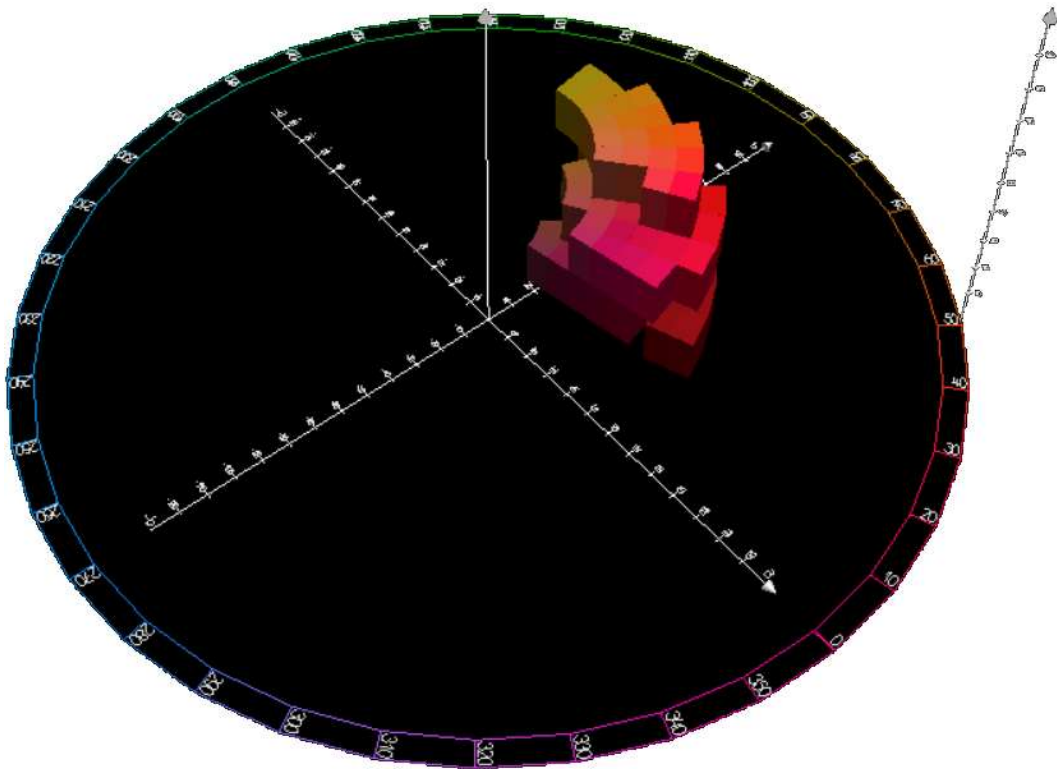
4.1 Wyniki zróżnicowania barw i wielkości owoców oraz liści jarzębów

4.1.1 Jarząg pospolity w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

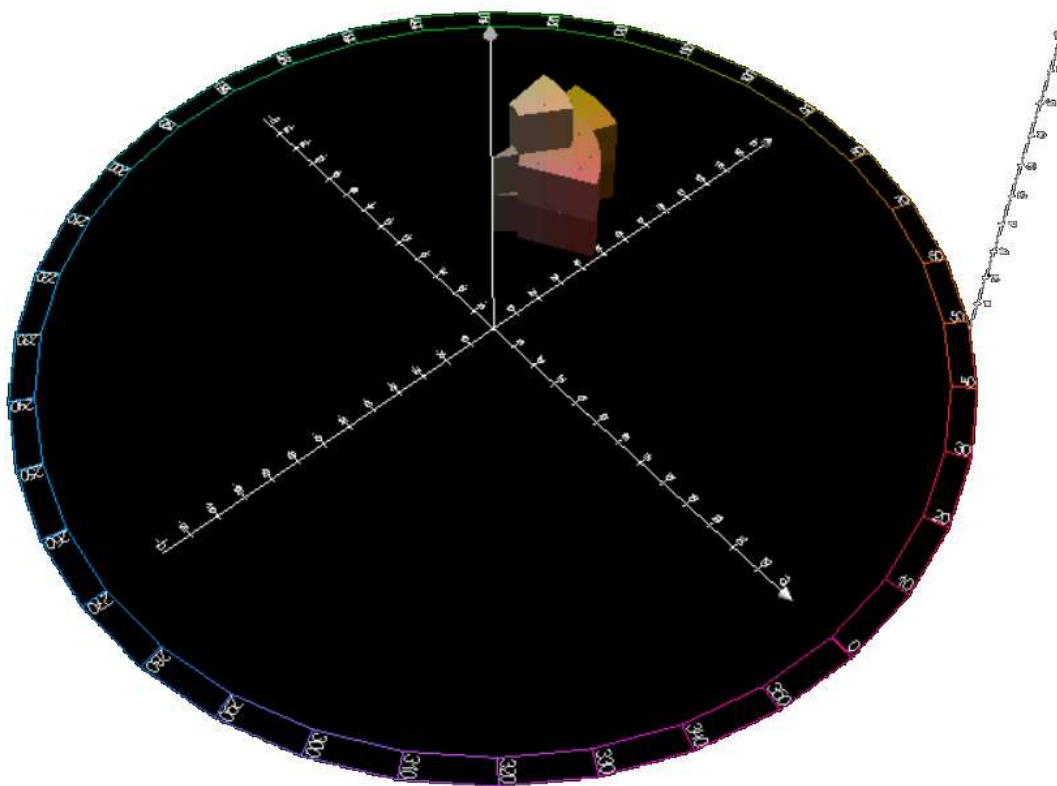
Zebrane jesienią owoce jarzębu pospolitego w odmianie górskiej cechowały się najmniejszą wielkością z pośród wszystkich przebadanych gatunków. Średnia wielkość owocu wynosiła zaledwie 4,1 mm, przy rozpiętości długości od 3,1 do 5,3 mm i szerokości od 3,2 do 5,3 mm (tab. 2). Kuliste owoce przebarwiały się na żółty, pomarańczowy, czerwony i burgundowy kolor (ryc. 8) o intensywności barwy czerwonej od 5,86 do 52,05 a, i intensywności barwy żółtej od 13,21 do 44,69 b. Liście tego gatunku cechowały się wysoce zróżnicowaną wielkością asymilacyjnego pola powierzchni w rozpiętości od 41,89 do 86,83 cm², przy średniej wartości na poziomie 67,64 cm² (tab. 7). Tkanki liści przebarwiały się najczęściej na jasno żółte i pomarańczowe kolory z niewielkim czerwonymi przebarwieniami (ryc. 9). Średnia intensywność barwy czerwonej była obserwowana na poziomie 5,63 a (od 1,87 do 17,50), przy średniej intensywności barwy żółtej na poziomie 20,33 b (od 11,62 do 35,57).

Tab. 2. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu pospolitego (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	22,62	5,86	13,21	3,1	3,2	41,33	1,87	11,62	41,89
W. max.	57,55	52,05	44,69	5,3	5,3	64,91	17,50	35,57	86,83
Śr.	41,60	38,95	28,34	4,1	4,1	51,73	5,63	20,33	67,64
Med.	40,63	41,20	28,10	4,2	4,0	51,40	4,52	18,41	67,49
Dom.	35,36	46,50	23,47	3,7	3,7	50,12	4,52	15,79	65,02



Ryc. 8. Barwy owoców jarzębu pospolitego (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)



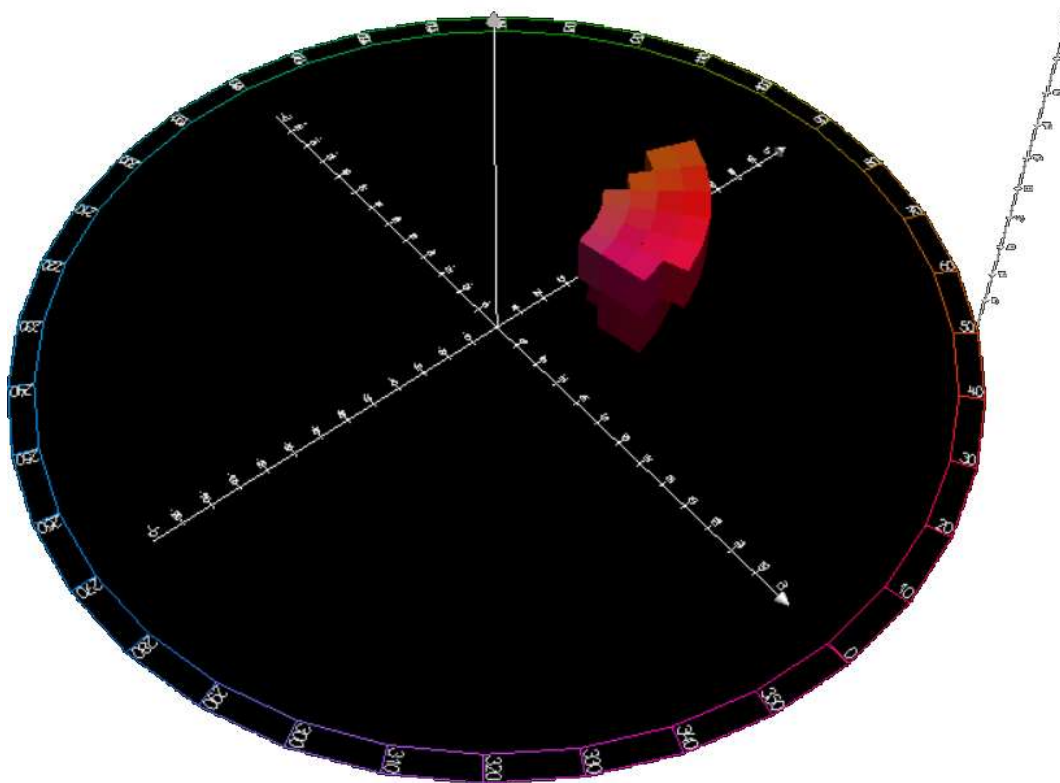
Ryc. 9. Barwy liści jarzębu pospolitego (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

4.1.2 Jarzęb szwedzki [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

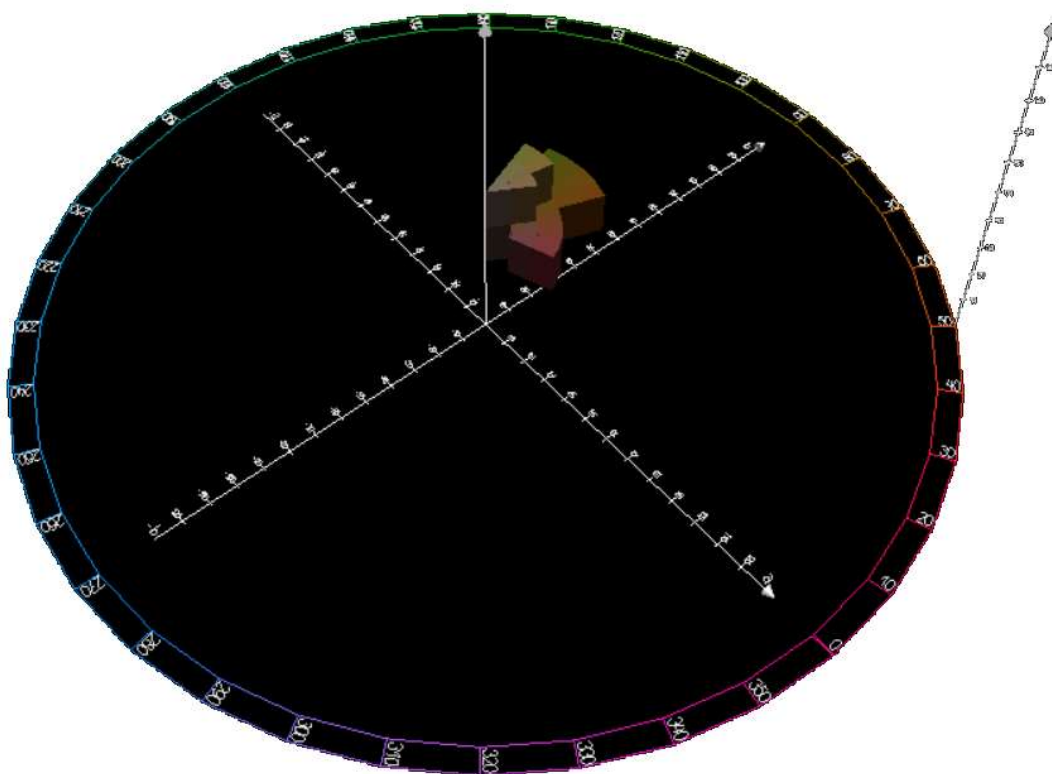
Owoce jarzębu szwedzkiego swoją wielkością były najbardziej zbliżone do owoców jarzębu mącznego. Ich średnia długość wynosiła 8,5 mm (od 6,4 do 10,8), przy szerokości 8,7 mm (od 6,4 do 11,3) – tab. 3. Te jabłkowate owoce cechowały się kolorami z przekroju barw od czerwonego, poprzez bugrundowy do brązowego (ryc. 10). Intensywność barwy czerwonej wynosiła średnio 41,18 a, przy rozpiętości od 35,08 do 46,61 a, przez co koegzystencja z barwą żółtą wizualnie była odbierana jako brązowa. Liście natomiast swoim średnim polem powierzchni były najbardziej przybliżone do jarzębu mącznego i brekini przy średnim polu powierzchni wynoszącym 43,47 cm² (od 19,71 do 76,12). Ich cechą charakterystyczną było stopniowe przebarwienie się z barwy zielonej ku barwie brązowej z przejawami ciemniej czerwieni lub ciemnego pomarańcza (ryc. 11). Niewielka intensywność jasności (L) w zakresie od 30,27 do 39,94, przy a w przedziale od -2,78 do 13,47 i b w przedziale od 8,87 do 13,47 była odbierana przez oko jako barwy ze spektrum brązów (tab. 3).

Tab. 3. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu szwedzkiego [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	34,37	35,08	19,60	6,4	6,4	30,27	-2,78	8,87	19,71
W. max.	49,74	46,61	45,67	10,8	11,3	39,94	13,47	34,19	76,12
Śr.	42,68	41,18	31,34	8,5	8,7	33,97	1,49	14,58	43,47
Med.	42,57	41,39	31,12	8,4	8,5	33,92	0,52	12,48	42,20
Dom.	41,03	38,99	35,22	8,2	8,5	31,77	1,47	9,86	34,61



Ryc. 10. Barwy owoców jarzębu szwedzkiego [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]



Ryc. 11. Barwy liści jarzębu szwedzkiego [*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.]

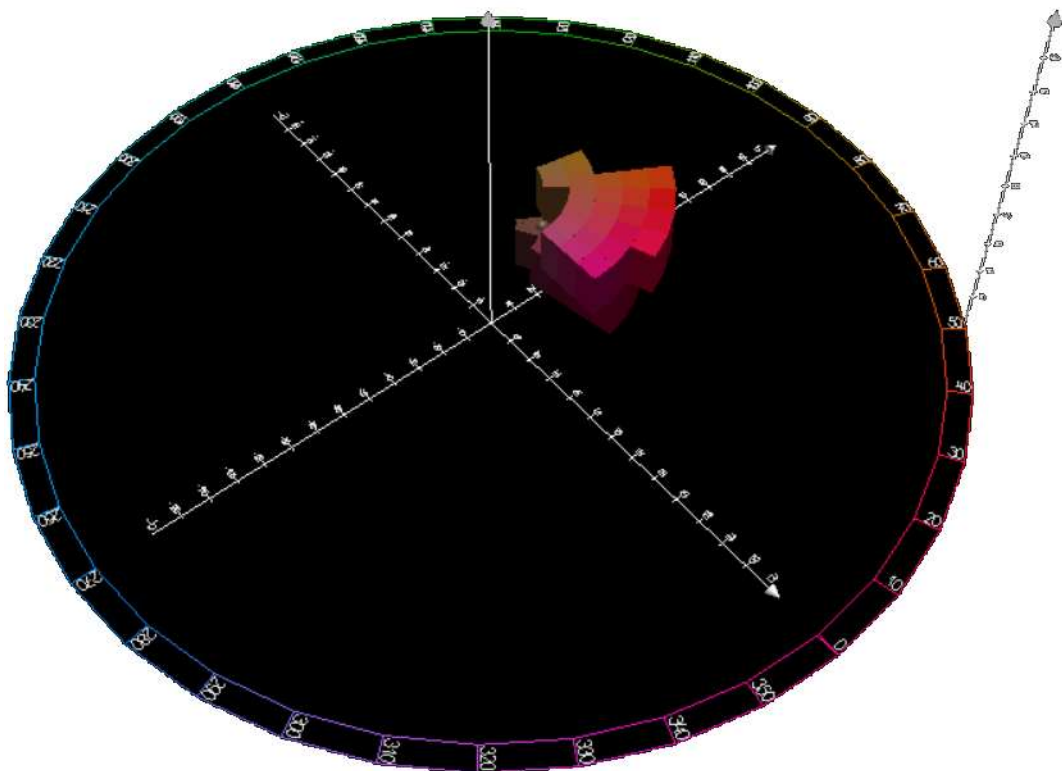
4.1.3 Jarzęb mączny (*Sorbus aria* L.)

Średniej wielkości owoce jarzębu mącznego swoimi rozmiarami były najbardziej zbliżone do owoców jarzębu szwedzkiego i greckiego. Ich średnia wielkość wynosiła 7,7 mm długości (od 6,7 do 9,7) i 7,8 mm szerokości (od 6,1 do 9,7) – tab. 4, natomiast ich barwa mieściła się w spektrum kolorów od brązu poprzez czerwień po burgund (ryc. 12). Intensywność barwy czerwonej mieściła się w zakresie od 11,27 do 44,62 a (śr. 38,94), natomiast barwy żółtej w zakresie od 11,49 do 32,09 b (śr. 22,75). Liście najczęściej przebarwiały się w kolorach żółcieni i pomarańczy często z nieznacznym czerwonym odcieniem (ryc. 13), przy średniej wielkości pola powierzchni wynoszącej 38,79 cm² (od 19,01 do 62,11). Odcienie kolorów w spektrum żółcieni i pomarańczy były spowodowane wysoką intensywnością barwy żółtej (od 7,52 aż do 53,24 b), względem barwy czerwonej (od 2,06 do zaledwie 16,64 a) – tab. 4.

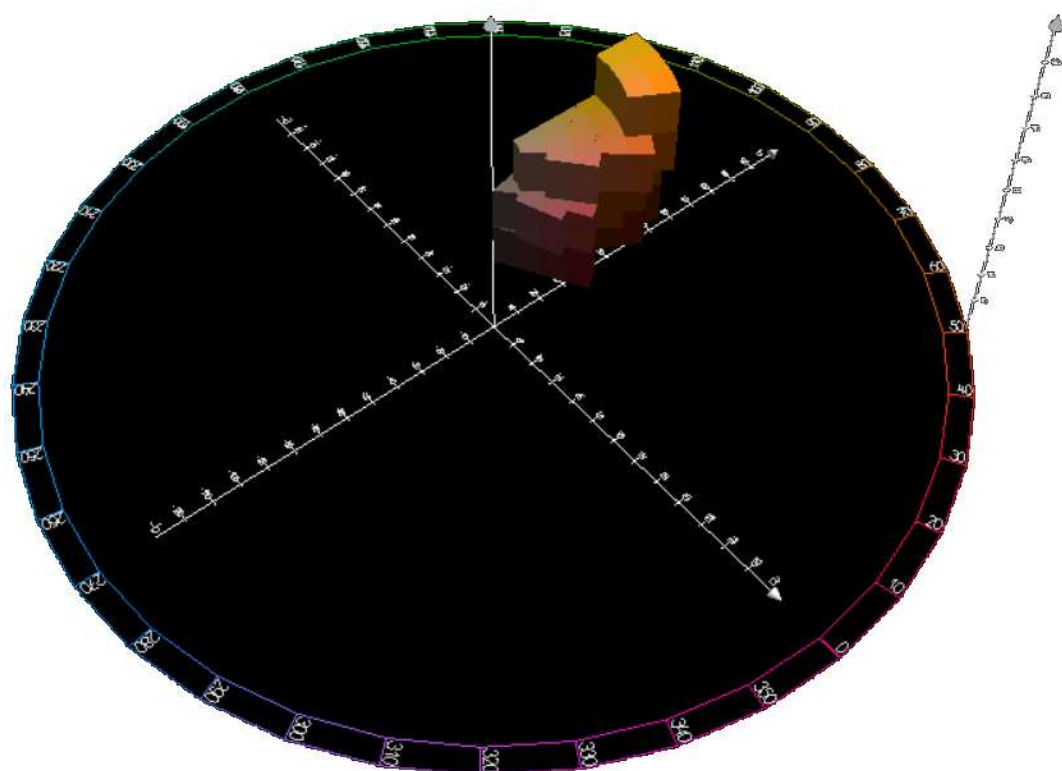
Ważnym zauważeniem jest fakt, iż przy zastosowaniu analizy wariancji w układzie kompletnej randomizacji za pomocą testu Tukey’ a przy poziomie istotności alfa=0,05 spośród analizy wielkości owoców i liści, jedynie liście jarzębu mącznego oraz brekini utworzyły grupę jednorodną.

Tab. 4. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu mącznego (*Sorbus aria* L.)

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	31,18	11,27	11,49	6,1	6,1	31,84	2,06	7,52	19,01
W. max.	46,62	44,64	32,09	9,8	9,7	64,08	16,64	53,24	62,11
Śr.	38,94	34,68	22,75	7,7	7,8	42,12	8,10	20,75	38,79
Med.	38,82	35,68	23,03	7,6	7,7	39,68	6,35	17,83	37,92
Dom.	39,66	35,68	20,97	7,3	7,3	39,68	14,60	14,28	36,84



Ryc. 12. Barwy owoców jarzębu mącznego (*Sorbus aria* L.)



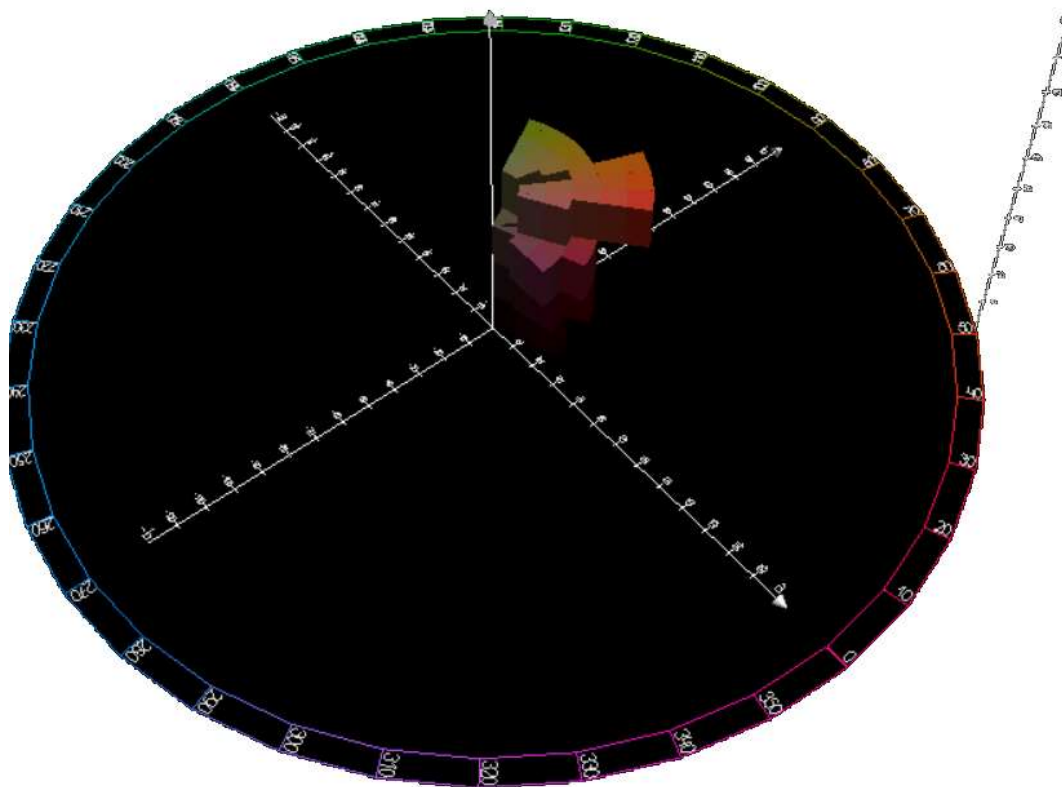
Ryc. 13. Barwy liści jarzębu mącznego (*Sorbus aria* L.)

4.1.4 Jarząb brekinia (*Sorbus torminalis* L.)

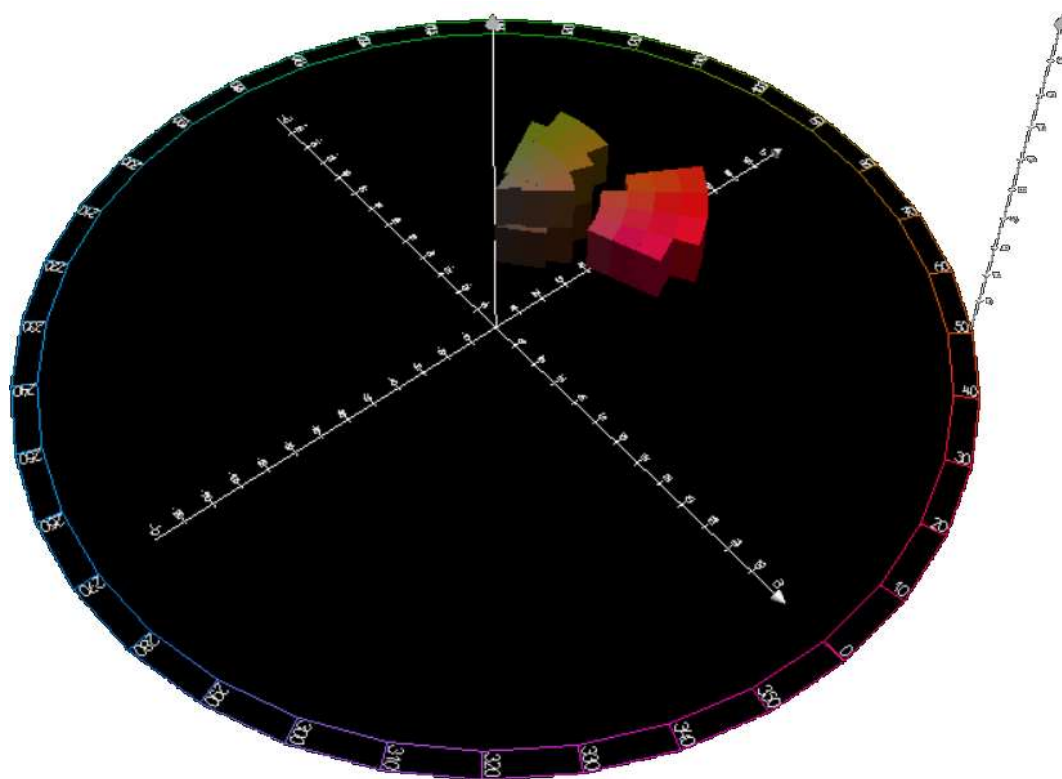
Cechą charakterystyczną jarzębu brekinii są jego ciemnobrązowe podłużne owoce. Długość owoców wynosiła średnio 13,6 mm w rozpiętości od 9,4 do 16,9 mm, przy średniej szerokości wynoszącej 11,4 mm w rozpiętości od 8,1 do 14,2 mm (tab. 5). Kolorystycznie mieściły się w spektrum barw od ciemno oliwkowej, przez brązową do czerwonej (ryc. 14). Konwergencja spektrum barw żółtej (od 6,07 do 33,37 b) w korelacji z barwą zieloną (od -8,19 do 0,00 a) lub barwą czerwoną (od 0,00 do 21,07 a) powodowała wizualną interpretację kolorów jako odcieni brązu. Liście z kolei przebarwiały się w dwóch grupach barw, tj. od zielonej ku oliwkowo-brązowej i od ciemnobrązowej do szkarłatnej (ryc. 15), przy średniej wielkości pola powierzchni wynoszącemu 37,45 cm² (od 13,22 do 58,71). Rozpiętość barwy zielonej mieściła się w przedziale od -8,19 do 0,00 a przechodząc w barwę czerwoną od 0,00 do 42,22 a, natomiast barwa żółta mieściła się w zakresie od 5,71 do 39,06 b (tab. 5).

Tab. 5. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu brekinii (*Sorbus torminalis* L.)

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	8,17	-8,19	6,07	9,4	8,1	27,49	-8,19	5,71	13,22
W. max.	45,41	21,07	33,37	16,9	14,2	46,07	42,22	39,06	58,71
Śr.	30,43	12,03	14,37	13,6	11,4	37,63	4,51	18,32	37,48
Med.	29,37	15,19	12,72	13,8	11,4	38,04	1,31	16,29	37,45
Dom.	27,89	16,36	12,60	14,2	10,8	39,57	3,59	10,90	37,99



Ryc. 14. Barwy owoców jarzębu brekinii (*Sorbus torminalis* L.)



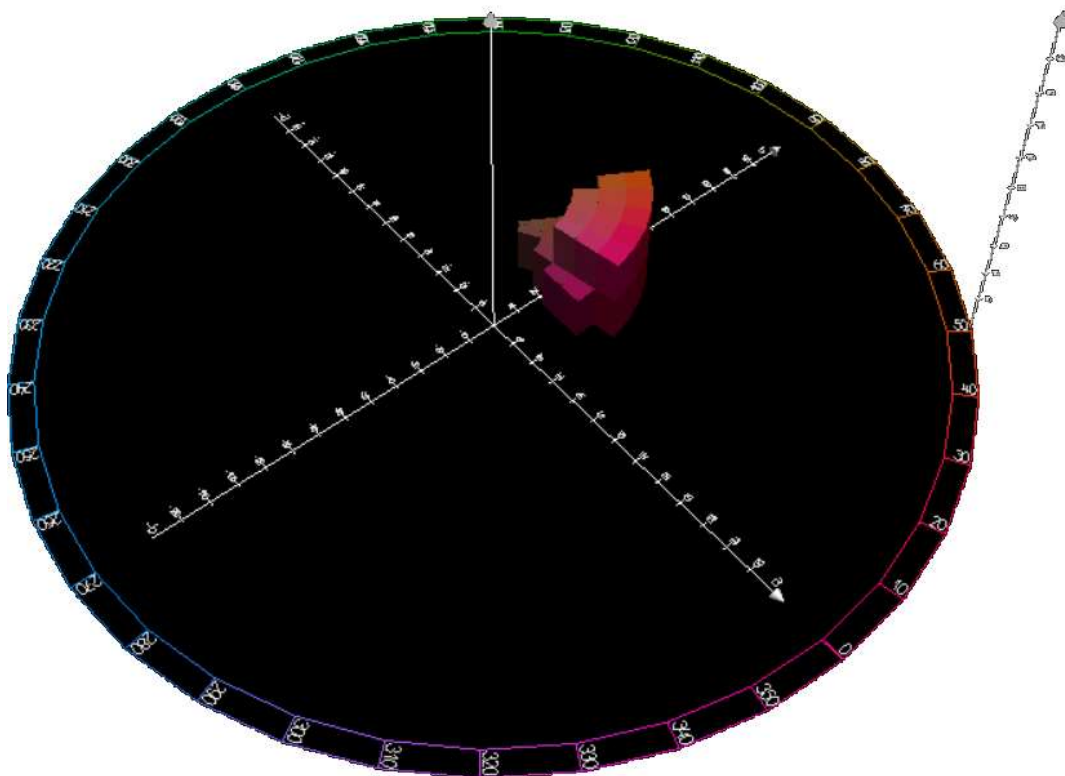
Ryc. 15. Barwy liści jarzębu brekinii (*Sorbus torminalis* L.)

4.1.5 Jarzęb nieszpółkowy (*Sorbus chamaemespilus* L.)

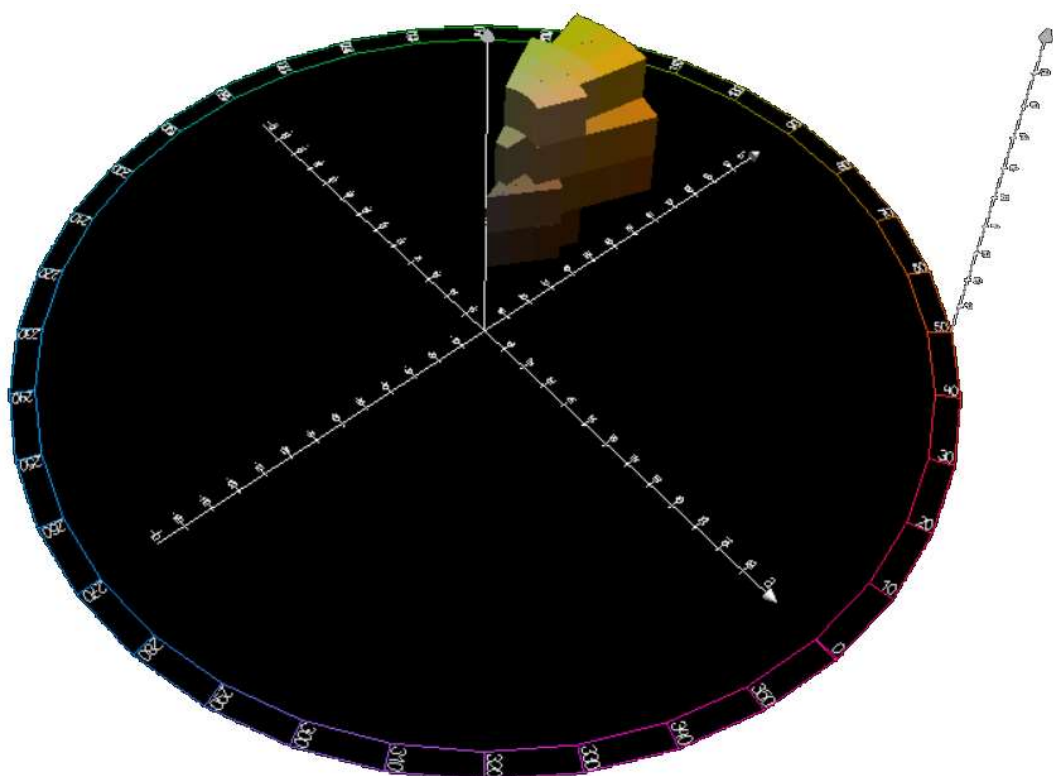
Owoce jarzębu nieszpółkowego cechowały się wielkością zbliżoną do owoców jarzębu pospolitego w rozpiętości długości od 5,0 do 8,8 mm (śr. 6,9) względem szerokości od 5,1 do 9,3 mm (śr. 7,2) – tab. 6. Kolor mieścił się natomiast w spektrum brązu oraz czerwieni (ryc. 16), przy intensywności barwy czerwonej od 12,09 do 41,32 a (śr. 31,54) względem barwy żółtej od 9,32 do 31,95 b (śr. 17,90) – tab. 6. Liście tego gatunku są stosunkowo najmniejsze z pośród wszystkich przebadanych gatunków, częstokroć wielkości pojedynczego listka liścia jarzębu pospolitego. Ich średnie pole powierzchni wynosi zaledwie 6,96 cm² (od 3,07 do 15,36). Jasne kolory liści w spektrum żółcieni przegradzających się w zieleń lub brąz (ryc. 17) są spowodowane wysoką intensywnością jasności L w zakresie od 31,36 do aż 69,54, przy niskich wartościach a w zakresie od -7,59 do 6,07 względem b w zakresie od 13,29 do 49,86.

Tab. 6. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu nieszpółkowego (*Sorbus chamaemespilus* L.)

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	27,22	12,09	9,32	5,0	5,1	31,36	-7,59	13,29	3,07
W. max.	43,34	41,32	31,95	8,8	9,3	69,54	6,07	49,86	15,36
Śr.	34,09	31,54	17,90	6,9	7,2	49,11	-3,54	29,63	6,96
Med.	33,98	31,84	17,81	6,9	7,2	45,09	-5,11	25,63	6,61
Dom.	35,54	35,04	13,70	6,3	6,5	67,43	-0,08	25,04	5,54



Ryc. 16. Barwy owoców jarzębu nieszpółkowego (*Sorbus chamaemespilus* L.)



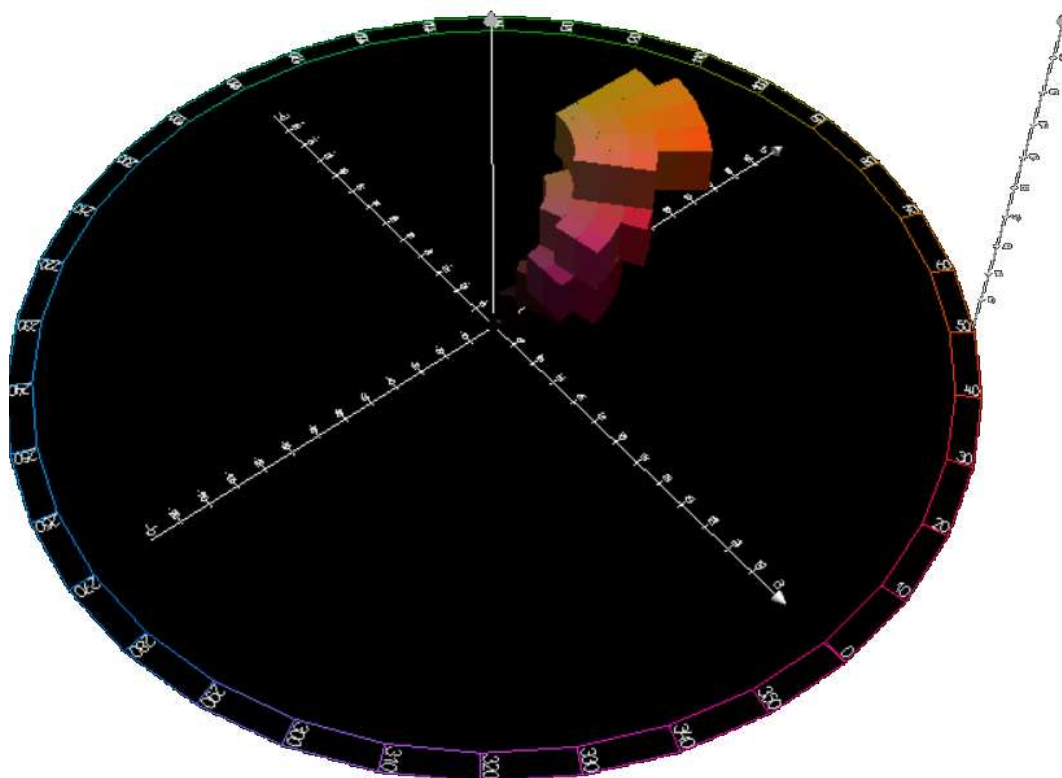
Ryc. 17. Barwy liści jarzębu nieszpółkowego (*Sorbus chamaemespilus* L.)

4.1.6 Jarzęb grecki [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

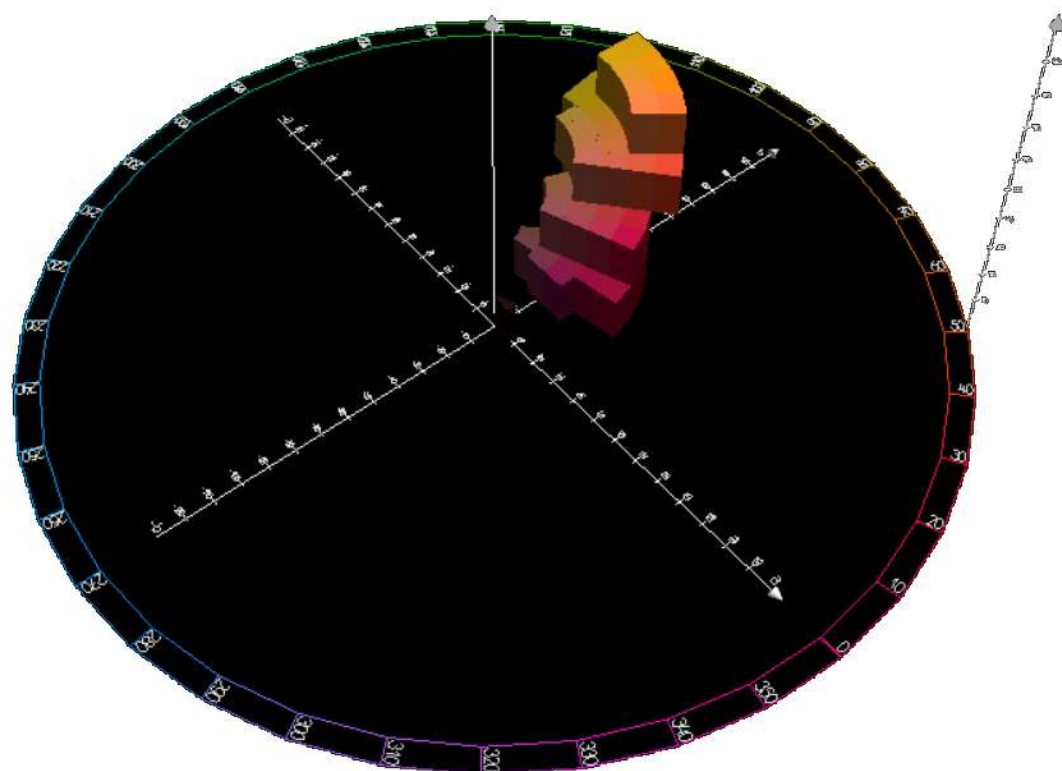
Rozpiętość wielkości owoców jarzębu greckiego jest stosunkowo największa, mieszcząc się w zakresie od 6,3 do 12,3 mm długości i od 6,4 do 12,1 mm szerokości, przy średniej długości wynoszącej 9,1 mm względem średniej szerokości wynoszącej 12,1 mm (tab. 7). Barwa owoców dla tego gatunku mieści się w zakresie barw od żółtej poprzez ciemno pomarańczową do czerwonej lub brązowej (ryc. 18). Intensywność barwy czerwonej mieściła się w zakresie od 10,31 do 33,61 a, natomiast barwy żółtej od 7,93 do 52,46 b. Liście tego gatunku cechuje średnia wielkość na poziomie 27,07 cm² (od 10,07 do 52,36) – tab. 7, natomiast barwy mieszczą się w zakresie kolorów od żółtego poprzez pomarańczowy do czerwonego (ryc. 19). Intensywność barwy czerwonej kształtuje się w zakresie od 5,43 do 36,15 a względem barwy żółtej od 7,25 do 48,00 b (tab. 7).

Tab. 7. Cechy biometryczne owoców i liści jarzębu greckiego [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

	Owoce					Liście			
	L	a	b	dł. [mm]	sz. [mm]	L	a	b	Pp. [cm ²]
W. min.	23,26	10,31	7,93	6,3	6,4	28,64	5,43	7,25	10,07
W. max.	59,49	33,61	52,49	12,3	12,1	67,39	36,15	48,00	52,36
Śr.	48,26	20,78	31,59	9,1	9,4	49,22	20,97	32,66	27,07
Med.	51,46	19,61	36,55	9,2	9,5	51,46	20,83	35,38	26,11
Dom.	53,19	28,06	36,28	9,6	8,7	36,41	19,83	36,48	24,91



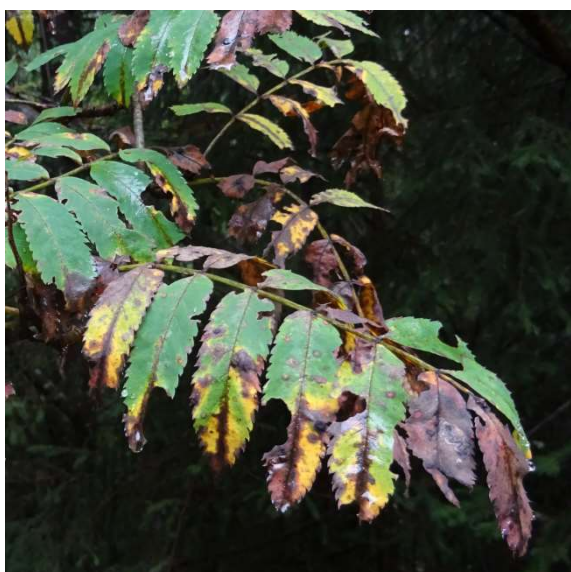
Ryc. 18. Barwy owoców jarzębu greckiego [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]



Ryc. 19. Barwy liści jarzębu greckiego [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

4.2 Wyniki badań fitopatologicznych jarzębów

Podczas prac prowadzonych wczesną wiosną oraz w lecie, nie obserwowano żadnych istotnych zmian patologicznych, poza śladami zgryzania młodych liści i pędów przez owady. Jesienią natomiast, polarwalne otwory sporadycznie występowały w części dojrzałych owoców. Równocześnie w całym okresie badania nie zaobserwowano chodników owadzich na korze pni badanych osobników. Niestety, na podstawie sposobu zgryzania liści, jak i charakterystyki otworów larwalnych w owocach, nie było możliwości jednoznacznego określenia gatunków owadów żerujących na badanych przedstawicielach jarzębów. Jesienią na zamarych fragmentach owoców i liści zaobserwowano żywe roztocza, naturalnie bytujące w obumarłej biomacie, przez co nie stanowią przyczyny zmian chorobowych. Najistotniejsze czarne, brązowe, żółte i czerwone przebarwienia, jak i zgnilizny oraz zamarcia obserwować można było, już od wczesnej jesieni do zakończenia sezonu wegetacyjnego (Fot. 5, 6, 7, 8).



Fot. 5. Zmiany patologiczne na jarzębie pospolitym (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)



Fot. 6. Zmiany patologiczne na jarzębie brekinii (*Sorbus torminalis* L.)



Fot. 7. Zmiany patologiczne na jarzębie nieszpółkowy (*Sorbus chamaemespilus* L.)



Fot. 8. Zmiany patologiczne na jarzębie greckim [*Sorbus graeca* (Spach) Kotschy]

4.2.1 Jarząg pospolity w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

Na liściach jarzębu pospolitego obserwowano liczne brązowe, brązowo-brunatne, czerwono-czarne i czarne przebarwienia. Widoczne były również zamarłe i wyschnięte liście oraz wilgotne i poskręcane pędy z drobnym białym nalotem. W wyizolowanych wycinkach tkanki liściowej zidentyfikowano łącznie 6 gatunków drobnoustrojów chorobotwórczych wywołujących plamistość, rdzę oraz parch. Najczęściej obserwowanymi zmianami patologicznymi były plamistości wywołane przez *Cladosporium* sp., *Alternaria* sp., *Coniothyrium olivaceum* oraz *Phyllosticta leucospila*. Obserwowano też liczne czerwono-rdzawe przebarwienia spowodowane porażeniem przez *Gymnosporia cornutum*, jak również parchy wywołane przez *Fusicladium pomi*. W przypadku owoców natomiast, zaobserwowano łącznie 5 gatunków patogenów wywołujących niewielkie czerwone, brunatne i czarne przebarwienia oraz sporadyczne zgnilizny. Plamistość przeradzająca się w czarne i gnijące obszary była wywołana w skutek bytności *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp. i *Coniothyrium olivaceum*. Osłabione przez grzyby chorobotwórcze tkanki były następnie zasiedlane przez *Colletotrichum gloeosporioides* wywołującego postępujące nekrozy. Równocześnie obserwowano niewielkie punktowe owocniki *Gymnosporia cornutum* w postaci drobnych rdzawych plam (Tab. 8).

Tab. 8. Patogeny bytujące na jarzębie pospolitym (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

	Liście															Owoce																			
	2016					2017					2018					2016					2017					2018									
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5					
<i>Alternaria alternata</i>																X			X	X	X	X									X				
<i>Alternaria brassicae</i>																																			
<i>Alternaria</i> sp.	X										X		X																						
<i>Cladosporium</i> sp.		X					X	X																X											
<i>Coniothyrium olivaceum</i>	X			X	X	X	X	X			X	X				X	X																		
<i>Epicoccum nigrum</i>																																			
<i>Fusicladium pomi</i>		X					X				X	X																							
<i>Gymnosporia cornutum</i>			X	X			X	X								X								X											
<i>Phyllosticta aucupariae</i>																																			
<i>Phyllosticta leucospila</i>													X																						
<i>Venturia inaequalis</i>																																			
<i>Cytospora</i> spp.																																			
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>																								X							X				
<i>Physalospora obtusa</i>																																			
<i>Nectria cinnabarina</i>																																			

4.2.3 Jarzęb mączny (*Sorbus aria* L.)

Zarówno w przypadku liści jak i owoców jarzębu mącznego, obserwować można było liczne czarne plamy oraz lokalne gnicia. Sztywne i twarde plamistości, przeradzały się wielokrotnie w gnijące pola powstałe w skutek zasiedlenia przez *Alternaria alternata*, *Alternaria brassicae* i *Venturia inaequalis*. Dodatkowo na zczerniałej i zniekształconej tkance liściowej zaobserwowano innych przedstawicieli rodzaju *Alternaria*, ale z uwagi na nietypowe cechy morfometryczne niemożliwym było ich zidentyfikowanie co do gatunku. Czarne plamistości obserwowane na owocach, były również wywoływane przez *Epicoccum nigrum*, choć w znacznie mniejszym stopniu. Innymi zaobserwowanymi zmianami patologicznymi liści jarzębu mącznego było parszenie wywołane przez *Fusicladium pomi* oraz brunatne plamistości wywołane przez przedstawicieli rodzaju *Phyllosticta*. Brunatne i czarne plamy oraz zamarcia owoców były także wywoływane przez *Venturia inaequalis* i *Cytospora* spp., lecz takie przypadki występowały jedynie sporadycznie i na pojedynczych osobnikach (Tab. 10).

Tab. 10. Patogeny bytujące na jarzębie mącznym (*Sorbus aria* L.)

	Liście															Owoce														
	2016					2017					2018					2016					2017					2018				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
<i>Alternaria alternata</i>					X			X							X	X								X		X	X			
<i>Alternaria brassicae</i>			X							X														X			X			
<i>Alternaria</i> sp.	X		X			X	X	X	X																					
<i>Cladosporium</i> sp.																														
<i>Coniothyrium olivaceum</i>																														
<i>Epicoccum nigrum</i>																								X				X		
<i>Fusicladium pomi</i>	X					X		X							X															
<i>Gymnosporia cornutum</i>																														
<i>Phyllosticta aucupariae</i>									X																					
<i>Phyllosticta leucospila</i>									X						X															
<i>Venturia inaequalis</i>				X					X																	X				
<i>Cytospora</i> spp.																								X						
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>																														
<i>Physalospora obtusa</i>																														
<i>Nectria cinnabarina</i>																														

4.2.4 Jarząg brekinia (*Sorbus torminalis* L.)

Obserwowane na liściach i owocach jarzębu brekinii zmiany w postaci brązowych, szarych i czarnych plam, wywoływane były przez *Alternaria alternata* oraz *Coniothyrium olivaceum* i *Fusicladium pomi*. Jednakże, w przypadku zmian patologicznych pobranych z liści wyizolowano również *Phyllosticta aucupariae* tworzące zmiany paralelne z wcześniej opisanymi. Zmiany patologiczne, takie jak czernienie owoców, zgnilizny, obumarcia czy zgorzele były wywoływane najczęściej przez *Alternaria alternata*, przy czym towarzyszyły im częstokroć inne chorobotwórcze patogeny. Najczęściej obserwowanymi były *Fusicladium pomi* i *Cytospora* spp. atakujące zarówno owoce jak i liście. W przypadku liści, zaobserwowano *Phyllosticta aucupariae* niewyzolowaną z owoców, natomiast z podobnych brunatnych, czarnych i zgrubiałych zmian owoców udało się wyizolować *Venturia inaequalis* wywołującego parchy oraz dwa gatunki wywołujące zgorzele (*Physalospora obtusa* i *Cytospora* spp.). Na owocach jednego z osobników, ponadto udało się zaobserwować *Colletotrichum gloeosporioides*, który wywołał zamarcie młodych, jeszcze niedojrzałych owoców (Tab. 11).

Tab. 11. Patogeny bytujące na jarzębie brekinii (*Sorbus torminalis* L.)

	Liście															Owoce																			
	2016					2017					2018					2016					2017					2018									
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
<i>Alternaria alternata</i>	X						X						X			X	X				X	X			X										
<i>Alternaria brassicae</i>																																			
<i>Alternaria</i> sp.																																			
<i>Cladosporium</i> sp.																																			
<i>Coniothyrium olivaceum</i>				X				XX					X												X										
<i>Epicoccum nigrum</i>																																			
<i>Fusicladium pomi</i>		X						XX					X				X						X					X							
<i>Gymnosporia cornutum</i>																																			
<i>Phyllosticta aucupariae</i>	X						X		X																										
<i>Phyllosticta leucospila</i>																																		X	
<i>Venturia inaequalis</i>																							X		X										
<i>Cytospora</i> spp.																X							X					X							
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>																													X						
<i>Physalospora obtusa</i>																							X												
<i>Nectria cinnabarina</i>																																			

4.2.5 Jarząb nieszpółkowy (*Sorbus chamaemespilus* L.)

Liście jarzębu nieszpółkowego posiadały liczne zmiany patologiczne w postaci plamistości, parch i zamarć. Większość zaobserwowanych przypadków była spowodowana bytnością *Alternaria* sp. oraz *Fusicladium pomi*. Rzadziej na liściach widoczne były zmiany wywołane bytnością *Coniothyrium olivaceum* oraz *Phyllosticta leucospila* wywołujące różnobarwne przebarwienia, a w sporadycznych przypadkach zamarcia i zgnilizny. Owoce, tak jak i liście były porażone przez *Alternaria* sp. oraz *Fusicladium pomi*, ale to właśnie parchy spowodowane przez *Fusicladium* były najczęściej zauważaną zmianą chorobową. Plamistości spowodowane przez *Alternaria brassicae* i *Phyllosticta leucospila*, jak również zgnilizny i zgorzele wywołane przez *Cytospora* spp. i *Colletotrichum gloeosporioides* występowały niezwykle rzadko i tylko na pojedynczych owocach (Tab. 12).

Tab. 12. Patogeny bytujące na jarzębie nieszpółkowym (*Sorbus chamaemespilus* L.)

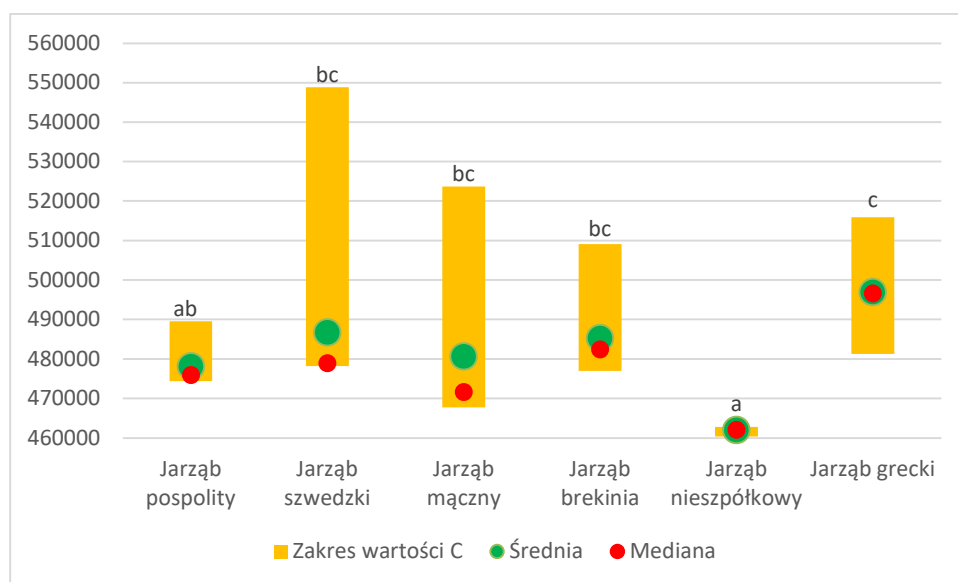
	Liście															Owoce																								
	2016					2017					2018					2016					2017					2018														
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5					
<i>Alternaria alternata</i>																																								
<i>Alternaria brassicae</i>																																								
<i>Alternaria</i> sp.	X	X				X	X	X						X			X									X														
<i>Cladosporium</i> sp.																																								
<i>Coniothyrium olivaceum</i>							X					X	X																											
<i>Epicoccum nigrum</i>																																								
<i>Fusicladium pomi</i>	X	X					X							X			X	X				X	X			X					X									
<i>Gymnosporia cornutum</i>																																								
<i>Phyllosticta aucupariae</i>																																								
<i>Phyllosticta leucospila</i>							X		X	X																X														
<i>Venturia inaequalis</i>																																								
<i>Cytospora</i> spp.																																								
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>																										X														
<i>Physalospora obtusa</i>																																								
<i>Nectria cinnabarina</i>																																								

4.3 Wyniki badań makroelementów liści jarzębów

4.3.1 Zawartość węgla

Średnia zawartość węgla w liściach jarzębów plasowała się w zakresie od 461960 do 496880 mg/kg. Podobieństwo średnich pozwoliło na wyodrębnienie 3 grup jednorodnych. Najniższe zawartości węgla obserwowane były u jarzębu nieszpółkowego, w średniej ilości 461960 mg/kg, znajdującego się w jednej grupie z jarzębem pospolitym posiadającym średnio 478110 mg/kg. Jarzab ten, był również istotnie statystycznie podobny w kolejnej grupie jednorodnej do jarzębu szwedzkiego (śr. 486670 mg/kg), mącznego (śr. 480630 mg/kg) oraz brekinii (śr. 485280 mg/kg). Trzecią grupę jednorodną stanowiły natomiast: jarzab grecki, z zawartością węgla w liściach na średnim poziomie 496880 mg/kg oraz jak poprzednio jarzab szwedzki, mączny i brekinia.

Wyraźnie zauważalny jest fakt dużego zróżnicowania rozpiętości pomiędzy maksymalnymi obserwowalnymi ilościami węgla w liściach poszczególnych gatunków. Największe zróżnicowanie można obserwować u jarzębu szwedzkiego, gdzie rozpiętość wyników wynosiła od 548800 mg/kg do 478200 mg/kg (różnica 70600 mg/kg 13%), natomiast najmniejsze u jarzębu nieszpółkowego, u którego rozpiętość wynosiła od 462800 mg/kg do 460300 mg/kg – różnica 2500 mg/kg (1%) – ryc. 20.

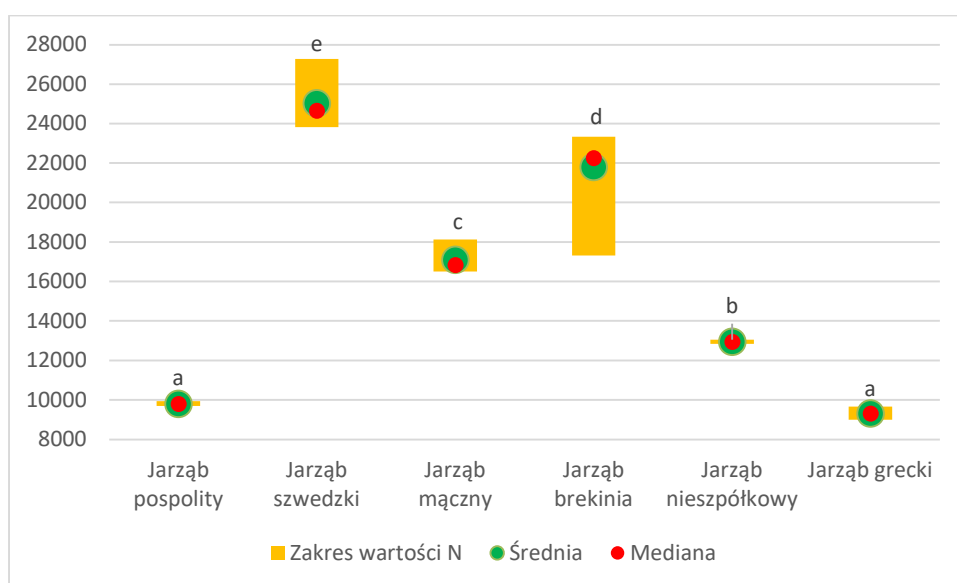


Ryc. 20. Zawartość węgla w liściach jarzębów mg/kg

4.3.2 Zawartość azotu

Ilość azotu obserwowana w liściach badanych gatunków dla średnich wahała się od 9308 mg/kg do 25020 mg/kg i pozwoliła na wyłonienie jedynie jednej grupy jednorodnej.

Do grupy tej należy jarząg pospolity o średniej zawartości azotu na poziomie 9791 mg/kg oraz jarząg grecki, ze średnią zawartością azotu 9308 mg/kg. Najwyższym obserwowalnym stężeniem tego pierwiastku cechował się jarząg szwedzki, natomiast najniższym jarząg grecki. Warty uwagi jest fakt istnienia trzech typów rozpiętości ilości azotu maksymalnego względem minimalnego. Wahania pomiarów dla jarzągów pospolitego [240 mg/kg(2%)] i nieszpółkowego [210 mg/kg(2%)] są wręcz marginalne, lub jak w przypadku jarzągu greckiego [670 mg/kg(7%)], mącznego [1610 mg/kg(9%)] i jarzągu szwedzkiego [3450 mg/kg(13%)] nieznaczne, natomiast dla brekinii [6020 mg/kg(26%)] są stosunkowo bardzo zróżnicowane - ryc. 21.



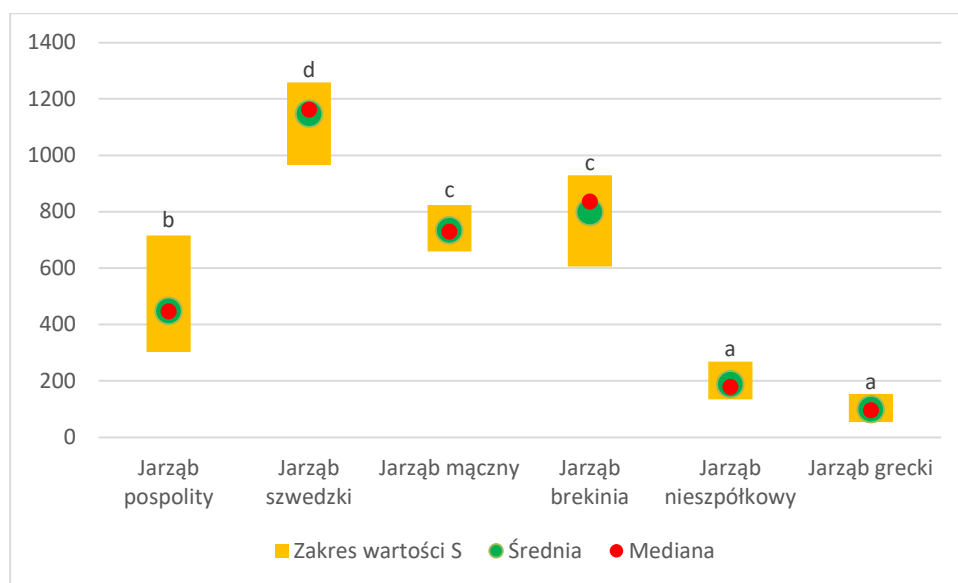
Ryc. 21. Zawartość azotu w liściach jarzągów mg/kg

4.3.3 Zawartość siarki

Analiza średniej zawartości siarki w liściach badanych gatunków, umożliwiła na wyłonienie dwóch grup jednorodnych. Do pierwszej grupy został zaliczony jarząg grecki posiadający najniższą ilość badanego pierwiastka, będącego na poziomie 99 mg/kg oraz jarząg nieszpółkowy z średnią zawartością siarki na poziomie 188 mg/kg. Różnice dla tych gatunków pomiędzy maksymalnym a minimalnym wynikiem plasowały się w zakresie od 53 do 153 mg/kg dla jarzągu grackiego, oraz w zakresie od 134 do 268 mg/kg dla jarzągu nieszpółkowego. Kolejną grupę jednorodną stanowią natomiast jarząg mączny o średniej zawartości siarki na poziomie 734 mg/kg, oraz jarząg brekinia ze średnią zawitością siarki 798 mg/kg. Najwyższym średnim stężeniem siarki cechował

się natomiast jarząb szwedzki w ilości 1147 mg/kg w zakresie od 965 mg/kg do 1258 mg/kg nie posiadając istotnych statystycznie podobieństw średnich. Również brakiem istotnie statystycznego podobieństwa cechował się jak jarząb pospolity o średniej zawartości siarki na poziomie 447 mg/kg.

Rozpiętość różnic w wynikach pomiarów wynosiła od 100 mg/kg dla jarzębu greckiego, do aż 414 mg/kg dla jarzębu pospolitego. Niewielką bezwzględną różnicą w wynikach pomiarów cechowały się również jarząb nieszpółkowy o różnicy 134 mg/kg oraz jarząb mączny o różnicy 164 mg/kg. Podobnie do jarzębu pospolitego wysokim zróżnicowaniem wyników cechował się jarząb brekinia, którego rozpiętość wyniosła 324 mg/kg i jarząb szwedzki w rozpiętości 293 mg/kg. Mimo względnie niewielkich różnic w wynikach, analizując je pod kątem procentowych różnic najwyższego wyniku do najniższego, stosunek ten wahał się od 20 do 65 % stanowiąc realnie najbardziej zróżnicowaną grupę wyników z pośród wszystkich przebadanych pierwiastków – ryc. 22.

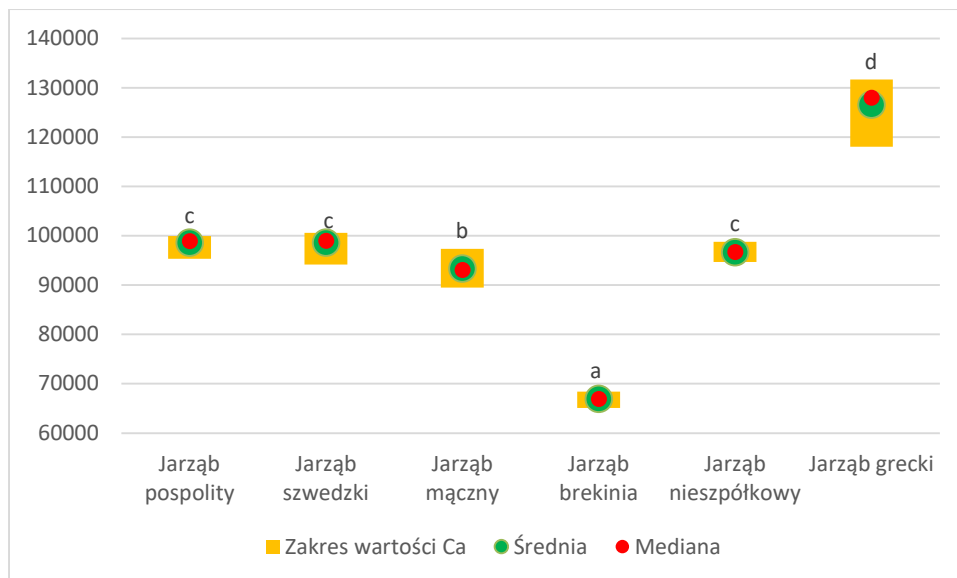


Ryc. 22. Zawartość siarki w liściach jarzębów mg/kg

4.3.4 Zawartość wapnia

Średnie zawartości wapnia mieściły się w zakresie od 66910 mg/kg dla jarzębu brekinii do 126540 mg/kg dla jarzębu greckiego. Analiza statystyczna średnich umożliwiła wyłonienie jednej grupy jednorodnej dla jarzębu nieszpółkowego (śr. 96640 mg/kg), jarzębu pospolitego (śr. 98560 mg/kg) i jarzębu szwedzkiego (śr. 98595 mg/kg).

Różnice pomiędzy maksymalnym a minimalnym wynikiem są w największej rozpiętości u jarzębu greckiego stanowiąc 13600 mg/kg (10%) natomiast najniższe u jarzębu nieszpółkowego stanowiąc 4100 mg/kg (4%) – ryc. 23.

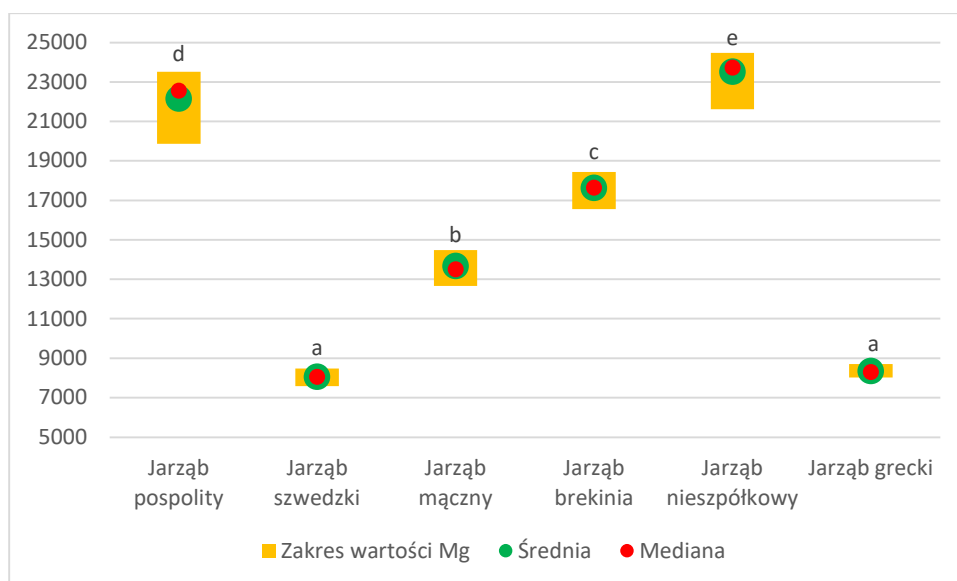


Ryc. 23. Zawartość wapnia w liściach jarzębów mg/kg

4.3.5 Zawartość magnezu

Obserwowana średnia ilość magnezu w liściach badanych jarzębów mieściła się od 8061 mg/kg dla jarzębu szwedzkiego do 23508 mg/kg dla jarzębu nieszpółkowego. Analiza statystyczna pozwoliła na wyłonienie jednej grupy jednorodnej dla jarzębu szwedzkiego oraz greckiego (śr. 8349 mg/kg).

Najwyższą rozbieżnością wyników cechował się jarząb pospolity w zakresie od 19870 do 23520 mg/kg [różnica 3650 mg/kg(16%)] natomiast najmniejszą jarząb grecki w zakresie od 8020 do 8710 mg/kg [różnica 690 mg/kg (8%)] – ryc. 24.

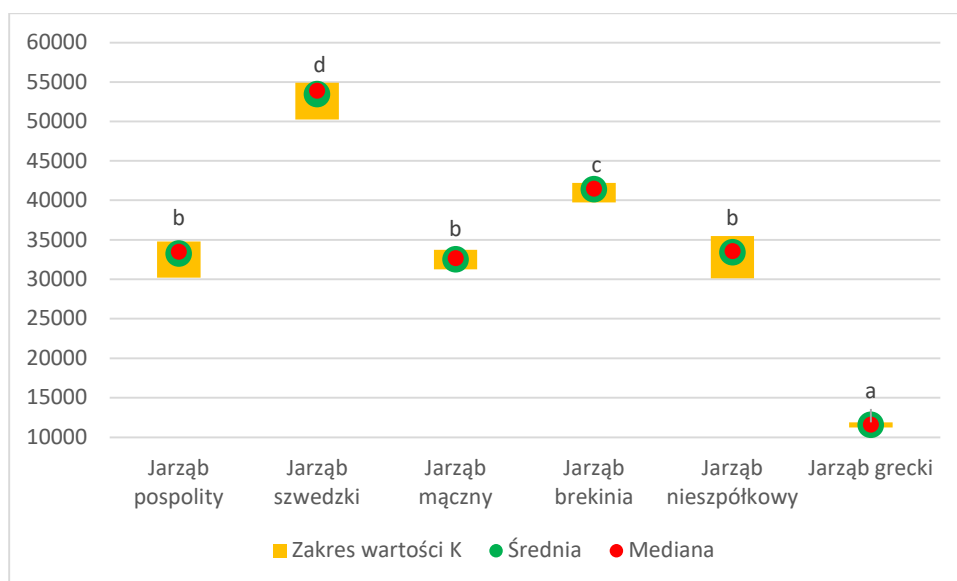


Ryc. 24. Zawartość magnezu w liściach jarzębów mg/kg

4.3.6 Zawartość potasu

Zakres średnich wartości potasu w liściach badanych jarzębów mieścił się od 11566 mg/kg dla jarzębu greckiego do 53456 mg/kg dla jarzębu szwedzkiego. Analiza statystyczna pozwoliła na wyłonienie jednej grupy jednorodnej dla średnich wartości potasu dla jarzębu mącznego (32518 mg/kg), jarzębu pospolitego (33240 mg/kg) i jarzębu nieszpółkowego (33425 mg/kg).

Największą rozpiętością wyników cechował się jarzáb nieszpółkowy w zakresie od 30125 do 35495 mg/kg stanowiąc różnicę 5370 mg/kg (15%) natomiast najniższą rozpiętością jarzáb grecki w zakresie od 11210 do 11890 stanowiąc różnicę 680 mg/kg (6%) – ryc. 25.



Ryc. 25. Zawartość potasu w liściach jarzębów mg/kg

4.4 Próby namnażania pędowych kultur *in vitro*

4.4.1 Przebieg doświadczeń

W oparciu o prace rozmnożeniowe *in vitro* kultur pędowych jarzębu domowego (*Sorbus domestica* L.) – Ganzo i Biroscikova (2008) i jarzębu brekinii (Malá i in. 2009) przeprowadzono doświadczenie z wykorzystaniem cytokininy 6-benzyloaminopuryny (BAP) i auksyny kwasu indolilo-3-masłowego (IBA) na pożywce MS. Cytokininy oddziałują za biochemię tkanek roślinnych poprzez regulację wzrostu, długości spoczynku i kiełkowania nasion, znoszenie dominacji wierzchołkowej, indykcję pędów przybyszowych, hamowanie wzrostu korzeni, stymulację biosyntezy kwasów nukleinowych i białek, czy obniżenie aktywności proteaz i rybonukleaz (Chalupa 1987, Epstein i Ludwig-Müller 1993, Ludwig-Müller 2000). Auksyny natomiast regulują pobudzanie transportu związków pokarmowych, zawiązywanie i rozwój korzeni, wytwarzanie merystemów pierwotnych, oraz odpowiadają za procesy embriogeniczne i ryzogenezy (Chalupa 2002, Piagnani i in. 2002, Martínez-Morales 2003, Khadr i in. 2020). Oba te hormony jako roślinne regulatory wzrostu umożliwiające regenerację tkanek oraz pośrednio odpowiadają za wegetatywne rozmnażanie roślin (Szweykowska i Szweykowski 2007). Wykorzystanie ich w kulturach *in vitro* umożliwia pełną regenerację roślin, jak również namnażanie na skalę przemysłową.

Doświadczenie wstępne przeprowadzono na zawiązkach pędów wyizolowanych przed rozpoczęciem sezonu wegetacyjnego. Miało ono na celu określenie metody przygotowania docelowego materiału biologicznego oraz szacunkowego stężenia BAP i IBA celem namnażania kultur pędowych. W pierwszym roku badawczym, tj. 2017, wszystkie badane osobniki zostały zaatakowane przez patogeny. Spośród 120 słoików, 31 nie uległo zakażeniu przez okres 3 tygodni. Każdorazowo osobniki wykazywały stopniowe osłabienie, po czym rozwijały się strzępki różnokolorowej grzybni. Po przeprowadzonych analizach, zidentyfikowano grzyby, m.in. z rodzaju *Fusarium* spp., bytujące wewnątrz tkanek roślin. Grzyby te, wykorzystywały pożywkę jako środowisko do wzrostu i rozwoju, powodując stopniowe obumieranie eksplantantów.

Na podstawie uzyskanych doświadczeń postanowiono pobrać tożsamy materiał co w roku 2017, ale przed ustaniem przymrozków. Pędy pobierano w analogiczny sposób, a następnie dokładnie umyto pod bieżącą wodą, kolejno przetarto jałowymi gazikami nasączonymi 70% etanolem i umieszczono w sterylnym pomieszczeniu w 21 słoikach z wodą redystylowaną, do momentu rozwinięcia pierwszych pąków. Całość

doświadczenia powtórzono zgodnie z poprzednim harmonogramem. Po okresie 2 miesięcy na podstawie prób wytypowano najodpowiedniejszą metodę odkażania. Dającym najbardziej znaczące rezultaty okazało się moczenie pędów w 3% wodzie utlenionej przez 8 minut, a następnie płukanie w 30% alkoholu etylowym przez 5 minut. W ten sposób uzyskano sterylne linie do dalszych prac badawczych (fot. 9).



Fot. 9. Jarząb pospolity w odmianie górskiej (*Sorbus aucuparia* var. *glabrata*)

4.4.2 Analiza doświadczeń

Wyniki wstępnego badania miały posłużyć docelowej analizie wpływu stężeń BAP i IBA w 2019 roku, jednakże z powodu obostrzeń spowodowanych pandemią SARS-COV-2 badania musiały zostać przerwane. Obecne doświadczenie pozwala wskazać przyszłym badaczom najodpowiedniejszą metodę do poboru i przygotowania materiału biologicznego drzew z rodzaju jarząb, celem założenia sterylnych kultur *in vitro*.

Namnażanie materiału biologicznego rzadszych gatunków jarzębów lub osobników o szczególnych właściwościach, wymaga zastosowania wegetatywnego sposobu namnażania. Krzyżowanie materiału genetycznego naturalnie występujących gatunków z osobnikami wysadzonymi w przydomowych ogródkach lub w parkach doprowadza do zniekształcenia puli genetycznej rodzimych gatunków oraz do niekontrolowanych zmian ewolucyjnych. Zjawisko to może doprowadzić do nieodwracalnej straty czystych linii genetycznych oraz zaprzeczyć sensowności prowadzenia czynnej ochrony gatunkowej

na terenach rezerwatowych. Osobniki wyhodowane z nasion rzadkich i wiekowych osobników, mogą swoimi cechami znacząco odbiegać od osobników matecznych. Pożądane zróżnicowanie cech użytkowych między gatunkami jest możliwe do zachowania jedynie w przypadku prowadzenia niezmienionych genetycznie populacji. Uzyskany w ten sposób materiał będzie wykazywał cechy tożsame z osobnikami matecznymi, co umożliwi ich dokładne określenie, a następnie wykorzystanie w terenach zieleni. Prowadzenie kultur pędowych *in vitro* umożliwia zarówno zachowanie czystych i niezmienionych linii genetycznych, jak i zmnożenie osobników o wyjątkowych niedziedzicznych cechach osobniczych (w tym po zastosowaniu metod inżynierii genetycznej) w znacznie większej skali, niż w przypadku okulizacji czy szczepienia. Metoda ta pozwala na powielenie najcenniejszych osobników oraz na bardzo dokładnym określeniu cech użytkowych danego materiału rozmnożeniowego. Mimo iż sam cykl reprodukcyjny, ilość powstałych nasion, czy stabilność cech rodzicielskich u osobnikach potomnych stanowią istotną cechę użytkową, to właśnie łatwość wegetatywnego namnażania umożliwia wyhodowanie najbardziej pożądanych jednorodnych sadzonek (Bonga i Aderkas 1992).

Dyskusja

5.1 Ocena uzyskanych wyników barwometrycznych i pól powierzchni

Analizując wyniki przeprowadzonych doświadczeń warto zwrócić uwagę na różnice metodologiczne stosowane w starszych dziełach botanicznych, a powielane przez innych badaczy w nowszych publikacjach naukowych. Mimo postępów w technologii pomiarów i analiz, większość prac naukowych podaje do określenia, np. wielkości liści skalę długości do szerokości, pomijając możliwość określenia ich pola powierzchni. Pole powierzchni liści stanowi zdecydowanie bardziej miarodajną daną, pozwalającą realnie określić różnicę pomiędzy poszczególnymi gatunkami, a tym bardziej odmianami, czy nawet osobnikami. Cecha ta jest jednak bardzo dokładnie przebadana i analizowana dla gatunków mających istotne znaczenie w przemyśle, co może wyjaśniać braki literaturowe aktualizujące metodologię pomiarów. Tożsama sytuacja występuje w przypadku analizy odcieni barw owoców i liści. Niestety praktycznie wszystkie publikacje skupiają się na określaniu barw jedynie w skali odbioru badacza, nie próbując doprecyzować ich w systemach, np. CIELab, CIELUV, RGB czy CMKY. Napotkać można natomiast dokładne określenie kolorów przetworów wytwarzanych z owoców jarzębów, tj. sosów (Berna i in. 2013) i marmolad (Berna i in. 2012), czy odcieni drewna (Meints i in. 2016). Stan ten jest najprawdopodobniej wywołany obecnym brakiem gospodarczego zapotrzebowania na te surowce. Niemniej jednak w przypadku dokładniejszej analizy odcieni oraz wielkości materiałów jarzębinowych możliwym jest zachęcenie przemysłu do podjęcia prób szerszego wykorzystania mniej znanych gatunków tego rodzaju.

Mimo, iż sam jarząb pospolity jest dobrze opisanym gatunkiem, to jego górska odmiana jest jedynie wzmiankowana w nielicznych dziełach botanicznych. Przyczyną tego zjawiska może być fakt braku wizualnie istotnych różnic, poza stosunkowo mniejszym pokrojem, mniejszą masą owoców oraz przyrostów drewna, co rzutuje na jego znaczenie gospodarcze względem innych bardziej atrakcyjnych odmian. Każdorazowo opisy botaniczne charakteryzują ją jako odmianę o mniejszych i bardziej smukłych liściach, drobniejszych owocach oraz niewielkim pokroju, jednak bez żadnych znaczących różnic dla przeciętnej odbiorcy (Sennikov 2016). Odnosząc się do opisów m.in. Hegi (1956), Begemann (1969), Senety i Dolatowskiego (2004), Johnson (2009) czy Sennikov (2016) przytaczane przez badaczy opisy wielkości liści oraz ich barwy mieszczą się w zakresie przeanalizowanych pomiarów $L^*a^*b^*$ oraz ich pól powierzchni. Odnosząc się natomiast do owoców, zauważyć można niewielkie różnice, nawet między

samymi badaczami co do postulowanej wielkości owoców. Jak wynikało z obserwacji rozbieżność ta, może mieć swoje podłoże w zmieniających się warunkach klimatycznych, lub obszarze pozyskiwanego materiału. W trakcie doświadczenia odrzucono wszystkie stanowiska będące najbliżej siedzib ludzkich. Koniecznym było wyeliminowanie zmian wywołanych zmieszaniem endemicznego materiału genetycznego z okolicznymi okazami rosnącymi na przydomowych ogrodach, niemniej jednak opisy potwierdzają uzyskane wyniki.

Opisy zaprezentowane przez Hegi (1956), Pacyniak i Surmiński (1971), Sękowski (1993), Seneta i Dolatowski (2004), Tomanek i Witkowska-Żuk (2008) oraz Šavikin i in. (2017) odnoszące się do wielkości zarówno owoców, jak i liści jarzębu szwedzkiego potwierdzają uzyskane wyniki badań. Istotne różnice można natomiast zaobserwować w przytaczanych barwach liści. Zebrany materiał badawczy nie przebarwiał się w odcieniach żółci, a jedynie brązów z domieszkami czerwieni. Źródło takowych różnic może mieć swój przyczynek w odmiennych warunkach stanowisk badawczych, lub jesiennych przymrozkach wywołujących zmianę biochemiki tkanek liści powodujących ich szybsze zamieranie.

Charakterystyka jarzębu mącznego jaką przedstawili Krüssmann (1978), Fiedoruk (1985), Bugała (1991), Kremer (1995), Staszkievicz (1997), Seneta i Dolatowski (2004), Tomanek i Witkowska-Żuk (2008), Castellano (2012) i Šavikin i in. (2017) potwierdza uzyskane wyniki analiz, zarówno w aspekcie wielkości liści i owoców, jak ich barw.

Obserwowane przez Robertson i in. (1992), Seneta i Dolatowski (2004), Bednorz i in. (2005), Bednorz i in. (2006), Đurković i in. (2012), Gostyńska-Jakuszevska i Kruszelnicki (2014) wielkości owoców i liści jarzębu nieszpółkowego względem innych gatunków znajdują potwierdzenie w przeprowadzonych doświadczeniach. Intensywność barw owoców mieści się w odnalezionych opisach, jednakże podawana niekiedy czerwona barwa liści nie została zaobserwowana w przeprowadzonym doświadczeniu.

Jarząb grecki jest stosunkowo najmniej poznanym w pośród wszystkich przebadanych gatunków. Opisy Tutin i in. (1968), Gabrielian (1976), Staszkievicz (1997) i Rutkowski (1998) analizują ten gatunek jako podobny do jarzębu mącznego. Najdokładniej został on scharakteryzowany przez Castellano (2012) oraz Raimondo i in. (2019), których to opisy uwypuklają ponadprzeciętne zróżnicowanie barw zarówno owoców, jak i liści dla tego gatunku. Porównując całą charakterystykę badanych przez nich osobników, względem osobników z Polskich stanowisk, nie istnieją żadne istotne różnice

w analizowanych cechach. Jedyna zmienna występuje w pokroju, który to w przytoczonych opisach jest on znacznie okazalszy.

Jak zauważają Kausch-Blecken von Schmeling (1994), Johnson (2009), Bednorz (2010) i Mayer i Klump (2013) zarówno liście, jak i owoce jarzębu brekini cechują się bardzo dużą zmiennością wielkości, ale także i form. Zgodnie z przedstawionymi przez uprzednich badaczy biometrycznych cech tego gatunku, uzyskane wyniki doświadczeń mieszczą się w ich opisach. Zaobserwowaną różnicę dostrzeżono natomiast w kolorach dojrzałych owoców oraz przebarwiających się liści. Podczas analiz barwy owoców dostrzeżono również ciemnooliwkową barwę z dużym nasileniem brązu. Odcień ten może być spowodowany gorszym nasłonecznieniem danego stanowiska, jak i niemożnością dostrzeżenia tej wielkości a^* bez odpowiedniej aparatury badawczej. Inną zmienną jest złotawy kolor przebarwiających się liści, niezauważony w doświadczeniu. Percepcja tej barwy może być różnie postrzegana przez badaczy i wynikać z wyższej wartości b^* przy stosunkowej dużej jasności (L), zmieniającej interpretację jasnego brązu ku żółcieni.

Korelując wszystkie uzyskane wyniki pól powierzchni oraz wielkości owoców uwypukla się wysoka zmienność osobnicza cech morfometrycznych wewnątrz poszczególnych gatunków jarzębów. Rodzaj ten, cechuje się dużą rozpiętością kształtów oraz wielkości owoców i liści, przez co porównując poszczególne stanowiska, można obserwować znaczące różnice, mieszczące się jednak w opisach botanicznych gatunków. Innym problemem jest percepcja barw badaczy, powodująca częstokroć błędną analizę kolorów i ich odcieni co wywołuje niewłaściwe ich przyporządkowanie. Koniecznym jest więc korelowanie niejasnych opisów względem niezależnych systemów opisu koloru, umożliwiającym jednoznaczne interpretowanie grup kolorów dla danych gatunków.

5.2 Ocena uzyskanych wyników diagnostyki zmian fitopatologicznych

Jedynym gatunkiem patogenu zaobserwowanym na wszystkich badanych przedstawicielach jarzębów był *Fusicladium pomi*. Wywołuje on zmiany patologiczne w postaci przebarwień, parchów oraz zniekształceń osłabiających strukturę tkanek rośliny, przez co ułatwia wnikanie bardziej agresywnych patogenów. Zmiany patologiczne, takie jak teratogenne zniekształcenia, pęknięcia, czy martwice, z których wyizolowano struktury jego grzybni, często były przyczynkiem obumierania owoców i liści. Grzyb ten występował w towarzystwie innych patogenów, co dodatkowo zwiększało jego zjadliwość. Jego chorobotwórcza obecność na jarzębach była już wielokrotnie odnotowywana w literaturze (Schubert i in. 2003, Braun 2006,

Ruszkiewicz-Michalska i Połec 2006, Khalil i in. 2013, González-Domínguez i in. 2017), lecz najszerszej przebadana jest dla bardziej znaczących gospodarczo przedstawicieli różowatych, t.j. jabłoni i gruszy (Bénaouf i Parisi 2000, Bowen i in. 2011, Belete i Boyraz 2017, Deng i in. 2017, Le Cam i in. 2019). Literatura wielokrotnie wskazuje na szerokie spektrum żywicieli i rezerwuarów dla tego patogenu, co znajduje swoje potwierdzenie w przeprowadzonych obserwacjach.

Grzyby z rodzaju *Alternaria* były identyfikowane na wszystkich badanych gatunkach jarzębów, przy czym *Alternaria alternata* występowała stosunkowo najpowszechniej, bo aż na 5 gatunkach, natomiast *Alternaria brassicae* niewiele rzadziej, bo na 4 gatunkach. W trakcie prowadzonych doświadczeń udało się również zaobserwować niesprecyzowanego przedstawiciela *Alternaria* sp., będącego najprawdopodobniej lokalnym endemitem. Obecnie na terenie polski zaklasyfikowano zaledwie 28 gatunków tego rodzaju (Grzywacz 2015), co pozwala domniemywać, że zaobserwowany patogen jest jeszcze nieodkrytym taksonem. Alternariozy (przebarwienia i suche plamistości) powodowały znaczące osłabienie struktury organów roślinnych, wielokrotnie doprowadzając do ich obumierania. Objawy infekcji tymi patogenami były odnotowane dla jarzębu pospolitego i domowego (Orlikowski i in. 2004, Labuda i in. 2005, Kačániová i Fikselová 2007, Kačániová i in. 2009, Pusz 2016 i 2019, Demina i in. 2017), co jedynie potwierdza dokonane obserwacje.

Phyllosticta leucospila i *Phyllosticta aucupariae* były obserwowane na 5 z badanych gatunków jarzębów, natomiast *Phyllosticta leucospila* na 4, a *Phyllosticta aucupariae* na 3. Pozwala to domniemywać o dużym spektrum żywicieli dla grzybów z rodzaju *Phyllosticta* oraz podatności rodzaju jarzab na te patogeny. W Polsce rodzaj ten obejmuje około 150 gatunków, z czego znacząca większość nie jest przebadana (Grzywacz 2015). Informacje o częstotliwości występowaniu *Phyllosticta leucospila* i *Phyllosticta aucupariae* na jarzębach, a tym bardziej o stopniu ich zjadliwości w praktyce nie występują. Wewnątrz rodziny różowatych obserwowano infekcje *Phyllosticta* spp. wywołujące zbliżone objawy chorobowe na czeremsze zwyczajnej (Ruszkiewicz-Michalska i in. 2012), moreli pospolitej (Bedlan 2014), śliwie (Kamhawy 2006) i jabłoni (Gelvonauskis i Gelvonauskienė 2003, Sasnauskas i in. 2006, Valiuškaitė i in. 2009, Bragard i in. 2018)

Grzybnie rodzaju *Cytospora*, były obserwowane jedynie na zamarłych lub szerniałych owocach u 5 gatunków jarzębów. Grzyby te bytują przede wszystkim

na osłabionych lub uszkodzonych osobnikach, co może tłumaczyć brak jego obecności na odmianie najbardziej przystosowanej do trudnych górskich warunków klimatycznych. Patogeny z tego rodzaju są rozpowszechnione na całym świecie, natomiast ich grupę żywicieli stanowią praktycznie wszystkie gatunki roślin drzewiastych (Adams i in. 2006, Adams i Jacobi 2016). W literaturze opisywane są liczne przykłady obecności *Cytospora* spp. na jarzębach, w kontekście rezerwurowej dla patogenu, niebezpiecznego dla wielkoobszarowych monokultur sadowniczych. Najczęściej opisywane są przypadki infekcji jarzębu szwedzkiego (Pan i in. 2020, Jiang i in. 2020), pospolitego (Juhássová i Ivanová 2001, Norphanphoun i in. 2018, Hao i in. 2019), domowego (Fan i in. 2020, Pan i in. 2020, Jiang i in. 2020) oraz mniej znanych gatunków azjatyckich jarzębów (Zhu i in. 2018, Pan i in. 2020).

Do szerokiego spektrum żywicieli *Colletotrichum gloeosporioides*, można z całą stanowczością wliczyć większość przedstawicieli rodzaju jarzab. Grzyb ten był wyizolowany z rozprzestrzeniających się zgnilizn owoców u aż 5 gatunków jarzębów. Często występował w sąsiedztwie innych patogenów, stopniowo doprowadzając do obumarcia owocu i zasiedlenia go przez larwy owadzie. Antraknoza wywołwana przez ten patogen, jest typową chorobą dla całej rodziny różowatych, wywołującą znaczące straty gospodarcze na plantacjach owocowych (Marcelino 2007, Nieto-López i in. 2018, Arias i in. 2019). Znane są również przypadki obecności tego patogenu na jarzębie amerykańskim (*Sorbus americana* Mashall) – Marcelino (2007), pospolitym, brekinii, greckim (Özkan i in. 2011), co dodatkowo potwierdza słuszność dokonanych obserwacji.

Plamistości, z których wyizolowano grzybnię *Coniothyrium olivaceum* były najczęściej dodatkowo zainfekowane przez inne patogeny, co pozwala domniemywać o wtórnym charakterze infekcji tym grzybem. Plamowate przebarwienia występowały w barwach od jasnobrązowych do białych z czarnymi piknidiami. Gatunek ten, jako patogen jest obserwowany w wielu rodzinach roślin, od sosnowatych po różowate. Wewnątrz rodziny różowatych obserwowano go na jarzębie pospolitym (Ruszkiewicz-Michalska i in. 2012, Chlenicki 2018) oraz wiśni pospolitej (Ruszkiewicz-Michalska i in. 2015, Aghdam i Fotouhifar 2016).

Parchy i plamy wywołane przez grzyby z gatunku *Venturia inaequalis* były obserwowane na 4 z badanych gatunków. Infekcje tego patogenu porażały przede wszystkim owoce, powodując ich stopniowe obumieranie. Zmiany patologiczne spowodowane jego obecnością, nigdy nie występowały jedynie na pojedynczym owocu

czy liściu. Każdorazowo były obserwowane w skupiskach i większych grupach. Występowanie, rozwój i wpływ tego patogenu została szeroko przebadana na jarzębie pospolitym i szwedzkim (Bus i in. 2011, Khalil i in. 2013, Le Cam i in. 2019, Braun 2019) oraz innych przedstawicielach różowatych, w tym jabłoni (Gelvonauskis i Gelvonauskienė 2003, Bus i in. 2011).

Grzyby rodzaju *Cladosporium*, są niezwykle rozpowszechnionymi w świecie patogenami, bytującymi najczęściej na obumarłych organizmach. Potrafią kolonizować osłabione tkanki roślin, a nawet zwierząt. Jako nadparazyty potrafią infekować grzybnie innych, bardziej zjadliwych gatunków grzybów, co jest wykorzystywane w biologicznym zwalczaniu patogenów. *Cladosporium* sp. u roślinnych gospodarzy wywołuje czarne, twarde i nieregularne plamy, mogące stanowić rezerwuar licznych alergenów. Patogen ten był obserwowany na 3 badanych gatunkach jarzębów. Najczęściej zasiedlał osłabione przez owady liście i zacienione owoce. Uprzednio był identyfikowany przez innych badaczy na jarzębie domowym (Labuda i in. 2005, Kačániová i Fikselová 2007, Agan i in. 2020), pospolitym (Dolińska i Schollenberger 2012) i szwedzkim (Pusz i in. 2019).

Brunatne plamy wywołane przez *Physalospora obtusa* [syn. *Botryosphaeria obtusa* (Schwein.) Szewc (1964)] były obserwowane na 2 gatunkach jarzębów. Wykryte infekcje tego patogenu każdorazowo przeradzały się w postępujące nekrozy. Zgnilizny owoców obserwowano w niedużych skupiskach na pojedynczych baldachogronach. Wpływ tego patogenu najlepiej został udokumentowany i opisany dla jabłoni (Grabowska 2002, Kolganikhina i Sokolova 2012, Weber 2012), lecz można również odnaleźć przypadki jego infekcji świdosiwi amerykańskiej oraz śliwy (Barr 2009). Brak jakichkolwiek informacji o jego bytności na jarzębach może być podyktowany jedynie brakiem istotnego znaczenia gospodarczego tego konkretnego gatunku patogenu, przez co nie zaistniała potrzeba wykrycia potencjalnych rezerwuarów tego patogenu.

Zaskoczeniem okazała się sporadyczna obecność niektórych dobrze udokumentowanych patogenów, niebezpiecznych dla całej rodziny różowatych. *Epicoccum nigrum* jest powszechnie znanym patogenem rodzaju jarzab tak, jak i innych różowatych (Arenal i in. 1999, Magyar 2008, Pusz i in. 2019), niemniej jednak występował stosunkowo najrzadziej. Tożsama sytuacja zaistniała w przypadku *Gymnosporangium cornutum* (Wennström i Eriksson 1997, Lopes i Martins 2006, Ruszkiewicz-Michalska i in. 2012, Stankevičienė 2018) czy *Nectria cinnabarina* (Mihál 2011, Huseyn i in. 2016, Yang i in. 2018).

Powszechność lub rzadkość występowania danego gatunku patogenu mogła mieć swój przyczynek zarówno w warunkach mikroklimatycznych i mikorytycznych, czy nawet w cechach genetycznych danej populacji. Tak szerokie spektrum oddziaływania i zróżnicowania czynników biotycznych i abiotycznych, nie pozwala jednoznacznie określić podatności danego gatunku na poszczególne patogeny, ale daje możliwość domniemywania ich wrażliwości w warunkach polowych. Dzięki przeprowadzonemu doświadczeniu można określić przyczyny najczęściej występujących zmiany patologicznych u endemicznie występujących osobników. Badanie to umożliwia wskazanie obszaru doświadczalnego dla przyszłych grup badaczy, pozwalające na określenie wrażliwość naturalnie występujących gatunków jarzębów na patogeny. Wyniki tak skonstytuowanych badań, umożliwią określenie najbardziej adekwatnych sposobów czynnej ochrony zagrożonych gatunków i zachowanie ich dla przyszłych pokoleń.

Literatura naukowa odnosząca się do problematyki podatności europejskich gatunków jarzębów na choroby wywoływane przez patogeny jest co najmniej skąpa. Dane odnoszące się do korelatywności, częstotliwości, zjadliwości, czy nawet samej zapadalności na poszczególne choroby odnaleźć można jedynie wzmiankowo w badaniach nad innymi przedstawicielami tej rodziny, co dodatkowo utrudnia nawet samo domniemywanie o chorobach typowych dla tego rodzaju. Jak zauważają Bednorz (2010) oraz Mayer i Klump (2013), może to odnajdować swój przyczynek w dotychczasowo niewielkim znaczeniu gospodarczym tego rodzaju. Obecnie, wręcz marginalne wykorzystanie jarzębów w przemyśle drzewnym, spożywczym czy kosmetycznym, nie zachęca do prowadzenie drogich i często czasochłonych doświadczeń. Szeroko zakrojone prace badawcze, prowadzone zarówno *in vivo*, jak i *ex vivo* w jednowiekowych monokulturach, wymagają znacznego nakładu finansowego. Niewspółmierne wydatkowanie sił i środków do prowadzenia żmudnych doświadczeń, przy jednoczesnym braku ich odzwierciedlenia w technologii produkcji, jest co najmniej bezzasadne. Obecnie w literaturze napotkać można najczęściej prace oceniające stanem zdrowotności poszczególnych jarzębinowych pomników przyrody, lub alei czy przydroży (Dimke i Bednorz 2004, Gołąbek i Sławiński 2010, Gołąbek i in. 2014, Suchocka 2014, Wrońska-Pilarek i in. 2017). Prace te nie stanowią wystarczającej podstawy, aby nawet przypuszczać, które grupy patogenów mogą najzjadliwiej zasiedlać jarzęby, a na które są całkowicie uodpornione lub niewrażliwe.

Stopniowo narastająca popularność przetworów i mebli z mniej znanych gatunków jarzębów, pozwala domniemywać zwiększenie ich wykorzystania w przyszłości, a co za tym idzie zainteresowania tematyką ich odporności na patogeny i szkodniki. Jedynie zdrowy surowiec spożywczy i meblarski pozwoli na prowadzenie opłacalnych wielkoobszarowych upraw, mogących zaspokoić zapotrzebowanie rozrastającego się rynku. W tym kontekście problematyka stopnia odporności na dane patogeny czy szkodniki zaczyna się jawić jako jedna z kluczowych cech użytkowych na potrzeby wykorzystania tego rodzaju w przemyśle (Pietzarka i in. 2009, Bednorz 2010, Mayer i Klump 2013, Löser i Löser 2015). Przeprowadzone doświadczenie jest pionierską próbą określenia podatności na patogeny wybranych gatunków jarzębów, naturalnie występujących w Polsce.

5.3 Ocena uzyskanych wyników składu mineralnego liści

Mimo, iż sam rodzaj *Sorbus* jest dość wnikliwie poznany, to ta część jego gatunków, które są objęte szczególnymi formami ochrony prawnej, nie była analizowana pod kontem cech użytkowych. Brak dostępności materiału oraz odpowiednich przepisów prawnych, do prowadzenia prac wdrożeniowych ukierunkowanych na ich wykorzystanie w leśnictwie czy bioinżynierii, doprowadziła do jedynie szczątkowej wiedzy nad bardziej złożonymi aspektami biologii tych gatunków. Wiedza ta, może umożliwić przyszłym badaczom rozstrzygnięcie rozbieżności taksonomicznych, czy wyłonienie mniej znanych i nierozpowszechnionych gatunków celem ich wykorzystania, np. do bardziej skutecznej rekultywacji terenów zdegradowanych.

Wyniki przeprowadzonych analiz wyraźnie wskazują na duże zróżnicowanie stosunku pierwiastków w liściach badanych gatunków, co uzupełnia dzisiejszy stan wiedzy i znajduje bezpośrednie przełożenie na m.in. systematykę gatunków tego rodzaju. W taksonomicznych bazach danych można odnaleźć postulowaną przez niektórych badaczy informację, o konieczności klasyfikacji jarzębu greckiego jako podgatunku jarzębu mącznego, m.in. ze względu na swoje duże wizualne czy domniemane genetyczne podobieństwo (www.gbif.org, www.floraiberica.es). Wyraźne różnice składu mineralnego pozwalają odrzucić tą tezę, gdyż stosunek pierwiastków w liściach badanych roślinach nie wykazuje żadnych istotnych podobieństw, a dodatkowo wskazuje na wyższe podobieństwo do innych gatunków jarzębów rosnących w tym samym środowisku.

Analiza składu mineralnego liści ma istotne znaczenie w przypadku prób określenia ich wpływu na wierzchnią warstwę gleby oraz kierunek jej zmian. Jest to kluczowy aspekt w przypadku prób rekultywacji skażonych terenów przemysłowych oraz pożarzysk, dlatego też informacje odnoszące się do zawartości części pierwiastków można odnaleźć jedynie w aspekcie bioinżynieryjnym. Niestety, skład mineralny liści jarzębów był badany jedynie w niewielkim zakresie, a gatunki ograniczono do tych najbardziej powszechnych.

Przykładem takiego badania może być próba oceny wpływu liści m.in. jarzębu pospolitego na glebę po pożarzyskach. Głównym badanym aspektem był procentowy udział C i N oraz ich stosunek (C/N). Królak i in. (2017) oszacowali ilość węgla w liściach jarzębu pospolitego na poziomie 37,26%, azotu 0,77 % i w stosunku 48,08. Wynik ten stoi w sprzeczności do wyniku Jagodziński i in. (2012) analizujących ilość węgla w różnych strukturach roślin. Wskazali oni natomiast, iż w liściach jarzębu pospolitego procentowa ilość węgla mieści się na poziomie 47,14%. Porównując powyższe wyniki do uzyskanych w tej pracy, szacunek Jagodziński i in. (2012) jest mniejszy jedynie o 0,67%, co stanowi dowód na prawidłowość uzyskanych wyników. Warty uwagi jest również fakt zbliżonego podobieństwa pomiędzy stosunkiem C/N uzyskanego w doświadczeniu, a badaniem Królak i in. (2017), których wynik był jedynie o 0,75% mniejszy od uzyskanego.

Ważnym aspektem jest jednak wpływ żyzności gleby na skład mineralny liści, który to może istotnie zmieniać stosunek pierwiastków. Za nielicznymi badaniami tego zjawiska odnoszącymi się bezpośrednio do rodzaju jarzab można odnaleźć pracę Gillhama (1980), który to badając wpływ podłoża na skład mineralny liści jarzębu pospolitego, nie zaobserwował żadnych istotnych statystycznie różnic. Wynik tego doświadczenia pozwala na prawdopodobne wykluczenie istotnego wpływu podłoża na różnicę w składzie mineralnym liści jarzębów. Dodatkowo udziela ono informacji co do szacowanej ilości N (0,59 %), K (12%) i Ca (5 %), jednakowoż badania były prowadzone na świeżych liściach młodych sadzonek, przez co nie można ich porównywać z liśćmi dojrzałymi, jesienią (Raspé i in. 2000, Khan i in. 2019). Różnica w wieku badanych osobników może tłumaczyć fakt dużych rozbieżności pomiędzy doświadczeniem Gillhama, a uzyskanymi wynikami. Innym przykładem może być też analiza wyników względem przedstawicieli gatunków różowatych, np. śliwy, dla której procentowy udział N wynosił od 1,68 do 1,96 K od 3,62 do 4,32, Ca od 1,41 do 1,69 i Mg od 0,29 do 0,4, w kontekście zmiennych warunków wodnych (Jaroszewska i in. 2015).

Dane te warto jednak zestawić dla lepszej wizualizacji z innym przedstawicielem tej rodziny, jakim jest jabłoń, gdzie średni procentowy udział N wynosił 2,73, K 1,15, Ca 0,96 i Mg 0,28 (Schunfeng i in. 2018). Wyniki te są jednak na tyle rozbieżne, iż porównywanie gatunków wewnątrz całej rodziny nie pozwala na rzetelną ocenę danych.

Niewielka ilość prac badawczych odnoszących się do składu mikroelementarnego rodzaju jarzab znacząco utrudnia prowadzenie rzetelnej dyskusji nad uzyskanymi pomiarami, jednakże świadczy o istotnym wpływie uzyskanych wyników na stan obecnej wiedzy. Jedyne i możliwie najistotniej zbliżonym źródłem informacji o składzie mineralnym liści wydają się być dane odnoszące się do składu chemicznego owoców. Mimo, iż powszechnie wiadomym jest, że stosunek soli mineralnych różni się w tkankach roślin poszczególnych organów, to wyniki te wydają się być bardziej korelatywne niż porównywanie składu mineralnego międzyrodzajowo. Literatura badawcza zauważa ponadto istotne różnice odnoszące się ilości soli mineralnych w tych samych tkankach, dla tego samego gatunku, ale pochodzących z innych krajów. Ilość zaobserwowanego K pomiędzy pulpami owocowymi jarzębu pospolitego z Finlandii (1,58%) i Hiszpani (0,9%) znacząco różniła się między sobą. Podobne różnice były obserwowane dla Ca i Mg (Raspé 2000). Metodologicznie najbardziej zbliżone badania nad suchą masą owoców jarzębu pospolitego wskazujący na procentowy udział K w ilości od 2,36 do 3,56, Ca od 0,26 do 0,55 i Mg od 0,18 do 0,26, wskazuje to iż przytoczone dane znacząco odbiegają od uzyskanych w doświadczeniu, m.in. ze względu różne przeznaczenia tkanek czy region z którego zostały one pobrane (Barszcz 2004).

Podjęte próby dyskusji nad uzyskanymi w doświadczeniu wynikami wskazują na niewystarczającą ilość badań w tym zakresie. Nieliczne informacje pozyskiwane z publikacji agrokulturowych czy biotechnologicznych pozwalają na jedynie szczątkowe porównywanie przeprowadzonych analiz względem stanu faktycznego, co dodatkowo utrudnia rzetelne korelowanie wyników z pracami innych autorów. Duża rozbieżność wyników prac innych badaczy prowadzonych nad najbardziej rozpowszechnionym przedstawicielem rodzaju jarzab, tj. jarzębem pospolitym uwypuklają wpływ zmienności osobniczej na cechy biochemiczne tego gatunku. Uzyskane w doświadczeniach ilości makroelementów oraz ich zakresy, znacząco uzupełniają obecny stan wiedzy oraz tworzą nowe pole badawcze, dając szerokie spektrum do wykorzystania ich w pracach wdrożeniowych w innych dziedzinach nauk.

Podsumowanie

Przeprowadzone badania były pionierską próbą określenia istotnych dla terenów zieleni cech użytkowych oraz stopnia ich zróżnicowania, u endemicznych polskich przedstawicieli rodzaju jarzab, objętych formami ochrony prawnej. Uzyskane wyniki pozwalają na uzupełnienie obecnego stanu wiedzy naukowej o szereg znaczących gospodarczo i ekonomicznie cech dla poszczególnych gatunków.

Badanie zmienności barwy oraz wielkości owoców i liści pozwoliło wykazać znaczące różnice, mogące służyć przy konstruowaniu zmieniających się pejzaży parków, ogrodów, czy alei. Określona podatność na grzybowe patogeny środowiskowe, umożliwiła wskazanie potencjalnych przyczyn przyszłych gradacji oraz sposobów ich przeciwdziałania. Analiza zróżnicowania składu makroelementarnego jesiennego opadu liści pozwala oszacować kierunek zmian wierzchniej warstwy gleby, a co za tym idzie, wpływ na żywotność sąsiadujących roślin. Prowadzone prace w kulturach *in vitro* stanowią podstawę do prób przemysłowego namnażania rzadkich lub wymierających gatunków tego rodzaju.

Zróżnicowanie pokroi, wielkości, kształtów i kolorów, stanowi podstawową cechę użytkową wykorzystywaną przy projektowaniu terenów zieleni. Jarzęby ze względu na swoją ponad 15 tyś. letnią historię, wyewoluowały w wyjątkowo różne pod wieloma względami gatunki. Rozpiętość form, stała się więc niezwykle zauważalna. Zmienność możemy obserwować nie tylko w samej budowie korony lub wysokości drzewa, ale co najciekawsze, w budowie poszczególnych organów. Warto jednak zauważyć, że np. liście i owoce jarzębów mogą się znacząco różnić nawet na poziomie tego samego osobnika (tej samej gałęzi), co stanowi ich dodatkowy atut. Cecha ta pozwala tworzyć bardziej nieoczywiste przestrzenie, pobudzające kreatywność i umiejętność percepcji otaczającego odbiorcę ekosystemu. Przeprowadzone badania potwierdzają znaczące różnice także pomiędzy badanymi gatunkami. Zaobserwowana zmienność pomiędzy minimalnym a maksymalnym polem powierzchni liści sięgała częstokroć swojej kilkakrotności. Owoce natomiast, mimo znacząco mniejszych różnic niż w przypadku liści, różniły się około 30-60%.

Nierozłączną cechą użytkową dla terenów zieleni i powiązaną z wielkością owoców oraz liści, jest ich kolor. Barwy zmieniającego się jesienią pejzażu, pozwalają na kształtowanie niejednorodnych i nieoczywistych form, wykorzystywanych przez zróżnicowane grupy odbiorców. Zarówno owoce, jak i liście przebadanych gatunków wykazywały znacząco odmienne względem siebie ubarwienie. Zastosowanie metody

CIE Lab pozwoliło wskazać wyraźne różnice zarówno w intensywności braw, ale także w ich jasności. Odcienie na jakie przebarwiały się liście jarzębów to m.in. burgund, czerwień, róż i brąz, lecz z znaczącą przewagą pomarańcza i żółcieni. Owoce natomiast, w zależności od gatunku, cechowały się bardziej jednorodną barwą w spektrum brązów, czerwieni lub pomarańczy. Każdorazowo obserwowano wyraźne międzygatunkowe różnice.

Podatność na patogeny jest jedną z podstawowych cech użytkowych, mającą swoje bezpośrednie przełożenie na aspekt ekonomiczny implementowania danych gatunków w projektowane przestrzenie. Wykorzystywanie gatunków pionierskich, mających ponadprzeciętną odporność na patogeny, pozwala zmniejszać koszty prowadzenia i utrzymania zielonych inwestycji. Przeprowadzone badania wykazały obecność patogenów grzybowych *Alternaria* spp., *Cladosporium* sp., *Coniothyrium olivaceum*, *Epicoccum nigrum*, *Fusicladium pomi*, *Gymnosporia cornutum*, *Phyllosticta* spp., *Venturia inaequalis*, *Cytospora* spp., *Colletotrichum gloeosporioides*, *Physalospora obtusa*, *Nectria cinnabarina*. Grzyby te, są typowymi patogenami środowiskowymi, występującymi powszechnie i odpowiadającymi za liczne straty osobnicze w środowisku naturalnym. Ich występowanie, nie miało jednak wyjątku gradacyjnego, mimo iż wywoływały znaczące osłabienie żywotności roślin. Warto jednak zauważyć, że niekiedy doprowadzały do obumierania poszczególnych organów, lub nawet gałęzi. Patogeny te, z uwagi na swoją powszechność, są dobrze poznane i opracowane pod kątem ich zwalczania. Dowodzi to, że jarzęby mogą stanowić bazę gatunkową do projektowania trwałych i tanich w utrzymaniu terenów zieleni.

Gatunki pionierskie, adaptując się do trudnych i niesprzyjających warunków, zmieniają otaczający je ekosystem, m.in. poprzez nawożenie wierzchniej warstwy gleby, jesiennym opadem liści. Zjawisko to, jest przyczynkiem ich sukcesywnego wypierania przez bardziej wymagające gatunki. Kierunki zmiany składu mineralnego gleby, zależą m.in. od szybkości uwalniania pierwiastków do gleby, obecności drobnoustrojów i owadów, a nawet przepuszczalności samego podłoża. Można jednak zauważyć znaczący wpływ proporcji pierwiastków biogennych w rozkładanych liściach, na kierunek zmian wierzchniej warstwy gleby. Analiza ta, pozwala wyselekcjonować osobniki najbardziej korzystne do prowadzenia rekultywacji zdegradowanych terenów przemysłowych i pożarzysk. W trakcie prowadzonych badań wykazano, że największe znaczenie gospodarcze do rekultywacji gleb posiadają jarząb szwedzki, pospolicie

i mączny. Gatunki te cechują się najlepiej zbilansowanym składem mineralnym opadu liści do poprawy żyzności gleby.

Uzyskanie czystych i wolnych od patogenów hodowli kultur *in vitro* jest kluczowym problemem przy przemysłowym namnażaniu rzadkich i cennych osobników. Rośliny wieloletnie, są najczęściej skażone przez patogeny środowiskowe, uniemożliwiające uzyskanie sterylnych kultur z eksplantatów merystematycznych. Metoda z wykorzystaniem materiału z wysiewu, wiąże natomiast ze sobą ryzyko niekontrolowanych przekrzyżowań z innymi gatunkami, zmian genetycznych na skutek mutacji, lub utraty innych niedziedzicznych cech osobniczych. Możliwość namnażania roślin, w sterylnym i kontrolowanym środowisku pozwala na uzyskiwanie wielokrotnie większych plonów z jednego osobnika, niż w trakcie klasycznych metod szczepienia. Dodatkowym atutem prowadzenia badań w kulturach *in vitro*, jest fakt eliminacji zmiennych czynników losowych, zakłócających prawidłowe wyniki doświadczeń. Warto równocześnie zauważyć, że zastosowanie tej techniki, pozwala na tworzenie genetycznie modyfikowanych organizmów, m.in. odpornych na patogeny, unieczyniających skażenia, czy odpornych na ponadprzeciętne warunki stresowe. Możliwość uzyskania czystych linii i prowadzenia doświadczeń w kulturach *in vitro*, jest więc istotną cechą użytkową pozwalającą na bioinżynieryjne wykorzystanie badanych gatunków. Jak dowiedziono w doświadczeniu, możliwym jest uzyskanie czystych, wolnych od patogenów, żywotnych linii populacji jarzębów, uzyskanych z eksplantantów merystematycznych osobników dorosłych.

Wnioski

1. Wyróżniającymi cechami użytkowymi rodzimych przedstawicieli *Sorbus* L. w terenach zieleni są: pokrój, kształt i barwa owoców oraz liści, odporność na patogeny oraz wpływ na glebę.
2. Jarzęby cechują się bardzo dużą zmiennością kształtu, wielkości i barwy liści.
3. Owoce jarzębów posiadają owalny lub eliptyczny kształt, przy jednocześnie dużym zróżnicowaniu barw i wielkości.
4. Osobniki rodzaju *Sorbus* L. w swoich naturalnych siedliskach zasiedlane są przez szerokie grono patogennych drobnoustrojów, nie mających istotnego wpływu na ich żywotność.
5. Wszystkie przebadane gatunki cechowały się podobnym stopniem zasiedlenia oraz rodzajem wywołanych zmian patologicznych.
6. Liście jarzębów są wyraźnie zróżnicowane pod kątem zawartości soli mineralnych, przez co ich wpływ na żyzność gleby jest całkowicie zależny od gatunku.
7. Najlepszym do rekultywacji gleb stosunkiem C/N wykazały się jarząb szwedzki, brekinia i mączny.

Spis literatury

1. Adamiec P., Trzaskowska E. 2012. Diagnoza stanu i walorów parków miejskich Lublina oraz wytyczne do ich kształtowania. Teka Kom. Arch. Urb. Stud. Krajobr – OL PAN 8(1):7-18
2. Adams G. C., Jacobi W. R. 2016. Cytospora Canker of Hardwoods. Red: Bergdahl A. D., Hill A. Diseases of trees in the Great Plains 91-93
3. Adams G. C., Roux J., Wingfield M. J. 2006. Cytospora species (Ascomycota, Diaporthales, Valsaceae): introduced and native pathogens of trees in South Africa. Australasian Plant Pathology 35: 521-548
4. Adamska I. 2007. Species of anamorphic fungi rare and new for Poland. ACTA Mycologica 42 (1): 79-84
5. Adamska I. 2012. Interesting instance of ascomycota on Acorus, Phragmites and Typha. Phytopathologia 64: 19-27
6. Agan A., Drenkhan R., Adamson K., Tedersoo L., Solhemi H., Borja I., Mastikh I., Timmermann V., Nagy N. E., Hietala A. M. 2020. The Relationship between Fungal Diversity and Invasibility of a Foliar Niche—The Case of Ash Dieback. Journal of Fungi 6(3): 150
7. Aghdam Sh. A., Fotouhira Kh. B. 2016. New reports of endophytic fungi associated with cherry (*Prunus avium*) and sour cherry (*Prunus cerasus*) trees in Iran. Mycologia Iranica 3(2): 75-85
8. Alberts B., Hopkin K., Johnson A., Raff M., Roberts K., Walter P. 2019. Podstawy biologii komórki. Wydawnictwo Naukowe PWN: 1-372
9. Aldorsoro J.J, Aedo C., Navaro C. 2005. Phylogenetic and phytogeographical relationships in Maloideae (Rosaceae) based on morphological and anatomical characters. Blumea 50: 3-32
10. Aldorsoro J.J, Aedo C., Navaro C., Munoz Garmendia F. 1998. The Genus Sorbus (Maloideae, Rosaceae) in Europe and in North Africa: Morphological Analysis and Systematic. Systematic Botany 23 (2): 189-212
11. Alessandrini A. 1982. Some plants new for the flora of Emilia-Romagna (Northern Italy): (*Saxifraga callosa*), (*Sorbus chamaemespilus*), (*Epipogium aphyllum*): Journal of Plant Taxonomy and Geography 36: 197-202
12. Alexandrovskaya E. I., Alexandrovskiy A. L. 2000. History of the cultural layer in Moscow and accumulation of anthropogenic substances in it. Catena 41(1): 249-259

13. Anielska K. 2019. Rola terenów zieleni miejskiej w zrównoważonym rozwoju miasta na przykładzie Nowej Huty. Wydawnictwo Uniwersytetu Jagiellońskiego 45(1):59-76
14. Arenal F., Platas G., Martin J., Salazar O., Peláez F. 1999. Evaluation of different PCR-based DNA fingerprinting techniques for assessing the genetic variability of isolates of the fungus *Epicoccum nigrum*, *Journal of Applied Microbiology* 87: 898-906
15. Arias J., Rincón J. C., López A. M., Maruland M. L. 2019 Transcriptome assembly and expression analysis in *Colletotrichum gloeosporioides*-tolerant *Rubus glaucus* Benth. *Chilean Journal of Agricultural Research* 79(4): 565-575
16. Bąbelewski P. 2017. Ozdobne z natury: jarzab pospolity. *Szkółkarstwo*. 245(5): 31-32
17. Baniowska E., Jagieła K. 2000. Architektura ludowa. Tyłkowa D (ed) Podhale. Tradycja we współczesnej kulturze wsi. Instytut Archeologii i Etnologii PAN. Kraków. 71-214.
18. Baran S., Turski R. 1996. Degradacja, ochrona i rekultywacja gleb. Wyd. AR. Lublin 8-224
19. Barr M. E. 2009. A Nomenclator of Loculoascomycetous Fungi from the Pacific Northwest. *North American Fungi* 4(1):1-5
20. Barszcz A. 2004. Heavy Metals and macroelements in rowan (*Sorbus aucuparia* L.) fruit in different forest zones of the Babia Góra mt. *Acta Scientiarum Polonorum Silvarum Colendarum Ratio et Industria Lignaria* 3(2): 13-22
21. Bąk A. 2018. Zastosowanie metod wielowymiarowej analizy porównawczej do oceny stanu środowiska w województwie dolnośląskim. *Wiadomości Statystyczne* 1:7-20
22. Bedlan G. 2014. Erstnachweis von *Asteromella pruni-mahalebcomb. nov.* (Syn. *Phyllosticta pruni-mahaleb* Pass.) an *Prunus armeniaca*. *Journal für Kulturpflanzen* 66 (3): 90–94
23. Bednorz L. 2006. Morphological Variability of leaves of *Sorbus torminalis* (L.)Cranz. In Poland. *Dendrobiology* 57: 49-54
24. Bednorz L. 2007 Morphological variability of fruits and seeds of *Sorbus torminalis* in Poland. *Dendrobiology* 57: 3-14

25. Bednorz L. 2009. Jak chronić jarzęb brekinię (*Sorbus torminalis*) w polskich lasach? *Sylwan* 153(5): 354-360
26. Bednorz L. 2010. Jarzęb brekinia *Sorbus torminalis* (L.) Crantz w Polsce. Bogucki Wydawnictwo Naukowe. Poznań 9-119
27. Bednorz L. 2012. Pomnikowe jarzęby szwedzkie *Sorbus intermedia* w Polsce. *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 68 (5): 378-382
28. Bednorz L., Kaczmarek L. 2015. Jarzęb brekinia (*Sorbus torminalis*) na zrehabilitowanych terenach pogórnictwa Kopalni Wapienia Górażdże. *Stu. i Mat. CEPL w Rog.* 42 (1): 295-300
29. Bednorz L., Urbaniak A. 2005. Phenology of the wild service tree *Sorbus torminalis* (L.) Cranz. In Poland and Wielkopolski National Park. *Dendrobiology* 53:3-10
30. Bednorz L., Walkowiak R., Maciejewska-Rutkowska I., Moliński K. 2006. Seed variability of the Polish species of the genus *Sorbus* (Rosaceae). *Dendrobiology* 55: 3-9
31. Begemann H. 1969. *Lexikon der Nutzhölzer*. Verlag und Holzfachbuchdienst Emmi Kittel. Mering.
32. Belete T., Boyraz N. 2017. Critical Review on Apple Scab (*Venturia inaequalis*) Biology, Epidemiology, Economic Importance, Management and Defense Mechanisms to the Causal Agent. *Journal of Plant Physiology & Pathology* 5(2): 1-11
33. Berna E., Kampuse S., Straumite E. 2012. The suitability of different rowanberry cultivars for production of fruit marmalade. *Research for rural development* 1: 109-114
34. Berna E., Kampuse S., Straumite E., Mūrniece I. 2013. Evaluation of Rowanberry and Rowanberry-Pumpkin Sauces. *Proceedings of the Latvian academy of sciences* 67(4): 422-428
35. Bénaouf G., Parisi L. 2000. Genetics of Host-Pathogen Relationships Between *Venturia inaequalis* Races 6 and 7 and *Malus* Species. *Phytopathology Genetics and Resistance* 90 (3): 236-242
36. Bender J. 1995. Rekultywacja terenów pogórnictwa w Polsce. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych i Leśnych*. 418: 75-86

37. Bernacka A. 2015. Inwentaryzacja i wycena wdrożeń drzew w przestrzeni publicznej Kórnika w kontekście postulatów polityki ekologicznej Unii Europejskiej. *Studia i Prace WNEZI US* 42(2):11-20
38. Białobok S., Hellwig Z. 1995. *Drzewoznawstwo*. PWRiL. Warszawa 318-323
39. Białobok S., Hellwig Z. 1955. *Drzewoznawstwo*. PWRiL. Warszawa 312-328
40. Błaszczak M., Kosmala M., 2008. Społeczne znaczenie zieleni ulicznej i jej wpływ na ocenę możliwości użytkowania przestrzeni. *Nauka Przyr. Technol.* 2(4): 29
41. Bobiec A. 2016. Do czego służą badania na stałych powierzchniach w Białowieskim Parku Narodowym. *Leśne Prace Badawcze* 77(4):296-301
42. Bonga J.M., Aderkas P., Aderkas P. 1992. *In Vitro Culture of Trees*. Kluwer Academic Publisher. Netherlands 1-209
43. Borucka A., Mikosz B. 2012. Polskie poligony w aspekcie realizowania działań militarnych i rekultywacji terenów popoligonowych. *Leśne Prace Badawcze* 73(2): 159-165
44. Brożek S., Zwydak M., Lasota J., Różański W. 2011. Założenia metodyczne badań związków pomiędzy glebami, a zespołami roślinnymi w lasach. *Rocznik Gleboznawczy*: 62(4): 16-38.
45. Bowen J. K., Mesarich C. H., Bus V. G. M., Beresford R. M., Plummer K. M., Tempelton M. D. 2011. *Venturia inaequalis*: the causal agent of apple scab. *Molecular plant pathology* 12(2): 105-122
46. Bozetka B. 2008. Systemy zieleni miejskiej w Polsce - ewolucja i problemy kształtowania. *Problemy Ekologii Krajobrazu* 22:49-63
47. Bragard C., Dehnen-Schmutz K., Di Serio F., Gonthier P., Jacques M. A., Jaques Miret J. A., Justesen A. F., MacLeod A., Sven Magnusson C., Milonas P., Navas-Cortes J. A., Parnell S., Potting R., Reignault P. L., Thulke H. H., Van der Werf W., Yuen J., Zappala L., Vloutoglou I., Bottex B., Vicent Civera A. 2018. Pest categorisation of *Phyllosticta solitaria*. *EFSA Journal* 16(12):5510
48. Brandenburger W. 1985. *Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa*. Fischer. Stuttgart. New York.
49. Braun U. 2006. *Fungi selecti exsiccati ex Herbario Universitatis Halensis – nos. 31-70*. *Schlechtendalia* 14: 33-48

50. Braun U. 2019. Taxonomy and nomenclature of *Sphaeria aucupariae* (*Mycosphaerella aucupariae*, *Venturia aucupariae*)– a story of confusion and misinterpretation. *Schlechtendalia* 36: 61-69
51. Brągoszewska P., Gworek B., Dmuchowski W., Gozdowski D., Baszewska A. 2016. Zanieczyszczenie środowiska metalami ciężkimi (Zn, Pb, Cd, Cr) na terenie miasta Jaworzno (woj. śląskie). *Przemysł Chemiczny* 95(3):358-362
52. Browicz K. 1993. Jarzáb (Sorbus). *Słownik Botaniczny*. Red. Szwejkowscy A. J. Wiedza Powszechna. Warszawa 225-226
53. Bruszevska K., 2013, Tereny rolne w polskich miastach jako potencjał do kształtowania zielonej infrastruktury. *Problemy Ekologii Krajobrazu* 36:15-22
54. Bugała W. 1991. Drzewa i krzewy dla terenów zieleni. PWRiL. Warszawa 315-324
55. Bus V. G. M., Rikkerink E. H. A., Caffier V., Durel Ch. E., Plummer K. M. 2011. Revision of the Nomenclature of the Differential Host-Pathogen Interactions of *Venturia inaequalis* and *Malus*. *The Annual Review of Phytopathology* 49: 391-413
56. Campbell C. S., Evans R. C., Morgan D. R., Dickinson T. A., Arsenault M. P. 2007. Phylogeny of subtribe Pyrinae (formerly the Maloideae, Rosaceae): limited resolution of a complex evolutionary history. *Plant Systematics and Evolution*. 266: 119–145.
57. Campbell C.S., Greene C.W., Dickinson T.A. 1991. Reproductive Biology in Subfam. Maloideae (Rosaceae). *Systematic Botany* 16(2): 333-349
58. Castellano G. 2012. Il genere Sorbus (Rosaceae, Maloideae) subg. Ariain Sicilia. Università di Palermo. Dipartimento di Biologia Ambientale e Biodiversità. Palermo 1-238.
59. Cedro A. 2016. Dendrochronologiczna analiza jarzębu brekinii (*Sorbus torminalis* L.) w Polsce. ZAPOL Sobczyk Spółka Jawna. Szczecin 11-15
60. Challice J., Kovanda M. 1978. Flavonoids as markers of taxonomic relationship in the genus *Sorbus* in Europe. *Preslia* 50 305-320
61. Chalupa V. 1987. Effect of benzylaminopurine and thidiazuron on in vitro shoot proliferation of *Tilia cordata* Mill., *Sorbus aucuparia* L. and *Robinia pseudoacacia* L. *Biologia Plantarum* 29: 425-429
62. Chalupa V. 2002. In vitro propagation of mature trees of *Sorbus aucuparia* L. and field performance of micropropagated trees. *Journal of Forest Science* 48(12): 529-535

63. Chester M., Cowan R.S., Fay M.F., Rich T.C.G. 2007. Parentage of endemic *Sorbus* L. (Rosaceae) species in the British Isles: evidence from plastid DNA. *Biological Journal of the Linnean Society* 154: 291–304.
64. Chętnik A. 1936. Pożywienie Kurpiów. Jadło i napoje zwykłe, obrzędowe i głodowe. *Prace Komisji Etnograficznej* 16: 1-134
65. Chlebicki A. 2018. Workowce z klas Dothideomycetes, Leotiomyces i Sordariomycetes i ich stadia anamorficzne w zbiorowiskach roślinnych Babiogórskiego Parku Narodowego. Mołenko W., Holeska J. *Grzyby Babiej Góry. Grafpol. Wrocław: 85-106*
66. Christenhusz MJM, Fay MF, Byng JW. 2018. Plant Gateway's the Global Flora: a practical flora to vascular plant species of the world. GLOVAP Nomenclature Part 1. Bradford: Plant Gateway: 155
67. Cieślak J. 1978. Od abocato do żubrówki. Warszawa. 36-37
68. Courtenay E. 2017. Heilkräuter - Überliefertes Wissen für Hausapotheke und Küche. *ManKau*. 81-82
69. Cykalewicz M. 2013. Przewodnik po lokalnych tradycjach ogrodniczo-sadowniczych Puszczy Drawskiej. *Drawieński Park Narodowy. Warszawa. 100-101*
70. Danielewicz W., Holeksa J., Pawlarczyk P., Szwaagrzyk J. W: Herbich J. (red.). 2004. *Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 - podręcznik metodyczny. T. 5. Bory i Lasy. Warszawa. 5-312*
71. Dąbrowski P., Pawluśkiewicz B. 2011. Wpływ warstwy wierzchniej podłoża o różnej zawartości piasku na rozwój wybranych gazonowych odmian *Lolium perenne* L. *Przegląd Naukowy. Inżynieria i Kształtowanie Środowiska* 51(1): 27-35
72. Demina G. V., Prokhorenko N. B., Zakirov B. R. 2017. Phytosanitary State of Kazan Center Green Plantations. *INDO American Jurnal of Pharmaceutical Sciences* 4(9): 3090-3094
73. Deng C. H., Plummer K. M., Johnes D. A. B., Mesarich C. H., Shiller J., Taranto A. P., Robinson A. J., Kastner P., Hall N. E., Templeton M. D., Boewn J. K. 2017. Comparative analysis of the predicted secretomes of Rosaceae scab pathogens *Venturia inaequalis* and *V. pirina* reveals expanded effector families and putative determinants of host range. *BMC Genomics* 18 (339): 2-25

74. Dickinson A. 2017. Sex and Rosaceae apomicts. *Taxon* 67: 1093–1107
75. Dimke M., Bednorz L. 2004. Gatunki rodzaju jarzęb *Sorbus* L. w terenach zieleni centralnych dzielnic Poznania. *Rocznik Akademii Rolniczej w Poznaniu* 363: 53-60
76. Dłużewska J., Ślesak I., Kruk J. 2013. Molecular analysis of *Sorbus* Sp. from the Pieniny Mts. and its relation to other *Sorbus* Species. *Acta Biologica Cracoviensia. Series Botanica* 55(1): 86-92
77. Dobrowolska D. 2008. Odnowienia naturalne na powierzchniach uszkodzonych przez pożar w Nadleśnictwie Rudy Raciborskie. *Leśne Prace Badawcze* 69(3): 255–264
78. Dolińska T. M., Schollenberger M. 2012. *Cladosporium* species as hyperparasites of powdery mildew fungi. *ACTA Agraria Debreceniensis* 50: 24-28
79. Dong M., Zhou H., Jiang X., Lu Y., Wang W., Yin Y. 2017. Wood used in ancient timber architecture in Shanxi Province, China. *IAWA Journal* 38(2):182-200
80. Dreyer W., Dreyer E. M. 2019. *Der Kosmos Waldführer*. Kosmos. Stuttgart. 68-69
81. Düll R. 1959. Unsere Ebereschen und ihre Bastarde. *Die neue Brehm-Bücherei*. 226:1-122
82. Dudek J. Michalska A., Brol A. 2012. Wpływ widzialnego światła spolaryzowanego i koloroterpii na funkcjonowanie dzieci z niepełnosprawnością sprzężoną. Red. Boksy E., Michalska A. "Tacy jesteśmy" aktualne problem opieki diagnozy i terapii osób z niepełnosprawnościami sprzężonymi. Libron. Kraków: 103-116
83. Dudkiewicz M., Pudelska K., Parzymies M., Durlak W. 2018. Rola hortiterapii i bukieciarstwa w leczeniu dzieci i dorosłych. *Kosmos – problem nauk biologicznych* 67(4): 813–821
84. Đurković J., Kardošová M., Čaňová I., Lagaňa R., Priwitzer T., Chorvát D., Cicák A., Pichler V. 2012. Leaf traits in parental and hybrid species of *Sorbus* (Rosaceae). *American Journal of Botany* 99(9): 1489-1500
85. Ellis M.B., Ellis J.P. 1987. *Microfungi on Land Plants. An Identification Handbook*. Croom Helm. 1-868
86. Epstein E., Ludwig-Müller J. 1993. Indole-3-butyric acid in plants: occurrence, synthesis, metabolism and transport. *Physiologia Plantarum* 88(2): 382-389
87. Fan X. L., Bezerra J. D. P., Tian C. M., Crous P. W. 2020. *Cytospora* (Diaporthales) in China. *Persoonia* 45: 1-45

88. Feulner M., Weig A, Voss T., Schott L. F., Aas G. 2019. Central European polyploids of *Sorbus* subgenus *Aria* (Rosaceae) recurrently evolved from diploids of central and south-eastern Europe: evidence from microsatellite data. *Botanical Journal of the Linnean Society*. 191 (3) 315-324
89. Fiedoruk A. T. 1985. Opty introdukcji driewiestnych listwiennych restienij w Biełorusii. Izdat. Uniwersitietskoje. Minsk: 67-71
90. Fijałkowski J., Teresa A. 2017 Raportowanie zrównoważonego rozwoju miast a norma ISO 34120. *Prace naukowe Uniwersytetu Ekonomicznego we Wrocławiu* 478:174-184
91. Fitkowski Ł. 2011. Bukiety zielne święcone w dniu Matki Boskiej Zielnej w Sanockiem. *Etnobiologia Polska* 1:7-19
92. Fonder W. 2001. Ochrona zasobów genowych rodzinnych drzew i krzewów leśnych w Lasach Państwowych. *Biblioteczka Leśniczego* 221: 1-14
93. Fortuna-Antoszkiewicz B., Gawłowska A., Łukaszewicz J., Rosołon-Szeryńska E. 2012. Problemy rewaloryzacji i ochrony parków historycznych w centrum miasta na przykładzie ogrodu Krasieńskich w Warszawie. *Czasopismo Techniczne. Architektura* 19:145-166
94. Fox A. D., Kobro S., Lehtikoinen A., Lyngs P., Välsänen R. A. 2009. Northern Bullfinch *Pyrrhula pyrrhula* irruptive behavior linked to rowanberry *Sorbus acuparia*. *Abundance. Ornis Fenn* 86:51-60
95. Fronczak K. 2015. Magiczne drewno. Przyjazne dla środowiska, użyteczne dla człowieka. ORWL w Bedoniu. Warszawa. 49
96. Gabrielian E. 1976. On *Sorbus graeca* (Spach) Schauer found in Poland. *Fragmenta Floristica et Geobotanica* 22:427-434
97. Gabrielian E. 1978. The genus *Sorbus* in Western Asia and the Himalayas. *Ildatielstwo Akademii Nauk Armianskoj SRR*. Erwan 264
98. Galinka G., Bik A. 2012. The reclamation of post-mining areas of Lubuski Region (Poland) on example of Sieniawa Lignite Mine. *AGH Journal of Mining and Geoengineering* 36(1): 179-187
99. Gawęł A. 2009. Zwyczaje, obrzędy i wierzenia agrarne na Białostoczczyźnie od połowy XIX do początku XXI wieku. *Księgarnia Akademicka*. Kraków. 1-484

100. Ganzo J., Biroscikova M. 2008. In vitro clonal propagation of genetic resources of service tree (*Sorbus domestica* L.) growing in Slovak territory. The scientific journal for phytotechnics and zootechnics 7(4): 85-89
101. Gelvonauskis B., Gelvonauskienė D. 2003. Inheritance of resistance to powdery mildew and apple blotch in progenies of scab-resistant apple cultivars. Biologija 1: 73-76
102. Gerald-Wyżycki J. 1845. Zielnik Ekonomiczno - Techniczny. Drukiem Józefa Zawadzkiego. Wilno: 157-158
103. Gilewska M. 2010. Rekultywacja Leśna Terenów Pogórnich Konińskiego-Tureckiego zagłębia węgla Brunatnego. Zeszyty Naukowe 137(17):94-101
104. Gilewska M., Przybyła C. 2001. Wykorzystanie osadów ściekowych w rekultywacji składowisk popiołowych. Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych 477: 217-222
105. Girtler R., Bodingbauer E. 2018. Wilderer-Kochbuch. LIT Verlag GmbH&Co. KG. Wiedeń. 146-147
106. Gołąbek E., Sławiński J. 2010. Zdrowotność oraz zagrożenia drzew przyulicznych w centrum Opola. Inżynieria Ekologiczna 23: 7-13
107. Gołąbek E., Sławiński J., Jasińska O. 2014. Stan zdrowotności drzew i jakość siedlisk na terenie miasta Oświęcim. Inżynieria Ekologiczna 28: 181-190
108. Gomory D., Krajmerova D. 2008. Spatial structure of a natural mixed topodeme of subalpine *Sorbus taxa*. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 77(4): 305-311
109. González-Domínguez E., Armengol J., Rossi V. 2017. Biology and Epidemiology of *Venturia* Species Affecting Fruit Crops: A Review. Frontiers in Plant Science 8 (1496): 1-19
110. Gostyńska-Jakuszczyńska M. 1976. Atlas rozmieszczenia drzew i krzewów w Polsce. red. Białobok S., Czubański Z. Zakład Dendrologii i Arboretum Kórnickie PAN. Poznań: 13-16
111. Gostyńska-Jakuszczyńska M., Kruszelnicki J. 2014. W: Kaźmierczakowa R., Zarzycki K., Mirek Z. (red.). Polska Czerwona Księga Roślin. Paprotniki i rośliny kwiatowe. Wyd. III uaktualnione i rozszerzone. Inst. Ochr. Przyr PAN, Kraków. 270-272
112. Górską-Kłęk L., Adamczyk K., Sobiech K., 2009. Hortiterapia - metodą uzupełniającą w fizjoterapii. Fizjoterapia 17 (4): 71 -77.

113. Grabowska M. 2002. Badania nad grzybami zasiedlającymi rozdrobnione pędy jabłoni pozostawione w sadzie po cięciu. *Acta Agrobotanica* 55(1): 79-87
114. Greinert H. 1995. Wpływ podwyższonego poziomu NPK na efektywność leśnej rekultywacji zwałowisk po kopalni węgla brunatnego. *Zesz. Probl. Post. Nauk Rol.* 418: 636-642.
115. Griesmeir W. 1991. Agroforstwirtschaft in Mitteleuropa. In großen Zeiträumen denken. *Zeitschrift Garten Organisch* 3(5): 23-26.
116. Grzyb J., Frączek K. 2016. Bakteriologiczne zanieczyszczenie powietrza w korytarzach powierających Krakowa. *Proceedings of ECOpole* 10(1):147-154
117. Grzywacz A. 2015. Gatunkowa różnorodność biologiczna grzybów terenów leśnych. *Studia i Materiały CEPL w Rogowie* 44(3):239-253
118. Guluzar K., Fa-Qi Z., Qing-Bo G., Peng-Cheng F., Rui X., Jiu-Li W., Hai-Rui L., Shi-Long C. 2016. Phelogenetic Reconstruction between the old and new world spiroides inferred from plastid TRNL-F and NRDNA ITS sequences. *Pak. J. Bot.* 48 (6) 2399-2407
119. Haeupler H., Muer T., 2007. *Bildatlas der Farn und Blütenpflanzen Deutschlands.* Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart: 287
120. Hamiyet S. K., Keskin H., Süleyman K., Akbulut T. 2009. Laminated veneer lumber from Rowan (*Sorbus aucuparia* Lipsky). *African Jurnal of Agricultural Research* 4(10): 1101-1105
121. Hao Ch. D., Noi J. H., Feng L. X., Rong. D. A. 2019. Identification of pathogen of *Cytospora* canker of *Sorbus*. *Journal of Northeast Forestry University* 47(1): 83-87
122. Hegi G. 1956. *Illustrete Flora von Mitteleuropa.* T. IV Lehmanns Verlag. München. 705-717
123. Herbichowa M., Herbich J. (red.). 2004. *Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny.* T. III Wilgotne wrzosowiska z wrzoścem bagiennym *Erica tetra lix*. Warszawa. 54-184
124. Hermanowicz-Nowak K. 2000. *Strój ludowy.* Tyłkowa D (ed) Podhale. Tradycja we współczesnej kulturze wsi. Instytut Archeologii i Etnologii PAN. Kraków. 245-300
125. Hulicka A. 2015 *Miasto zielone – miasto zrównoważone. Sposoby kształtowania miejskich terenów zieleni w nawiązaniu do idei Green City.* Wydawnictwo Uniwersytetu Jagiellońskiego 141:73-85

126. Huseyn E. S., Selcuk F., Churakov B. P., Kornilin K. E., Romanova T. A. 2016. Microfungi on forest trees and shrubs of Duzce province (Turkey) and Ulyanovsk region (Russia). *Mikologiya i Fitopatologiya* 50(1): 35-42
127. Iżewska A., Chudecka J., Tomaszewicz T., Wróbel M. Zawartość makro- i mikroskładników w glebach poboczy dróg śródleśnych w okresie jesiennym. *Inżynieria Środowiska* 143(23): 44-50
128. Jagiełło M. 1979. Listy o "stylu zakopiańskim" 1892-1912. Wokół Stanisława Witkiewicza. Wydawnictwo Literackie. Kraków. 5-20
129. Jagodziński A. M., Jarosiewicz G., Karolewski P., Oleksyn J. 2012. Zawartość węgla w biomacie pospolitych gatunków krzewów podszycia leśnego. *Sylwan* 156(9): 650-662
130. Jakubus M. 2006. Ocena przydatności osadów ściekowych w nawożeniu roślin. *Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie* 6(2): 87-97
131. Jakun A. 1993. Znaczenie apomiksji w ewolucji rodzaju *Sorbus* (Rosaceae). *Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica* 38, 2: 627-686
132. Janda K., Kasprzak M., Jolanta W. 2015. Witamina C – budowa, właściwości, funkcje i występowanie. *Pom J Life Sic* 61(4):419-425
133. Jankowiak Ł., Polakowski M., Kułakowski T., Świętochowski P., Tumiel T., Broniszewska M. 2013. Zmiany liczebności wybranych gatunków ptaków w okresie pozalęgowym w centralnej części Niziny Północnopodlaskiej w latach 200-2011. *Ornis Polonica* 54:77-95
134. Jankowska-Wroblewska S., Meyza K., Sztupecka E., Kubera L., Burczyk J. 2016. Clonal structure and high genetic diversity at peripheral populations of *Sorbus torminalis* (L.) Crantz. *Biogeosciences and Forestry* 9(6): 892-900
135. Janowski B. 1976. Wyniki badań nad rekultywacją składowisk szlamów i popiołów kombinatu Huty im. Lenina, Zesz. Nauk. AR w Krakowie. *Melioracje* 116 (8): 17-36.
136. Jaroszewska A., Podsiadło C., Kowalewska R. 2015. Wpływ warunków wodnych na zawartość makro- i mikroskładników w liściach drzew pestkowych cz. I. śliwa odm. 'Ameres' i 'Cacańska Rana' *Infrastruktura i Ekologia Terenów Wiejskich* 2(1): 335-347
137. Jaszczak R. 1999. Historia monitoringu kondycji lasów w Polsce. *Sylwan* 143(2): 5-25.
138. Jaszczak R., Magnuski K. 2010. *Urządzanie lasu*. Wyd. UP Poznań 316-326.

139. Jawgiel K., Łukaszewicz J. 2017. Wpływ zmian powierzchni zieleni miejskiej w Poznaniu na parametr CN metody SCS i współczynnik spływu powierzchniowego. WPTPN. Seria A - Geografia Fizyczna 68:9-18
140. Jaworski A. 2011. Hodowla Lasu. T. 1. Sposoby zagospodarowania, odnawianie lasu, przebudowa i przemiana drzewostanów. PWRiL Warszawa 5-662
141. Jaworski A., Kornik S. 2011. Brzoza brodawkowata (*Betula pendula* Roth.) Jako gatunek przedplonowy po rozpadzie monokultur świerkowych w Beskidzie Śląskim. ACTA Agraria et silvestria. Series Silvestris 49:3-22
142. Jiang N., Yang Q., Fan X. L. Tian Ch. M. 2020. Identification of six *Cytospora* species on Chinese chestnut in China. MycoKeys 62:1-5
143. Johnson O. 2009. Collins Tree Guide. MULTICO. Warszawa. 292-304
144. Juhássová G., Ivanová H. 2001. Importance of the Fungus *Cytospora rubesciens* Fr. in Relation to Dieback of *Sorbus aucuparia* L. Plant Protection Science 2001 37(1): 5-9
145. Kačániová M., Fikselová M. 2007. Mycological flora on tree fruits, crust, leaves and pollen *Sorbus domestica* L. Ann Agric Environ Med 14:229-232
146. Kačániová M., Pavličová S., Haščík P., Kociubinski G., Kňázovická V., Sudzina M., Sudzinová J., Fikselová. 2009. Microbial communities in bees, pollen and honey from Slovakia. Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica 56(3): 285-295
147. Kacprzak M., Bruchal M. 2011. Procesy rekultywacji terenów pogórnich na przykładzie Kopalni Wapienia Górażdże. Inż. Ochr. Środ. 14 (1): 49-58
148. Kalda G., Skuba E. 2016. Analiza zanieczyszczeń wód powierzchniowych odpadami zakładów przemysłowych na terenie województwa podkarpackiego. Czasopismo Inżynierii Lądowej, Środowiska i Architektury. 63(4):255-268
149. Kalisz S., Cendrowska A., Klos A. 2019. Zmiany wybranych wyróżników jakości dżemów jarzębinowych w trakcie ich przechowywania. Przemysł Fermentacyjny i Owocowo-Warzywny 63(7):6-8
150. Kamhawy M. A. M. 2006. Host Range and Control of *Phyllosticta* sp. the Cause of Banana Leaf Spot and Blight. Egypt Jurnal Phytopathology 34(2): 1-15
151. Kasper-Parkosz R. 2017. Etnobiologiczna charakterystyka roślin i grzybów na targach Polski Południowo-wschodniej ze szczególnym uwzględnieniem gatunków dziko rosnących. Rzeszów: 1-114

152. Kasprzyk P. 2009. Kierunki rekultywacji w górnictwie odkrywkowym. *Probl. Ekol. Kraj.* 24: 7-15
153. Kausch-Blecken von Schmeling W. 1994. *Die Elsbeere*. Eigenverlag. Bovenden: 9-258
154. Khalil M. N. A., Beuerle T., Müller A., Ernst L., Bhavanam V. B. R., Liu B., Beerhues L. 2013. Biosynthesis of the biphenyl phytoalexin aucuparin in *Sorbus aucuparia* cell cultures treated with *Venturia inaequalis*. *Phytochemistry* 96: 101-109
155. Khan S., Kazim H. M., Inamullah F., Afaq S., Farhad Z. M., Ferheen S., Ismail S. 2019. Genus *Sorbus* L.: a phytochemical review. *International Journal of Biology and Biotechnology* 16(1): 2011-220
156. Khadr A., Wang G. L., Wang Y. H., Zhang R. R., Wang X. R., Xu Z. Sh., Tian Y. S., Xiong A. Sh. 2020. Effects of auxin (indole-3-butyric acid) on growth characteristics, lignification, and expression profiles of genes involved in lignin biosynthesis in carrot taproot. *Plant Biology* 10492:1-17
157. Kim J. H., Oh J. I., Lee J., Kwon E. E. 2019. Valorization of sewage sludge via a pyrolytic platform using carbon dioxide as a reactive gas medium. *Energy* 179: 163-172
158. Kim S. H., Chung H. G., Jang Y.S., Han J. G. 2006. Flowering Characteristics and genetic relationships analysis of honey plants, the genus *Sorbus*. *Korean Journal of Apiculture* 21(1):1-6
159. Kim Y. K. 2018 Flower Morphological Characteristics and Classification of Selected Population of *Sorbus alnifolia* (Siebold and Zucc.) K. Koch. *Korean Journal of Apiculture* 33:157-163
160. Klein A., Bockhorn O., Mayer K., Grabner M. 2016. Central European wood species: characterization using old knowledge. *Jurnal Wood Science* 62:194-202
161. Kłopotowski M. 2016. Klasyfikacja i zadania terenów zieleni we współczesnym mieście. *TEKA* 4: 7-22
162. Köhler P. 1996. Rośliny poświęcone kultowi Maryi w zielniku Seweryna Udzieli. Kult Matki Bożej w polskiej kulturze ludowej. Muzeum Etnograficzne im. Kraków Seweryna Udzieli w Krakowie, Polskie Towarzystwo Ludoznawcze, oddział w Krakowie. 138-149

163. Kocki W., Kwiatkowski B. 2017. Sensory gardens – healing spaces and healthcare – designing and plant selection. *Teka Komisji Architektury, Urbanistyki i Studiów Krajobrazowych*, 13(2): 53-58
164. Kolganikhina G. B., Sokolova. E. S. 2012. The most important fungal diseases of trees and shrubs in recent plantings of Moscow and Moscow suburbs. *Forestry ideas* 18(43): 97-103
165. Komarnickij N. A., Kubriaszow Ł. W., Uranow A. A. 1962. *Sistematika rastenij. Gassudar. Uczebno-Pedagogicz Izdat. Minist Prosw. RSFSR, Moskwa* 431-435
166. Konowałowa I. 1954. Rod. 16 Rabina – Sorbus L. in *Dieriewja i kustarniki SSSR. vol. III. W. L. Komarow. Izdat. Akademii Nauk SSSR. Leningrad*: 458-467
167. Kostuch R., Twardy S. 2006. Roślinność zasiedlająca Hutnicze wysypiska wielkopiecowe Nowej Huty. *Zesz. Nauk. Uniw. Przyr. we Wro. Rolnictwo* 545: 148-157
168. Korwel-Lejkowska B., Czachoński J. 2017. Stan, znaczenie i zagrożenia terenów zieleni w metropolii i jej otoczeniu. *Metropolitan Przegląd Naukowy* 2(8): 61-69
169. Kotlarski S., Michalak M., Chmierlarz P. 2019. Klonowanie najstarszych dębów pomnikowych rosnących w Polsce z wykorzystaniem metody *in vitro*. *Rocznik Polskiego Towarzystwa Dendrologicznego* 67: 53-60
170. Kowalik A., 2004. *Kosmologia dawnych Słowian. NOMOS. Kraków*. 213
171. Kramek A. 2017. Bezpieczeństwo ekologiczne obszarów zurbanizowanych. *Przegląd Prawno – Ekonomiczny* 39(2):2017
172. Kratschmer S., Petrović B., Curto M., Meimberg H. 2019. Pollen availability for the Horned mason bee (*Osmia cornuta*) in regions of different land use and landscape structures. *Ecological Entomology* 45(3):525-537
173. Kremer B. P. 1995. *Drzewa i krzewy. Oficyna Wyd. MULTICO. Warszawa*: 108
174. Krężel J., Frąk W., Bąbelewski P., Czaplicka-Pędzich M., Gudarowska E., Cegiłka S. 2017. Miododajne i przyjazne pszczołom gatunki drzew i krzewów w ogrodach strefy miejskiej i podmiejskiej. Wybrane aspekty ochrony owadów zapylających i pszczelarstwa. *Górnołużyckie Stowarzyszenie Pszczelarzy. Zgorzelec* 30-39
175. Królak E., Piskorz B., Kotkowska E. 2017. Wpływ dodatku liści brzozy brodawkowatej, robinii akacjowej i jarzęba pospolitego na zmiany właściwości rekultywowanych po pożarze gleb leśnych w dwóch typach siedlisk. *Ecological Engineering* 18(1): 159-165

176. Krüssmann G. 1978. Handbuch der Laubgehölze. 2. Aufl., Bd.. III., Pru-Z.Verglag Paul Perey, Berlin und Hamburg 343-354
177. Krzysik F. 1968. Drewno jako materiał w zabytkach. Ochrona Zabytków 1 (80): 11-17
178. Krzysik F. 1975. Nauka o drewnie. PWN. Warszaw. 56-102
179. Kuchcik M., Milewski P. 2018 Zanieczyszczenie powietrza w Polsce – stan, przyczyny i skutki. Studia KPZK 182(2):341-364
180. Kujawa K., Orczewska A., Kras M., Kujawa A., Nyka M., Bohdan A. 2017. Znaczenie drzew i krzewów na terenach nieleśnych Czy wolno nam liberalizować zasady wycinki drzew i krzewów. Instytut Środowiska Rolniczego i Leśnego PAN. Poznań. 1-24
181. Kujawska M., Łuczaj Ł., Sosnowska J., Klepacki P. (red.) 2016. Słownik Adama Fischera. Tom XXXVII Rośliny w wierzeniach i zwyczajach ludowych. Polskie Towarzystwo Ludownicze. Wrocław. 167-168
182. Kumachova T., Beloshapkina O., Voronkov A. 2019. The Maloideae (Rosaceae) Structural and Functional Features Determining Passive Immunity to Mycosis. Asian Journal of Research in Botany. 2 (1): 1-13
183. Kurtto A., Sennikov A., Lampinen R., eds. 2018. Atlas Florae Europaeae. Distribution of vascular plants in Europe. 17. Rosaceae (Sorbus s. lato). Helsinki: The Committee for Mapping the Flora of Europe & Societas Biologica Fennica Vanamo.
184. Kurzelnigg H. 1995. Sorbus. Illustrierte Flora von Mitteleuropa. Blackwell. Berlin 328-385
185. Kusiak W., Juszcak R. 2009. Propedeutyka Leśnictwa. Wyd. UP. Poznań 13-22
186. Kusza G., Płużyński M. 2004. Stan zachowania gatunków drzew rosnących na zrehabilitowanych powierzchniach wyrobisk śląskich zakładów przemysłu wapienniczego Opolwap S.A. Zesz. Nauk. Uniw. Ziel. 131: 219-229.
187. Kwiatkowski W., Matowicka B. 2017. Stan ochrony środowiska przyrodniczego Białegostoku [w: Problemy planowania przestrzennego. Polskie forum urbanistów 2012-2016] Red. Banaszuk P., Tokajuka J. Oficyna Wydawnicza Politechniki Białostockiej. Białystok 47-58
188. Labuda R., Krivánek L.L. Tančinová D., Mátéová S., Hrubcová S. 2005. Mycological survey of ripped service tree fruits (*Sorbus domestica* L.) with

- an emphasis on toxinogenic fungi. *International Journal of Food Microbiology* 99(2): 215-223
189. Lasota J., Błońska E., Waniec T., Zwydak M. 2014. Wymagania troficzne wybranych gatunków krzewiastych występujących w lasach. *Leśne Prace Badawcze*, 75(2), 181–191.
 190. Latkowski M. J., Miernik M. 2012. Ogrody terapeutyczne – miejsca biernej i czynnej „zielonej terapii”. *Czasopismo Techniczne Architektura*. 109(8A): 245-251
 191. Le Cam B., Sargent D., Gouzy J., Amselem J., Bellanger M. N., Bouchez O., Bown S., Caffier V., De Gracia M., Debuch R., Duvaux L., Peyen T., Sannier M., Shiller J., Collemare J., Lemaire Ch. 2019. Population Genome Sequencing of the Scab Fungal Species *Venturia inaequalis*, *Venturia pirina*, *Venturia aucupariae* and *Venturia asperata*. *Genes Genomes Genetics* 9: 2405-2414
 192. Leder B., Hillebrand K. 1997. Vom Keltenbaum zum Frunierstamm. *Allgemeine Forst Zeithschrift* 52. 10: 516-519
 193. Leniarek M. K. 2015. Rewitalizacja parków zdrojowych zagrożeniem dla sfery materialnej i naczyniowej miejscowości uzdrowiskowych na przykładzie uzdrowiska ziemi kłodzkiej. *Przestrzeń Urbanistyka Architektura* 1:73-89
 194. Lepší M., Koutecký P., Nosková J., Lepší P., Urfus T., Rich T. 2019. Versatility of reproductive modes and ploidy level interactions in *Sorbus s.l.* (Malinae, Rosaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society* 191 (4): 502-522
 195. Lepší M., Lepší P., Vít P. 2013 *Sorbus quernea*: taxonomic confusion caused by the naturalization of an alien species, *Sorbus mougeotii*. *Preslia* 85: 159–178
 196. Levin J., Fay M.F., Pellicer J., Hedren M. 2018. Multiple independent origins of intermediate species between *Sorbus aucuparia* and *S. hybrida* (Rosaceae) in the Baltic region. *Nordic Journal of Botany* 36(12): 4-18
 197. Linnaeus C. 1753. *Sp. PL.*: 477, *Gen. Pl. Ed. 5*:213, emend. Crantz 1769, *Strip. Austr.* 2:83
 198. Li M., Ohi-Toma T., Gao Y-D., Xu B., Zhu Z-M., Ju W-B., Gao X-F. 2017. Molecular phylogenetics and historical biogeography of *Sorbus sensu stricto* (Rosaceae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 111: 76–86
 199. Ludwig-Müller J. 2000. Indole-3-butyric acid in plant growth and development. *Plant Growth Regulation* 32: 219–230

200. Lopes M. C., Martins V. C. 2006. Notes on a plant parasite fungus in Portugal: *Gymnosporangium cornutum*. *Revista Iberoamericana de Micología* 23(3): 192-193
201. Löser F., Löser E. 2015. Die Eberesche (Vogelbeere): Wissenswertes – Verwendung – Rezepte. Verlag Rockstuhl. Berlin. 1-53
202. Łapińska H., Łapińska J. 2019. Ogród sensoryczny jako miejsce afektywnej współegzystencji podmiotów ludzkich i nie-ludzkich w mieście. *Wydawnictwo Uniwersytetu Jagiellońskiego* 17: 492-508
203. Łuczaj Ł. 2008. Archival data on wild food plants eaten in Poland in 1948. *Jurnal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 4:4
204. Łuczaj Ł. 2013. Rośliny Święcone w bukietach w dniu Matki Boskiej Zielnej w cerkwiach prawosławnych na przedpolu Puszczy Białowieskiej. *Etnobiologia Polska*. 3: 55-62
205. Maciejewska A., Ulanicka M. 2017. Wybrane aspekty społeczne w środowiskowe procesu rewitalizacji obszarów przemysłowych. *Komitet Przestrzennego Zagospodarowania Kraju Polskiej Akademii Nauk* 266:93-104
206. Mackoś-Iwaszko E., Lubiarz M. 2015. Motywy roślinne w ornamentyce ludowej Skalnego Podhala. *Etnobiologia Polska*. 5: 27-40
207. Magyar D. 2008. The tree bark: a natural spore trap. *Aspects of Applied Biology* 89: 7-16
208. Malá J., Máchová P., Cvrčková H., Karady M., Novák O., Mikulík J., Hauserová E., Greplová J., Strnad M., Doležal K. 2009. Micropropagation of Wild Service Tree (*Sorbus torminalis* [L.] Crantz): The Regulative Role of Different Aromatic Cytokinins During Organogenesis. *Journal of Plant Growth Regulation* 28: 341
209. Marcelino J. A. P. 2007. Epizootiology and Phylogenetics of Entomopathogenic Fungi Associated with *Fiorinia externa*ferris (Hemiptera: Diaspididae) in the Northeastern USA. *Graduate College Dissertations and Theses* 1-197
210. Marszałek E., Scelina M. 2015. Krzewmy krzewy. ORWLP. Bedoń 43-48
211. Martínez-Morales L. J., Soto-Urzúa L., Baca B. E., Sánchez-Ahédo J. A. 2003. Indole-3-butyric acid (IBA) production in culture medium by wild strain *Azospirillum brasilense*. *FEMS Microbiology Letters* 228(2): 167-173
212. Matlakowski W. 1901. Zdobienie i sprzęt ludu polskiego na Podhalu. Druk P. Laskauera i W. Babickiego,. Warszawa. 1- 172

213. Mayer, N., Klump, R.Th. (Hrsg.). 2013. Elsbeere in Österreich. Eigenverlag, Verein zur Erhaltung, Pflege und Vermarktung der Elsbeere-Genussregion Wiesenwienerwald Elsbeere. Michelbach:1-384
214. McAllister H. 2005. The genus Sorbus mountain ash and other rowans. The Royal Botani Gardens, Kew 6-240
215. Medrzak K., Medrzak W. 2012. Rośliny do zadań specjalnych. Drzewa i krzewy. Przyroda Polska 11:24-25
216. Meints T., Teischinger A., Stingl R., Hansmann C. 2016. Wood colour of central European wood species: CIELAB characterisation and colour intensification. European Journal of Wood and Wood Products 75: 499-509
217. Meng L., Ohi-Toma T., Yun-Dong G., Xu B., Zhang-Ming Z., Wen-Bin J., Xin-Fen G. 2017. Molecular phylogenetics and historical biogeography of *Sorbus sensu stricto* (Rosaceae). Molecular Phylogenetics and Evolution. 111: 76-86
218. Meng L., Xin-Fen G., Jing T., Wen-Bin J. 2020. *Sorbus gongshanensis* (Rosaceae), a new species from the Hengduan Mountains, China. Phyto Keys 144: 1–9
219. Meszaros T., Jozan Z. 2018. Pollinators of *Pulsatilla grandis* wender. In southern bakony (Hungary). Applied ecology and environmental research 16(5):7045-7062
220. Meusel H., Jager E., Weinert E. 1965. Vergleichende Chronologie der zentealeudones T. II. Red. Cullen J., Alexander J. C., Brady A. Cembridge University Press: 413-420
221. Mihál I. 2011. Occurrence of fungi of the genus *Nectria* s.l. (Ascomycota, Hypocreales, Bionectriaceae, Nectriaceae) in Slovakia. Folia Oecologica 38(1): 80-88
222. Milewski W. 2016. Czas Drewna. Centrum Informacji Lasów Państwowych. Warszawa. 38-39
223. Mowszowicz J. 1986. Zarys systematyki roślin. PWN. Warszawa
224. Mróz W., Perzanowska J. ,W: Herbich J. (red.). 2004. Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 - podręcznik metodyczny T. 4. Ściany, piargi, rumowiska skalne i jaskinie ,Warszawa. 57-72
225. Muras P. 2016. Standardy zakładania i pielęgnacji podstawowych rodzajów terenów zieleni w Krakowie na lata 2017-2030 Plan rewitalizacji miasta Krakowa. Aneks III. Kraków 4-52

226. Murawski A. 1999. Wpływ różnych form nawożenia azotowego i azotowo-siarkowego na pierwotne reakcje fotosyntezy i wskaźniki biometryczne młodych roślin rzepaku ozimego. *Rośliny Oleiste* 20: 131-142
227. Murashige T., Skoog F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tissue culture. *Physiology Plantarum*. 43: 473-495
228. Murphy-Hiscock A., Zerbst M. 2019. *Grüne Magie: Heilende Kräuter, Pflanzen, Tränke und Öle*. Monachium. 43-46
229. Musiał K. 2018. Oblicza przyrody w wyobrażeniach dawnych Słowian. *Rozprawy społeczne*. 12(4): 15-21
230. Muzykiewicz A., Zielonka-Brzezicka J., Klimowicz A. 2018. Aktywność przeciwutleniająca ekstraktów z wybranych roślin należących do rodziny Rosaceae. *Postępy Fitoterapii* 19(3):149-156
231. Muzykiewicz A., Zielonka-Brzezicka J., Klimowicz A., Florkowska K. 2017. Jarzab pospolity (*Sorbus acuparia* L.) jako źródło składników o potencjalnym działaniu antyoksydacyjnym – porównanie właściwości przeciwutleniających ekstraktów z liści, kwiatów i owoców. *Problemy Higieny i Epidemiologii* 98(2):125-132
232. Nelson-Jones E. B., Briggs D., Smith A.G. 2002. The origin of intermediate species of genus *Sorbus*. *Theoretical and Applied Genetics* 105: 953–963
233. Nieto-López E. H., Everhart S. E., Ayala-Escobar V., Comacho-Tapia M., Lima N. B., Nieto-Angel R., Tovar-Pedraz M. 2018 First Report of *Colletotrichum gloeosporioides* Causing Anthracnose of Tejocote (*Crataegus gracilior*) Fruits in Mexico. *The American Phytopathological Society Plant Disease* 102(9):1855
234. Niewiadomski A. 2013. Struktura i znaczenie terenów zieleni w Łodzi na tle dużych ośrodków miejskich w Polsce. *ACTA Universitatis Lodzianensis. Folia Geographica Physica* 12:33-47
235. Norphanphoun C., Raspé O., Jeewon R., Wen T. Ch., Hyde K. D. 2018. Morphological and phylogenetic characterisation of novel *Cytospora* species associated with mangroves. *MycKeys* 38: 93-120
236. Nowak-Rzasa M., 2009. Współczesne funkcje parków miejskich w aspekcie oczekiwań społecznych. *Nauka Przyr. Technol.* 3(1): 11
237. Obmiński Z. 1977. *Ekologia lasu*. PWN. Warszawa 1-480
238. Ochmian I., Dobrowolska A., Strzelecki R., Kozos K. 2013. Porównanie jakości owoców trzech odmian porzeczki czarnej (*Ribes nigrum* L.) w zależności od ich

- wielkości. *Folia Pomeranae Universitatis Technologiae Stetinensis. Agricultura, Alimentaria, Piscaria et Zootechnica* 26: 97-106
239. Odell S. 1972. The Identification of Wood Used in the Construction of 17th and 18th Century Keyboard Instruments. *American Institute for Conservation* 12(2): 58-61
240. Oględzka E. 2010. Prawne aspekty planowania terenów zieleni w miastach. *Studia Miejskie* 2: 267-283
241. Oklejewicz K., Łuczaj Ł. 2015. Rośliny Świączone kościołach w dniu Matki Boskiej Zielnej na południowych przedmieściach Rzeszowa ze Szczególnym uwzględnieniem dysfanii Schradera (*Dysphania schraderiana* (Schilt.) Mosyakin & Clemants). *Etnobiologia Polska* 5:15-26
242. Olczyk M., Geszprych A. 2017. Rośliny jadalne i lecznicze z rodzaju *Sorbus* L. *Postępy fitoterapii* 18(4): 278-285
243. Olszewska A., Kolodziejczyk-Czepas J., Rutkowska M., Magiera A., Michel P., Rejman M., Nowak P., Owczarek A. 2019. The Effect of Standardised Flower Extracts of *Sorbus aucuparia* L. on Proinflammatory Enzymes, Multiple Oxidants, and Oxidative/Nitrative Damage of Human Plasma Components In Vitro. *Hindawi* 10: 1-18
244. Olszewska M., Presler A., Michel P. 2012. Profiling of Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of Dry Extracts from the Selected *Sorbus* Species. *Molecules*. 17: 3093-3113
245. Orlikowski B., Duda B., Oszako T. 2004. Występowanie *Phytophthora cactorum* na jarząbie zwyczajnym (*Sorbus aucuparia*). *Sylwan* 148(4):67-72
246. Özkan K., Mert A., Şentürk Ö. 2011. Estimation of Potential Distribution of Non-Wood Trading Species Richness using Classification and Regression Tree Technique: A Case Study from the Lakes District, Turkey. *International Non-Wood Forest Products Symposium* 2:337-346
247. Pacyniak C. 1991. Wprowadzajmy do lasów jarząb-brekinie. *Las Polski* 6: 10-11
248. Pacyniak C., Surmiński J., 1971. Drewno ważniejszych jarzębów rosnących w Polsce. *Rocznik Dendrologiczny* 25:153-160
249. Paganova V. 2008. Ecological requirements of wild service tree (*Sorbus torminalis* (L.) Crantz.) and service tree (*Sorbus domestica* L.) in relation with their utilization in forestry and landscape. *Jurnal For Sci* 54(5):216-226

250. Pan M., Zhu H., Bonthond G., Tian Ch. Fan X. 2020. High Diversity of *Cytospora* Associated With Canker and Dieback of Rosaceae in China, With 10 New Species Described. *Frontiers in Plant Science*. 11(690):1-20
251. Parzymies M., Pudelska K., Dudkiewicz M. 2015. Ogrody dla osób cierpiących na zaburzenia pamięci. Red. Wdowiak A., Tucki A. *Aspekty środowiskowo-rekreacyjne i prawne zdrowia człowieka*. Print Group. Włodawa: 74-82
252. Paulsen T. R., Högestedt G. Passage through Bird Guts Increases Germination Rate and Seedling Growth in *Sorbus aucuparia*. *British Ecological Society* 16(5):608-616
253. Pawłowicz J. A. 2016. Społeczne i krajobrazowe funkcje lasów miejskich na terenach zurbanizowanych. *Przestrzeń Urbanistyka Architektura* 2: 45-57
254. Pawłowska K. 2018. Ogród sensoryczny. *Prace Komisji Krajobrazu Kulturowego* 11: 143-152
255. Pawłowska S., Pawłowski B. 1970. O kilku roślinach w polskiej części Karpat dotąd nie znanych lub niepewnych. *Fragmenta Floristica et Geobotanica* 16: 295-305
256. Phipps J. B., Robertson K. R., Rohrer J. R., Smith P. G. 1991. Origins and evolution of subfamily Maloideae (Rosaceae). *Systematic Botany* 16: 303-332
257. Phipps J. B., Robertson K. R., Smith P. G., Rohrer J. R., 1990 A checklist of the subfamily Maloideae (Rosaceae). *Canadian Journal of Botany* 68: 2209-2269
258. Piagnani C. M., Bassi D. 2006. *Sorbus domestica* and *Sorbus torminalis*: noble hardwoods to be exploited [Lombardy]. *Italus Hortus* 13(2): 127-131
259. Piagnani C. M., Bassi D., Pinnavaia S. 2002. Effect of medium strength and IBA concentration of culture medium on in vitro rooting of *Sorbus domestica* and *S. torminalis*. *Italus Hortus* 9(3):76-77
260. Pias B., Guitian P. 2006. Breeding system and pollen limitation in the masting tree *Sorbus aucuparia* L. (Rosaceae) in the NW Iberian Peninsula. *Acta Oecologica* 29(1):97-103
261. Pieroni A., Price L. 2006. *Eating and Healing: Traditional Food As Medicine*. Food Products Press. New York. 112-136
262. Pietrzykowski M., Krzaklewski W. 2005. Rozwój metod rekultywacji leśnej w górnictwie piasków podsadzkowych. *Materiały Sympozjum Warsztaty Górnicze z cyklu „Zagrożenia naturalne w górnictwie”*. PAN IGSMiE. Kraków 469-479

263. Pietrzykowski M., Woś B., Pająk M., Likus-Cieślik J. 2017. Ocena żywotności drzew oraz biomasy i morfologii systemów korzeniowych sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.) wzrastającej na zrehabilitowanym składowisku odpadów po flotacji rud cynku i ołowiu. *Leśne Prace Badawcze* 78(4):323-331
264. Pietzarka U., Lehmann M., Roloff A. 2009: *Sorbus torminalis*. Enzyklopädie der Holzgewächse, Handbuch und Atlas der Dendrologie. Wiley-VCH. Weinheim 49(6):1-16
265. Podbielkowski Z. 1995a Fitogeografia części świata Ameryka Australia Oceania Antarktyda. Wydawnictwo Naukowe PWN. Warszawa
266. Podbielkowski Z. 1995b Fitogeografia części świata Europa Azja Afryka. Wydawnictwo Naukowe PWN. Warszawa
267. Popov A. 1990. Geographical variation in *Sorbus aucuparia* L. *Rastitel'nye Resursy*. 26(2): 145-150
268. Potter D., Eriksson T., Evans, R. C., Smedmark J. E. E., Morgan. D. R., Kerr M., Robertson K. R., Arsenault M., Dickinson T. A., Campbell, C. S. 2007. Phylogeny and classification of the Rosaceae. *Pl. Syst. Evol.* 266: 5-43.
269. Price, D.T. & Rich, T.C.G. 2007: One-way introgressive hybridisation between *Sorbus aria* and *S. torminalis* (Rosaceae) in southern Britain. — *Watsonia* 26: 419–432.
270. Puchalski T., Prusinkiewicz Z. 1990 Ekologiczne podstawy siedliskoznawstwa leśnego. PWRiL. Warszawa 5-618
271. Pudelska K., Dudkiewicz M., Durlak W., Parzymies M. 2016. Ranga dawnych i współczesnych ogrodów terapeutycznych. *Acta Scientiarum Polonorum Formatio Circumiectus* 15 (1): 125-137
272. Pudelska K., Dudkiewicz M., Durlak W., Parzymies M. 2015 Dobór roślin do ogrodu sensorycznego. Red. Wdowiak A., Tucki A. *Aspekty środowiskowo-rekreacyjne i prawne zdrowia człowieka*. Print Group. Włodawa: 61-73
273. Pusz W. 2016. Plants' healthiness assessment as part of the environmental monitoring of protected mountainous areain the example of Karkonosze (Giant) Mts. (SW Poland). *Environmental Monitoring and Assessment* 188 (10):544
274. Pusz W., Batur-Cieśniewska A., Zwijacz-Kozica T. 2019. Zdrowotność jarzębu szwedzkiego (*Sorbus intermedia* L.) w wybranych lokalizacjach Tatrzańskiego Parku Narodowego. *Sylvan* 163(6): 489-495

275. Raczuk J., Biardzak E., Daruk J. 2008. Zawartosc Ca, Mg, Fe i Cu w wybranych gatunkach ziol i ich naparach. *Roczniki Państwowego Zakładu Higieny* 59: 33-40
276. Raimondo F. M., Gabrieljan E., Greuter W. 2019. The genus *Aria* (Sorbuss. l., Rosaceae) in the Sicilian flora: taxonomic updating, re-evaluation, description of a new species and two new combinations for one Sicilian and one SW Asian species. *Botanik Chronika* 22: 15-37
277. Rajewski M. 1996. Pochodzenie łacińskich nazw roślin Polskich. Drukarnia Wydawnicza w Cieszynie. 147-148
278. Rasmussen K. K., Kollmann J. 2004. Poor sexual reproduction on the distribution limit of the rare tree *Sorbus torminalis*. *Acta Oecol* 25(3):211–218
279. Raspé O., Findlay C., Jacquemart A. L. 2000. *Sorbus aucuparia* L. *Jurnal of Ecology*. *British Ecological Society* 88 (5): 910-930
280. Rätty M., Caudullo G., Rigo D. 2016. European Atlas of Forest Tree Species. *Sorbus aucuparia* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. Publication Office of the European Union. Luxembourg 176-177
281. Razina T. G., Zueva E. P., Ulrich A. V., Rybalkina O. Yu., Chaikovskii A. V., Isaikina N. V., Kalinkina G. I, Zhdanov V. V., Zyuz'kov G. N. 20016. Antitumor Effects of *Sorbus aucuparia* L. Extract Highly Saturated with Anthocyanins and Their Mechanisms. *Bulletin of Experimental Biology and Medicine* 162 (1): 93-97
282. Regler B., Regler C., Braunewell H. 2009. Nahrungsmittel-Unverträglichkeiten bei Kindern: Versteckte Krankmacher. *Nahrungsmittel-Unverträglichkeiten bei Kindern*. Berlin. 78-79
283. Rehder A. 1927. *Manual of Cultivated Trees and Shrubs Hardy in North America*. The Macmillan Company, New York 376-382
284. Renda J., Trzaskowska E. 2015. Owoce roślin drzewiastych jako elementy podnoszący estetykę środowiska lublina w okresie zimowym. *Nauka Przyroda Technologie. Ogrodnictwo*. 36(9):1-11
285. Renda J., Woźniak M. 2012. Właściwości roślin wykorzystywanych w kształtowaniu przestrzeni miasta Lublina. *Teka Komisji Architektury, Urbanistyki i Studiów Krajobrazowych* 8(1): 124-132
286. Rich T.C.G., Houston L., Bird S., Morgan V., Stockdale R., Jones R., Goodwin A., May R., Sheli D. 2019. Conservation status of *Sorbus cuneifolia* (Rosaceae), Llangollen whitebeam. *British & Irish Botany* 3(1):219-230

287. Rich T.C.G., Houston L., Robertson A., Proctor M.C.F.. 2010. Whitebeams, rowans and service trees of Britain and Ireland. A monograph of British and Irish Sorbus L., BSBI Handbook No. 14. London: Botanical Society of the British Isles
288. Robertson A., Newton A.C., Ennos R.A. 2004. Breeding systems and continuing evolution in the endemic Sorbus taxa on Arran. *Heredity* 93: 487–495
289. Robertson A., Rich T.C.G., Allen A.M., Houston L., Roberts C., Bridle J.R., Harris S.A., Hiscock S.J. 2010. Hybridization and polyploidy as drivers of continuing evolution and speciation in Sorbus. *Molecular Ecology* 19: 1675–1690
290. Robertson K. R., Phipps J. B., Rohrer R. J. 1992. Summary of Leaves in the Genera of Maloideae (Rosaceae). *Annals of the Missouri Botanical Garden*. 79 (1) 81-94
291. Robertson K. R., Phipps J. B., Rohrer R. J., Smith P. G. 1991. A synopsis of genera in the Maloideae (Rosaceae). *Systematic Botany* 16 376-394
292. Rohrer R. J., Robertson K. R., Phipps J. B. 1991 Variation in structure among fruits of Maloideae (Rosaceae). *American Journal of Botany*. Vol 78 (12) 1617-1635
293. Rohrer R. J., Robertson K. R., Phipps J. B. 1994. Floral morphology of Maloideae (Rosaceae) and its systematic relevance. *American Journal of Botany*. 81 (5) 574-581
294. Rozanska A., Bartczak A. 2006. Znaczenie środowiska przyrodniczego w kształtowaniu terenów zieleni Warszawy. *Problemy Ekologii Krajobrazu* 16(2): 207-216
295. Röhrig E., Bartsch N., Lüpke B. 2020. *Waldbau auf ökologischer Grundlage*. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart. 106-107
296. Rostafiński J. 1900. *Słownik Polskich imion rodzajów oraz wyższych skupień roślin*. t. I. Akademia Umiejętności. Kraków: 58
297. Rostafiński J., 1922, Wpływ przeżyć chłopięcych Mickiewicza na obrazy ostatnich dwu ksiąg Pana Tadeusza oraz o święceniu ziół na Matkę Boską Zielną, „Rozprawy Akademii Umiejętności Wydział Filologiczny”, t. LXI, Kraków: 34
298. Rozpondek R., Rozpondek K., Kacprzak M. 2017. Ocena zanieczyszczeń terenów zdegradowanych z wykorzystaniem informacji przestrzennej na przykładzie przemysłu hutniczego. *Inżynieria Ekologiczna* 18(3):106-113
299. Ruszkiewicz-Michalska M. 2006. Phytoparasitic micromycetes in plant communities of the Wyżyna Częstochowska Upland. *Monographiae Botanicae* 96: 1-142

300. Ruszkiewicz-Michalska M., Połec E. 2006. The genus *Fusicladium* (Hyphomycetes) in Poland. *ACTA Mycologica* 41(2): 285-298
301. Ruszkiewicz-Michalska M., Tkaczuk C., Dynowska M., Sucharzewska E., Szkodzki J., Wrzosek M. 2012. Preliminary studies of fungi in the Biebrza National Park (NE Poland). I. Micromycetes. *ACTA Mycologica* 47(2): 213-234
302. Ruszkiewicz-Michalska M., Bałazy S., Chełkowski J., Dynowska M., Pawłowska J., Sucharzewska E., Szkodzki J., Tkaczuk C., Milk 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
303. Rutkowski L., 1998. Klucz do oznaczania roślin naczyniowych Polski niżowej. Polskie Wydawnictwo Naukowe. Warszawa: 246
304. Sachsse, H., Neufeldt, P., Oechsler, E., 1988: Untersuchung wichtiger Holzeigenschaften der Eberesche (*Sorbus aucuparia* L.), Holz als Roh und Werkstoff 46: 207-21
305. Samlyay L., Lisztes-Szabo Z., Vojtko A., Sennikov A. 2017. Atlas Florae Europaeae Notes 31. *Sorbus javorkana* (Rosaceae), a Redescribed Apomictic Species from the Gömör-Torna (Gemer-Turňa) Karst in Hungary and Slovakia. *Annales Botanici Fennici* 54(4–6): 229-237
306. Sapek B. 2010. Uwalnianie azotu i fosforu z materii organicznej gleby. *Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie* 10(31): 229-256.
307. Sarv V., Venskutonis P. R., Bhat R. 2020. The *Sorbus* spp.- Underutilised Plants for Foods and Nutraceuticals: Review on Polyphenolic Phytochemicals and Antioxidant Potential. *Antioxidants* 9 (813): <https://doi.org/10.3390/antiox9090813> [Dostęp: 02.10.2020]
308. Sarwa A. 2000. Szlachetne i dzikie drzewa, krzewy i pnącza owocowe. Książka i Wiedza. Warszawa 78-139
309. Sasnauskas A., Gelvonauskienė D., Gelvonauskis B., Bendokas V., Baniulis D. 2006. *Agronomy Research* 4(Spec.): 349-352
310. Šavikin K. P., Zdunić G. M., Dijana B. Krstić-Milošević D. B., Šircelj H. J., Stešević D. D., Pljevljakušić D. S. 2017. *Sorbus aucuparia* and *Sorbus aria* as a Source of Antioxidant Phenolics, Tocopherols, and Pigments. *Chemistry & Biodiversity*. 14(12): <https://doi.org/10.1002/cbdv.201700329> [Dostęp: 05.07.2020]

311. Schneider C. K., 1906. Ilustriertes Handbuch der Laubholzkunde. Bd. I. Verlag von Gustav Firscher, Jena 673-692
312. Schubert F. C. 1879. Handbuch der landwirthschaftlichen Baukunde. Landbuch. Berlin. 15-16
313. Schubert K. S., Ritschel A. R., Braun U. B. 2003. A monograph of *Fusicladium* s. lat. (Hyphomycetes). *Schlechtendalia* 9: 1–132
314. Schüte G. 2000. Waldbauliche in-situ und ex-situ Verjüngungskonzepte für die Elsbeere (*Sorbus torminalis* [L.] Crantz). Ber. Forschungszentrum Waldökosysteme. Reihe A ,Bd.168: 152
315. Seneta W. 1991. *Dendrologia*. t. II. PWN. Warszawa 45-53
316. Seneta W., Dolatowski J. 2004. *Dendrologia*. PWN. Warszawa 226, 239, 249-258
317. Seneta W., Dolatowski J., Zieliński J. 2021. *Dendrologia*. PWN. Warszawa 306-318
318. Sennikov A. N., Kurtto A. 2017. A phylogenetic checklist of *Sorbus* s.l. (Rosaceae) in Europe. *Memoranda Societatis pro Fauna et Flora Fennica* 93: 1–78
319. Sennikov A. N. 2016. *Atlas Florae Europaeae* notes 26: Revised typification of *Sorbus aucuparia* (Rosaceae): Two sources of a single diagnosis. *Taxon*: 65(2): 361-365
320. Sękowski B., 1993. *Pomologia systematyczna*. PWN. Warszawa: 187-189
321. Schunfeng G., Zhanling Z., Ling P., Qian Ch. Yuanmao J. 2018. Soil Nutrient Status and Leaf Nutrient Diagnosis in the Main Apple Producing Regions in China. *Horticultural Plant Journal* 4(3): 89-93
322. Siuta J., Sienkiewicz R. 2001. Rekultywacja terenu składowiska odpadów poosodowych w Jankowie. *Inżynieria Ekologiczna* 3:43-59
323. Siuta J., Wasiak G. 1985. *Zasady rekultywacji i zagospodarowania terenów powysypiskowych*. Instytut Kształtowania Środowiska. Warszawa 1-39
324. Siuta J. 2000. Podstawy biodegradacji ropopochodnych składników glebach i odpadach. *Inżynieria ekologiczna*. Polskie Towarzystwo Inżynierii Ekologicznej: 23-34.
325. Somlyay L., Sennikov A. N. 2015. *Atlas Florae Europaeae* Notes 24. Taxonomic Interpretation and Typification of *Sorbus pannonica* (Rosaceae), a Presumed Intermediate between *S. aria* and *S. graeca* from Hungary. *Annales Botanici Fennici* 52(3–4), 274-287

326. Stace C. A. 2010. Classification by molecules “What's in it for field botanists”. *Botanical Society of the British Isles* 28: 103-121
327. Stachowicz J. 2015. Chemia w kuchni – historia, konieczności i zagrożenia. *Inżynieria Przetwórstwa Spożywczego* 16(4):21-27
328. Stachowski P., Liberacki D., Kraczkowska K. 2018. Zagospodarowanie zbiornika wodnego wraz z otoczeniem na terenie zdewastowanym. *Acta Sci. Pol. Administratio Locorum* 17(1): 75-85
329. Stankevičienė A. 2018. Prevalence and diversity of uredinales fungi at urban greeneries in Lithuania. *Forestry and wood processing* 1: 138-144
330. Staszkiwicz J. 1997. Zmienność liści jarzębu mącznego – *Sorbus aria*, jarzębu greckiego – *S. graeca*, jarzębu pośredniego – *S. austriaca* (Rosaceae) i form pośrednich. *Fragmenta Floristica et Geobotanica Ser. Polonica Supplementum* 2: 109–118.
331. Suchocka M. 2014. Zarządzanie drzewostanem z uwzględnieniem ryzyka upadku. W: Witkoś-Gnach K., Tyszko-Chmielowiec P. (red.): *Drzewa w krajobrazie podręcznik praktyka*. Fundacja EkoRozwoju. Wrocław 85-90
332. Sucholas J. 2016. Zioła i rośliny świąteczne miejskiego targowiska w Poznaniu (Wielkopolska): powrót do badań Szulewskiego po 80 latach. *Etnobiologia Polska*. 6: 7-30
333. Suhomel C., Pyttel P. 2011. Die Holzeigenschaften der Elsbeere. *AFZ-DerWald* 66:11-13
334. Suhonen J., Jokimaki J., Lassila R., Kaisanlahti Jokimaki M. L., Carbo-Ramirez P. 2017. Effects of roads on fruit crop and removal rate from rowanberry trees (*Sorbus aucuparia*) by birds in urban areas of Finland. *Urban Forestry & Urban Greening* 27:148-154
335. Süleyman K., Guller B., Aytin A., Kök S. M. 2009. Turkey's native wood species: physical and mechanical characterization and surface roughness of rowan (*Sorbus aucuparia* L.). *Wood Research*. 54(2): 19-30
336. Süleyman K., Keskin H., Ünsal Ö., Bajraktari A. 2010. Kiln Drying Properties of Rowan (*Sorbus aucuparia* L.) Lumber. *International IUFRO Wood Drying Conference* 11: 200-207
337. Sun J.H., Shi S., Li J.L., Yu J., Wang L., Yang X.Y., Guo L., Zhou S.L. 2018. Phylogeny of Maleae (Rosaceae) based on multiple chloroplast regions: implications to genera circumscription. *BioMed Research International*: 1–10

338. Sydor M. 2011. Drewno w budowie maszyn. Historia najważniejszego tworzywa. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu. Poznań. 54-56
339. Szafer W. 1922. O fenologicznych porach roku w Polsce. Kosmos. Lwów 47: 371-411
340. Szafer W. Kulczyński S., Pawłowski B. 1976. Rośliny polskie. PWN. Warszawa 336-338
341. Szafer W., Zarzycki K. 1977. Szata roślinna Polski. PWN. Warszawa 13-188
342. Szczepanowska H. B. 2009. Metoda wyceny wartości drzew na terenach zurbanizowanych dla warunków polskich. Instytut Gospodarki Przestrzennej i Mieszkalnictwa. Warszawa 5-76
343. Szczepanowska H. B. 2012. Miejsce terenów zieleni w strukturze zintegrowanego projektowania, zarządzania i oceny ekologicznej inwestycji miejskich. Człowiek i Środowisko 36(1-2):25-49
344. Szczepanowska H. B. 2013. Strategiczny program realizacji badań i wdrożeń IGPiM na tle kierunków zwiększenia efektywności zarządzania zasobami drzew w miastach. Człowiek i Środowisko 37(4):5-24
345. Szczepanowska H. B. 2015. Drzewa zielony kapitał miast. Instytut Gospodarki Przestrzennej i Mieszkalnictwa. Warszawa 5-91
346. Szczepanowska H. B. 2007. Wycena wartości drzew na terenach zurbanizowanych. Instytut Gospodarki Przestrzennej i Mieszkalnictwa, Warszawa 7-84
347. Szeszycki T. 2008. Jarząb brekinia – *Sorbus torminalis* historia, hodowla, ochrona przyszłość. SOFT VISION. Szczecin 9-106
348. Szewczyk W. 2007. Endangerment of fir stands by root infection diseases beyond fir natural occurrence reach. Acta Sci. Pol., Silv. Colendar. Rat. Ind. Lignar. 6(1): 79-83.
349. Szwagrzyk J. 2004. Sukcesja leśna na gruntach porolnych; stan obecny, prognozy i wątpliwości. Sylwan 148(4): 53-59
350. Szweykowska A., Szweykowski J. 2007. Botanika. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 1-344
351. Szylar M., Cegielska K., Kudas D. 2016. Wykorzystanie dendrytu Wrocławskiego do oceny stanu środowiska przyrodniczego powiatu województwa małopolskiego. Episteme 30:463-478.
352. Szymański S. 2001: Ekologiczne podstawy hodowli lasu. PWRiL. Warszawa 1-478

353. Szymura M., Kożuchowska K., Szymura T., Wolski K. 2009. Ogród dydaktyczny stacji ekologicznej „Storczyk” w Karpaczu jako przykład zasad projektowania zieleni w otulinie obszarów chronionych. *Nauka Przyroda Technologie. Ogrodnictwo* 3(1): 1-8.
354. Szymura M., Walankiewicz W. 2016. Udział pionierskich gatunków drzew w stuletnim pozrębowym drzewostanie w Białowieskim Parku Narodowym. *Parki Narodowe i Rezerwaty Przyrody* 35(1):51-60
355. Śmigielski M., Pijanowski J.M., Gniadek J. 2017. Sukcesja leśna i zalesienie gruntów rolnych jako aktualne wyzwanie prac urzędzeniowo-rolnych. *Acta Sci. Pol. Formatio Circumiectus* 16(4): 51-63
356. Tachtadžian A. Ł. 1981. *Cwienkowyje rastienija*. Prosw. Moskwa 5: 175-187
357. Tadler S. B., Mayr S., Himmelsbach M., Pierewasser R., Baumgartner W., Stadler A. T. 2018. Hydrothermal carbonization as an all-inclusive process for food-waste conversion. *Bioresource Technology Reports* 2: 77-83
358. Tao J.R., Xiong X. Z.. 1986. The latest Cretaceous flora of Heilongjiang Province and the floristic relationship between East Asia and North America. *Acta Phytotaxonomica Sinica*. 24: 1-15.
359. Tayyab M., Islam W., Arafat Y., Pang Z., Zhang C., Lin Y., Waqas M., Lin S., Lin W., Zhang H. 2018. Effect of Sugarcane Straw and Goat Manure on Soil Nutrient Transformation and Bacterial Communities. *Sustainability* 10(7): 2361
360. Thomas A. P. 2017. Biological Flora of the British Isles: *Sorbus torminalis*. *Jurnal of Ecology* 105(6):1806-1831
361. Tomaszewicz T. 2001. Zmiany żyzności gleb spowodowane erozją wodną na obiekcie Brwice. *Folia Universitatis Agriculturae Stetinensis* 87:2 27-231
362. Tomanek J., Witkowska-Żuk L. 2008. *Botanika leśna*. Warszawa 286-292
363. Trzaskowska E., Adamiec P. 2015. Zieleń obiektów handlowych i stref komercyjnych. *Problem Rozwoju Miast* 3:13-21
364. Tota P. 2019. Multisensoryczne przestrzenie publiczne. Zasady i wytyczne dla tworzenia miejskich placów zabaw, ogrodów sensorycznych i parków doświadczeń w kontekście projektowania dla dzieci i młodzieży z niepełnosprawnością wzroku. *Niepełnosprawność – zagadnienia, problemy, rozwiązania* 31(2): 9-37

365. Tutin T. G., Heywood V. H., Burges N. A., Moore D. M., Valentine D. H., Walters S. M., Webb D. A., Ball P. W., Chatter A. O., Ferguson I. K. 1968. Flora Europaea. Volume 2. Rosaceae to Umbelliferae. New York: 68
366. Valiuškaitė A., Raudonis L., Lanauskas J., Sasnauskas, A., Survilienė E. 2009. Disease incidence on different cultivars of apple tree for organic growing. *Agronomy Research* 7(1): 536-541
367. Vaskova D., Kolarcik V. 2019. Breeding Systems in Diploid and Polyploid Hawthorns (*Crataegus*): Evidence from Experimental Pollinations of *C. monogyna*, *C. subsphaerica* and Natural Hybrids. *Forests* 10(9): 11-19
368. Voss D. H. 1992. Relating Colorimeter Measurement of Plant Color to the Royal Horticultural Society Colour Chart. *Hort Science* 27(12): 1256-1260
369. Wagenführ R., Scheiber C. 1996: *Holzatlas*. 4. Aufl. Fachbuch Verlag. Leipzig: 688
370. Weber, R. W. S. 2012. *Phacidiopycnis washingtonensis*, Cause of a New Storage Rot of Apples in Northern Europe. *Journal of Phytopathology* 159(10): 682–686
371. Weiner J. 2004 *Życie i ewolucja biosfery*. Podręcznik Ekologii Ogólnej. PWN. Warszawa 4-610
372. Wennström A., Eriksson B. 1997. Dispersal patterns of the rust *Gymnosporangium cornutum* between the hosts *Juniperus communis* and *Sorbus aucuparia*. *Écoscience* 4(1): 117-119
373. Werres J., Blanke M. 2019. Die Elsbeere (*Sorbus torminalis*) – Königin der Wildfrüchte. *Erwerbs – Obstbau* 61:165-177
374. Weryszko-Chmielewska E., Konarska A. 2006. Mikromorfologia powierzchni nektarnika jarzębu szwedzkiego (*Sorbus intermedia* Pers.) w różnych fazach kwitnienia. *Acta Agrobotanica* 59(1):49-59
375. Wiśniewska M., Pusz A. 2017. Zanieczyszczenia powierzchni ziemi na terenach przemysłowych w aspekcie nowych przepisów prawnych. Część II: Sposób prowadzenia oceny. *Inżynieria Ekologiczna* 18(3):261-268
376. Witczak Ł., Macias A. 2016. Wpływ człowieka na tereny biologicznie czynne w mieście na przykładzie klinów zieleni w Poznaniu. *Badania Fizjologiczne* (67):271-288
377. Wojtczak M. Król B. 1999. Zmienność zawartości wybranych zanieczyszczeń cukru białego w czasie trwania kampanii 1998/99. *Żywność* 3(20): 160-168

378. Wojtowicz J., Pietrzykowska K. 2018. Drzewa i krzewy jako źródło pożywienia ptaków drozdowatych w Polsce. *Rocznik Polskiego Towarzystwa Dendrologicznego* 66:123-134
379. Wojtowicz A., Wojtowicz B., Nessel M. 2017. Wykorzystanie narzędzi psychologicznych do pomiaru poziomu jakości życia mieszkańców terenów zurbanizowanych. *Studia i Materiały Wydziału Zarządzania i Administracji Wyższej Szkoły Pedagogicznej im. Jana Kochanowskiego w Kielcach* 21(3): 321-332
380. Wójcik J., Krzaklewski W. 2019. Zalesienia jako metoda rekultywacji terenów bezglebowych w górnictwie węgla brunatnego w Polsce. *Inżynieria Ekologiczna* 20 (1): 24-37
381. Wójcik T., Makuch-Pietraś I., Ćwik A., Ziaja M. 2020. Antropogeniczne zmiany wybranych elementów środowiska przyrodniczego w rezerwacie leśnym Lisia Góra w Rzeszowie. *Sylvan* 164(3):246-253
382. Wrońska-Pilarek D., Pilarek Z., Jasińska E., Konieczny K., Radzion N., Jakubowski J., Mederski P. 2017. Aktualizacja inwentaryzacji pomników przyrody miasta Poznania. *Nauka Przyroda Technologie* 11(4): 427-444
383. Yagihashi T., Hayashida M., Miyamoto T. 1998. Effects of bird ingestion on seed germination of *Sorbus commixta*. *Oecologia* 114:209-212
384. Yang Q., Du Z., Liang Y. M., Tian Ch. M. 2018. Molecular phylogeny of *Nectria* species associated with dieback and canker diseases in China, with a new species described. *Phytotax* 356(3): 199-214
385. Yong-Jiang Huang, Hai Zhu, Arata Momohara, Lin-Bo Jia, Zhe-Kun Zhou. 2018. Fruit fossils of Rosoideae (Rosaceae) from the late Pliocene of northwestern Yunnan, Southwest China. *Journal of Systematics and Evolution*. 57 (2) 180-189
386. Zachariasz A. 2008. Zabytkowe ogrody – problem rewaloryzacji, utrzymania i zarządzania w świetle zaleceń karty florenckiej. *Prace Komisji Krajobrazu Kulturowego* 10:150-161
387. Zarzyński P., Tomusiak R. 2015. Warto zobaczyć w Lasach Państwowych. Ogrody botaniczne i arboreta leśne. ORWLP w Bedoniu. Warszawa. 10-191
388. Zhu H. Y., Tian Ch. M. Fan X. L. 2018. Multigene phylogeny and morphology reveal *Cytospora spiraeae* sp. nov. (Diaporthales, Ascomycota) in China. *Phytotaxa* 338(1): 49-62
389. Ziółkowska M. 1993. Gawędy o drzewach. Arkona. Warszawa: 81-84

390. Zwetajewa M. 1993. Vogelbeerbaum Ausgewählte Gedichte. Wagenbach SALTO. Berlin 1-128
391. Zwoliński J., Hawryś Z. 2002. Przygotowanie gleb i dobór gatunków drzew w zalesieniach terenów zanieczyszczonych przez przemysł. Inżynieria Ekologiczna 6: 47–53

Źródła internetowe

1. https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=25320#null – 27.03.2020
2. <https://plants.usda.gov/java/ClassificationServlet?source=display&classid=SORBU> – 27.03.2020
3. <http://legacy.tropicos.org/name/50306201> - 27.03.2020
4. <http://ww2.bgbm.org/euroPlusMed/query.asp> - 22.04.2020
5. <https://www.gbif.org/species/5370233/metrics> - 30.03.2021
6. http://www.floraiberica.es/eng/PHP/cientificos2.php?gen=Sorbus&espe=aria&infrank=_&infra=_&autabre=%28L.%29+Crantz&familia=Rosaceae – 30.03.2021

STRESZCZENIE ROZPRAWY DOKTORSKIEJ

mgr inż. Paweł Mazur

Ocena wybranych cech użytkowych drzew z rodzaju jarzab (*Sorbus* L.) pod kątem wykorzystania w terenach zieleni ze szczególnym uwzględnieniem gatunków chronionych

Rodzaj *Sorbus* L. obejmuje obecnie około 250 gatunków drzew i krzewów. Najstarsze praformy jarzębów wyewoluowały na obszarze dzisiejszej południowo-wschodniej Azji, skąd następnie migrowały na obszar całej umiarkowanej strefy półkuli północnej. Obecnie na terenie Europy istnieje jedynie 7 znanych endemicznych diploidalnych przedstawicieli tego rodzaju. Preferują one gleby ubogie, piaszczyste lub gliniaste o stosunkowo niewielkiej dostępności wody. Cechuje je również wysoka odporność na patogeny, szkodniki, okresowe niedobory wody, czy czynniki antropogeniczne, w tym industrialne. Mimo wielu zalet, są jedynie sporadycznie wykorzystywane w przemyśle ogrodniczym, rolniczym, spożywczym, leśnym, czy meblarskim, przez co są uznane jako gatunki bez znaczenia gospodarczego.

Przedmiotem badań, prowadzonych w latach 2016-2021, było zidentyfikowanie oraz oszacowanie najistotniejszych cech użytkowych wybranych gatunków rodzaju jarzab. Gatunki wyselekcjonowano na podstawie najszerszej prawnej możliwości ich stosowania we wszystkich rodzajach terenów zieleni. Prawne formy ochrony terenów zieleni o istotnych walorach przyrodniczych dopuszczają stosowanie jedynie gatunków endemicznych. Na tej podstawie wybrano *S. aucuparia* var. *glabrata*, *S. intermedia* (Ehrh.) Pers., *S. aria* L., *S. torminalis* L., *S. chamaemespilus* L. i *S. graeca* (Spach) Kotschy.

Stanowiska badawcze wyselekcjonowano na podstawie dostępnej literatury oraz przy pomocy udostępnionych informacji o środowisku w trybie dostępu do informacji publicznej od Regionalnych Dyrekcji Ochrony Środowiska, Regionalnych Dyrekcji Lasów Państwowych, Dyrektorów Parków Narodowych i Dyrektorów Parków Krajobrazowych. Zakres prac terenowych określono na podstawie zezwolenia Ministra Środowiska z dnia 31.05.2016 o sygnaturze DPL-III.286.48.2016.MD oraz zezwoleń Regionalnych Dyrektorów Ochrony Środowiska w Białymstoku, Bydgoszczy, Gdańsku, Gorzowie Wielkopolskim i Szczecinie, jak również Dyrektorów Tatrzańskiego Parku Narodowego i Pienińskiego Parku Narodowego.

W ramach niniejszej pracy przeprowadzono badania czterech najistotniejszych cech użytkowych wybranych gatunków rodzaju *Sorbus* L., tj. barwy i wielkości owoców oraz liści, podatności i wrażliwości na patogeny, składu mineralnego jesiennego opadu liści oraz łatwości

rozmnażania wegetatywnego w kulturach *in vitro*. Ze względu na utrudnienia i brak dostępności materiału badawczego, badania w kulturach *in vitro* zakończono jedynie na etapie przygotowawczym określając najefektywniejszą metodę sterylizacji pędów.

Pomiary barwy przeprowadzono na losowej próbie 100 owoców i 100 liści, z wykorzystaniem spektrofotometru CM-700d (Konica Minolta Japonia), w systemie CIE Lab, gdzie L* określa barwę białą (100) i czarną (0), a* określa barwę czerwoną (+100) i zieloną (-100), b* określa barwę żółtą (+100) i niebieską (-100) przy zastosowaniu typu obserwatora 10° oraz iluminant D65. Wielkość owoców mierzono za pomocą suwmiarki, a pole powierzchni liści wykorzystując urządzenie WinDIAS. Uzyskane wyniki były wyraźnie zróżnicowane dla każdego z gatunków. Każdy z przebadanych gatunków posiadał szerokie spektrum uzyskiwanych barw, przy jednoczesnej odróżnialności względem siebie.

Ocenę podatności na patogeny dokonano poprzez umieszczanie fragmentów roślin na mikroskopowych szkiełkach podstawowych w kropli kwasu mlekowego. Preparaty pozostawiano na około 3-7 dni, do momentu wybarwienia przez kwas mlekowy tkanek roślinnych. Obserwację prowadzono przy powiększeniu 40x pod mikroskopem świetlnym. W przypadkach identyfikacyjnie niejednoznacznych, fragmenty rośliny umieszczano na sterylnych bibułach filtracyjnych, zwilżonych wodą destylowaną w szalkach petriego i inkubowano w wilgotnych komorach o temperaturze 20°C przez 24-48 godzin. Na tej podstawie zidentyfikowano łącznie 12 rodzajów patogenów grzybiczych wywołujących różne jednostki chorobowe, częstokroć powodujące nekrozy.

Szacowanie składu mineralnego liści dokonywano wykorzystując zmacerowany susz liści jarzębów pobranych metodą losową, uzyskując około 10 g miazgi liściowej z każdego ze stanowisk. C, N i S oznaczano za pomocą aparatu pomiarowego Thermo Scientific FlashSmart, natomiast Ca, K i Mg w formach ogólnych po mineralizacji na ciepło, w mieszaninie stężonych kwasów azotowego (azotowy(V), HNO₃) i nadchlorowego (chlorowy(VII)), HClO₄ w proporcji 3:1. Równocześnie oznaczono z wykorzystaniem metody ASA (absorpcyjnej spektrofotometrii atomowej) Mg, oraz metody ESA (emisyjnej spektrofotometrii atomowej) Ca i K. Otrzymane wyniki opracowano statystycznie z wykorzystaniem programu TIBCO Statistica za pomocą analizy wariancji w układzie kompletnej randomizacji. Na podstawie uzyskanych wyników wykazano, iż każdy z gatunków posiada istotnie odmienny skład mineralny, przez co mogą być wykorzystywane w terenach zieleni zarówno do rekultywacji różnego rodzaju gleb, jak i do kierunkowanych zmian warstwy próchnicznej.

Słowa kluczowe: jarzab, tereny zieleni, dendrologia, fitopatologia, skład mineralny

SUMMARY OF DOCTORAL DISSERTATION

mgr inż. Paweł Mazur

Assessment of selected utility characteristics of rowan trees (*Sorbus* L.) in terms of their use in green areas, with particular emphasis on protected species

The genus *Sorbus* L. currently includes about 250 species of trees and shrubs. The oldest primitive forms of rowan evolved in the area of today's Southeast Asia, from where they migrated to the entire temperate zone of the Northern Hemisphere. Currently, there are only 7 known endemic diploid species of this genus in Europe. They prefer poor, sandy or clay soils with relatively little water availability. They are also characterized by high resistance to pathogens, pests, periodic water shortages, and anthropogenic factors, including industrial ones. Despite many advantages, they are only occasionally used in the horticultural, agricultural, food, forestry or furniture industries, which is why they are considered species of no economic importance.

The subject of the research, conducted in the years 2016-2021, was to identify and estimate the most important functional features of selected species of the genus of rowan. The species were selected on the basis of the broadest legal possibility of their use in all types of green areas. Legal forms of protection of green areas with significant natural values allow the use of only endemic species. On this basis, *S. aucuparia* var. *glabrata*, *S. intermedia* (Ehrh.) Pers., *S. aria* L., *S. torminalis* L., *S. chamaemespilus* L., and *S. graeca* (Spach) Kotschy were chosen.

The research sites were selected on the basis of the available literature and with the help of the information provided about the environment in the mode of access to public information from the Regional Directorates for Environmental Protection, Regional Directorates of State Forests, Directors of National Parks and Directors of Landscape Parks. The scope of training work was determined on the basis of the permit of the Minister of the Environment of May 31, 2016 with the reference number DPL-III.286.48.2016.MD and the permits of the Regional Directors of Environmental Protection in Białystok, Bydgoszcz, Gdańsk, Gorzów Wielkopolski and Szczecin, as well as the Directors of the Tatra National Park and Pieniny National Park.

As part of this study, the four most important functional features of selected species of *Sorbus* L. were investigated, i.e. the color and size of fruit and leaves, susceptibility to pathogens, the mineral composition of autumn leaf fall and the ease of vegetative reproduction in in vitro cultures. Due to the difficulties and the lack of availability of research

material, the studies in in vitro cultures were completed only at the preparatory stage, determining the most effective method of sterilization of shoots.

Color measurements were carried out on a random sample of 100 fruits and 100 leaves, using a CM-700d spectrophotometer (Konica Minolta Japan), in the CIE Lab system, where L* defines white (100) and black (0) color, and a* defines red (+100) and green (-100), b* determines the colors yellow (+100) and blue (-100) using the 10° observer type and the D65 illuminant. Fruit size was measured with a caliper and leaf area using a WinDIAS device. The obtained results were clearly differentiated for each species. Each of the tested species had a wide spectrum of obtained colors, while being distinguishable from each other.

The assessment of susceptibility to pathogens was performed by placing plant fragments on microscopic slides in drops of lactic acid. The preparations were left for about 3-7 days until the plant tissues were stained by lactic acid. Observation was made at 40x magnification under a light microscope. In cases of equivocal identification, plant fragments were placed on sterile filter papers moistened with distilled water in petri dishes and incubated in humid chambers at 20 ° C for 24-48 hours. On this basis, a total of 12 types of fungal pathogens that cause various disease entities, often causing necrosis, have been identified.

The mineral composition of the leaves was estimated using the macerated dried rowan leaves collected by the random method, obtaining about 10 g of leaf dust from each site. C, N and S were determined using the Thermo Scientific FlashSmart measuring apparatus, while Ca, K and Mg in general forms after heat mineralization, in a mixture of concentrated nitric (nitric (V), HNO₃) and perchloric (chloric (VII)) acids, HClO₄ in the proportion of 3: 1. At the same time, Mg were determined using the ASA (atomic absorption spectrometry) and Ca and K were determined using the ESA (atomic emission spectrometry) method. The obtained results were statistically processed with the use of the TIBCO Statistica program using the analysis of variance in the complete randomization system. On the basis of the obtained results, it was shown that each species has a significantly different mineral composition, therefore they can be used in green areas both for the rehabilitation of various types of soils and for the directed changes of the humus layer.

Key words: rowan, green areas, dendrology, phytopathology, mineral composition