Aldona K. Uziębło
Dariusz Kozik

Nadrzeczne lasy łęgowe województwa śląskiego – dynamika, stan zachowania i perspektywy ochrony



UNIWERSYTET ŚLĄSKI
WYDAWNICTWO

Aldona K. Uziębło, dr hab. nauk biol., adiunkt w Instytucie Biologii, Biotechnologii i Ochrony Środowiska UŚ.
Jej zainteresowania naukowe rozciągają się od ekologii gatunków z rodzaju *Petasites*, po sukcesję roślinności na terenach popowodziowych, monitoring lasów pod wpływem antropopresji. Ostatnią dekadę poświęciła lasom nadrzecznym, jednemu z najcenniejszych i najbardziej zagrożonych siedlisk w Europie. Jest autorką i współautorką ponad 50 publikacji naukowych i popularnonaukowych oraz współwykonawcą 16 projektów naukowych, w tym ogólnoeuropejskich projektów eLTER Plus i Re-Survey Europe, a także współudziałowcem największego na świecie repozytorium danych o zbiorowiskach roślinnych sPlot. Jest również współautorką monografii *The upland mixed fir coniferous forest Abietetum albae Dziubałtowski 1928 in the central part of the Cracow-Częstochowa Upland – differentiation, regional specificity, structure, dynamics and maintenance*, wydanej przez Wydawnictwo UŚ w Katowicach, uhonorowanej w 2016 r. medalem im. Profesora Zygmunta Czubińskiego.

Dariusz Kozik, dr nauk biol., absolwent kierunku Advanced Methods in Biotechnology and Biodiversity w Instytucie Biologii, Biotechnologii i Ochr. Środ. UŚ. Autor i współautor 7 publikacji o charakterze naukowym i popularnonaukowym oraz licznych wystąpień na konferencjach naukowych.

Nadrzeczne lasy łęgowe województwa śląskiego – dynamika, stan zachowania i perspektywy ochrony

A rzeka płynęła bardzo powoli, bo wcale jej się nie spieszyło,
aby dostać się tam, dokąd wiedziała, że i tak zdąży.
A.A. Milne

Aldona K. Uziębło
Dariusz Kozik

Nadrzeczne lasy łęgowe województwa śląskiego – dynamika, stan zachowania i perspektywy ochrony

Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego • Katowice 2024

Recenzje
Janina Borysiak
Alina Stachurska-Swakoń



Podziękowania

Recenzentkom, pani prof. dr hab. Janinie Borysiak i pani dr hab. Alinie Stachurskiej-Swakoń dziękujemy za wnikliwe recenzje i wiele cennych uwag wzbogacających i porządkujących treść monografii oraz za życzliwe docenienie naszej pracy. Dziękujemy pani dr Alicji Barć za tzw. pierwsze czytanie i wszelkie sugestie wspierające przejrzystość i przystępność tekstu, na których nam bardzo zależało. Natomiast panu Tomaszowi Górze dziękujemy za podzielenie się z nami przepięknymi fotografiami ptaków.

Wszystkim osobom, które na różnych etapach powstawania tej pracy poświęciły swój czas, dzieląc się wiedzą i doświadczeniem oraz okazując nam wsparcie i pomoc – DZIĘKUJEMY.

Autorzy

Spis treści

Podziękowania 5

Wstęp 9

1. Rola i znaczenie nadrzecznych lasów łęgowych w środowisku przyrodniczym 15

2. Zagrożenia nadrzecznych lasów łęgowych 25

3. Charakterystyka fizjograficzna badanego terenu 31
3.1. Ukształtowanie terenu, geologia i gleby 31
3.2. Warunki klimatyczne 33
3.3. Sieć hydrograficzna 34

4. Materiał i metody 37
4.1. Zróżnicowanie florystyczne i fitosocjologiczne nadrzecznych lasów łęgowych 37
4.2. Ocena stanu zachowania 38
4.3. Dynamika fitocenoz i odnowienie drzewostanu na stałych powierzchniach badawczych 41
4.3.1. Materiał badawczy 43
4.3.2. Analizy glebowe 45
4.3.3. Analiza statystyczna danych 47

5. Wyniki 51
5.1. Charakterystyka nadrzecznych lasów łęgowych na badanym terenie . . . 51
5.1.1. *Alnetum incanae* – nadrzeczna olszyna górska (zał. 1) 52
5.1.2. *Salicetum albo-fragilis* – nadrzeczny łęg wierzbowy (zał. 2) 54
5.1.3. *Populetum albae* – nadrzeczny łęg topolowy (zał. 3) 58
5.2. Analiza porównawcza nadrzecznych lasów łęgowych 61
5.3. Rozmieszczenie nadrzecznych lasów łęgowych w województwie śląskim 69
5.4. Dynamika nadrzecznych lasów łęgowych 72
5.4.1. Skład florystyczny fitocenoz na stałych powierzchniach badawczych 72
5.4.2. Charakterystyka stałych powierzchni badawczych (zał. 4) 79
5.4.2.1. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Alnetum incanae* . . . 80
5.4.2.1.1. Powierzchnie z runem zróżnicowanym florystycznie 80

5.4.2.1.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym 84
5.4.2.1.3. Powierzchnie z runem zdominowanym przez gatunek obcy 90
5.4.2.2. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Salicetum albo-fragilis* . . 91
5.4.2.2.1. Powierzchnia z runem zróżnicowanym florystycznie 91
5.4.2.2.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym 92
5.4.2.2.3. Powierzchnie z dominującym gatunkiem obcym 101
5.4.2.3. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Populetum albae* 104
5.4.2.3.1. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym 104
5.4.2.3.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem obcym 108
5.4.3. Dynamika sezonowa runa 115
5.4.4. Dynamika sezonowa juwenilnych osobników drzew 120
5.4.4.1. Powierzchnie *Alnetum incanae* 120
5.4.4.2. Powierzchnie *Salicetum albo-fragilis* 125
5.4.4.3. Powierzchnie *Populetum albae* 130
5.4.5. Uwarunkowania odnowienia drzewostanu 134
5.4.5.1. Przeżywalność młodych drzew 134
5.4.5.1.1. Uwarunkowania – czynniki ilościowe 137
5.4.5.1.2. Uwarunkowania – czynniki jakościowe 142
5.4.5.2. Modele przeżywalności drzew w młodym wieku 147
5.5. Ochrona przyrody w nadrzecznych lasach łęgowych województwa śląskiego 154
5.6. Stan zachowania analizowanych fitocenoz 157

6. Dyskusja wyników 165
6.1. Dynamika składu florystycznego w nadrzecznych lasach łęgowych . . 165
6.2. Lokalizacja fitocenoz a dynamika lasów nadrzecznych 167
6.3. Dynamika odnowienia nadrzecznych lasów łęgowych 168
6.4. Przeżywalność juwenilnych osobników drzew 171

7. Podsumowanie, zalecenia ochronne i wnioski 185

Bibliografia 189

Wykaz flory nadrzecznych lasów łęgowych województwa śląskiego . . . 215

Wykaz tabel 225

Wykaz rycin 227

Wykaz fotografii 231

Summary 233

Wstęp

Nadrzeczne lasy łęgowe to azonalne zbiorowiska o charakterze ekotonowym, na styku środowiska lądowego i wodnego (Naiman i Decamps, 1997; Naiman et al., 1998; Kaszyński i Szczukowska, 2012; Adel et al., 2018; Uziębło et al., 2018). Zbiorowiska łęgowe, zwłaszcza te na obszarach górskich i podgórskich, które są obiektem niniejszych badań, mają stosunkowo małą wartość gospodarczą, chociażby ze względu na niewielką, zajmowaną przez nie powierzchnię. W związku z tym nie poświęca się im tyle uwagi, ile np. lasom gospodarczym lub lasom obszarów chronionych. Jednak warte podkreślenia są tutaj wartości pozaprodukcyjne – ekologiczne, które czynią je jednymi z najcenniejszych europejskich siedlisk przyrodniczych w sieci obszarów chronionych Natura 2000 (Piątek, 2007; Kaszyński i Szczukowska, 2012). Nadrzeczne lasy łęgowe, ze względu na dynamiczne warunki związane z powodziami, nie są elementem statycznym (Camporeale et al., 2013), a ich skład gatunkowy jest często wyselekcjonowany, gdyż cyklicznie pojawiające się zalewy sprawiają, że nie wszystkie gatunki są w stanie utrzymać się dłużej w tak zmiennych warunkach. Powodzie w dolinach rzecznych są czynnikiem siedliskotwórczym, z tym że narażają rośliny na wiele czynników utrudniających wegetację. Przy dłuższych powodziach dochodzi bowiem do anoksji – rośliny nie pobierają wówczas wody, a efekt fizjologiczny jest analogiczny do efektu suszy (Vesipa et al., 2017), zaś liście pokryte namułem pozostawionym przez ustępujące wody zalewowe doznają pewnych ograniczeń w spełnianiu swoich funkcji fotosyntetycznych. Dodatkowo w trakcie powodzi rośliny są często wyrywane z podłoża, a po niej pokryte w całości sedymentami naniesionymi przez wodę – wtedy jedynie wykształcające się pędy boczne są w stanie zachować roślinę przy życiu (Schnitzler, 1997; Uziębło, 2011; Camporeale et al., 2013).

Lasy łęgowe charakteryzują się wielowarstwową budową – nad warstwą mszystą rozwija się bujne i bogate florystycznie runo tworzone przez rośliny o różnej biologii rozwoju. Powyżej runa rozwija się podszyt z krzewami i młodymi drzewami, a najwyższe piętro stanowią korony drzew o zróżnicowanej

wysokości. Ściółka leśna jest prawidłowo wykształcona jedynie w dobrze zachowanych, wielowarstwowych łęgach, gdyż podczas powodzi zatrzymują one niesione z wodą części roślin (Kaszyński i Szczukowska, 2012).

Zbiorowiska lasów łęgowych są rozmieszczone w gradiencie wysokościowym nad poziomem morza. Najwyżej występuje olszyna, a w dolnym biegu rzeki rozwijają się łęgi wierzbowe i topolowe (Mikuś et al., 2019). Typowe, dobrze zachowane lasy łęgowe są dziś rozmieszczone fragmentarycznie i mają postać płatów z rozluźnionym drzewostanem (Schwartz, 2008; Afranowicz-Cieślak, 2012), mimo że doliny rzek mają charakter liniowy, a nadrzeczne lasy łęgowe powinny tworzyć ich biologiczną, pasmową i ciągłą obudowę (Uziębło i Ciapała, 2006; Wawręty, 2007). Poza rozluźnionym drzewostanem mamy również do czynienia z zaburzoną strukturą i zdegenerowanym składem gatunkowym drzewostanu, jak również warstwy zielnej. Dodatkowo zmiana warunków siedliskowych w tym ekosystemie sprawia, że naturalne zbiorowiska są zastępowane przez inne tzw. zbiorowiska zastępcze (Kopeć et al., 2014). Zdarza się, że pomimo obecności siewek drzew w warstwie zielnej bez sprzyjających warunków nie osiągną one warstwy podszytu i nie zastąpią z czasem starego drzewostanu – stąd w wielu fitocenozach leśnych przez dłuższy czas nie odnotowuje się warstwy krzewów (Skrzyszewski et al., 2019). Taki układ zdarzeń sprawia, że stare drzewa, charakterystyczne dla łęgów, znikają z krajobrazu dolin rzecznych. Pozbawienie obszarów łęgowych zalewu doprowadza z czasem do tzw. procesu grądowienia, czyli zmiany struktury lasu (Afranowicz-Cieślak, 2012; Kawałko et al., 2015). W środowisku przyrodniczym lasy łęgowe stanowią strukturę oferującą szeroki zakres usług ekosystemowych, zaopatrzeniowych, regulacyjnych i kulturowych (Dufour et al., 2019; Keram et al., 2019; Wang et al., 2020).

Naturalne odnowienie drzewostanu jest kluczowe dla zastąpienia starego pokolenia drzew i zapewnienia ciągłości ekosystemu leśnego. W lasach łęgowych drzewa rozmnażają się zarówno w sposób wegetatywny, jak i generatywny. W ramach pierwszego sposobu dużymi możliwościami wegetatywnej regeneracji charakteryzują się gatunki wierzb i topoli (*Salix* spp. i *Populus* spp.). Większe ograniczenia pojawiają się u olsz i czeremchy (*Alnus* spp. i *Padus avium*), natomiast takie gatunki jak jesion wyniosły (*Fraxinus excelsior*) czy dąb szypułkowy (*Quercus robur*) w ogóle nie odnawiają się wegetatywnie. Najlepsze odnowienie drzewostanu obserwuje się na obszarach bez roślinności, a zatem bez konkurencji ze strony innych gatunków. Po przejściu wielkiej powodzi

najlepiej odradzają się gatunki z rodzajów *Alnus, Salix* i *Populus* (Mikuś et al., 2019). W naturalnym odnowieniu drzewostanu lasu łęgowego ważne jest, żeby powodzie były cykliczne i wyjątkowo duże, wówczas pojawia się impuls w postaci zerwanej pokrywy zielnej lub naniesione sedymenty tworzą nowe siedlisko opanowywane przez gatunki pionierskie (Corenblit et al., 2007; Sung et al., 2011; Uziębło, 2011). Badania Beach i Halpern (2001) dowodzą, że do naturalnego odnowienia wymagana jest powierzchnia, której pokrycie warstwy zielnej nie przekracza 10%. Natomiast powodzie na mniejszą skalę, ale cykliczne, podtrzymują jedynie wegetację zbiorowiska (Corenblit et al., 2007). Dodatkowo uważa się, że obecność zalewu stwarza możliwości do odnowienia drzewostanu w sposób generatywny, natomiast jego długotrwały brak lub niski poziom wód gruntowych przyczynia się do powolnego odnowienia drzewostanu przez odrosty (Thomas i Lang, 2020). Ważnym aspektem odnowienia drzewostanu łęgowego są powstałe w koronach drzew luki, przez które do dna lasu dociera więcej światła. Struktura takiego drzewostanu zmienia się cyklicznie – od pojawienia się luki, przez regenerację, po dojrzały drzewostan. Powstała luka sprawia, że do dna lasu dociera znacznie więcej światła, co zmienia warunki tam panujące w zakresie temperatury i wilgotności do tego stopnia, że swój udział w odnowieniu drzewostanu mogą mieć również gatunki światłożądne (Holeksa, 1998; Gutièrrez et al., 2004; Dobrowolska, 2007), których siewki nie były dotychczas obecne w runie albo ich rozwój był zahamowany. Odnawiający się w ten sposób drzewostan jest mozaiką różnych faz rozwojowych ze wspomnianym udziałem gatunków światłolubnych, ale także cieniolubnych i tych o pośrednich wymaganiach względem światła. Im większa luka w drzewostanie, tym w runie leśnym pojawia się więcej siewek drzew światłolubnych, które w otwartej luce mogą zintensyfikować proces fotosyntezy (Jarvis i Jarvis, 1964; Bustamante i Armesto, 1995; Dobrowolska, 2007). Tym samym wielkość luki ma znaczenie w kolonizacji przez różne gatunki i w kształtowaniu odnawiającego się drzewostanu (Runkle, 1981; Emborg, 1998; Dobrowolska, 2006).

Żywotność siewek gatunków drzewiastych jest zróżnicowana – żywotność niektórych gatunków jest niższa pod pełnym zwarciem koron drzew, inne słabiej rosną w lepszych warunkach świetlnych (Dobrowolska, 2006). Wskazane jest zatem, aby nie przyczyniać się do sztucznego tworzenia luk poprzez wycinkę drzew, bowiem zbyt wczesne oświetlenie siewki pełnym światłem może być niekorzystne dla jej wzrostu i rozwoju, a efekt jest odwrotny do zamierzonego

(Ziegenhagen i Kausch, 1995; Larsen i Johnson, 1996; Welander i Ottosson, 1998). Siewki w początkowym okresie są przystosowane do życia w cieniu pod okapem drzew (Welander i Ottosson, 1998), posiadają bowiem liścienie – organy magazynujące substancje pokarmowe. Dzięki nim ocienienie pozytywnie wpływa na wzrost siewek przez ok. 40 dni, z kolei zbyt gwałtowne ich oświetlenie w wyniku wycinki drzew znacząco ogranicza ich rozwój (Kitajima, 2002). Powstała luka, podobnie jak powalony cały drzewostan, mogą mieć również negatywny wpływ na odnowienie lasu z uwagi na silny rozrost niektórych gatunków zielnych (Holeksa, 1998; Dobrowolska, 2006; Jaworski, 2011; Barć et al., 2015), co pogarsza warunki kiełkowania, wzrostu i rozwoju siewek gatunków drzewiastych. Przyczyn ograniczeń naturalnego odnowienia drzewostanu w lukach można doszukiwać się nie tylko w silnym wzroście pokrycia niektórych gatunków runa, ale także w samym jego składzie gatunkowym, którego kompozycja może przyczynić się do wyjałowienia gleby. W istocie, las to środowisko o wielostronnym współoddziaływaniu gatunków oraz konkurencja między nimi o zasoby środowiska, głównie o światło, wodę i składniki pokarmowe (Jaworski, 2011). Dodatkowo, oprócz składu gatunkowego runa, na naturalne odnowienie drzewostanu ma również wpływ wysokość warstwy zielnej – im niższa, tym odnowienie drzewostanu jest bardziej efektywne (Lorimer et al., 1994). Oprócz tego kiełkowanie nasion może stymulować temperatura i odpowiednio długi okres stratyfikacji (Pardos et al., 2005). Roślinność runa leśnego jest kształtowana nie tylko przez warunki świetlne, ale również poprzez właściwości chemiczne górnej warstwy gleby, uwarunkowane zarówno samym składem gatunkowym drzew, jak i poprzez dopływ biogenów z zewnątrz (Czerepko, 2004). Na kiełkowanie nasion, przeżywalność i wzrost siewek mają również wpływ inne czynniki, jak np. rodzaj podłoża. Światłolubne siewki drzew kiełkują i rozwijają się lepiej na podłożu mineralnym (Dobrowolska, 2007).

Jak podają Götmark et al. (2005), naturalne odnowienie drzewostanu zależy od warunków siedliskowych, zdolności wytwarzania przez drzewa nasion i sposobów ich dyspersji. Na naturalne odnowienie drzewostanu znaczący wpływ mogą mieć również zwierzęta – najbardziej wpływowe są bobry – to one traktują drzewa w swojej diecie wybiórczo, kształtując skład odnowienia. Bobry najchętniej zjadają wierzby, a duże powalone drzewa przestają być źródłem nasion, co automatycznie uszczupla zasoby banku nasion (Nolet et al., 1994; Anderson et al., 2006). Jednakże leżące kłody drzew są bardzo ważne, ponieważ dostarczają składników odżywczych dla drzew w młodym wieku oraz stanowią

swego rodzaju tamę zmniejszającą energię przepływu, co często przy zalewie powierzchni zapewnia sukces rozwijającym się siewkom drzew (Austin, 1999). Poza tym nawet jeśli nie dochodzi do zgryzania, to obecność tarzających się lub kopiących w runie dzikich zwierząt przyczynia się do eliminacji siewek drzew i ich osobników w młodym wieku (Naiman i Decamps, 1997).

Na terenach górskich i podgórskich najlepiej zachowane, choć w sposób fragmentaryczny, są fitocenozy z *Alnetum incanae* (Wilczek et al., 2009). Zagrożone wyginięciem są fitocenozy łęgów wierzbowych i topolowych – są one bowiem najbardziej zdegradowane (Brzeg i Wojterska, 2001). Utrzymanie nadrzecznych łęgów we właściwym stanie ochrony jest niezbędne, ponieważ ich zaburzona równowaga biologiczna ułatwia rozprzestrzenianie się inwazyjnych gatunków obcych (Chmura i Sierka, 2006) i obniża poziom świadczenia usług ekosystemowych (Zelnik et al., 2020; Kowalska et al., 2021).

Antropopresja w dolinach rzecznych przejawia się m.in.: nadmierną eksploatacją zasobów wodnych i kamieni z dna koryta oraz poborem wód gruntowych, a także wycinką drzew (Kawałko et al., 2015; Lang et al., 2015). Takie działania prowadzą do obniżenia poziomu wód gruntowych i lustra wody w korycie rzeki (Krzemińska, 2008). Zakłóca to odnowienie drzewostanu poprzez zaburzone procesy hydrologiczne (Seena et al., 2017; González et al., 2018; Keram et al., 2019; Schmitt et al., 2019; Arif et al., 2021).

Ze względu na dynamikę procesów zachodzących w siedliskach dolin rzecznych charakterystyczną cechą lasów łęgowych jest facjalna fizjonomia runa, czyli dominacja któregoś z gatunków runa. Może ona wpływać nie tylko na efektywność odnowienia, ale również na samą obecność siewek drzew i ich juwenilnych osobników. W efekcie siewki przegrywają silną konkurencję nie tylko o zasoby światła, ale także o zasoby wody i substancje pokarmowe, nie przeżywając do kolejnego sezonu wegetacyjnego. Natomiast osobniki, które przetrwały, cechują się niskim wzrostem. Dodatkowo inwazyjny charakter gatunków geograficznie obcych może wpływać na różnice w efektywności odnowienia drzewostanu, w porównaniu z dominującym gatunkiem rodzimym.

Jak już wspomniano, warunkiem trwałości każdego ekosystemu leśnego jest utrzymanie efektywnego odnowienia drzewostanu (Poznański, 2014). Jednym z celów niniejszych badań, wyznaczonym na podstawie wcześniej przeprowadzonych pomiarów i zaobserwowanych w terenie zjawisk, było określenie warunków, które wspierają bądź ograniczają przeżycie gatunków drzew w młodym wieku,

w wybranych zbiorowiskach nadrzecznych lasów łęgowych. Na początkowym etapie badań sformułowano następujące hipotezy:

- H_0 – Nie ma różnic w efektywności naturalnego odnowienia drzewostanu łęgowego (wyrażonej przeżywalnością osobników juwenilnych) pomiędzy powierzchniami reprezentującymi różne zespoły lasów łęgowych;
- H_1 – Osobniki juwenilne drzew wykazują różnice w przeżywalności względem czynników ilościowych (struktura lasu i chemizm gleby) oraz jakościowych (typ runa, naturalność koryta, obecność martwego drewna i zalewów, antropopresja).

Przeanalizowanie tych zależności w różnych układach siedliskowo-fitocenotycznych, określenie zasobów nadrzecznych łęgów w województwie śląskim, a także analiza ich rozmieszczenia oraz ocena ich stanu zachowania i zagrożeń, a także wskazanie priorytetów i zaleceń ochronnych dla nich, było głównym celem tej monografii. Obecnie kwestia odnowienia drzewostanów łęgowych powinna być traktowana priorytetowo, tym bardziej że do tej pory ani w Polsce, ani poza jej granicami nie badano naturalnego odnowienia drzewostanu z istniejącą naturalną warstwą zielną.

1. Rola i znaczenie nadrzecznych lasów łęgowych w środowisku przyrodniczym

Zbiorowiska łęgów nadrzecznych mają ogromne znaczenie dla prawidłowego funkcjonowania ekosystemów dolin rzecznych. Ze względu na to, że często sąsiadują z gruntami ornymi lub użytkami zielonymi, które dla życia biologicznego w rzece są bezpośrednim źródłem szkodliwych substancji chemicznych, takich jak: środki ochrony roślin, nawozy i pestycydy, spływające odchody zwierząt gospodarskich, lasy te stanowią swoisty bufor ochronny, szczególnie w okresie wegetacyjnym, kiedy bujne runo leśne absorbuje spływający do koryta rzeki azot i fosfor, przeciwdziałając eutrofizacji wody (Peterjohn i Correll, 1984; Naiman et al., 1998; Bernal et al., 2007; Zhao et al., 2009; Fortier et al., 2010; Truax et al., 2017; Turunen et al., 2019; Lee et al., 2020; Ramião et al., 2020). Nawet wąski pas łęgu olchowego (10–15 m) może odfiltrować ponad 80% zanieczyszczeń biogennych, które w przeciwnym razie wpłynęłyby do rzeki (Dountchev et al., 2017). Ekologiczny stan wód po kolejnych katastrofach związanych z działalnością człowieka jest obecnie wiodącym tematem w kontekście określenia sposobów zarządzania obszarami o bogatej hydrografii. Badania prowadzone w Finlandii wykazały, że obecność pasa lasów nadbrzeżnych miała największy pozytywny wpływ na jakość wód w mniejszych i średnich rzekach otoczonych krajobrazem rolniczym. Przy wzroście lesistości obszaru nadrzecznego z 10% do 60% jakość wód w ciekach poprawiała się o całą jedną klasę czystości wody (Tolkkinen et al., 2021), jednak tak wyraźna zależność nie ujawniała się w przypadku dużych rzek. Wyniki te mają istotne implikacje dla zarządzania dorzeczami i osiągnięcia celu Ramowej Dyrektywy Wodnej UE (WFD), jakim jest uzyskanie dobrego stanu ekologicznego rzek.

Lasy porastające brzegi rzek regulują również stosunki wodne w glebie na równinach zalewowych oraz na terenach przyległych. Badania prowadzone w dolinie Odry, na zalesionym polderze Lipki-Oława, w dobitny sposób wykazały ogromny potencjał retencyjny roślinności leśnej oraz wysoką zdolność obszaru zalesionego do opóźniania odpływu wód do koryta rzeki po wzmożonych letnich opadach (Krzemińska, 2008). Ponadto ekosystemy lasów nadrzecznych regulują

poziom zwierciadła wód podziemnych oraz chemizm wód odpływowych (głównie w zakresie kwasowości gleby i zawartości żelaza). Każda ingerencja w strukturę drzewostanu, bezpośrednia przez wycinkę drzew lub pośrednia poprzez sukcesję wywołaną brakiem naturalnych zalewów, skutkowała: zmniejszeniem retencji, podniesieniem poziomu wód gruntowych i lokalnymi podtopieniami, pogorszeniem jakości wód odpływowych oraz wzrostem intensywności odpływu, co wpływało negatywnie na jakość siedliska i stabilność obu ekosystemów – rzeki i nadrzecznego lasu (Krzemińska, 2008).

Nadrzeczne lasy łęgowe w nieoceniony sposób wpływają również na łagodzenie skutków powodzi. Szczególnie w miejscach, gdzie naturalnie meandrujące koryta zostały uregulowane, pas przybrzeżnej zieleni wysokiej wpływa hamująco na przepływ wody, zapobiegając erozji brzegowej w dolinie rzecznej (Naiman i Decamps, 1997; Corenblit et al., 2007; Hubble et al., 2013; Andreoli et al., 2020). Brzegi cieku pozbawione biologicznej obudowy erodują znacznie szybciej niż te chronione przez systemy korzeniowe drzew (Malik, 2004). Jednak kiedy silny nurt wód powodziowych wymywa podłoże z systemów korzeniowych drzew i doprowadza do ich obalenia, w nurcie rzeki zalegają tzw. kłody, mające ogromne znaczenie dla dynamiki kształtowania się koryta rzeki, różnicują one bowiem tempo erozji bocznej, przyspieszając ją bądź hamując. Powstają wówczas najróżniejsze formy erozyjne, takie jak: zagłębienia wsteczne i opływowe, kotły przelewowe, cienie piaszczyste czy odsypy korytowe (Malik, 2004), stanowiące siedlisko dla sukcesji pierwotnej, w wyniku której powstają pokryte roślinnością wyspy śródrzeczne o różnej trwałości, w zależności od wysokości i częstości wezbrań (Tockner et al., 2003; Uziębło, 2011; Picco et al., 2015; Pawlaczyk, 2017a). Sam rumosz drzewny zalegający w korycie rzeki ma ogromny wpływ na bioróżnorodność, tworząc siedliska dla, nawet unikatowych, gatunków bezkręgowców (mięczaków, chruścików, jętek). Zalegające w korycie kłody są istotnym elementem ekosystemu różnicującym mikrosiedliska rzeczne, szczególnie w rzekach o piaszczystym dnie. W cieniu hydrologicznym kłód ryby i inne zwierzęta wodne znajdują możliwość rozrodu lub odpoczynku od silnego nurtu rzeki. Konary powalonych, wystających z wody drzew dają również wytchnienie wielu gatunkom ptaków związanych z wodą. Są na przykład kluczowym elementem wykorzystywanym przez żerujące zimorodki (*Alcedo attis*, fot. 1). Osłonięte kłodami, szybko nagrzewające się płycizny, na równi z utrzymującymi się zalewiskami w obrębie lasów, to z kolei siedlisko wielu gatunków płazów (Pawlaczyk, 2017a).

Dobrze zachowany pas lasu łęgowego łagodzi skutki powodzi, pozytywnie wpływając na retencję wody (da Silva et al., 2017). Każde drzewo, na przykład topola o ok. 30-metrowej wysokości z rozległą koroną i gęstym ulistnieniem, musi dostarczyć liściom tyle wody, aby ich tkanki miały odpowiedni turgor, co umożliwi proces fotosyntezy. Obniżenie tego wewnątrzkomórkowego ciśnienia uruchamia potężną siłę ssącą. Zatem każde drzewo porastające brzeg rzeki stanowi naturalną wieżę ciśnień, dzięki której nadmiar wody w podłożu jest pochłaniany przez organizm rośliny, a następnie oddawany do powietrza w procesie transpiracji. Przyjmuje się, że jedno dorosłe drzewo liściaste, w zależności od gatunku, potrafi oddać do otoczenia od 50 do ponad 100 litrów wody dziennie (Owens i Moore, 2007). Jeśli dodać do tego gęsty, zwarty podszyt i runo, to cała pokrywa roślinna jest w stanie znacząco zwiększyć ilość wody pochłanianej przez systemy korzeniowe. Ponadto przy obniżonym poziomie wody łęgi mogą odprowadzić wodę z powrotem do głównego koryta przez tzw. strefę hiporeiczną (Jekatierynczuk-Rudczyk, 2007; Camporeale et al., 2013).

Opisana powyżej właściwość lasów nadrzecznych określana jest jako usługa ekosystemowa (ES – *ecosystem service*; Haines-Young i Potschin, 2018). Barth i Döll (2016), prowadząc badania nad retencją ok. 600 ha lasu łęgowego nad rzeką Men (Hanau, Niemcy), wyliczyły, że budowa obiektów technicznych o takiej samej pojemności retencyjnej jak badany ekosystem, zabezpieczających przed ekstremalną powodzią, kosztowałaby 68 mln EUR (ekwiwalent usługi ekosystemowej = 1900 EUR/ha/rok). Zważywszy na zmieniający się klimat, należy spodziewać się wzrostu częstości i intensywności opadów atmosferycznych, a tym samym nasilenia powodzi w przyszłości na wielu obszarach świata (Döll et al., 2015). W przypadku powodzi regularnie pojawiających się w ciągu 10 lat las łęgowy zapewnia uniknięcie kosztów szkód powodziowych w wysokości co najmniej 26 mln EUR (4300 EUR/ha/rok). Te wyliczenia pokazują, jak ważna, również ze względów ekonomicznych, jest ochrona naturalnych ekosystemów zalewowych lub ich odtwarzanie (Barth i Döll, 2016).

Innym aspektem ochrony istniejących i odtwarzania zniszczonych kompleksów lasów łęgowych jest ich wysoka zdolność do szybkiej sekwestracji węgla. Dybala et al. (2019), przeprowadzając metaanalizę 117 publikacji i modelując zmiany zasobów węgla jako funkcję wieku roślinności lasu łęgowego (z uwzględnieniem wpływu klimatu, a także tego, czy las istniał wcześniej czy też został nasadzony), stwierdzili, że pojawienie się lasu ponad trzykrotnie

zwiększa podstawowe zasoby węgla w niezalesionej glebie. Ponadto wykazali, że lasy łęgowe zawierają średnio 68–158 mg C/ha w biomasie w okresie dojrzałości, przy czym najwyższe wartości stwierdzono w lasach rosnących w strefie klimatu stosunkowo ciepłego i wilgotnego. Odkryli również, że aktywne odtwarzanie lasów łęgowych znacznie przyspiesza akumulację węgla w biomasie, z początkowym tempem wzrostu ponad dwukrotnie większym niż w przypadku naturalnie regenerującego się lasu.

Inne usługi ekosystemowe, jakie spełniają lasy łęgowe, to dodatkowy efekt wspomnianej wyżej transpiracji na większym zalesionym obszarze, czyli poza depozycją wody również obniżanie temperatury otoczenia, co w dobie gwałtownego wzrostu temperatury powietrza jest szczególnie cenną właściwością. Zatem lasy łęgowe pełnią także w granicach swojego zasięgu rolę w kształtowaniu mikroklimatu. Zwarcie koron drzew tworzących obudowę rzeki przyczynia się również do obniżenia latem temperatury wody w rzece (Adel et al., 2018; Nóbrega et al., 2020; Rocha et al., 2020). Z kolei w zimne dni, kiedy woda oddaje ciepło, temperatura otoczenia jest wyższa niż w lasach łęgowych, które w tym wypadku utrzymują dość stabilne warunki mikroklimatyczne. Taka cecha sprawia, że to siedlisko leśne jest idealne dla wielu gatunków roślin i zwierząt nietolerujących dużych wahań temperatury (Austin, 1999; Garner et al., 2017; Dugdale et al., 2018), a jak dodają Turunen et al. (2019) oraz Stella i Battles (2010), panujący tam mikroklimat może wpłynąć na ich przetrwanie w obliczu skutków zmian klimatu, choć warunki we wnętrzu lasu determinuje szerokość pasa roślinności leśnej (Meleason i Quinn, 2004).

Dzisiaj, w dobie wspomnianej już fragmentacji lasów łęgowych (Fierke i Kauffman, 2005; Looy i Piffady, 2017), ciekawym zagadnieniem jest wyznaczenie optymalnej szerokości takiego pasa zieleni w postaci lasu łęgowego. Okazuje się, że aby łęgi najlepiej spełniały swoją buforową funkcję, jest wymagana szerokość minimum 30 m. Co ciekawe, już 3–10 m od brzegu łęgi pozytywnie działają jako filtr osadów niesionych przez wezbraną wodę (Lind et al., 2019). Natomiast Ramos i Anjos (2014) uważają, że lasy łęgowe, które prawidłowo spełniają swoje funkcje ekologiczne, powinny po obu stronach otaczać koryto rzeki pasem roślinności o szerokości aż 50 m – jest to ważne nie tylko dla buforowej funkcji łęgów, ale też dla utrzymania siedlisk ptaków – wiele z nich stale bytuje tylko w szerokich pasach leśnych (Shirley i Smith, 2005). W lasach łęgowych Polski odnotowano wiele gatunków

awifauny, część z niej to gatunki lęgowe w tym typie lasów, wymagające do życia bliskości wody, oraz gatunki ptaków jedynie zalatujących okresowo, np. w okresie żerowania lub migracji. Wśród ptaków obserwowanych na badanym terenie można wymienić: remiza (*Remiz pendulinus*), słowika szarego (*Luscinia luscinia*), czaplę siwą i białą (*Ardea cinerea* i *A. alba alba*), zimorodka (*Alcedo attis*, fot. 1), ślepowrona (*Nycticorax nycticorax*, fot. 2) czy pluszcza (*Cinclus cinclus aquaticus*).



Fot. 1. Zimorodek (*Alcedo attis*)



Fot. 2. Ślepowron (*Nycticorax nycticorax*)

Niezależnie od szerokości pasa leśnego w łęgach dzięki dynamice zalewów tworzy się mozaika siedlisk (Pabst i Spies, 1999), dzięki której są one ostoją bogatej różnorodności biologicznej (González et al., 2018; Schmitt et al., 2019), a przy tym utrzymują krytyczne siedliska dla rzadkich i zagrożonych gatunków roślin i zwierząt (Naiman i Decamps, 1997; Kaszyński i Szczukowska, 2012; McClure et al., 2015; Ding i Zhao, 2016). Gęsty podszyt czy zalewiska przejściowo utrzymujące wodę po wiosennych powodziach są siedliskiem wielu gatunków gadów, takich jak: padalec (*Anguis fragilis*), zaskroniec zwyczajny (*Natrix natrix*), a także płazów: traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) i zwyczajnej (*Lissotriton vulgaris*), kumaka nizinnego (*Bombina bombina*), rzekotki drzewnej (*Hyla arborea*) oraz ropuchy szarej (*Bufo bufo*), a także owadów wykorzystujących wodę w cyklu życiowym, jak np. ważki (*Odonata*).

Typowo wykształcony las łęgowy to mozaika sąsiadujących ze sobą płatów roślinności leśnej, z fragmentami roślinności bagiennej i szuwarowej, a w miejscach bardziej prześwietlonych – również roślinności charakterystycznej dla wilgotnych łąk i zarośli (fot. 3a i 3b). Częstym elementem współtworzącym pokrywę roślinną tych zbiorowisk są obce gatunki inwazyjne.


a)


b)

Fot. 3. Zalewiska w łęgu nad Wartą (a) i Wisłą (b)

Funkcję utrzymywania siedlisk dużej liczby gatunków roślin i zwierząt łęgi mogą pełnić również mimo niewielkiej powierzchni (Clerici et al., 2014; Truax et al., 2017) – stąd są one ważnymi lokalnymi centrami bioróżnorodności (*hot spots*). To wszystko czyni je niezwykle ważnym obiektem badań interdyscyplinarnych (Borysiak et al., 2013; Kowalska et al., 2021).



Fot. 4. Topola czarna (*Populus nigra*) o obwodzie 580 cm obwodu, ze śladami żerowania bobra (*Castor fiber*) w łęgu nad Wartą

Liniowy charakter łęgów nadrzecznych ma również duże znaczenie w kształtowaniu krajobrazu. Jest to szczególnie widoczne na nieuregulowanych odcinkach naturalnie meandrujących rzek, szczególnie jeśli za pasem leśnym są zlokalizowane kompleksy łąk czy agrocenoz. Falista linia lasu wydłuża znacząco długość granicy rolno-leśnej, która, będąc klasycznym przykładem ekotonu, pełni ogromnie ważną rolę w utrzymywaniu specyficznych zbiorowisk okrajkowych. Jest również siedliskiem gatunków o ziemno-wodnym trybie życia, jak bóbr (*Castor fiber*; fot. 4) czy wydra (*Mustela lutra*), ale również miejscem chętnie odwiedzanym w celu rozrodu, miejscem dziennego schronienia, dojścia do wodopoju czy błotnych kąpieli większych przedstawicieli fauny, jak: sarna europejska (*Capreolus capreolus*), jeleń (*Cervus elaphus elaphus*), dzik (*Sus scrofa*), lis (*Vulpes vulpes*) czy wilk (*Canis lupus*), które chętnie wybierają lasy liściaste w pobliżu wody. Po przeciwległej stronie pasa leśnego korony drzew nadrzecznego łęgu tworzą zacieniony, chłodniejszy pas w strefie przybrzeżnej rzeki, który daje schronienie i możliwości rozrodu czy żerowania wielu gatunkom ryb i innych organizmów wodnych. Sąsiedztwo dwóch odrębnych ekosystemów wiąże się z istnieniem między

nimi wielu zależności troficznych i biologicznych (fot. 5a i 5b). Wpadające do wody liście, nasiona czy gałązki drzew, jak również zalatujące nad wodę owady żyjące w lesie czy też ich żyjące w wodzie formy larwalne są źródłem biomasy i pokarmu dla wielu organizmów wodnych (Naiman et al., 1997). Wpadające do koryta rzecznego konary czy całe korony drzew, dzięki spowolnieniu prądu wody i ocienieniu jej, stwarzają wielu organizmom wodnym dogodne siedliska dla rozrodu, odpoczynku czy opieki nad potomstwem (Dountchev et al., 2017).

Bardzo ważną dla środowiska przyrodniczego funkcją lasów łęgowych jest tworzenie korytarzy ekologicznych, umożliwiających rozprzestrzenianie się gatunków roślin (propagul lub całych płatów roślinności) i migrację zwierząt, co pozwala na losowe kojarzenie się osobników (panmiksję genów), wzbogacając tym samym pulę genową wielu tzw. biocentrów, np. zbiorników wodnych, większych kompleksów leśnych, którym korytarze ekologiczne zapewniają prawidłowe funkcjonowanie (Naiman i Decamps, 1997; Camporeale et al., 2013; Gray et al., 2016; Keram et al., 2019). W tym kontekście niewłaściwa jest fragmentacja liniowych struktur przyrodniczych, jakie tworzą lasy łęgowe, ze względu na likwidację ciągłości tych korytarzy.



a) b)

Fot. 5. Ocieniona łęgiem strefa brzegowa Odry (a) i Warty (b)

Lasy łęgowe we właściwym stanie ochrony są również miejscem rekreacji i zaspokajania potrzeb estetycznych człowieka (González et al., 2018). Obfitość zawieszonych w powietrzu fitoncydów działa dobroczynnie na organizmy

ludzi i zwierząt, spowalniając rozwój chorobotwórczych bakterii lub grzybów (Dountchev et al., 2017). Dzięki bliskości płynącej wody i obfitości zieleni, bogatej awifaunie ptaków śpiewających, lasy te zapewniają ludziom możliwość odpoczynku, np. podczas turystyki kajakowej, w trakcie pieszych wędrówek czy prac polowych na dużych otwartych przestrzeniach sąsiadujących z lasem, ale także dają możliwość regeneracji psychiki, rozładowania stresu i odpoczynku od obciążeń życia na obszarach miejskich (Franco et al., 2017).

Wszystkie wyżej wymienione świadczenia przyrody ożywionej stanowią wkład ekosystemów dolin rzecznych w dobrostan ludzi. Usystematyzowania wszystkich usług ekosystemowych dokonano w klasyfikacji Common International Classification of Ecosystem Services (CICES) (Haynes-Young i Potschin, 2018). Już wcześniejsza wersja tej klasyfikacji 4.1 z 2013 roku została poddana adaptacji do polskich warunków i norm językowych (Solon et al., 2017). Ostatecznie w wersji 5.1 (Haynes-Young i Potschin, 2018) usługi te dzieli się na trzy sekcje: zaopatrzenia, regulacji i utrzymania oraz kultury (interakcje z człowiekiem). Jako przykłady usług ekosystemowych oferowanych przez nadrzeczne lasy łęgowe według tej klasyfikacji można wymienić:

- w sekcji zaopatrzenie, dziale – materiały, grupie – biomasa, klasie – włókna i inne materiały z roślin i zwierząt przeznaczone do bezpośredniego użycia i przetwórstwa, przykładowym świadczeniem może być obecność chmielu (*Humulus lupulus*), który m.in. jest surowcem farmaceutycznym;
- w sekcji – regulacja i utrzymanie, dziale – regulacja ruchów substancji, grupie – ruchy masowe, klasie – stabilizacja gruntów i regulacja tempa erozji, za świadczenie ekosystemowe można uznać ochronę gleby przed erozją przez zwartą pokrywę roślinną lasu łęgowego czy też w grupie – ruchy cieczy i klasie – ochrona przed powodzią, spowalnianie przepływu i absorpcję wód powodziowych przez runo, podszyt i drzewostan łęgowy;
- w sekcji – kultura (interakcje z przyrodą), dziale – fizyczne i intelektualne interakcje, grupie – fizyczne interakcje, klasie – podglądanie/obserwacje przyrody, łęgi, będąc siedliskiem bogatej awifauny, dają możliwość obserwowania rzadkich gatunków ptaków.

Podsumowując, należy stwierdzić, że nadrzeczne lasy łęgowe to jedne z najwartościowszych ekosystemów zarówno z punktu widzenia funkcjonowania środowiska przyrodniczego, jak i dobrostanu społeczeństwa naszego kraju.

2. Zagrożenia nadrzecznych lasów łęgowych

Większość nadrzecznych lasów łęgowych została w Europie wycięta. Wystarczy prześledzić mapy satelitarne i ocenić, jaki procent długości koryt rzecznych jest już trwale pozbawiony naturalnej obudowy leśnej. Czynnikiem zachęcającym ludzi do pozyskiwania gruntów zajętych przez lasy łęgowe w dolinach rzek była żyzność podłoża, regularnie zasilanego w materię organiczną i pierwiastki biogenne przez coroczne zalewy. Wylesione gleby były przeznaczane pod użytki zielone, tj. łąki kośne i pastwiska. W efekcie kilka procent potencjalnego areału zajętego dziś przez zachowane lasy łęgowe ma wysoką wartość przyrodniczą, a w Unii Europejskiej, w sieci Obszarów Natura 2000, priorytetowy status ochronny. Mimo to wciąż podlegają one najrozmaitszym zagrożeniom.

Naturalnym czynnikiem wspierającym funkcjonowanie lasów łęgowych jest cykliczność zalewów, tj. następujące po sobie niezbyt długie okresy zalewu, przerywane okresami względnej suszy, co daje możliwość regeneracji, optymalnego wzrostu młodych drzew, zachowania różnorodności biologicznej i trwałości tych cennych ekosystemów (Kozlowski, 2002). W związku z tym do najpoważniejszych zagrożeń dla lasów łęgowych zaliczamy wybudowane tamy i regulacje brzegów rzek (Johnson, 2002; Benjankar et al., 2020; Czortek et al., 2020). Ograniczają one prawidłowe funkcjonowanie koryta rzecznego (Levine i Stromberg, 2001; Kopeć et al., 2014; Stefańska-Krzaczek i Podgrudna, 2015), a to powoduje degradację nadbrzeżnych ekosystemów leśnych (Nakamura et al., 2020). Prostowanie koryt rzecznych i zaburzanie przez urządzenia hydrotechniczne naturalnego przepływu wody prowadzi do zatrzymania regeneracji lasów, zahamowania wzrostu drzew i ich wczesnej śmiertelności. Takie reakcje są związane z niedostateczną podażą składników mineralnych, wody gruntowej czy propagul. Niedobory wody powodują u drzew dysfunkcje w fotosyntezie i odżywianiu mineralnym, czego efektem jest zahamowanie wzrostu i zwiększona śmiertelność roślin, głównie siewek i młodych osobników (Kozlowski, 2002). Wskutek braku zalewów bądź ich redukcji powstają również tzw. zbiorowiska zastępcze (Kopeć et al., 2014) – dochodzi do zmiany składu gatunkowego, zaniku

gatunków charakterystycznych dla nadrzecznych lasów łęgowych, wzrostu frekwencji gatunków obcych i terofitów, homogenizacji zbiorowisk, a także spadku liczby gatunków w płacie (Sweeney i Czapka, 2004; Uowolo et al., 2005; Kopeć et al., 2014; González et al., 2015; Schmitt et al., 2019; Dyderski i Jagodziński, 2020; Kowalska, 2020).

Odwrotna sytuacja, czyli nadmiernie długo utrzymujące się zalewy, np. po spuszczeniu wody ze zbiorników retencyjnych, również mają negatywny wpływ na funkcjonowanie ekosystemów lasów nadbrzeżnych. Niewiele gatunków budujących fitocenozy lasów łęgowych jest przystosowanych do przetrwania długotrwałego zalania gleby. Długo utrzymująca się powódź skutkuje utratą biomasy związaną ze słabym kiełkowaniem, zahamowaniem wzrostu roślin i przyspieszoną śmiertelnością drzew w najwyższej warstwie (fot. 6). Wszelkie dysfunkcje fizjologiczne u roślin są wywołane beztlenowymi warunkami w glebie. Zaliczyć do nich można: zmiany w procesach oddychania i fotosyntezy, syntezie białek, pobieraniu składników mineralnych, zaburzenia hormonalne i zwiększoną ekspozycję na działanie związków fitotoksycznych (Kozlowski, 2002). W rezultacie pionierskie drzewostany łęgowe, które potrzebują krótkotrwałych zalewów, zanikają (Damasceno-Junior et al., 2005; Stella et al., 2013).



Fot. 6. Runo łęgu topolowego nad Wartą latem, po wiosennym zalewie

Do przejawów antropopresji zalicza się również nadmierną eksploatację zasobów wodnych i żwiru z dna koryta oraz pozyskiwanie wód gruntowych, a także wycinkę drzew (Kawałko et al., 2015; Lang et al., 2015). Jak już wspomniano, takie działania są równoznaczne z obniżeniem poziomu lustra wody zarówno wód gruntowych, jak i w korycie rzeki (Krzemińska, 2008). Zakłóca to odnowienie drzewostanu przez zaburzone procesy hydrologiczne – są one bowiem uproszczone i ujednolicone (Seena et al., 2017; González et al., 2018; Keram et al., 2019; Schmitt et al., 2019; Arif et al., 2021). Zaburzenia w dostępności wody, takie jak: zmiana przepływu wody w glebie, przedłużające się susze, zmieniona dynamika pokrywy śnieżnej są również wymieniane jako zagrożenia dla ekosystemów łęgowych będące bezpośrednim efektem zmian klimatycznych, których całościowy wpływ na wegetację trudno jest jeszcze teraz prognozować (Poff et al., 2011). Rozchwianie dynamiki zalewów, a tym samym zaburzenie równowagi biologicznej w ekosystemach leśnych, przyczynia się również do powstawania dominacji gatunkowej w runie (Czortek et al., 2020), co ma swoje konsekwencje dla dynamiki lasu, głównie wzrostu siewek gatunków drzewiastych. Do sporych zaburzeń może dojść nawet przy niewielkich pracach hydrotechnicznych (Kopeć et al., 2014), a raz zabudowany brzeg rzeki nie jest już w stanie, nawet po rekonstrukcji, odzyskać historycznych poziomów zalewów (Stella et al., 2013), co prowadzi również do grądowienia lasów łęgowych (Afranowicz-Cieślak, 2012; Kowalska et al., 2019). Utrudniona jest wówczas kolonizacja powierzchni przez gatunki budujące przyszły drzewostan (Benjankar et al., 2020).

Postępująca degradacja hydromorfologiczna rzek w Unii Europejskiej stała się od początku XXI wieku przedmiotem troski władz unijnych, czego wyrazem było przyjęcie w 2000 roku tzw. Ramowej Dyrektywy Wodnej (RDW) [2000/60/DC]. Wprowadzała ona nowe podejście do oceny jakości wód powierzchniowych poprzez określenie ich stanu ekologicznego na podstawie wybranych wskaźników biologicznych (Szoszkiewicz i Gebler, 2011). Popularną w Polsce metodą takiej oceny jest pochodzący z Wielkiej Brytanii system waloryzacji środowiska rzecznego o nazwie *River Habitat Survey* (RHS), oparty na interdyscyplinarnej współpracy specjalistów z różnych dziedzin, co pozwala w szerokiej skali określić warunki ekologiczne ekosystemu doliny rzecznej i wyznaczyć jej odcinki referencyjne (Szoszkiewicz et al., 2007, 2009). System uwzględnia zarówno elementy geomorfologiczne, takie jak: morfologię i stopień przekształcenia koryta rzecznego, występowanie w nim naturalnych elementów, materiał brzegów i dna rzeki, typy przepływów, jak również określa przekształcenia antropogeniczne

i sposób użytkowania terenu w pasie 50 m od brzegu koryta na odcinku ok. 500 m doliny rzecznej. Wykorzystywane w tej metodzie elementy biotyczne to: opis roślin wodnych występujących w korycie rzeki, struktura roślinności na stokach i brzegu koryta, występowanie obcych gatunków inwazyjnych (Szoszkiewicz i Gebler, 2011). Należą do nich nie tylko rośliny zielne, ale również gatunki drzew, które powodują zmiany w strukturze lasów (Vosse et al., 2008; Urgenson et al., 2009; Stromberg et al., 2010) i chemizmie gleby (Dyderski et al., 2015), co pociąga za sobą spadek różnorodności biologicznej (Galatowitsch i Richardson, 2005) oraz zmniejszenie banku nasion (Vosse et al., 2008), więc jako takie, obce gatunki inwazyjne również stanowią zagrożenie dla funkcjonowania lasów łęgowych.

Gatunki inwazyjne, które często pojawiają się w dolinach rzecznych jako korytarzach ekologicznych, różnią się w zależności od położenia geograficznego. Na przykład w USA dużym problemem dla nadrzecznych lasów łęgowych są dwa gatunki drzewiaste: oliwnik wąskolistny (*Elaeagnus angustifolia*) i tamaryszek chiński (*Tamarix chinensis*), oba rozprzestrzenione głównie w zachodniej części kraju (Poff et al., 2011). Do gatunków inwazyjnych, które najbardziej upodobały sobie doliny rzek jako miejsce do migracji i rozprzestrzeniania się w naszym kraju, są zaliczane (Tokarska-Guzik et al., 2012): klon jesionolistny (*Acer negundo*), aster nowobelgijski (*Aster novi-belgii*), kolczurka klapowana (*Echinocystis lobata*), przegorzan kulisty (*Echinops sphaerocephalus*), słonecznik bulwiasty (*Helianthus tuberosus*), niecierpek gruczołowaty (*Impatiens glandulifera*), winobluszcz zaroślowy (*Parthenocissus inserta*), rdestowiec ostrokończysty (*Reynoutria japonica*), róża wielokwiatowa (*Rosa multiflora*), rudbekia naga (*Rudbeckia laciniata*) i wierzba amerykanka (*Salix eriocephala*). Wspomniane gatunki inwazyjne, wykorzystując wszelkie zaburzenia w siedlisku, i te naturalne spowodowane przez zalewy, i te pochodzenia antropogenicznego, pojawiają się zazwyczaj w krótkim czasie, w dość dużej liczebności. Takie zdominowane przez jeden gatunek runo leśne może mieć istotny wpływ na kluczowy dla ciągłości ekosystemu leśnego proces odnowienia drzewostanu i dać inny wynik efektywności tego procesu w stosunku do runa zróżnicowanego florystycznie (Tererai et al., 2013; Zelnik et al., 2020). W efekcie zacienienia dna lasu przez monogatunkowe agregacje gatunków obcych lub rodzimych siewki drzew przegrywają silną konkurencję nie tylko o światło, ale także o zasoby wody i substancje pokarmowe, nie przeżywając do kolejnego sezonu wegetacyjnego, a osobniki, które przetrwały taką inwazję, cechują się niskim wzrostem.

Innym czynnikiem istotnie wpływającym na strukturę i skład gatunkowy lasów nadrzecznych jest żerowanie takich przedstawicieli fauny jak:

- dziki, które buchtując w podłożu, rozkopują duże powierzchnie runa, z jednej strony mechanicznie niszczą rośliny, z drugiej jednak tworzą mikrosiedliska, zasiedlane przez różne gatunki zielne i drzewiaste, czym wpływają pozytywnie na bioróżnorodność;
- sarny i jelenie, zgryzając szczyty młodych osobników drzew, znacznie ograniczają efektywność odnowienia drzewostanu;
- bobry, których wpływ jest wieloaspektowy. Tam, gdzie budują tamy, doprowadzając do długotrwałych zalewów, powodują obumieranie drzewostanu, ze względu na utrzymujące się warunki beztlenowe w glebie, zmieniają również skład jakościowy runa (gatunki leśne ustępują miejsca gatunkom bagiennym). Jednocześnie, po obniżeniu poziomu wody, dzięki ich działalności uruchamia się sukcesja w kierunku najpierw zarośli wierzbowych, a następnie łęgów, więc negatywne skutki ich działalności nie są trwałe. W miejscach, gdzie żerują, przewracają większe drzewa, zmieniając tym samym strukturę pionową zbiorowiska i warunki świetlne na dnie lasu, co pozwala na wzbogacenie listy gatunkowej o rośliny światłolubne. Jednak, żywiąc się drewnem młodych osobników drzew, bobry z jednej strony ograniczają efektywność odnowienia drzewostanu, z drugiej wpływają na gęstość podszytu, gdyż wiele gatunków drzew po usunięciu głównego pnia przybiera pokrój krzewiasty, uruchamiając wzrost licznych odrośli korzeniowych, a tym samym wzrasta przeciwpowodziowa usługa ekosystemowa roślinności nadbrzeżnej (Krzyżanowska, 2018).

Wspominając o antropopresji i wielowiekowej gospodarce rabunkowej w łęgach, nie sposób pominąć równie bezpośredni, choć mniej inwazyjny, wpływ człowieka na zbiorowiska łęgów nadrzecznych, związany z ich atrakcyjnością przyrodniczo-krajobrazową. Odbywa się to przez użytkowanie lasów nadbrzeżnych w celach rekreacyjnych, takich jak: biwakowanie, piesze wędrówki wzdłuż rzek, używanie pojazdów terenowych czy budowanie ścieżek rowerowych. Nagminnym procederem w dolinach polskich rzek jest wykorzystywanie ich jako miejsca składowania odpadów, zarówno organicznych (biomasa odpadów z przydomowych ogrodów), jak i odpadów niebiodegradowalnych. Obserwowanymi efektami takich praktyk są m.in.: zmniejszenie pokrycia i różnorodności runa, obniżenie żywotności drzew i krzewów, eliminowanie siewek i młodych osobników drzew, nasilenie uszkodzeń i chorób drzew, ubożenie różnorodności

gatunkowej roślin na rzecz gatunków przystosowanych do presji mechanicznej (np. wydeptywania, rozjeżdżania), a także zwiększenie prawdopodobieństwa wnikania gatunków obcych, również inwazyjnych (Poff et al., 2011).

Zbiorowym efektem tych wszystkich zagrożeń staje się degradacja zachowanych jeszcze nadrzecznych lasów łęgowych. Ta z kolei skutkuje zmniejszeniem zawartości węgla i fosforu oraz mniejszą zdolnością do wymiany kationów w glebie, zmniejszeniem jej porowatości i pojemności wodnej, a tym samym zmniejszeniem infiltracji wody, czyli ogólnie obniżeniem jakości wszystkich oferowanych przez ten typ lasu usług ekosystemowych (Celentano et al., 2017).

Zatem ochrona dobrze zachowanych i odtworzenie obecnie już silnie zmienionych lasów łęgowych staje się praktycznie na całym świecie istotnym priorytetem ochrony różnorodności biologicznej (Sirombra i Mesa, 2012).

3. Charakterystyka fizjograficzna badanego terenu

Województwo śląskie jest obszarem bardzo zróżnicowanym geograficznie, a dzięki temu niezwykle urozmaiconym pod względem krajobrazu, topografii terenu, budowy geologicznej, klimatu i gęstości sieci hydrograficznej. Geograficznie należy do dwóch prowincji Wyżyn Polskich, w tym podprowincji Wyżyna Śląsko-Krakowska i prowincji Karpaty Zachodnie oraz podprowincji Zewnętrzne Karpaty Zachodnie i częściowo Podkarpacie Północne (Solon et al., 2018). Podprowincje podzielono na makroregiony i mezoregiony. W 2018 roku Solon wraz z zespołem zaktualizowali dotychczasowy podział z 316 na 344 mezoregiony fizyczno-geograficzne. W ten sposób oprócz dotychczasowo wyróżnianych mezoregionów, jak m.in.: Garb Tarnogórski, Wyżyna Katowicka, Pagóry Jaworznickie, Beskid Śląski czy Równina Pszczyńska, na terenie województwa śląskiego wyróżniono nowe mezoregiony, takie jak: Obniżenie Bojszowa, Kotlina Siewierza, Obniżenie Górnej Małej Panwi, Niecka Przyworska, Beskid Żywiecko-Orawski, Międzygórze Jabłonkowsko-Koniakowskie, Beskid Żywiecko-Kisucki i Pasmo Pewelsko-Krzeszowskie, choć wiele z nich tylko częściowo mieści się w granicach województwa śląskiego, dzieląc teren z województwami sąsiednimi (Rychling et al., 2021).

3.1. Ukształtowanie terenu, geologia i gleby

Omawiany obszar zlokalizowany w południowej Polsce, reprezentuje gradient wysokości od obszarów wyżynnych położonych około 300 m n.p.m. na obrzeżach Kotliny Oświęcimskiej czy Wyżyny Częstochowskiej, przez obszar pogórza obejmujący strefę wysokościową 400–450 m n.p.m. u podnóży Beskidów – Małego i Śląskiego, regiel dolny, w obrębie którego zlokalizowana jest cała reszta obszarów górskich, po 1557 m n.p.m. (szczyt Pilska w Beskidzie Żywieckim), czyli regiel górny z fragmentarycznie zaznaczonym w kulminacji szczytu piętrem alpejskim.

Województwo śląskie reprezentuje spore bogactwo formacji geologicznych i struktur tektonicznych, będących rezultatem złożonej historii geologicznej (Kondracki, 2000; Klimek i Starkel, 1972). Okres zlodowaceń odcisnął nierównomierne piętno na budowie geologicznej tego terenu. Beskidy i duża część Wyżyny Częstochowskiej w ogóle nie były objęte lądolodem. Inne obszary podlegały zlodowaceniu nawet dwukrotnie (Burda, 2014). Podłoże geologiczne tego regionu składa się z osadów z różnych er – paleozoiku, mezozoiku i kenozoiku – z wyraźną dominacją formacji węglonośnych z karbonu, które legły u podstaw rozwoju przemysłu węglowego na tym terenie. Struktury tektoniczne, takie jak: zapadliska, zręby oraz uskoki, wpłynęły na kształtowanie się rzeźby terenu, co zostało opisane w pracach badawczych (Starkel i Klimek, 1981; Waga, 2006). Gleby w województwie śląskim wykształciły się pod wpływem zróżnicowanego klimatu i procesów glebotwórczych zachodzących w zróżnicowanych skałach macierzystych, ostatecznie ukształtowanych w czwartorzędzie. Osady czwartorzędowe to w przeważającej części województwa gliny i piaski lodowcowe oraz piaski fluwioglacjalne. W dolinach rzek podłoże geologiczne stanowią osady akumulacji rzecznej, z lokalnie wykształconymi torfami. Znacznie mniejsze obszary województwa zajmują piaski eoliczne i utwory zwietrzelinowe (Fajer, 2014).

Obszar górski należy do tzw. Karpat Zewnętrznych, wypiętrzonych podczas tzw. fałdowania alpejskiego. W okresie neogenu ruchy górotwórcze spowodowały wypiętrzenie osadów fliszowych. Dominującymi skałami podłoża w Beskidzie Śląskim są drobnoziarniste piaskowce glaukonitowe utworzone z tzw. płaszczowiny godulskiej. W południowej części zalegają łupki, zlepieńce i piaskowce warstwy istebniańskiej. Z podobnych skał warstwy godulskiej jest zbudowany Beskid Mały. Z kolei w zachodniej części Beskidu Żywieckiego dominują łupki i piaskowce podmagurskie, margle, piaskowce zlepieńcowe i łupki pstre. Dominujące typy gleb w górach to: gleby brunatne kwaśne, brunatne wyługowane, w dolinach pojawiają się gleby płowe, pseudoglejowe o różnym stopniu uziarnienia (Olędzki, 2007). Gleby terenów górzystych z uwagi na ukształtowanie terenu, strome zbocza, większą ilość opadów, nasilone procesy erozyjne są płytsze i bardziej szkieletowe, a także uboższe i kwaśniejsze niż gleby pozostałej części analizowanego obszaru (Fajer, 2014). Dominującym typem gleb w pozostałej części województwa są kompleksy gleb brunatnych i płowych oraz bielicowych i rdzawych. Pierwsze, jako żyźniejsze, stanowią podłoże typowe dla lasów liściastych i mieszanych. Najliczniej występują one w południowej

i centralnej części województwa. Uboższe gleby płowe stanowią siedlisko dla zbiorowisk borowych i najliczniej występują na terenach górskich.

W dolinach rzek wykształcają się mady, żyzne gleby napływowe. Mady dorzecza Wisły są zazwyczaj pyłowe, gliniaste, a te z dorzecza Odry są ilaste i bardziej próchnicze. Bardziej piaszczyste występują w dolinach Liswarty i Warty na północy województwa. Natomiast mady górskich odcinków cieków wyróżnia płytkość i wysoka szkieletowość.

Innym dość rozpowszechnionym w północnej części województwa typem gleb są rędziny utworzone z wapieni jurajskich. Wyróżnia je żyzność i wysoka zawartość węglanu wapnia. Lokalnie pojawiają się również na południu, na Płaskowyżu Bytomskim lub Pogórzu Cieszyńskim, gdzie wykształciły się z wapieni cieszyńskich. Lokalnie w Beskidach tzw. pararędziny wykształcają się z fliszu karpackiego o dużej zawartości węglanu wapnia.

Najmniejsze powierzchnie zajmują czarne ziemie i czarnoziemy utworzone z lessów. Są to najżyźniejsze gleby województwa, użytkowane rolniczo (Fajer, 2014).

3.2. Warunki klimatyczne

Największe znaczenie w kształtowaniu klimatu danego regionu ma położenie geograficzne, zróżnicowanie wysokości n.p.m., rzeźba terenu, sieć hydrograficzna, obecność otwartych wód i szata roślinna (Okołowicz, 1969). Trudno też pominąć efekty wpływu antropogenicznego, szczególnie nasilone w ostatnich dziesięcioleciach. Klimat województwa śląskiego określa się jako przejściową odmianę klimatu umiarkowanego ciepłego (Rzętała i Machowski, 2015). Średnia roczna temperatura dla większości obszaru województwa mieści się między 7°C a 8°C (Kruczała, 2000). Na południu, w części górskiej, (typowo dla takich terenów) temperatura spada o ok. 0,6°C na każde 100 m wysokości (Kondracki, 2000), osiągając w najwyższych partiach średnio 4°C (Brzóska, 2010; Rzętała i Machowski, 2015).

Przez większą część roku obszar województwa pozostaje pod wpływem mas powietrza polarno-morskiego, nieco rzadziej polarno-kontynentalnego, a tylko przez kilka procent dni w roku nad omawianym obszarem zalegają masy powietrza arktycznego napływającego z Grenlandii i zwrotnikowego znad Morza Śródziemnego (Rzętała i Machowski, 2015).

Dominujące w rozkładzie kierunków wiejących tu wiatrów są zachód i południowy zachód (Kożuchowski, 2011). Najspokojniejszymi pod względem prędkości przesuwających się mas powietrza obszarami w województwie są Kotlina Żywiecka i przygraniczna część doliny Odry. Najsilniejsze wiatry odnotowywano w przyszczytowych partiach najwyższych szczytów – Skrzycznego i Baraniej Góry (Rzętała, Machowski, 2015). Z uwagi na bogatą sieć hydrograficzną warto tutaj zaznaczyć, że w dolinach rzecznych występują tzw. wiatry dolinne, które w ciągu dnia wieją z dolin w kierunku gór, zaś wiatry górskie wieją nocą w przeciwnym kierunku (Sosnowski, 1924).

Średnia roczna wilgotność powietrza wynosi tutaj 75–87% (Kruczała, 2000). Najwilgotniejsze powietrze odnotowuje się zimą na południu, na obszarach górskich źródlisk Wisły i Olzy (ponad 89%). Najniższe wartości średniej miesięcznej wilgotności względnej powietrza odnotowuje się wiosną i latem na terenach najbardziej zurbanizowanych od Gliwic po Dąbrowę Górniczą (Rzętała i Machowski, 2015). Dużą zmienność na terenie województwa śląskiego rejestruje się w przypadku opadów atmosferycznych (Miętus et al., 2010). Najniższe wartości średnich rocznych sum opadów stwierdza się w północnej części województwa, w okolicach Częstochowy (ok. 600 mm). Maksymalne sumy opadów powyżej 1300 mm rocznie odnotowano na północno-zachodnich stokach Baraniej Góry. W centralnej części województwa średnie roczne opady mieszczą się w zakresie 700–800 mm (Rzętała i Machowski, 2015). Liczba dni bezchmurnych to ok. 45, natomiast przez blisko połowę roku obszar jest pokryty chmurami – najwięcej pochmurnych dni przypada na okres zimowy (Lorenc, 2005).

3.3. Sieć hydrograficzna

Znaczne zróżnicowanie topograficzne w województwie śląskim wpływa na urozmaicenie powierzchniowej sieci hydrograficznej. Grunty pod wodami zajmują 18 462 ha, co stanowi 1,5% powierzchni województwa (Rocznik Statystyczny Województwa Śląskiego, 2012).

Przez teren województwa śląskiego przebiega dział wodny między dorzeczami Wisły i Odry, należącymi do zlewiska Morza Bałtyckiego. Wisła razem z jej dopływami odwadnia 44,3% powierzchni województwa, natomiast dorzecze Odry odwadnia teren Śląska w ok. 55%. Pozostała część terenu należy do zlewiska Morza Czarnego, dopływem Dunaju jest ciek Czadeczka

(Rzętała i Machowski, 2014). Południowa część województwa to obszar źródłowy wielu cieków zasilających wody Wisły (m.in. Białej, Soły z Koszarawą i Żylicą, Pszczynki, Gostynki, Przemszy, Brynicy z Rawą czy Pilicy) oraz Odry. Do zlewni tej ostatniej rzeki należą: Olza, Ruda, Bierawka, Kłodnica z Bytomką i Dramą, Mała Panew ze Stołą i Warta z Liswartą. Maksymalne poziomy wód w okresach wezbrań spowodowanych obfitymi letnimi opadami atmosferycznymi lub wiosennymi roztopami znacznie przekraczają średnie wartości i są związane z zalewami terenów przybrzeżnych, a w ekstremalnych przypadkach z powodziami (Rzętała i Machowski, 2014). Największe wezbrania w ostatnich 30 latach na omawianym terenie miały miejsce np. w sierpniu 1985, lutym 1987, maju i wrześniu 1996, lipcu 1997, lipcu 2001, czerwcu 2009, maju 2010 i czerwcu 2013 roku. W okresie objętym badaniami największe wezbrania na terenie województwa obserwowano wczesnym latem 2019 roku.

Cechą charakterystyczną województwa śląskiego jest występowanie kilku tysięcy zbiorników wodnych pochodzenia antropogenicznego o zróżnicowanej powierzchni i pojemności. Część z nich jest efektem celowych działań, jak np. zbiorniki poregulacyjne związane z odcinaniem zakoli w trakcie prac prostujących meandrujące koryta rzeczne, część – niezamierzonym efektem działania przemysłu wydobywczego, czyli zalewu powstałych zapadlisk. Nieliczne są natomiast zbiorniki naturalne, najczęściej związane ze starorzeczami większych rzek. Trzema największymi zbiornikami retencyjnymi powstałymi w wyniku spiętrzenia wody w rzece są: zbiornik w Goczałkowicach wybudowany na Wiśle, Tresna na Sole i Kozłowa Góra na Brynicy (Rzętała i Machowski, 2014). Zbiorniki te spełniają wiele funkcji, m.in.: przeciwpowodziową, rekreacyjną, zaopatrującą w wodę pitną, są siedliskiem fauny wodnej i nadwodnej, a także regulują lokalny mikroklimat.

4. Materiał i metody

Badania, będące podstawą niniejszego opracowania, były prowadzone w latach 2016–2022. Objęto nimi cały obszar województwa śląskiego, a w kilku przypadkach dla porównania lub pozyskania odpowiedniej ilości materiału reprezentatywnego włączono również tereny mu przyległe, np. sąsiednie doliny rzek lub przeciwległy brzeg rzeki granicznej, należący już do województwa małopolskiego.

4.1. Zróżnicowanie florystyczne i fitosocjologiczne nadrzecznych lasów łęgowych

Posługując się zdjęciami satelitarnymi w aplikacji Geoportal, wyznaczono obszary zalesione obrzeży większych cieków i ich dopływów, które spenetrowano w sezonach wegetacyjnych w latach 2016–2022 i zebrano na nich materiał fitosocjologiczny, pozwalający na klasyfikację syntaksonomiczną odnalezionych płatów nadrzecznych lasów łęgowych. Badaniami terenowymi objęto następujące potoki i rzeki: Łękawkę, Domaczkowiankę, Isepnicę, Kocierzankę i Wielką Puszczę, a także: Janoszkę, Leśniankę, Żylicę, Kameszniczankę, Koszarawę, Sopotnię – wszystkie stanowiące dorzecze Soły w Beskidzie Małym, Śląskim i Żywieckim. Uwzględniono także: Puńcówkę i Krężelkę w Beskidzie Śląskim, należące do dorzecza Dunaju. W tym samym pasmie górskim badano: Brennicę, Sołę i górny odcinek Wisły, a w części wyżynnej, oprócz środkowej Wisły, również: Czarną Przemszę, Wartę, Odrę i Małą Panew. Ponadto do analizy porównawczej i badań nad dynamiką lasów łęgowych włączono również cieki spoza województwa śląskiego – Białkę, Dunajec i Skawicę.

W sumie wykonano około 250 zdjęć fitosocjologicznych zmodyfikowaną metodą Brauna-Blanquet'a. W każdym odnalezionym płacie dokonano spisu gatunków z podziałem na 4 warstwy: A – drzewostan, B – podszyt, C – runo i D – mszaki. Zwarcie i pokrycie każdej z warstw wyceniano metodą szacunkową, natomiast każdy z odnalezionych gatunków wyceniano wg skali procentowej:

0,5% (dla małych pojedynczych okazów roślin), 1%, 5%, 10% oraz kolejno w 10-procentowych przedziałach do 100% włącznie. W badaniach nad dynamiką lasów łęgowych pozwoliło to wychwycić nawet niewielkie zmiany pokrycia roślin w krótkim czasie, w odróżnieniu od klasycznej metody Brauna-Blanquet'a, w której stosuje się szersze przedziały ilościowe. Spośród wykonanych zdjęć 145 zestawiono w 3 tabele fitosocjologiczne (zał. 1–3), 90 wykonano na stałych powierzchniach badawczych w kolejnych trzech sezonach 2017–2019 (zał. 5–7) dla określenia sezonowych zmian w składzie i strukturze analizowanych lasów. Pozostałe wyłączono z dalszych analiz ze względu na ich kadłubowy charakter i skład uniemożliwiający jakąkolwiek klasyfikację na podstawie dostępnych kryteriów. Zróżnicowanie i wzajemne powiązania florystyczne wszystkich analizowanych płatów zilustrowano dzięki nietendencyjnej analizie zgodności DCA przy użyciu pakietu „R" (R Core Team, 2020). W analizie wykorzystano surowe dane wartości procentowego pokrycia gatunków, przy czym gatunki sporadyczne zostały wyłączone z analizy. Charakterystyczną kombinację gatunków dla każdego zespołu wyznaczono na podstawie stopni stałości, natomiast należy traktować ją jako charakterystyczną lokalnie zgodnie z zaleceniami Pawlaczyka (2017b).

Nazwy gatunków zakwalifikowanych do flory rodzimej przyjęto za Mirek et al. (2002), natomiast gatunki obce, inwazyjne zostały zweryfikowane na podstawie opracowania Tokarskiej-Guzik et al. (2012). Obecność gatunków starych lasów analizowano wg Dzwonko (2007). Nazewnictwo mszaków przyjęto za Ochyrą (2003) i Klamą (2006). Przynależność syntaksonomiczną badanych fitocenoz określono, opierając się na przewodniku Matuszkiewicza (2012). Wykaz flory odnotowanej w analizowanych fitocenozach nadrzecznych lasów łęgowych zamieszczono na końcu opracowania.

4.2. Ocena stanu zachowania

Z uwagi na fakt, że cała grupa lasów nadrzecznych zarówno z klasy *Querco-Fagetea*, jak i *Salicetea purpureae* została ujęta w jeden typ siedliska jako siedlisko przyrodnicze w europejskiej sieci Natura 2000 o kodzie 91E0 i priorytetowym statusie ochrony, zdecydowano ocenić stan zachowania zinwentaryzowanych w niniejszej pracy fitocenoz na podstawie poradnika Mroza (2012). Tabelę nieznacznie uproszczono, usuwając parametry trudniejsze do wiarygodnej oceny,

np. perspektywy zachowania w okresie 10–20 lat lub zbyt szczegółowe, jak np. ocena ilości martwego drewna z rozbiciem na drewno drobno- i wielkowymiarowe – takiej oceny dokonywano tylko na stałych powierzchniach badawczych. W przypadku pozostałych płatów odnotowywano jedynie obecność martwego drewna w zbiorowisku. Każdy zinwentaryzowany płat pod względem analizowanych parametrów (tab. 1) został zaklasyfikowany na podstawie obserwacji terenowych do konkretnego stanu – FV (właściwy), U1 (niezadawalający) i U2 (zły). Za ostateczną ocenę płatu przyjmowano stan zachowania przeważający w przypadku większości parametrów. Takie parametry jak powierzchnia siedliska na stanowisku, obecność martwego drewna, naturalność koryta, reżim wodny czy obecność starodrzewu oceniano w skali nieco większej niż konkretne zdjęcie fitosocjologiczne dla uchwycenia rzeczywistych cech danego siedliska.

Tabela 1. Parametry oceny stanu zachowania fitocenoz nadrzecznych lasów łęgowych (wg Mroza 2012, uproszczone i zmodyfikowane)

Parametr/Wskaźniki	Stan		
	właściwy (FV)	niezadowalający (U1)	zły (U2)
Powierzchnia siedliska na stanowisku	Nie zmniejsza się, nie uległa antropogenicznej fragmentacji	Wykazuje powolny trend spadkowy lub uległa antropogenicznej fragmentacji	Wykazuje szybki trend spadkowy lub uległa silnej antropogenicznej fragmentacji
Specyficzna struktura i funkcje			
Charakterystyczna kombinacja florystyczna runa	Typowa dla łęgów kombinacja gatunków diagnostycznych	Kombinacja florystyczna zubożona, lecz oparta na gatunkach diagnostycznych dla łęgu	Kombinacja florystyczna zdominowana przez gatunki z innych klas roślinności
Gatunki dominujące w poszczególnych warstwach fitocenozy	We wszystkich warstwach dominują gatunki typowe dla siedliska, przy braku dominacji facjalnej	We wszystkich warstwach dominują gatunki typowe dla siedliska, przy czym są zaburzone relacje ilościowe (dominacja facjalna)	W jednej lub kilku warstwach dominuje gatunek obcy dla naturalnego łęgu
Gatunki obce geograficznie w drzewostanie	<1% i nieodnawiające się	<10% i nieodnawiające się	>10% lub spontanicznie się odnawiające, niezależnie od udziału

Inwazyjne gatunki obce w podszycie i runie	Najwyżej 1 gatunek, nieliczny	Więcej niż 1 gatunek, lub nawet 1 gatunek, jeżeli liczny	Facjalna dominacja
Ekspansywne gatunki rodzime (apofity) w runie	Nie bardzo silnie ekspansywne	Silnie ekspansywne, lecz nieograniczające różnorodności runa	Facjalnie dominujące w sposób ograniczający różnorodność runa
Martwe drewno	Obecne całe martwe drzewa, a nie tylko gałęzie, zaś ilościowo przekraczają 10% zasobności drzewostanu	Obecne całe martwe drzewa, a nie tylko gałęzie, ilościowo 3–10% zasobności drzewostanu	Zasoby martwego drewna mniejsze niż 3% zasobności drzewostanu
Naturalność koryta rzecznego	Brak regulacji	Regulacja wykonana metodami miękkimi, z zachowaniem cech hydromorfologicznych cieku naturalnego	Regulacja zmieniająca rytm zalewów lub zupełnie zmieniająca linię cieku. Istnienie urządzeń piętrzących zmieniających reżim cieku
Reżim wodny w tym rytm zalewów	Dynamika zalewów i uwodnienie podłoża normalne dla typu siedliska	Dynamika zalewów i uwodnienie podłoża obniżone w stosunku do normalnego dla typu siedliska	Zupełny brak zalewów lub zupełnie przesuszone podłoże
Wiek drzewostanu (obecność starodrzewu) oceniana na podstawie średnicy drzew	Starodrzew obecny	Pojedyncze stare drzewa	Brak okazów starych drzew
Pionowa struktura roślinności	Naturalna, zróżnicowana	Antropogenicznie zmieniona, lecz zróżnicowana	Antropogenicznie ujednolicona
Naturalne odnowienie drzewostanu	Tak, obfite	Tak, lecz pojedyncze	Brak
Zniszczenia drzew, runa i gleby	Brak	Nieliczne ślady, naruszone <1% powierzchni	Znaczące, obejmujące >1% powierzchni terenu, liczby drzew itp.
Ogólnie struktura i funkcje	Wszystkie wskaźniki kardynalne oceniono na FV, pozostałe wskaźniki przynajmniej U1	Wszystkie wskaźniki kardynalne oceniono przynajmniej na U1	Jeden lub więcej wskaźników kardynalnych oceniono na U2
Ocena ogólna	Wszystkie parametry ocenione na FV	Jeden lub więcej parametrów oceniono na U1, brak ocen U2	Jeden lub więcej parametrów oceniono na U2

Objaśnienia: pismo półgrube – wskaźniki kardynalne.

4.3. Dynamika fitocenoz i odnowienie drzewostanu na stałych powierzchniach badawczych

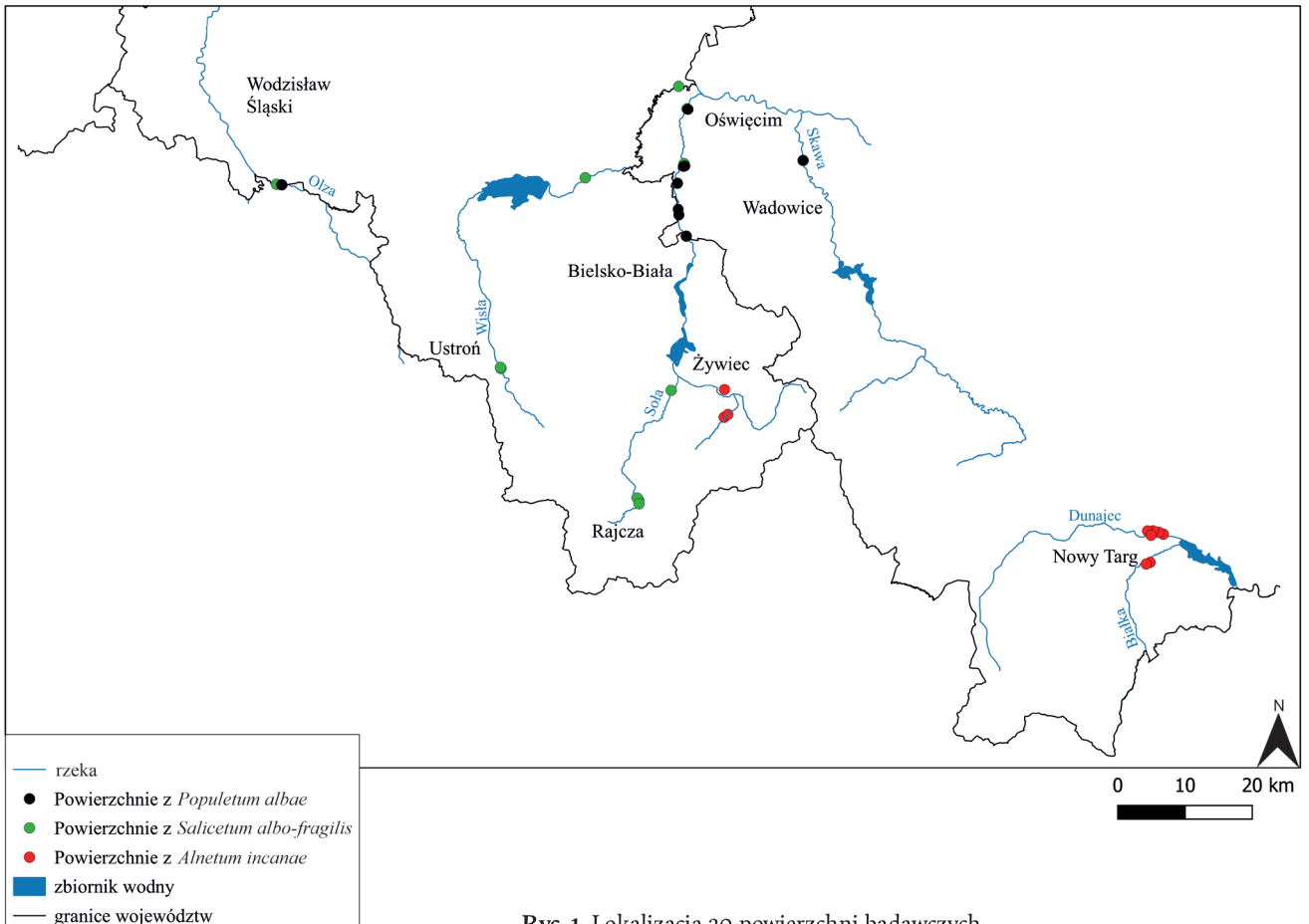
Podstawą szczegółowych analiz dotyczących dynamiki i uwarunkowań odnowienia drzewostanu w nadrzecznych lasach łęgowych są dane zebrane z 30 stałych powierzchni badawczych, reprezentatywnych dla trzech zespołów nadrzecznych łęgów, z uwzględnieniem trzech wariantów składu runa.

Powierzchnie badawcze zlokalizowane są w dolinach: Koszarawy, Soły, Sopotni Małej, S. Wielkiej, Wisły i Olzy w granicach województwa śląskiego. W celu uzyskania odpowiedniej reprezentacji powierzchni, spełniających przyjęte kryteria zróżnicowania florystycznego, włączono jeszcze: Białkę, Dunajec i Skawę, zlokalizowane na przyległych terenach województwa małopolskiego (ryc. 1). Powyższy wybór stworzył możliwość objęcia obserwacjami fitocenoz trzech zespołów łęgowych w gradiencie wysokości: *Alnetum incanae* Lüdi 1921 – nadrzeczna olszyna górska w reglu dolnym, na terenach pogórskich *Salicetum albo-fragilis* R. Tx. 1955 – nadrzeczny łęg wierzbowy i *Populetum albae* Br.-Bl. 1931 – nadrzeczny łęg topolowy.

Badania terenowe prowadzono w latach 2017–2019, na stałych powierzchniach badawczych o areale 100 m^2 każda. Polegały one na obserwacji młodych osobników drzew *in situ* w nadrzecznych lasach łęgowych, w różnych typach (wariantach) runa w wybranych fitocenozach analizowanych zespołów leśnych. W pierwszym sezonie wegetacyjnym (2017 rok) zostały założone stałe powierzchnie badawcze na podstawie wcześniej wykonanej dokumentacji fitosocjologicznej, a w kolejnych sezonach wegetacyjnych wracano do założonych powierzchni badawczych i powtarzano zdjęcia fitosocjologiczne (zał. 5–7).

Zebranie dokumentacji fitosocjologicznej pozwoliło wyznaczyć różne warianty runa leśnego w ww. zespołach łęgowych. Z uwagi na to, że skład florystyczny warstwy zielnej może mieć istotne znaczenie w naturalnym odnowieniu drzewostanu (Liang i Seagle, 2002; Jaworski, 2011), analizie poddano następujące warianty runa:

1) runo zróżnicowane florystycznie (brak dominującego gatunku);
2) runo z naturalnym (rodzimym) dominantem (pokrycie gatunku ≥60%), tj. *Aegopodium podagraria*, *Agrostis stolonifera*, *Anthriscus sylvestris*, *Chaerophyllum aromaticum*, *Galium aparine*, *Glechoma hederacea*, *Matteucia struthiopteris*, *Petasites hybridus*, *P. kablikianus*, *Phalaris arundinacea*, *Rubus caesius*, *R. plicatus* i *Urtica dioica*;



Ryc. 1. Lokalizacja 30 powierzchni badawczych

3) runo z dominantem obcym (obcy gatunek inwazyjny; pokrycie gatunku ≥60%), tj. *Conyza canadensis*, *Impatiens glandulifera*, *Reynoutria japonica*, *Rudbeckia laciniata* oraz *Solidago canadensis.*

W sumie założono 30 reprezentatywnych stałych powierzchni badawczych: 10 w fitocenozach *Alnetum incanae*, 11 w *Salicetum albo-fragilis* i 9 w *Populetum albae*. Charakterystyka fitosocjologiczna powierzchni w rozdziale 5.4.2 dotyczy pierwszego sezonu badań (2017 rok).

Dla każdej powierzchni badawczej podano współrzędne geograficzne celem dokładnego naniesienia badanych punktów w systemie informacji przestrzennej (GIS). Współrzędne geograficzne pobrano ze środka powierzchni badawczej. Do tej czynności użyto urządzenia z funkcją pomiarów GIS – Garmin Monterra. Dodatkowo przy pomocy tego samego sprzętu określono wysokość nad poziomem morza. Dane te poddano analizie przestrzennej z wykorzystaniem map proponowanych przez program QGIS 3.24.1 (freeware).

4.3.1. Materiał badawczy

Każda powierzchnia badawcza o wymiarach 10 × 10 m została oznaczona za pomocą reperów. W powstałym kwadracie wyznaczono siatkę kwadratów (działki) o boku 1 m, pozwalającą na dokładne skartowanie, ewidencję, pomiar i etykietowanie młodych osobników drzew. Osobniki drzew poddane analizom to, zgodnie z nomenklaturą leśną, nalot sięgający do wysokości 50 cm i podrost do wysokości 230 cm (Okła, 2012). Ze względów technicznych nie różnicowano osobników wyrosłych z nasion i pędów będących odroślami korzeniowymi, natomiast pomijano odrośla z szyi korzeniowej pnia żywych drzew. Kartowania juwenilnych osobników drzew dokonano na wcześniej przygotowanym formularzu. Każda powierzchnia badawcza składała się ze 100 kwadratów (działek), przy czym kwadraty na formularzu zostały odpowiednio zakodowane. Każdą kolumnę oznaczono kolejną literą alfabetu (A–J), natomiast każdy wiersz cyfrą (1–10). Skartowanie młodych drzew w siatce kwadratów w kolejnych sezonach badawczych pozwoliło uzyskać dane na temat rozmieszczenia, zagęszczenia oraz przeżywalności juwenilnych osobników drzew. Dane te przeniesiono do programu graficznego Corel (CorelDRAW wersja 11, 2019).

Ze względu na udokumentowaną rolę martwego drewna w odnowieniu drzewostanu (Fetherston et al., 1995; Naiman i Decamps, 1997; Holeksa, 1998; Dobrowolska, 2007; Bujoczek, 2012; Camporeale et al., 2013) określono

szacunkowo łączną ilość martwego drewna (leżące lub stojące >3 m długości i >50 cm grubości) na badanej powierzchni i wokół niej, posługując się (za Mrozem, 2010) następującymi zakresami i symbolami: >5 szt./ha (FV), 3–5 szt./ha (U1), <3 szt./ha (U2). Jednak, mając na uwadze, że jeśli z przyczyn naturalnych w pobliżu nie będzie martwego drewna o średnicy 50 cm, wówczas próg grubości zostanie obniżony do 30 cm (Tabor, 2014).

Badane płaty oceniono również pod kątem nasilenia antropopresji. Ocena ta została wykonana według skali uwzględniającej następujące parametry:

- stopień penetracji siedliska (nagromadzenie śladów obecności człowieka),
- wycinka drzew,
- obecność ścieżek i pobliskich dróg gruntowych,
- obecność odpadów organicznych i nieorganicznych w pobliżu badanej powierzchni.

Oceny dokonano na podstawie rozległości i natężenia zniekształcenia, stosując następujące oznaczenia: FV – badany płat bez zniekształceń; U1 – występują mało znaczące zniekształcenia; U2 – silne zniekształcenia (Mróz, 2010).

Ponadto za pomocą taśmy mierniczej określono wyniesienie płatu ponad średni poziom lustra wody, podobnie jak średnią odległość krawędzi badanego płatu od koryta rzeki. Ważny czynnik siedliskotwórczy – zalew, został oceniony albo na podstawie widocznych śladów zalewu, albo faktycznego zalewu w czasie objazdu terenu badań jeszcze przed rozpoczęciem okresu wegetacyjnego. Natomiast o naturalności koryta świadczył brak w pobliżu badanego płatu regulacji brzegu cieku (oznaczenie w pracy: koryto naturalne (brak regulacji (-) / regulowane (+)).

Ilość światła docierającego do młodych drzew w runie oszacowano na podstawie zwarcia koron drzew oraz podszytu i wyrażono w procentach.

Za pomocą próbnika glebowego z każdej badanej powierzchni pobrano próbę glebową o objętości ok. 2 kg, z głębokości dostosowanej do stopnia wykształcenia gleby (badano mady rzeczne od stadium inicjalnego pod olszynami po stadium dojrzałe w łęgach topolowych). Próby glebowe zostały pobrane tylko z górnej warstwy gleby – tutaj bowiem rozwijają się korzenie młodych drzew (Laura et al., 2003; Truax et al., 2017). Próby glebowe po wysuszeniu, przygotowano do dalszych analiz (oznaczenie pH, składu granulometrycznego, zawartości: $CaCO_3$, magnezu, potasu, fosforu, azotu, materii organicznej).

Dodatkowo, każda badana powierzchnia została oceniona pod kątem zróżnicowania biologicznego na podstawie wskaźnika Shannona-Wienera wyliczonego wg wzoru:

$$H = -\sum_{i=1}^{S} p_i log_2 p_i$$

$$p_i = \frac{n_i}{N_i}$$

gdzie:

S – liczba gatunków,

n_i – pokrycie osobników danego gatunku,

N_i – suma pokrycia wszystkich gatunków (Kopeć et al., 2014).

4.3.2. Analizy glebowe

Odczyn gleby został oznaczony metodą potencjometryczną w wodzie i KCl (Tyszkiewicz et al., 2019). W tym celu użyto skalibrowanego pehametru będącego na wyposażeniu Pracowni Glebowej Instytutu Biologii, Biotechnologii i Ochrony Środowiska Uniwersytetu Śląskiego w Katowicach. Łącznie zbadano pH w 60 próbkach gleby (po 2 próbki dla każdej powierzchni).

Skład granulometryczny podłoża został oznaczony metodą areometryczną Casagrande'a w modyfikacji Prószyńskiego (Tyszkiewicz et al., 2019). Analizę składu granulometrycznego wykonano w Pracowni Glebowej Instytutu Biologii, Biotechnologii i Ochrony Środowiska Uniwersytetu Śląskiego. Powyższa metoda składa się z dwóch etapów: z metody sitowej i sedymentacyjnej. W ramach metody sitowej zostały oddzielone części szkieletowe od części ziemistych (tj. frakcje: piasku, iłu i pyłu). Druga metoda – sedymentacja – polega na pomiarach gęstości zawiesiny cząstek glebowych w wodzie stojącej wg ustalonej skali czasowej, opartej na prędkości opadania cząstek o różnej ziarnistości. Pomiarów tych dokonano wyskalowanym areometrem Prószyńskiego. Przygotowane wg wspomnianej metody próbki gleby gotowano przez 30 min, a po osiągnięciu temperatury pokojowej zawiesina została przelana do cylindra o pojemności 1000 cm^3.

Celem tego badania było poznanie udziału poszczególnych frakcji w zawiesinie (piasek, pył gruby, pył drobny, ił pyłowy gruby, ił pyłowy drobny).

Próbki po wstępnej ocenie zawartości $CaCO_3$ na podstawie siły burzenia zostały poddane badaniu w aparacie Scheiblera.

Zawartość węglanów w glebie (w przeliczeniu na $CaCO_3$) obliczono ze wzoru (Bednarek et al., 2011):

$$CaCO_3\ [\%] = \frac{a \cdot k}{c \cdot 1000} \cdot 100$$

gdzie:

a – ilość wydzielonego CO_2 w cm^3,

k – współczynnik z tabeli,

c – naważka,

1000 – mnożnik wynikający ze zmiany gramów na miligramy.

Zawartość materii organicznej określono metodą strat prażenia. Wysuszone próbki gleby zostały poddane działaniu wysokiej temperatury, przez co zawarta w nich materia organiczna uległa spaleniu (Bednarek et al., 2011). Analizę wykonano w następujących krokach:

- tygle porcelanowe suszono przez 3 godziny w temp. 105°C, po czym je zważono,
- do 3/4 objętości tygla wsypano próbkę gleby – całość zważono,
- glebę w tyglach prażono w temperaturze 550°C w piecu muflowym przez 3 godziny,
- po tym czasie, tygle umieszczono w eksykatorze, a po ostygnięciu zważono.

Na podstawie różnicy mas przed i po prażeniu obliczono straty prażenia, korzystając ze wzoru:

$$Sp[\%] = \frac{a - b}{a - c} \cdot 100$$

gdzie:

a – masa tygla z próbką przed prażeniem,

b – masa tygla z próbką po prażeniu,

c – masa tygla (Bednarek et al., 2011).

Zawartość pierwiastków biogennych: N, Mg, K i P w próbach glebowych została określona przez certyfikowane laboratorium analiz glebowych w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Gliwicach.

4.3.3. Analiza statystyczna danych

Zebrany materiał fitosocjologiczny przeanalizowano pod kątem zróżnicowania fitocenoz zaklasyfikowanych do trzech zespołów nadrzecznych lasów łęgowych względem wybranych parametrów (wysokości n.p.m., bogactwa gatunkowego, udziału gatunków synantropijnych i gatunków starych lasów). Statystyczną istotność różnic wykazano, stosując test Kruskala-Wallisa (Stanisz, 2006).

Na podstawie wykonanych zdjęć fitosocjologicznych i dokumentacji fotograficznej każdą stałą powierzchnię badawczą opisano z podziałem na trzy typy runa: 1) florystycznie zróżnicowane, 2) z dominującym gatunkiem rodzimym i 3) z dominantem obcym. Różnice florystyczne między fitocenozami trzech zespołów na poszczególnych powierzchniach badawczych wykazano w tabeli synoptycznej (Tichỳ i Holt, 2006; JUICE – freeware) utworzonej na podstawie frekwencji poszczególnych gatunków w badanych zbiorowiskach łęgowych (z analizy wyłączono gatunki sporadyczne). Natomiast sezonowego porównania powierzchni pod względem składu gatunkowego dokonano przy użyciu współczynnika podobieństwa Jaccarda, metodą analizy skupień (Kalacska et al., 2004).

W celu zilustrowania dynamiki młodych drzew konkretnych gatunków zestawiono w formie tabelarycznej liczebność osobników każdego gatunku w analizowanych sezonach. Wzrost liczby osobników zaznaczono kolorem zielonym, spadek – kolorem czerwonym, a brak zmian w liczebności – kolorem niebieskim (tab. 5–7).

Na podstawie danych zebranych w terenie, jak i tych, które są wynikiem prac laboratoryjnych, przeanalizowano wpływ różnych czynników na przeżywalność młodych drzew na 24 powierzchniach łęgowych w latach 2017–2019. Na 6 z nich: (nr: XI, XII, XVII, XIX, XXVIII i XXIX) nie odnotowano odnowienia drzewostanu.

Do wspomnianych czynników zaliczono:

- czynniki ilościowe: zwarcie drzew i krzewów, pokrycie runa i warstwy mszystej, liczba gatunków starych lasów, liczba gatunków obcych, liczba inwazyjnych gatunków obcych, liczba gatunków w runie, wysokość runa, wyniesienie

płatu nad przeciętny poziom wody w korycie, wysokość n.p.m., zawartość w glebie: magnezu, potasu, fosforu, azotu, $CaCO_3$, poza tym – pH gleby oraz zawartość frakcji glebowych – piasku, iłu i pyłu;
- czynniki jakościowe: antropopresja, zalewy, martwe drewno, naturalność koryta, typ fitocenozy, określony typ runa (zróżnicowane, z dominantem rodzimym i z dominantem obcym).

Oprócz spodziewanych w odnowieniu gatunków, takich jak: olsza szara (*Alnus incana*), wierzby (*Salix* spp.) i topole (*Populus* spp.), w runie pojawiały się również licznie inne gatunki drzew. Analiza w obrębie poszczególnych gatunków jest możliwa, jeżeli liczba młodych osobników drzew danego gatunku (n) jest wystarczająco duża (Stanisz, 2006), stąd do dalszych analiz wybrano 4 spośród 21 gatunków, które pojawiły się w runie i podszycie badanych płatów:
- *Alnus incana* (n = 491),
- *Fraxinus excelsior* (n = 371),
- *Acer pseudoplatanus* (n = 182),
- *Padus avium* (n = 148).

Osobno odnowienie zbadano również łącznie dla wszystkich gatunków – stąd w tekście pojawia się określenie „ogół".

Przeżywalność młodych drzew badano w powiązaniu z czynnikami o charakterze ilościowym lub jakościowym, wziętymi osobno lub łącznie. Pod kątem modelowania przeżywalności uwzględniono wszystkie czynniki łącznie. Przeżycie jako wielkość do analizy to zmienna zerojedynkowa (0 – obumarcie, 1 – przeżycie), dla której wartości czynników przeżycia między latami 2017 i 2018, 2018 i 2019 oraz 2017 i 2019 wzięto wartości czynników z roku poprzedzającego. Dane do analizy przeżywalności obejmują łącznie 1737 przypadków.

Do sprawdzenia istotności różnic między liczbą młodych drzew, które przeżyły, a tymi, które obumarły, zastosowano test Manna-Whitneya. Do zbadania istotności powiązania czynników jakościowych z przeżywalnością użyto testu chi-kwadrat Pearsona (Stanisz, 2006).

Do zbadania istotności powiązania czynników ilościowych (obecność gatunków) z przeżywalnością przekształcono je najpierw na zmienne zerojedynkowe (0 – brak osobników danego gatunku, 1 – obecność osobników gatunku), po czym zastosowano test chi-kwadrat Pearsona. Jego wynik pokazuje, czy przeżywalność była istotnie związana z tym, czy dany gatunek w ogóle wystąpił.

Modele zależności przeżywalności od wszystkich czynników jednocześnie zbudowano za pomocą regresji logistycznej. Zastosowano dobór predyktorów metodą krokową postępującą spośród wszystkich 30 badanych czynników (poza ilościowymi), dotyczących wartości pokrycia warstwy zielnej. Uzyskane modele mają postać:

$$\text{prawdopodobieństwo przeżycia} = h(M(X)),$$

gdzie:

h – funkcja (tzw. funkcja logistyczna) dana wzorem $h(x) = 1 / (1 + e\text{-}x)$,

M – pewna funkcja liniowa zestawu włączonych do modelu predyktorów X oraz wyrazu wolnego.

Dla przypadków o prawdopodobieństwie przeżycia wg modelu ≥ 1 / 2 przewidujemy przeżycie, dla pozostałych – obumarcie. Statystyką testową w przypadku regresji logistycznej jest statystyka Walda i z niej obliczana jest wartość p, świadcząca o istotności predyktora. Przy wzroście wartości czynnika ilościowego o 1 jednostkę lub zmianie poziomu czynnika jakościowego z bazowego na inny, szansa przeżycia wzrasta tyle razy, ile wynosi iloraz szans (określony jako p / (1 - p), gdzie p oznacza prawdopodobieństwo przeżycia). Iloraz szans mniejszy/większy niż 1 mówi kolejno o niesprzyjaniu/sprzyjaniu przeżyciu osobników danego gatunku. Odrębnie od trafności przewidywań, o tym, że model regresji logistycznej jest właściwym modelem przeżywalności dla ogółu gatunków, świadczy wartość p z testu Hosmera-Lemeshowa.

Wszystkie analizy zostały wykonane z wykorzystaniem programu STATISTICA 13 (StatSoft, 2020) i pakietu „R" (R Core Team, 2020).

5. Wyniki

5.1. Charakterystyka nadrzecznych lasów łęgowych na badanym terenie

Nadrzeczne lasy łęgowe są niezwykle dynamiczną strukturą przyrodniczą. Z jednej strony podlegają naturalnym zmianom związanym z dynamiką cieków, wezbraniami wód, działalnością zwierząt, warunków klimatycznych (okresów suszy, huraganowych wiatrów), z drugiej – podlegają wpływowi antropopresji, przejawiającej się mimowolnym wprowadzaniem gatunków obcych, mechanicznym niszczeniem runa czy wręcz wycinką drzew. Część fitocenoz, które udokumentowano zdjęciami fitosocjologicznymi, dziś albo już nie istnieje, albo uległa fragmentacji, np. w wyniku budowy dróg rowerowych. Przykładem mogą być łęgi nad Sołą w Rajczy.

Zebrany materiał fitosocjologiczny zaklasyfikowano do trzech zespołów nadrzecznych lasów łęgowych, syntaksonomicznie należących do odrębnych klas roślinności, jednak wspólnie stanowiących jeden typ siedliska sieci obszarów Natura 2000 o nazwie „Łęgi wierzbowe, topolowe, olszowe i jesionowe *Salicetum albae*, *Populetum albae*, *Alnenion glutinoso-incanae*, olsy źródliskowe" o kodzie 91E0 i statusie siedliska priorytetowego. Podział na podtypy uwzględnia podział syntaksonomiczny tych zbiorowisk stosowany w Polsce.

W polskiej klasyfikacji fitosocjologicznej omawiane zespoły roślinne należą do następujących syntaksonów (Matuszkiewicz, 2012) i podtypów siedlisk przyrodniczych (Borysiak et al., 2004):

Klasa: *Querco-Fagetea* Br.-Bl. et R.Tx. 1943 – lasy liściaste
Rząd: *Fagetalia sylvaticae* Pawł. in Pawł., Sokoł. et Wal. 1928 – mezo- i eutroficzne lasy liściaste
Związek: *Alno-Ulmion* Br.-Bl. et R.Tx. 1943 – lasy łęgowe

Podzwiązek: *Alnenion glutinoso-incanae* Oberd. 1953
Zespół: ***Alnetum incanae*** Lüdi 1921 – nadrzeczna olszyna górska – podtyp 91E0-6

Klasa: *Salicetea purpureae* Moor 1958 – aluwialne łęgi i wikliny
Rząd: *Salicetalia purpureae* Moor 1958
Związek: *Salicion albae* R.Tx. 1955 – aluwialne łęgi
Zespoły:
- ***Salicetum albo-fragilis*** R.Tx. 1955 – nadrzeczny łęg wierzbowy – podtyp 91E0-1
- ***Populetum albae*** Br.-Bl. 1931 – nadrzeczny łęg topolowy – podtyp 91E0-2

Płaty wymienionych wyżej zespołów występują bezpośrednio w strefie przybrzeżnej koryt cieków, pasowo, w piętrowym układzie wysokościowym: od piętra regla dolnego, gdzie dominującym lasem nadrzecznym są olszyny górskie; poprzez piętro pogórza, gdzie stopniowo zastępuje je łęg wierzbowy; po najniższe położenia w środkowym biegu rzek, gdzie głównym zespołem lasu nadrzecznego jest łęg topolowy, który w granicach województwa śląskiego dopiero rozpoczyna strefę swojego zasięgu. Zagadnienia rozmieszczenia i wzajemnych powiązań florystycznych zostaną omówione w rozdziale 5.3.

5.1.1. *Alnetum incanae* – nadrzeczna olszyna górska (zał. 1)

Płaty zespołu nadrzecznej olszyny górskiej wysokościowo są związane z piętrem regla dolnego, w specyficznych układach siedliskowych pojawiają się na pojedynczych stanowiskach w strefie pogórza (najniżej położony płat 306 m n.p.m. nad Puńcówką). W tabeli (zał. 1) znalazło się również kilka zdjęć fitosocjologicznych z doliny potoku Marków, spływającego ze zboczy Babiej Góry, jednak florystycznie nie różnią się one zbytnio od płatów odnalezionych nad potokami w obszarze źródliskowym położonym u stóp masywu Pilska czy Beskidu Małego.

W grupie analizowanych zespołów olszyny są bogate florystycznie – w sumie odnotowano w nich aż 232 gatunki, w tym 18 gatunków mszaków. Średnia liczba gatunków w płacie wynosi 25, przy czym najuboższe gatunkowo fitocenozy liczą 13–17 gatunków, najbogatsze zaś 44–49 gatunków.

W typowym płacie drzewostan osiąga wysokie zwarcie (średnio 73%) i jest niemal jednogatunkowy, tworzy go olsza szara (*Alnus incana*). Często towarzyszy jej jawor (*Acer pseudoplatanus*), a w niższych położeniach również: jesion wyniosły (*Fraxinus excelsior*), czeremcha (*Padus avium*) czy wierzba krucha (*Salix fragilis*) i one też tworzą, co nie jest typowe dla lasów łęgowych, dość luźno zwarty podszyt (średnio 23%). W pojedynczych płatach pojawiają się w nim także: leszczyna (*Corylus avellana*), trzmielina (*Euonymus europaeus*) czy wiciokrzew (*Lonicera xylosteum*) (zał. 1).

Runo w olszynie nadrzecznej ma bardzo zróżnicowany, choć zdecydowanie ziołoroślowy (fot. 7), charakter o wysokim pokryciu (średnio 95%). Nad ciekami o najwyżej położonych źródłach często o fizjonomii fitocenozy decydują charakterystyczne duże liście lepiężnika wyłysiałego (*Petasites kablikianus*), czasem współwystępującego z lepiężnikiem różowym (*P. hybridus*). Najczęściej reprezentowanymi w runie gatunkami są: podagrycznik (*Aegopodium podagraria*), pokrzywa (*Urtica dioica*), bluszczyk kurdybanek (*Glechoma hederacea*), wiechlina gajowa (*Poa nemoralis*), czyściec leśny (*Stachys sylvatica*), niecierpek pospolity (*Impatiens noli-tangere*), jasnota plamista (*Lamium maculatum*) czy kopytnik pospolity (*Asarum europaeum*). Największe pokrycie osiągają trzy pierwsze z wymienionych gatunków, pozostałe najczęściej mają charakter domieszkowy, osiągając pokrycie 5–10%.



Fot. 7. Runo w olszynie z udziałem pióropusznika strusiego (*Matteucia struthiopteris*) – gatunku objętego ochroną częściową, dolina Wisły, okolice Ustronia

Warstwa mszaków, często nieobecna, osiąga niewielkie pokrycie (ok. 10%). Tworzy ją w sumie 18 gatunków, wszystkie jednak można określić jako sporadyczne, obecne z I stopniem stałości. Najczęściej spotykane to: *Brachythecium rutabulum*, *Plagiomnium affine* i *Atrichum undulatum* (zał. 1).

W sumie w płatach nadrzecznej olszyny górskiej odnotowano 59 gatunków wskaźnikowych dla starych lasów, jednak ich udział w poszczególnych płatach jest bardzo zróżnicowany – 2–18 gatunków w płacie (średnio ok. 9 gatunków). Najczęstsze z nich to: *Stachys sylvatica*, *Impatiens noli-tangere* czy *Poa nemoralis.*

Rośliny siedlisk zaburzanych przez człowieka są w fitocenozach tego zbiorowiska obecne z różnym stopniem pokrycia (średnio to 4 gatunki), wśród nich najczęstsze to *Glechoma hederacea* i *Lamium maculatum*, gatunek z klasy *Artemisietea*, jednak naturalnie związany z nitrofilnymi okrajkami żyznych lasów (Matuszkiewicz, 2001).

Podobnie jest z inwazyjnymi gatunkami obcymi. W większości analizowanych płatów są one nieobecne lub dwa z nich pojawiają się z niewielkim pokryciem: niecierpek drobnokwiatowy (*Impatiens parviflora*) bądź gruczołowaty (*I. glandulifera*). Zupełnie sporadycznie odnotowano obecność barszczu Sosnowskiego (*Heracleum sosnovskyi*), nawłoci kanadyjskiej (*Solidago canadensis*) czy rdestowca ostrokończystego (*Reynoutria japonica*) (zał. 1).

5.1.2. *Salicetum albo-fragilis* – nadrzeczny łęg wierzbowy (zał. 2)

Zbiorowisko łęgu wierzbowego zajmuje pozycję przejściową pomiędzy fitocenozami typowej olszyny górskiej a łęgiem topolowym. Klasyfikując do tego zespołu poszczególne odnalezione w terenie płaty, sugerowano się z jednej strony składem drzewostanu, tj. obecnością dwóch gatunków wierzb: białej (*Salix alba*) i kruchej (*S. fragilis*), z drugiej strony składem runa, które w typowych układach obfituje we współwystępujące, zróżnicowane siedliskowo gatunki (łąkowe, bagienne i nitrofilne), co doskonale odzwierciedla wewnętrzną strukturę zbiorowiska i jego wysoką bioróżnorodność (fot. 8).

Poddany analizie materiał obejmuje 51 zdjęć fitosocjologicznych, w tym 7 zdjęć porównawczych pochodzących z doliny Skawicy, z przyległego terenu województwa małopolskiego, które wyróżnia nieco bogatsza charakterystyczna kombinacja gatunków, a nade wszystko zaawansowany proces odnowienia

drzewostanu, czyli dużo liczniejsza reprezentacja młodszego pokolenia drzew budujących najwyższą warstwę zbiorowiska (zdj. 14–20 – zał. 2).



Fot. 8. Runo łęgu wierzbowego z udziałem mozgi trzcinowatej (*Phalaris arundinacea*), dolina Soły, okolice Żywca

Lasy, które włączono do dokumentacji fitosocjologicznej, pochodzą głównie znad Soły, Olzy, Wisły i stosunkowo krótkiego odcinka Odry, w okolicach Raciborza, znajdującego się w granicach obecnego województwa śląskiego. Średnia wysokość terenów, gdzie zlokalizowano omawiane płaty, wynosi 388 m n.p.m. Najniżej położone lasy wierzbowe znaleziono na wysokości 230 m n.p.m. nad Wisłą, poniżej jeziora Goczałkowickiego, natomiast najwyżej – na wysokości 499 m n.p.m. w Rajczy, w dolinie Soły.

Większość płatów była zlokalizowana w pobliżu cieków o nieregulowanym korycie, a tym samym poddawana regularnym zalewom, czyli naturalnej dynamice wezbrań wody.

Średnia liczba gatunków znalezionych na powierzchni ok. 100 m^2 wynosi w tym zespole 28. Ten typ łęgu obejmuje pojedyncze bardzo ubogie gatunkowo, wręcz kadłubowo, wykształcone płaty o liczbie gatunków równej 9, po niezwykle bogate, liczące aż 51 gatunków roślin naczyniowych, fitocenozy (zał. 2). Miarą trwałości zbiorowiska leśnego jest obecność tzw. gatunków starych lasów,

w przypadku łęgów z klasy *Salicetea purpureae* ich ledwie zaznaczona obecność świadczyć może o rozpoczęciu procesu grądowienia. Liczba takich roślin w analizowanych płatach jest bardzo zróżnicowana, średnio to tylko 5 gatunków w zdjęciu, jednak obok płatów, w których w ogóle nie odnotowano gatunków tej grupy roślin, odnaleziono płaty, gdzie runo było w nie bogate (12–17 gatunków). Jednocześnie obecność roślin związanych z siedliskami zaburzanymi przez człowieka, tzw. roślin synantropijnych, jest tu raczej słabo zaznaczona, średnio to 3 gatunki, przy czym zakres wynosi 0–7. Natomiast gatunki inwazyjne pojawiają się niemal w co drugiej fitocenozie. Przy czym ich średnia liczba to 2 gatunki. Maksymalnie, na powierzchni w Tworkowie nad Odrą, stwierdzono ich aż 5 na 100 m^2. Najczęściej spotykane w tym zespole gatunki z tej grupy to: *Impatiens parviflora*, *I. glandulifera* i *Reynoutria japonica* (fot. 9).



Fot. 9. Runo łęgu wierzbowego z udziałem inwazyjnego niecierpka gruczołowatego (*Impatiens glandulifera*), dolina Soły w Żywcu

Warstwa drzew w analizowanych płatach jest zazwyczaj dobrze wykształcona, ze średnim zwarciem ok. 62%. Tylko w około 25% analizowanych fitocenoz ma typowy drzewostan z dominującą wierzbą białą. Częściej współwystępuje ona

z wierzbą kruchą, która stanowi główny składnik drzewostanu w niemal połowie płatów. Obu wierzbom towarzyszą najczęściej pojedynczy przedstawiciele takich gatunków jak: czeremcha zwyczajna (*Padus avium*), olsza szara (*Alnus incana*), jesion wyniosły (*Fraxinus excelsior*), klon jawor (*Acer pseudoplatanus*) czy klon zwyczajny (*A. platanoides*). Rzadziej odnotowywano obecność takich gatunków jak: dąb szypułkowy (*Quercus robur*), olsza czarna (*A. glutinosa*), wiąz pospolity (*Ulmus minor*), obie lipy, drobnolistna i szerokolistna (*Tilia cordata* i *T. platyphyllos*) czy grab pospolity (*Carpinus betulus*), których obecność może świadczyć o sukcesji w kierunku grądów.

Typową cechą lasów łęgowych jest dobrze rozwinięty podszyt. W przypadku łęgu wierzbowego z omawianego obszaru podszyt o średnim pokryciu ok. 38% zbudowany jest głównie z podrostu ww. drzew pojawiających się w drzewostanie, przy czym wyraźniej zaznacza on swoją obecność w płatach z dominującą w warstwie drzew wierzbą kruchą (zał. 2).

Wysoka różnorodność florystyczna lasów łęgowych przejawia się również w dobrze rozwiniętej warstwie runa. Jego średnie pokrycie w analizowanych płatach to aż 94%. Runo jest bardzo zróżnicowane gatunkowo, o czym świadczy duża liczba gatunków sporadycznych (ok. 160). Stałymi elementami runa są trzy gatunki: *Urtica dioica*, *Aegopodium podagraria* i *Glechoma hederacea*. Z nieco tylko mniejszą frekwencją pojawiają się: mozga trzcinowata (*Phalaris arundinacea*), przytulia czepna (*Galium aparine*), kuklik pospolity (*Geum urbanum*), czyściec leśny (*Stachys sylvatica*) i czosnaczek pospolity (*Alliaria petiolata*). Bardzo częstym składnikiem runa jest inwazyjny niecierpek gruczołowaty, który w pojedynczych przypadkach był absolutnym dominantem, nie ograniczającym jednak nadmiernie udziału innych składników runa. Większość roślin, trwale związanych z tym typem fitocenozy, występuje z bardzo zmiennym pokryciem od kilku do kilkudziesięciu procent. Pojedyncze płaty mają charakter facjalny, to znaczy runo jest zdominowane przez jeden gatunek rodzimy, jak: *Urtica dioica*, *Phalaris arundinacea* i *Aegopodium podagraria* czy obcy – *Impatiens glandulifera* i *Reynoutria japonica* (zał. 2).

W fitocenozach łęgów wierzbowych odnotowano w sumie aż 46 gatunków z listy gatunków wskaźnikowych dla starych lasów (Dzwonko, 2007). Nie są one jednak powszechnie występującymi składnikami runa. Wśród częściej spotykanych, choć występujących z niewielkim pokryciem (maksymalnie do 20%), wymienić należy: *Geum urbanum*, *Stachys sylvatica*, kostrzewę olbrzymią (*Festuca gigantea*), perz psi (*Elymus caninus*), wietlicę samiczą

(*Athyrium filix-femina*), turzycę leśną (*Carex sylvatica*), kłosownicę leśną (*Brachypodium sylvaticum*), wiechlinę gajową (*Poa nemoralis*) czy gajowiec żółty (*Galeobdolon luteum*). Gajowiec jako jedyny w tej grupie osiągał pokrycie nawet 30–40%.

Co ciekawe, liczba gatunków związanych z siedliskami zaburzanymi przez człowieka jest o połowę mniejsza, a większość z nich to gatunki sporadyczne, występujące z niewielkim pokryciem (do 10%). W tej grupie jedynie *Glechoma hederacea*, *Alliaria petiolata* i *Galium aparine* wydają się być najczęściej spotykane w tym typie siedliska.

Z kolei grupa obcych gatunków uznanych za inwazyjne (Tokarska-Guzik et al., 2012) liczy 13 gatunków, przy czym tylko *Impatiens glandulifera* osiąga III stopień stałości, czyli pojawia się w prawie połowie analizowanych płatów. Pozostałe gatunki pojawiają się sporadycznie, z niewielkim pokryciem, a tylko gatunki z rodzaju *Reynoutria* osiągają status dominanta, tj. pokrycie powyżej 50%, jednak tylko w pojedynczych fitocenozach (zał. 2).

5.1.3. *Populetum albae* – nadrzeczny łęg topolowy (zał. 3)

Fitocenozy łęgu topolowego to typ lasu nadrzecznego wyoskościowo położony najniżej (średnio ok. 300 m n.p.m.). Opisywane płaty odnaleziono głównie nad większymi ciekami – Sołą (fot. 10), Wisłą, Czarną Przemszą i Odrą. Wiele z nich nie ma na terenie województwa śląskiego typowej fizjonomii i składu, gdyż jest to zespół leśny związany z niżowym zasięgiem, czyli środkowym i dolnym biegiem rzek, a także w całym kraju tak silnie przekształcony w wyniku działalności człowieka, że trudno już dziś jest szczegółowo określić, jak wygląda jego typowa struktura i skład florystyczny. W tabeli (zał. 3) umieszczono również płaty o trudnej do określenia przynależności syntaksonomicznej, jednak zasięgowo bardziej zbliżone do zasięgu łęgu topolowego.

W niemal połowie płatów topola czarna (*Populus nigra*) stanowi znaczący element budujący drzewostan. Najczęściej towarzyszy jej wierzba biała. W pozostałej części fitocenoz drzewostan budują – wierzba krucha i częsty w łęgu topolowym dąb szypułkowy (*Quercus robur*). W mniej typowych płatach, w drzewostanie pojawia się również: jawor, klon zwyczajny, jesion, olsza czarna (*Alnus glutinosa*) czy lipa drobnolistna i grab pospolity. Jak już wspomniano, udział dwóch ostatnich gatunków wskazuje na rozpoczętą

sukcesję w kierunku grądów, co jest typowe dla lasów pozbawionych regularnego zalewu, z powodu regulacji koryta rzeki lub odcięcia lasu wałem przeciwpowodziowym (zał. 3).



Fot. 10. Łęgi topolowe nad Sołą

Płaty zaliczone do *Populetum albae* są wśród analizowanych zespołów najuboższe florystycznie. Przeciętna liczba gatunków w zdjęciu wynosi około 20, przy czym w najuboższych płatach to 6–9 gatunków, a w najbogatszych nawet 30–49 gatunków. Lista florystyczna w tym zespole obejmuje 193 gatunki, ale aż 141 to gatunki sporadyczne, z pojedynczymi wystąpieniami.

Dla łęgu topolowego charakterystyczny jest bogaty podszyt zbudowany głównie z czeremchy zwyczajnej, nadający charakterystycznej fizjonomii płatom lasów nadrzecznych. Często tylko obecność tej rośliny po wycięciu drzewostanu świadczyć może o fitosocjologicznej przynależności fitocenoz do omawianego zespołu. Innym charakterystycznym elementem łęgu topolowego jest wyraźny udział pnączy takich gatunków, jak: kielisznik zaroślowy (*Calystegia sepium*) czy chmiel zwyczajny (*Humulus lupulus*). Tworzą one tzw. struktury welonowe, zwiększające walory estetyczne tych lasów, a jednocześnie mocno ograniczające możliwość ich penetracji (fot. 11).



Fot. 11. Welonowe pnącza chmielu (*Humulus lupulus*) w okrajku łęgu topolowego nad Odrą, okolice Raciborza



Fot. 12. Bogate runo w łęgu topolowym z udziałem wierzb (*Salix* spp.) nad środkową Wisłą

Runo, zazwyczaj ziołoroślowe, o pełnym pokryciu, często wielowarstwowe, ma bardzo niestabilny charakter (fot. 12). Świadczyć o tym może fakt, że ok. 73% gatunków odnotowanych w omawianych zbiorowiskach to gatunki mające tylko pojedyncze wystąpienia, kombinacje ich są więc dość przypadkowe. W bardziej typowych płatach znaczący udział mają głównie: *Aegopodium podagraria*, *Urtica dioica* i *Phalaris arundinacea*. Pospolitym w tym zespole gatunkiem jest również jeżyna popielica (*Rubus caesius*).

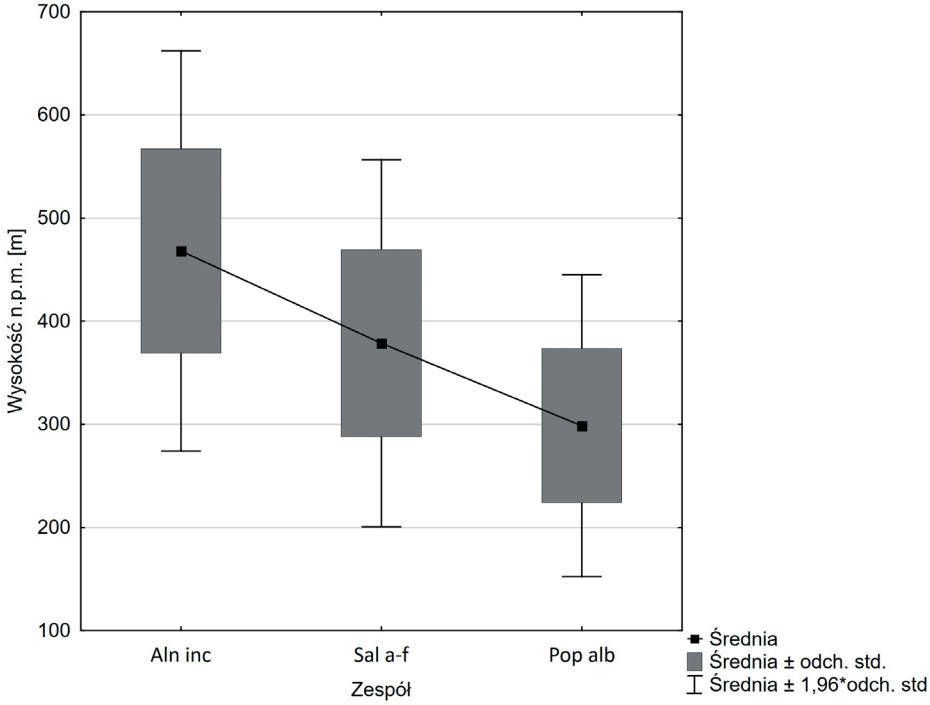
Wprawdzie całkowita liczba gatunków starych lasów odnaleziona w omawianym zbiorowisku wynosi 53, niemniej z częściej spotykanych wymienić można jedynie: *Geum urbanum*, *Brachypodium sylvaticum*, *Stachys sylvatica*, *Galeobdolon luteum*, *Festuca gigantea* czy czartawę pospolitą (*Circaea lutetiana*). Średnio w 1 zdjęciu odnotowywano ok. 5 gatunków reprezentujących tę grupę. W niektórych płatach były obecne tylko pojedyncze gatunki występujące z minimalnym pokryciem lub w ogóle nie stwierdzano ich obecności.

Również pojedynczo pojawiają się tu zarówno rośliny synantropijne, jak i inwazyjne gatunki obce, średnio to 1–2 gatunków w płacie, choć wydawać by się mogło, że przy tak dużych przekształceniach i wpływie antropopresji ich udział powinien być bardziej znaczący. W tym typie lasów nadrzecznych do najczęściej spotykanych gatunków obcych zaliczyć należy *Impatiens glandulifera* i *I. parviflora* oraz *Reynoutria japonica*. Niemniej, jako zbiorowisko wyraźnie zdestabilizowane, omawiany typ lasu nadrzecznego bywa siedliskiem również dla takich gatunków jak: nawłocie – kanadyjska i późna (*Solidago canadensis* i *S. gigantea*), turzyca drżączkowata (*Carex brizoides*), winobluszcz zaroślowy (*Parthenocissus inserta*), rudbekia naga (*Rudbeckia laciniata*) czy kolczurka klapowana (*Echinocystis lobata*).

5.2. Analiza porównawcza nadrzecznych lasów łęgowych

Spośród analizowanych trzech zespołów lasu nadrzecznego, tylko olszyny reprezentują swoje typowe spektrum wysokościowe, choć strefa, w której dochodzi do zastąpienia łęgu olchowego łęgiem wierzbowym, jest dość szeroka (ryc. 2), obejmuje bowiem zakres wysokości ok. 300–500 m n.p.m. Z faktem tym związane są liczne nawiązania florystyczne i występowanie szeregu płatów, w których niełatwo rozgraniczyć, czy to jeszcze olszyna czy już łęg wierzbowy (ryc. 3). O przynależności płatu do zespołu ostatecznie decydowała przewaga gatunków zaliczanych do kombinacji gatunków charakterystycznej dla danego

zespołu i nieco odmienna fizjonomia, choć w drzewostanie olszyn zdarzały się płaty z dość wyraźnie zaznaczonym udziałem np. wierzby kruchej i odwrotnie w łęgu wierzbowym wciąż jeszcze pojawiała się olsza szara.

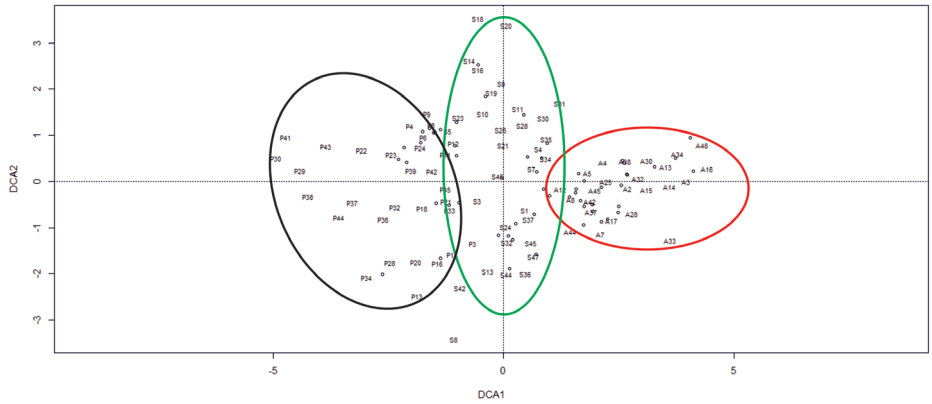


Ryc. 2. Zasięgi wysokościowe fitocenoz trzech zespołów łęgów nadrzecznych na terenie województwa śląskiego (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa)

Objaśnienia: Aln inc – *Alnetum incanae*, Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis*, Pop alb – *Populetum albae*.

Podobna sytuacja ma miejsce w przypadku strefy przejściowej od łęgu wierzbowego po łęg topolowy, który na terenie województwa śląskiego nie osiąga jeszcze centrum typowego dla siebie zasięgu. Poza obszarami typowo górskimi strefa zasięgu obu zespołów w większości się pokrywa, choć różni je średnia wysokość występowania płatów, która dla łęgu wierzbowego wynosi 378 m n.p.m., natomiast dla płatów łęgu topolowego to 299 m n.p.m. Można zatem stwierdzić, że wszystkie trzy zespoły kolejno zastępują się na siedliskach nadrzecznych, choć teren województwa śląskiego obejmuje w całości jedynie strefę przejściową pomiędzy zespołami łęgu wierzbowego i topolowego. Diagram nietendencyjnej

analizy zgodności wyraźnie ilustruje to zróżnicowanie wzdłuż osi DCA1, której wartość własna wynosi 0,65 i wyjaśnia 10,81% zmienności. Druga oś o wartości własnej wynoszącej 0,31 (5,17% zmienności) wyraźniej różnicuje płaty łęgów wierzbowych oraz topolowych i tu, z uwagi na duże rozprzestrzenienie tych płatów na terenie województwa, czynnikiem warunkującym zróżnicowanie są najprawdopodobniej bardziej niż w olszynkach zróżnicowane warunki siedliskowe, choć badania chemizmu i składu granulometrycznego podłoża ograniczono tylko do stałych powierzchni badawczych.



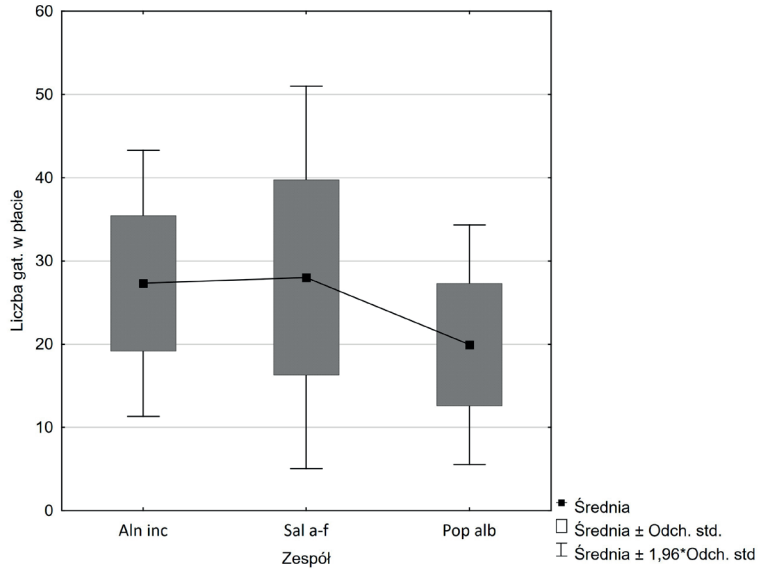
Ryc. 3. Diagram nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla 145 fitocenoz łęgów nadrzecznych, osie DCA1 i DCA2

Objaśnienia: kolor czerwony – *Alnetum incanae*, zielony – *Salicetum albo-fragilis*, czarny – *Populetum albae*, cyfra przy literze – nr zdj. w tabeli – zał. 1, 2 i 3.

Analogiczne zróżnicowanie dotyczy bogactwa gatunkowego. Średnia liczba gatunków w płacie w olszynach jest porównywalna z łęgami wierzbowymi, choć te ostatnie wyróżnia znaczne zróżnicowanie bogactwa gatunkowego poszczególnych płatów i największy udział gatunków sporadycznych. W tej grupie łęgów zdecydowanie najuboższe florystycznie są płaty łęgów topolowych (ryc. 4).

Fitocenozy łęgu topolowego odznaczają się jednak wyróżniającą je fizjonomią, w tym bardzo bogatym i zwartym podszytem, głównie zbudowanym z czeremchy oraz obecnością pnączy, takich jak *Humulus lupulus* czy *Calystegia sepium*. W części płatów zaznacza się już proces grądowienia łęgu, wyrażony słabym udziałem grabu pospolitego i lipy drobnolistnej w drzewostanie, ale również gatunków charakterystycznych dla klasy *Querco-Fagetea*. Jest to związane z faktem, że większość tych płatów została poprzez regulację cieków lub

budowę wałów przeciwpowodziowych pozbawiona oddziaływania głównego czynnika siedliskotwórczego, czyli corocznych zalewów (fot. 13).



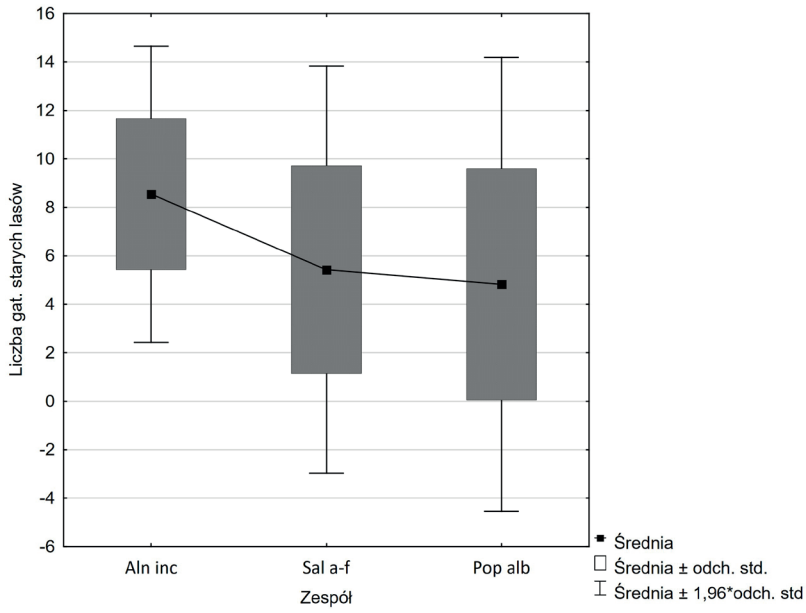
Ryc. 4. Bogactwo gatunkowe w fitocenozach trzech zespołów łęgów nadrzecznych (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa)

Objaśnienia: gat. – gatunki, Aln inc – *Alnetum incanae*, Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis*, Pop alb – *Populetum albae*.



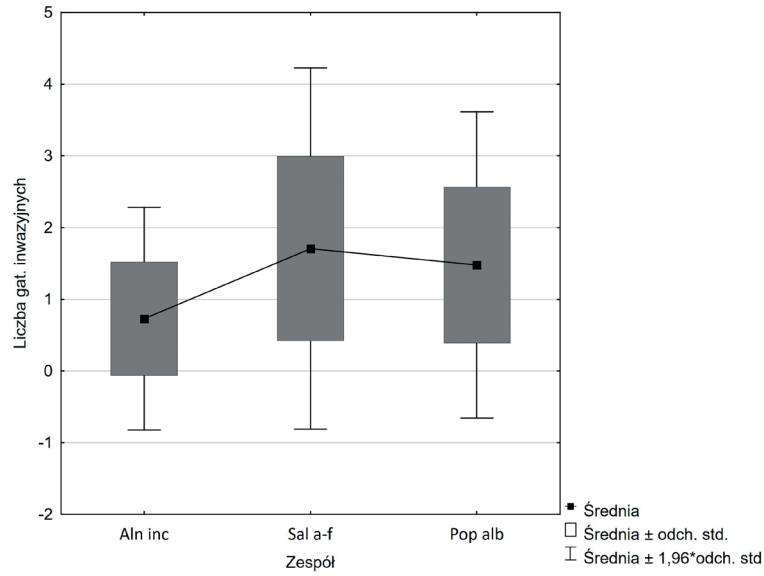
Fot. 13. Siedlisko łęgu topolowego podzielone wałem przeciwpowodziowym, Wisła, okolice Grzawy

Olszyny wyróżnia największa reprezentacja roślin z grupy gatunków starych lasów (ryc. 5). W łęgach topolowych udział tej grupy gatunków jest mniejszy i podobny do tego w łęgach wierzbowych, z kolei udział inwazyjnych gatunków obcych jest w obu tych typach lasów znaczniejszy, podczas gdy ich obecność ledwie jest zaznaczona w płatach olszyn (ryc. 6). Co ciekawe, w olszynach odnotowano nieco większą niż w pozostałych typach łęgów reprezentację gatunków synantropijnych, mimo zdecydowanie bardziej naturalnego charakteru tych lasów (ryc. 7). Jest to prawdopodobnie związane z ukształtowaniem terenu. W strefie zajmowanej przez olszyny doliny mają zdecydowanie węższe dno, a tym samym – węższą strefę zalewową i bliższe sąsiedztwo terenów zabudowanych. Stąd wynika większe prawdopodobieństwo zawlekania gatunków związanych z obecnością i działalnością człowieka.

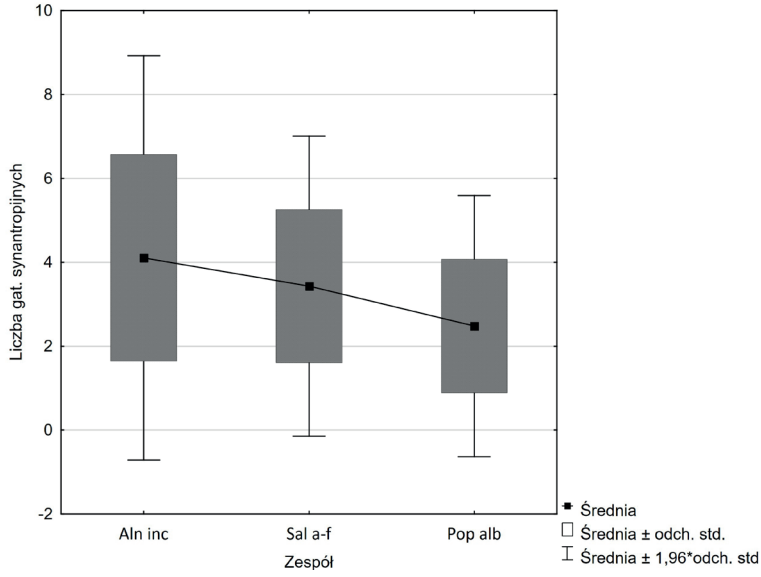


Ryc. 5. Udział gatunków starych lasów w fitocenozach łęgów nadrzecznych (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa)

Objaśnienia: gat. – gatunki, Aln inc – *Alnetum incanae*, Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis*, Pop alb – *Populetum albae*.



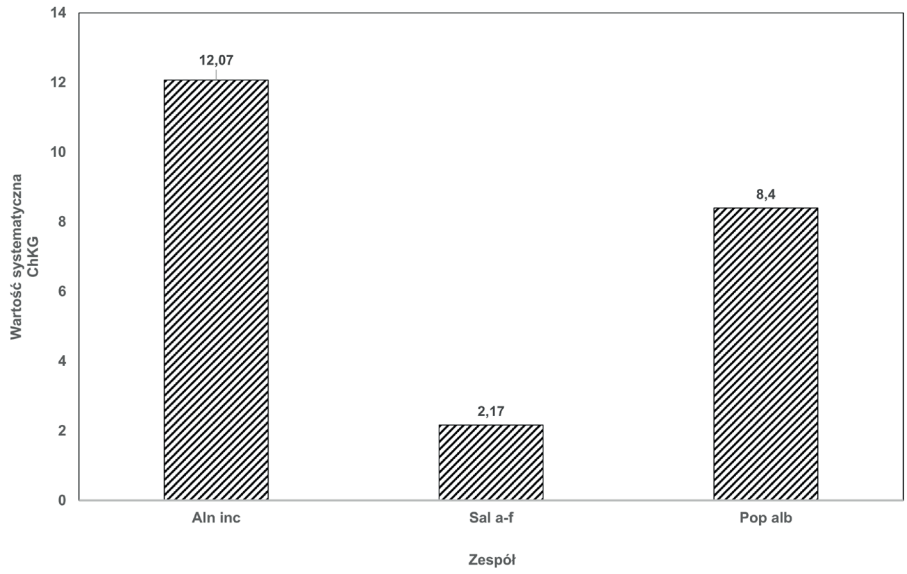
Ryc. 6. Udział inwazyjnych gatunków obcych w płatach nadrzecznych łęgów (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa)



Ryc. 7. Porównanie udziału gatunków synantropijnych w płatach nadrzecznych łęgów (p = 0,001, test Kruskala–Wallisa)

Objaśnienia: gat. – gatunki, Aln inc – *Alnetum incanae*, Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis*, Pop alb – *Populetum albae*.

Porównując wartość systematyczną charakterystycznej kombinacji gatunków (D) wszystkich trzech typów łęgów nadrzecznych, można stwierdzić, że najlepiej reprezentowane przez gatunki diagnostyczne są olszyny górskie (D = 12,07), co świadczy również o ich najbardziej naturalnym charakterze. Nieco słabiej wypada reprezentacja gatunków typowych dla łęgów topolowych (D = 8,4). Najniższą wartością systematyczną grupy gatunków tworzących charakterystyczną kombinację dla tego zbiorowiska wykazują łęgi wierzbowe (D = 2,17 – ryc. 8). Wynika to prawdopodobnie z przejściowego charakteru tego zbiorowiska i jego dużej dynamiki, z którą wiąże się znaczny udział (86%) gatunków sporadycznych, a liczba wystąpień ma istotny wpływ na wartość systematyczną grupy gatunków diagnostycznych.



Ryc. 8. Rozkład wartości systematycznej charakterystycznej kombinacji gatunków (D) w analizowanych zespołach łęgów nadrzecznych

Objaśnienia: ChKG – charakterystyczna kombinacja gatunków, Aln inc – *Alnetum incanae,* Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis,* Pop alb – *Populetum albae.*

Wśród opisywanych trzech zespołów lasów nadrzecznych, łęgi topolowe tworzą najmniejsze powierzchniowo zbiorowiska, są również najbardziej rozproszone w dolinach większych rzek. Niejednokrotnie tworzą tylko kępy drzew, budujących dawniej drzewostan, lub szpalerowe zadrzewienia wzdłuż koryta, sąsiadując z łąkami lub polami uprawnymi (fot. 14 i 15).

Podsumowując, należy stwierdzić, że fitocenozy zespołu olszyny górskiej należą na terenie województwa śląskiego do najlepiej wykształconych, stabilnych i niezbyt zagrożonych inwazjami gatunków obcych. Łęgi wierzbowe wyróżnia przejściowy charakter i duża dynamika, z czym jest związany słabo określony typowy skład florystyczny oraz największy udział gatunków inwazyjnych. Łęg topolowy natomiast, znajdując się w skrajnej strefie zasięgu, ma najmniej typową fizjonomię, wiele płatów nie ma typowego drzewostanu, a z uwagi na odcięcie od możliwości regularnego zalewu – również typowego składu florystycznego.



Fot. 14. Wierzby pozostałe po wyciętym drzewostanie łęgu topolowego otoczone zaroślami rdestowca ostrokończystego (*Reynoutria japonica*) wzdłuż koryta Wisły



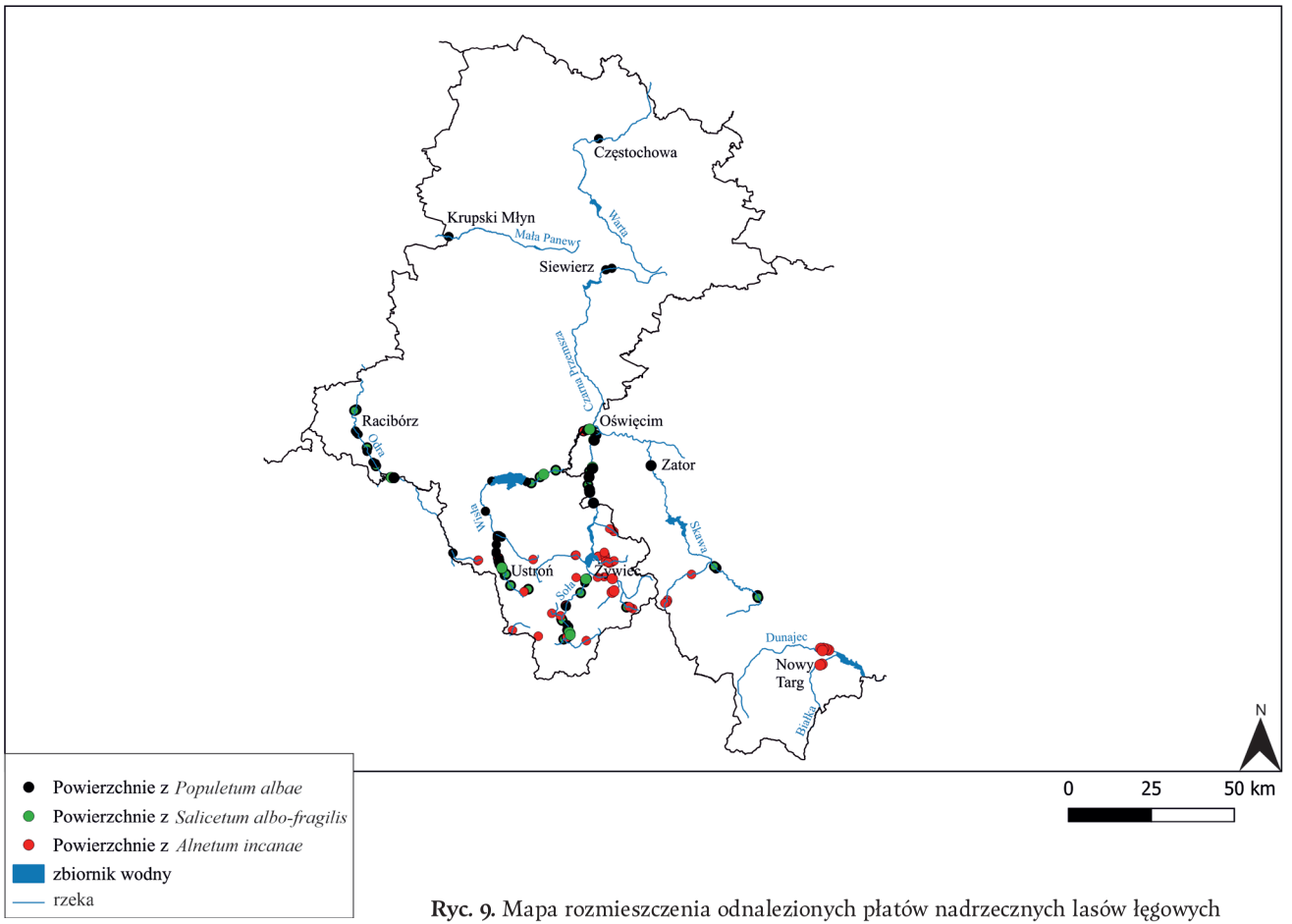
Fot. 15. Liniowa postać łęgów topolowych nad Wisłą sąsiadujących z łąkami

5.3. Rozmieszczenie nadrzecznych lasów łęgowych w województwie śląskim

Jak już wspomniano wcześniej, omawiane łęgi nadrzeczne generalnie zastępują się na siedliskach nadbrzeżnych w gradiencie wysokości, choć strefy ich zasięgów w dużej mierze zachodzą na siebie, stąd na dużych obszarach współwystępują, tworząc dość szeroką strefę przejściową (ryc. 2 i 9).

Fitocenozy wszystkich trzech zespołów w większości są związane z większymi, szybko płynącymi ciekami i wyraźnie zaznaczoną strefą zalewową. Dokumentację fitosocjologiczną zbierano zatem wzdłuż większych cieków województwa (często również ich dopływów), posługując się zdjęciami satelitarnymi, na których lokalizowano wzdłuż cieków większe skupiska zieleni wysokiej. W trakcie badań terenowych niektóre z nich okazywały się roślinnością we wczesnym stadium sukcesji, np. wiklinami nadrzecznymi. Tam, gdzie był obecny drzewostan, a płat był odpowiednio duży, wybierano powierzchnię reprezentatywną i wykonywano zdjęcie fitosocjologiczne. Zebrane w ten sposób dane wykazały, że płaty nadrzecznych łęgów występują w Beskidzie Małym: nad Łękawką, Domaczkowianką, Isepnicą, Kocierzanką i Wielką Puszczą, które są prawymi dopływami Soły. W Beskidzie Śląskim łęgi nadrzeczne odnaleziono nad: Janoszką, Żylicą, Kameszniczanką, dopływami Soły, a także nad Puńcówką i Krężelką należącymi do zlewni Dunaju. W tym samym pasmie górskim łęgi te odnaleziono również nad Brennicą, dopływem Wisły, także nad samą Wisłą w jej części źródłowej oraz na obszarze pogórza i w jej środkowym biegu. W Beskidzie Żywieckim łęgi nadrzeczne odnaleziono również nad: Sopotnią, Koszarawą i Sołą. W części wyżynnej województwa płaty głównie łęgów wierzbowych i topolowych odnaleziono nad: Czarną Przemszą, Wartą, Odrą i Małą Panwią (ryc. 9).

Analiza rozmieszczenia fitocenoz trzech zespołów łęgów nadrzecznych pozwala zauważyć, że najwięcej płatów skupia się w południowej części województwa (ryc. 9). Najszerszą strefę zajmują łęgi wierzbowe. Skrajne stanowiska górskie to siedliska olszyny górskiej, północne zaś to bardzo rozproszone i zajmujące niewielkie powierzchnie łęgi topolowe.



Ryc. 9. Mapa rozmieszczenia odnalezionych płatów nadrzecznych lasów łęgowych



Fot. 16. Fragmenty koryt Warty (a), Wisły (b) i Soły (c) ilustrujące znikomą reprezentację łęgów nadrzecznych

Warto również podkreślić, że o ile w południowej części lasy łęgowe, jakkolwiek poddane fragmentacji, w szerszej skali tworzą jednak stałą obudowę cieków. W części północnej województwa lasy łęgowe tworzą

najczęściej wyspy w krajobrazie, więc to tam należałoby się skupić na zadaniach zmierzających do odtworzenia tych ekosystemów – kluczowych dla funkcjonowania dolin rzecznych. Na załączonych zdjęciach satelitarnych kilkukilometrowych odcinków Warty, środkowej Wisły i Soły (fot. 16a, 16b i 16c) można prześledzić, jak kształtuje się rozmieszczenie lasów łęgowych. Widać wyraźnie, że dłuższe odcinki koryt rzek są praktycznie pozbawione jakiejkolwiek obudowy biologicznej. Przykład Soły ilustruje fakt, że choć lasy również uległy fragmentacji lub ograniczone są do bardzo wąskich pasów, posiada ona jednak wykształconą strefowo roślinność nadbrzeżną.

5.4. Dynamika nadrzecznych lasów łęgowych

5.4.1. Skład florystyczny fitocenoz na stałych powierzchniach badawczych

Wyznaczone powierzchnie badawcze reprezentują fitocenozy trzech zespołów: olszyny górskiej (*Alnetum incanae*, zał. 5), łęgu wierzbowego (*Salicetum albo-fragilis*, zał. 6) i łęgu topolowego (*Populetum albae*, zał. 7).

Płaty, obejmujące fitocenozy olszyny górskiej, występują w przedziale wysokościowym 398-622 m n.p.m., w Paśmie Pewelsko-Krzeczowskim, Beskidzie Żywiecko-Orawskim i Kotlinie Orawsko-Nowotarskiej; w dolinach: Koszarawy (398 m n.p.m.), Sopotni Małej (474 m n.p.m.), Sopotni Wielkiej (473 m n.p.m.), Białki (601–622 m n.p.m.) i Dunajca (542–552 m n.p.m.). Średnie wyniesienie badanych płatów ponad lustro wody wynosi 2,4 m (0,9–3,5), a średnia odległość płatu od koryta rzeki wynosi 26,7 m (10–60). W pobliżu badanych powierzchni nie odnotowano uregulowanych brzegów rzeki, a liczba zalanych płatów roślinnych w latach 2017–2019 wyniosła kolejno: 2, 1 i 8 (zał. 4 i tab. 2).

W drzewostanie fitocenoz olszyny górskiej głównym dominantem jest *Alnus incana* (V stopień stałości) o średnim zwarciu koron 64,7%, któremu na poszczególnych powierzchniach towarzyszy: *Salix fragilis* (II) ze średnim zwarciem blisko 17% oraz sporadycznie *S. alba* z 7% zwarciem, *Padus avium* z 10% zwarciem i *Acer pseudoplatanus* ze zwarciem rzędu 30%. Zakres zwarcia na powierzchniach wynosi 10–90%. Średnie zwarcie koron drzew w udokumentowanych płatach wynosi powyżej 70% (zał. 5).

Tabela 2. Warunki rozwoju badanych płatów roślinności (stałe powierzchnie badawcze)

Parametr		Zespół		
		Alnetum incanae	*Salicetum albo-fragilis*	*Populetum albae*
Średnia wysokość n.p.m. badanych powierzchni [m]		530 ± 64	338 ± 111	233 ± 30
Średnie wyniesienie badanego płatu ponad lustro wody [m]		2,4 ± 0,87	2,0 ± 0,82	2,0 ± 1,04
Średnia odległość krawędzi płatu od koryta rzeki [m]		26,7 ± 17,5	35,7 ± 15,6	61,6 ± 31,0
Liczba zalanych powierzchni	2017	2	3	3
	2018	1	2	2
	2019	8	7	9
Koryto (naturalne/uregulowane)		10/0	8/3	8/1

Warstwę krzewów o średnim zwarciu 21% tworzą głównie: *Sambucus nigra* i *Lonicera xylosteum* (ze stopniem stałości III), rzadziej *Padus avium* (II) i *Alnus incana* (II). Podszyt albo jest rozwinięty ze średnio 50% zwarciem lub nie wykształca się (zał. 5).

W runie młode pokolenie drzew jest reprezentowane przez 9 gatunków, wśród których największy udział przypada *Alnus incana* (V stopień stałości), a towarzyszą mu: *Padus avium* (V), *Fraxinus excelsior* (IV), *Acer pseudoplatanus* (III), *Picea abies* (II) oraz sporadycznie: *Abies alba*, *Alnus glutinosa*, *Salix fragilis* i *Quercus robur*.

Bujne i bogate florystycznie runo, obok gatunków charakterystycznych i wyróżniających, takich jak: *Geranium phaeum*, *Petasites kablikianus*, *P. hybridus* i *Carduus personata*, składa się głównie z: *Aegopodium podagraria*, *Anthriscus sylvestris*, *Galium aparine*, *Glechoma hederacea*, *Lamium maculatum* i *Myosoton aquaticum*. W kategorii gatunków starych lasów odnotowano na analizowanych powierzchniach łącznie 36 gatunków, z których najczęściej oprócz wspomnianych występują: *Stachys sylvatica*, *Brachypodium sylvaticum*, *Impatiens noli-tangere* i *Ranunculus lanuginosus*, a ze względu na wysokie pokrycie, mimo niskiej frekwencji, warto również wymienić *Ribes uva-crispa* – gatunek pokrywający jeden z płatów w 30%. Oprócz wymienionych gatunków warto odnotować obecność gatunków objętych ochroną gatunkową: *Matteucia struthiopteris*, *Orobanche flava* i *Pleurozium schreberi*, których pokrycie mieści się w przedziale 1–50%. Średnia wysokość omawianej warstwy wynosi ok. 97 cm i mieści się w zakresie 82–110 cm (zał. 5).

Warstwa mszysta pokrywa tutaj średnio 18% badanych powierzchni (zał. 5), a wśród gatunków o największym pokryciu można wyróżnić *Marchantia polymorpha* i *Brachythecium rutabulum*.

Na podstawie składu gatunkowego wyróżniono **trzy typy runa** – zróżnicowane florystycznie, fizjonomicznie monotypowe z dominującym gatunkiem rodzimym i monotypowe z dominującym gatunkiem obcym. Do dominujących gatunków rodzimych, które pokrywają powyżej 60% badanej powierzchni, należą: *Aegopodium podagraria*, *Agrostis stolonifera*, *Anthriscus sylvestris*, *Chaerophyllum aromaticum*, *Petasites hybridus* i *P. kablikianus*, a inwazyjnym gatunkiem obcym, dominującym elementem jednej z powierzchni, jest *Conyza canadensis*. W fitocenozach olszyny górskiej pojawiły się również takie gatunki obce, jak: *Capsella bursa-pastoris*, *Sonchus asper*, *Telekia speciosa* – w tym inwazyjne: *Heracleum sosnowskyi*, *Impatiens glandulifera*, *I. parviflora* i *Solidago gigantea*.

Średnia liczba gatunków w 1 zdjęciu w fitocenozach *Alnetum incanae* wynosi 39, mieszcząc się w przedziale 19–58 (zał. 5).

Powierzchnie z płatami *Salicetum albo-fragilis* zlokalizowane są na terenie: Bramy Raciborskiej, Beskidu Śląskiego, Doliny Górnej Wisły, Kotliny Żywieckiej i Międzygórza Jabłonkowsko-Koniakowskiego – w dolinach: Olzy (192 m n.p.m.), Wisły (229–389 m n.p.m.) i Soły (229–488 m n.p.m.). Średnie wyniesienie badanych płatów ponad poziom lustra wody wynosi 2 m (0,90–3,80), a średnia odległość od koryta rzeki – 35,7 m (15–60). W odróżnieniu od płatów z olszyną górską w pobliżu trzech badanych powierzchni z łęgiem wierzbowym (w Rajczy nad Sołą i dwóch powierzchni w Ustroniu nad Wisłą) odnotowano miękką regulację brzegów rzeki, a uwarunkowania geomorfologiczne doprowadziły do zalania większej liczby badanych powierzchni: – trzech w 2017, dwóch w 2018 roku i siedmiu powierzchni w 2019 roku (tab. 2).

W drzewostanie, obok gatunku dominującego – *Salix alba* (V stopień stałości) ze średnio ponad 54% zwarciem, występują: *S. fragilis* (III) ze średnim zwarciem ok. 38%, ze sporadyczną, niewielką domieszką takich gatunków, jak: *Acer platanoides*, *A. pseudoplatanus*, *Alnus incana* i *Fraxinus excelsior*. Drzewostan w badanych płatach osiąga zwarcie w przedziale 47–90%, a średnia dla całej fitocenozy jest mniejsza niż w olszynie górskiej i wynosi ok. 66% (zał. 6).

Słabo wykształconą warstwę krzewów (średnie zwarcie 11%) budują m.in.: *Padus avium*, *Salix alba*, *Acer platanoides*, *Alnus incana*, *Sambucus nigra*, *Salix fragilis* oraz *S. viminalis*. Zwarcie podszytu badanych płatów roślinnych waha się od maksymalnie ok. 50% po jego brak.

W runie odnotowano łącznie siewki należące do 11 gatunków drzew, tj.: *Fraxinus excelsior* (III stopień stałości), *Padus avium*, *Tilia cordata* (II), *Acer*

platanoides (II) i sporadycznie – *A. negundo*, *A. pseudoplatanus*, *Alnus incana*, *Cerasus avium*, *Quercus robur*, *Salix fragilis* i *Ulmus minor*.

Do głównych składników runa, obok tych wyróżniających dla omawianej fitocenozy (*Agrostis stolonifera*, *Deschampsia caespitosa*, *Lysimachia nummularia*, *Mentha longifolia*, *Phalaris arundinacea*), zaliczyć można: *Urtica dioica*, *Glechoma hederacea*, *Rubus caesius*, *Galium aparine* i *Aegopodium podagraria*. W runie powierzchni omawianego zespołu łącznie odnotowano 28 gatunków wskaźnikowych starych lasów – wśród nich najczęściej obserwowano: *Festuca gigantea*, *Stachys sylvatica* i *Geum urbanum*. Dodatkowo, ze względu na wysokie pokrycie (blisko 25% powierzchni), warto wyróżnić: *Anemone nemorosa*, *Dentaria bulbifera*, *D. glandulosa* i *Stellaria nemorum*. Co więcej, na powierzchniach badawczych tej grupy zarejestrowano 3 gatunki objęte ochroną prawną. Dwa z nich – *Allium ursinum* i *Orobanche flava*, wykazują niewielkie pokrycie w płacie (do 5%), w przeciwieństwie do *Matteucia struthiopteris*, która jest dominantem w jednym z płatów. Średnia wysokość warstwy zielnej wynosi ok. 121 cm i mieści się w zakresie 67–304 cm (zał. 6).

Warstwa mszysta pokrywa średnio 10% badanej powierzchni (zał. 6) – wśród gatunków tej warstwy największym pokryciem wyróżniają się *Brachythecium rutabulum* i *Plagiomnium undulatum*.

Na podstawie składu gatunkowego, podobnie jak w płatach olszyny górskiej, wyodrębniono trzy typy runa (zróżnicowane, z dominantem rodzimym i z dominantem obcym), z tym że do rodzimych gatunków dominujących zaliczyć można: *Aegopodium podagraria*, *Galium aparine*, *Glechoma hederacea*, *Matteucia struthiopteris*, *Petasites hybridus*, *P. kablikianus*, *Phalaris arundinacea* oraz *Rubus caesius*. Natomiast do dominujących inwazyjnych gatunków obcych należą okazałe: *Impatiens glandulifera* oraz *Reynoutria japonica*.

Wśród gatunków obcych, które nie zdominowały powierzchni, odnotowano: *Lactuca serriola* i *Rudbeckia hirta*, w tym gatunki inwazyjne: *Acer negundo*, *Echinocystis lobata*, *Impatiens parviflora*, *Reynoutria sachalinensis* i *Solidago canadensis*.

Średnia odnotowana liczba gatunków w płacie jest równa 25, a liczba gatunków na powierzchniach w obrębie omawianej fitocenozy mieści się w przedziale 9–53 (zał. 6).

Badane powierzchnie z fitocenozami łęgu topolowego rozwijają się w granicach Bramy Raciborskiej, Doliny Górnej Wisły, Pogórza Wilamowickiego oraz Pogórza Wielickiego w dolinach: Olzy (195–196 m n.p.m.), Soły (228–269 m n.p.m.) i Skawy (231 m n.p.m.). Średnie wyniesienie badanych płatów

ponad poziom lustra wody wynosi ok. 2 m (0,4–3,2), a oddalenie płatu od koryta rzeki wynosi średnio 61,6 m (22–102). Regulacja brzegu rzeki została odnotowana w pobliżu jednej z powierzchni (w Grodzisku nad Skawą), a zalewy w sezonie 2019 dotknęły wszystkich powierzchni objętych badaniami, w 2017 były to tylko trzy powierzchnie, a w 2018 roku dwie (tab. 2 i zał. 7).

W drzewostanie omawianej fitocenozy panuje topola czarna (*Populus nigra*) (V stopień stałości) ze średnim zwarciem blisko 41% wraz z wierzbami: *Salix alba* (III, średnie zwarcie ok. 28%) i *S. fragilis* (II, średnie zwarcie ok. 23%). Średnie zwarcie koron drzew na powierzchniach z płatami omawianej fitocenozy wynosi 53% i mieści się w przedziale 27–77% (zał. 7) – przy czym, większość powierzchni wykazuje zwarcie powyżej 50%.

W skład warstwy krzewów o średnim zwarciu, nie przekraczającym 10%, wchodzą: *Euonymus europaeus*, *Salix fragilis* (II) i sporadycznie: *Betula pendula*, *Cornus mas*, *Padus serotina*, *Populus nigra*, *Robinia pseudoacacia*, *Salix purpurea*, *S. triandra*, *S. viminalis* oraz *Sambucus nigra*.

W runie odnotowano 10 gatunków drzew – *Quercus robur* (III), *Fraxinus excelsior* (III), *Tilia cordata* (II) i w pojedynczych przypadkach: *Acer platanoides*, *Betula pendula*, *Padus avium*, *P. serotina*, *Salix pentandra*, *S. viminalis*, *Sambucus nigra*.

Gatunki budujące runo w fitocenozach tego zespołu to: *Aegopodium podagraria* (gatunek wyróżniający), *Rubus caesius*, *Impatiens glandulifera*, *Phalaris arundinacea*, *Urtica dioica* i *Calystegia sepium*. Odnotowano tu łącznie 14 gatunków wskaźnikowych starych lasów, wśród których największą frekwencją, poza wspomnianym *Aegopodium podagraria*, odznacza się *Festuca gigantea*. Natomiast ze względu na średnie pokrycie powyżej 30% (na jednej z powierzchni) warto również wymienić *Galeobdolon luteum*. Wśród gatunków chronionych odnotowano jedynie *Allium ursinum* z niewielkim 1% pokryciem. Średnia wysokość warstwy zielnej wynosi ok. 108 cm i mieści się w przedziale 66–158 cm (zał. 7).

Warstwa mszaków, w porównaniu z wcześniejszymi fitocenozami, jest uboższa i pokrywa średnio 1% powierzchni (zał. 7), a jedyny gatunek pojawiający się w płatach omawianej fitocenozy, *Brachythecium rutabulum*, pojawił się na dwóch badanych powierzchniach.

Na podstawie składu gatunkowego w tej grupie powierzchni można było wyodrębnić jedynie dwa typy runa – monotypowe z dominantem rodzimym (*Urtica dioica*, *Rubus caesius*, *R. plicatus*, *Phalaris arundinacea*) i z dominującym gatunkiem obcym (*Impatiens glandulifera*, *Reynoutria japonica*, *Solidago canadensis*, *Rudbeckia laciniata*). Nie odnaleziono powierzchni spełniającej kryteria runa zróżnicowanego.

Tabela 3. Udział wybranych gatunków na powierzchniach badawczych w analizowanych zespołach na podstawie stopni stałości

Lp.	Gatunek	Warstwa	Zespół			Uwagi
			Alnetum incanae	*Salicetum albo-fragilis*	*Populetum albae*	
1	*Alnus incana*	**a**	**V**	I		gatunki o największej stałości w płatach poszczególnych fitocenoz
2	*Sambucus nigra*	b	**III**	I	I	
3	*Lonicera xylosteum*	b	**III**			
4	*Padus avium*	b	**II**	I		
5	*Alnus incana*	b	**II**	I		
6	*Alnus incana*	c	**V**	I		
7	*Lamium maculatum*	c	**V**	I	II	
8	*Impatiens noli-tangere*	c	**IV**	I		
9	*Geranium phaeum*	c	**IV**			
10	*Poa nemoralis*	c	**III**	I	II	
11	*Acer pseudoplatanus*	c	**III**	I		
12	*Asarum europaeum*	c	**III**	I		
13	*Melandrium rubrum*	c	**III**	I	I	
14	*Salvia glutinosa*	c	**III**			
15	*Ranunculus repens*	c	**III**		I	
16	*Lysimachia nemorum*	c	**III**			
17	*Filipendula ulmaria*	c	**III**	I	II	
18	*Salix alba*	**a**	I	**V**	III	
19	*Salix fragilis*	**a**	II	**III**	II	
20	*Urtica dioica*	c	IV	**V**	IV	
21	*Deschampsia caespitosa*	c	II	**IV**	II	
22	*Galeopsis speciosa*	c	II	**III**	II	
23	*Alliaria petiolata*	c	II	**III**	II	
24	*Plagiomnium undulatum*	d	I	**III**		
25	*Populus nigra*	**a**			**V**	
26	*Quercus robur*	c	I	I	**IV**	
27	*Humulus lupulus*	c		I	**IV**	
28	*Myosoton aquaticum*	c	**V**	**III**		gatunki występujące w dwóch typach fitocenoz
29	*Chaerophyllum aromaticum*	c	**IV**	**III**		
30	*Ranunculus lanuginosus*	c	**IV**	**II**		
31	*Cardamine impatiens*	c	**III**	**II**		
32	*Petasites kablikianus*	c	**III**	**II**		
33	*Primula elatior*	c	**III**	**II**		
34	*Chrysosplenium alternifolium*	c	**III**	**II**		
35	*Calystegia sepium*	c		**III**	**IV**	
36	*Reynoutria japonica*	c		**III**	**IV**	

Objaśnienia: a – warstwa koron drzew, b – warstwa krzewów, c – warstwa roślin zielnych, d – warstwa mszysta, pismo półgrube – grupy gatunków wyróżniających poszczególne zespoły.

Wśród gatunków obcych (poza wyżej wymienionymi) odnotowano *Centaurea cyanus* i *Hesperis matronalis*, w tym inwazyjne: *Erigeron annuus*, *Impatiens parviflora*, *Padus serotina*, *Robinia pseudoacacia* i *Solidago gigantea.*

Suma wszystkich odnotowanych gatunków w ramach omawianej fitocenozy wynosi 112, a średnia liczba gatunków w zdjęciu – 19, jest najmniejsza w porównaniu z poprzednimi fitocenozami. Liczba gatunków w poszczególnych płatach waha się w przedziale 7–32 (zał. 7).

Odnotowane na powierzchniach gatunki ujęto w cztery grupy (wyłączając gatunki o II i I stopniu stałości, tab. 3). I tak, uwzględniając frekwencję każdego gatunku, wyróżniono:

- grupę gatunków, które wykazują największą frekwencję w jednej z badanych fitocenoz (lp. 1–17 – gatunki z największą frekwencją w *Alnetum incanae*; lp. 18–24 – *Salicetum albo-fragilis*; lp. 25–27 – *Populetum albae*),
- grupę gatunków, które pojawiają się w dwóch sąsiadujących (względem wysokości n.p.m.) fitocenozach (lp. 28–34 – gatunki w fitocenozach *Alnetum incanae* i *Salicetum albo-fragilis* oraz lp. 35–36 – gatunki w fitocenozach z *Salicetum albo-fragilis* oraz *Populetum albae*).

Z tabeli wynika, że najlepiej pod względem florystycznym wśród trzech badanych zespołów wyróżniają się powierzchnie reprezentujące olszyny górskie (lp. 1–17). *Urtica dioica* jest częstym gatunkiem, zarówno na powierzchniach łęgu wierzbowego, jak i topolowego, natomiast ten ostatni charakteryzuje częsty udział topoli czarnej, dębu szypułkowego i chmielu.

Analizując strukturę pionową lasu z uwzględnieniem gatunków drzewiastych i krzewiastych (bez gatunków sporadycznych, tab. 4), można stwierdzić, że okap drzewostanu (warstwa a) budują 4 gatunki (*Alnus incana*, *Populus nigra*, *Salix alba*, *S. fragilis*), z których jedynie 2 – *Alnus incana* i *Salix fragilis*, pojawiają się bardziej licznie również w warstwie krzewów, tworząc podszyt (warstwa b – tab. 4).

W runie zaś (warstwa c) jedynie *Alnus incana* występuje z wysoką frekwencją (100%). W pozostałych fitocenozach gatunki kluczowe, takie jak *Salix alba* i *Populus nigra*, pojawiają się sporadycznie w niższych warstwach. Zatem pierwszy istotny dla dynamiki i trwałości lasów fakt to brak wyraźnej ciągłości pokoleniowej drzew (wyłączając olszyny) w analizowanych lasach. Co więcej, w runie pojawiają się gatunki ekologicznie obce lasom łęgowym, jak: *Picea abies*, *Tilia cordata* czy *Acer platanoides.*

Tabela 4. Frekwencja gatunków drzewiastych w strukturze pionowej badanych lasów łęgowych (%)

Gatunek	Warstwa	Zespół		
		Alnetum incanae	*Salicetum albo-fragilis*	*Populetum albae*
Alnus incana	a	**100**	**9**	0
Salix alba		**10**	**100**	**56**
Salix fragilis		**30**	**45**	**22**
Populus nigra		0	9	**100**
Lonicera xylosteum	b	50	0	0
Sambucus nigra		50	9	11
Padus avium		40	18	0
Alnus incana		**30**	**9**	0
Euonymus europaeus		0	9	22
Salix fragilis		0	**9**	**22**
Alnus incana	c	**100**	**18**	0
Padus avium		90	36	11
Fraxinus excelsior		70	45	44
Acer pseudoplatanus		50	9	0
Sambucus nigra		40	18	22
Picea abies		30	0	0
Tilia cordata		0	36	22
Acer platanoides		0	27	11
Quercus robur		10	18	67

Objaśnienia: a – drzewostan, b – podszyt, c – runo, pismo półgrube – główne gatunki budujące drzewostan w poszczególnych zespołach.

5.4.2. Charakterystyka stałych powierzchni badawczych (zał. 4)

W kolejnych podrozdziałach przedstawiono krótką charakterystykę wszystkich 30 powierzchni badawczych, pogrupowanych w pierwszej kolejności według zespołu lasu łęgowego, jaki reprezentują, w drugiej zaś, według typu runa – przy czym kwalifikacji do odpowiedniej grupy dokonano w pierwszym sezonie badań (2017 r.). Jak wykazały późniejsze obserwacje, struktura runa na kilku powierzchniach zmieniała się diametralnie w kolejnych sezonach, co wymagało zmiany klasyfikacji powierzchni w poszczególnych analizach. Zjawisko to jest omówione w odrębnym rozdziale. Każdemu opisowi powierzchni towarzyszy rycina ilustrująca lokalizację

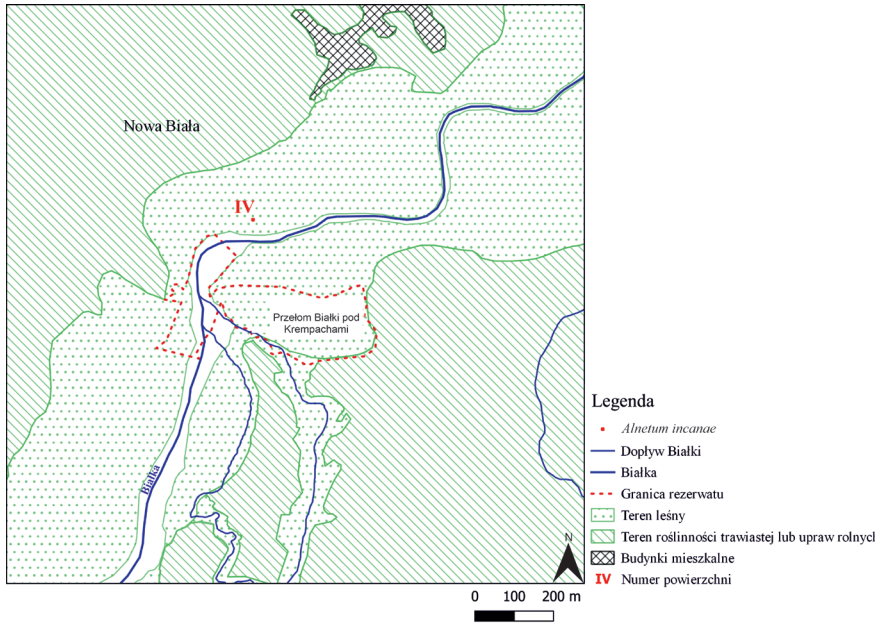
badanego płatu względem koryta rzeki i otoczenia (np. zabudowy). Krótka charakterystyka z głównymi cechami każdej powierzchni została ujęta w formie tabeli (zał. 4).

5.4.2.1. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Alnetum incanae*

5.4.2.1.1. Powierzchnie z runem zróżnicowanym florystycznie

Reprezentatywne płaty badawcze zostały odnalezione w dolinach: Białki, Dunajca, Koszarawy i Sopotni Wielkiej. Przy tym tylko w dolinie Białki i Sopotni Wielkiej przez cały okres badań utrzymał się wyjściowy, zróżnicowany charakter runa (zał. 4).

Powierzchnia nr IV (622 m n.p.m.) nad Białką zlokalizowana jest w Nowej Białej w pobliżu rezerwatu Przełom Białki pod Krempachami, z dala od działalności człowieka (ryc. 10). Omawiana fitocenoza położona jest ok. 3 m ponad średnim poziomem lustra wody w korycie rzeki, w odległości ok. 50 m od głównego nurtu rzeki (zał. 4).



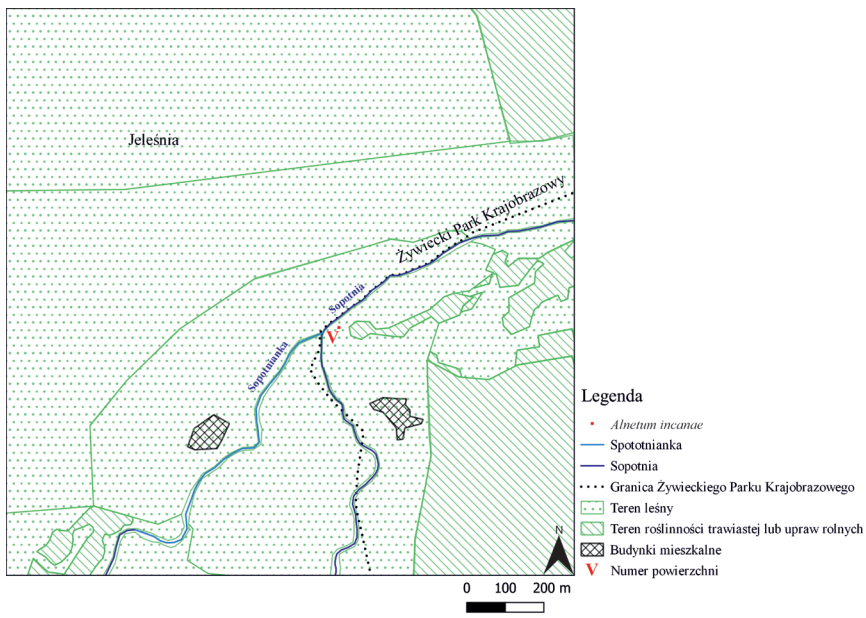
Ryc. 10. Lokalizacja powierzchni nr IV, *Alnetum incanae*, Białka, Kotlina Orawsko-Nowotarska

W drzewostanie tego płatu panowały *Alnus incana* i *Salix fragilis* – gatunki, których zwarcie koron w trakcie badań z 50% wzrosło do 80%, co zmniejszyło lukę w koronach i dopływ światła w głąb fitocenozy. Zwarty w 50% podszyt

na tej powierzchni tworzyły: *Acer pseudoplatanus*, *Alnus glutinosa*, *Lonicera xylosteum*, *Salix alba* oraz *Sambucus nigra*. W runie wśród młodego pokolenia drzew odnotowano łącznie 6 gatunków drzew: *Alnus incana*, *A. glutinosa*, *Acer pseudoplatanus*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium* i *Picea abies*.

Przez cały okres badań powierzchnia zachowała florystycznie zróżnicowany charakter runa, a jedynie pojedyncze gatunki, jak *Phalaris arundinacea* czy *Myosoton aquaticum*, sezonowo zmieniały wyraźniej stopień pokrycia. W płacie w sumie stwierdzono 56 gatunków roślin – wśród nich charakterystyczne dla zespołu (*Geranium phaeum* i *Alnus incana*) i wyróżniające (*Petasites kablikianus*, *P. hybridus*, *Carduus personata*) dla omawianej fitocenozy, a także gatunki chronione (*Orobanche flava* i *Matteucia struthiopteris*) oraz pojedyncze osobniki inwazyjnego gatunku obcego (*Impatiens parviflora*). Warstwa mszysta była reprezentowana głównie przez *Plagiomnium affine* i pokrywała 10% badanej powierzchni. Gatunki runa charakteryzowały się średnią wysokością na poziomie 104 cm (zał. 5). Brzegi rzeki w pobliżu badanego płatu roślinnego nie są uregulowane, a zalanie powierzchni nastąpiło w ostatnim sezonie badań w 2019 roku.

Powierzchnia nr V (473 m n.p.m.) znajduje się w dolinie Sopotni Wielkiej w okolicy Jeleśni, w miejscu o ograniczonej działalności człowieka (ryc. 11). Badany płat jest wyniesiony ok. 1 m ponad średni poziom lustra wody w korycie i oddalony ok. 20 m od nurtu rzeki (zał. 5).



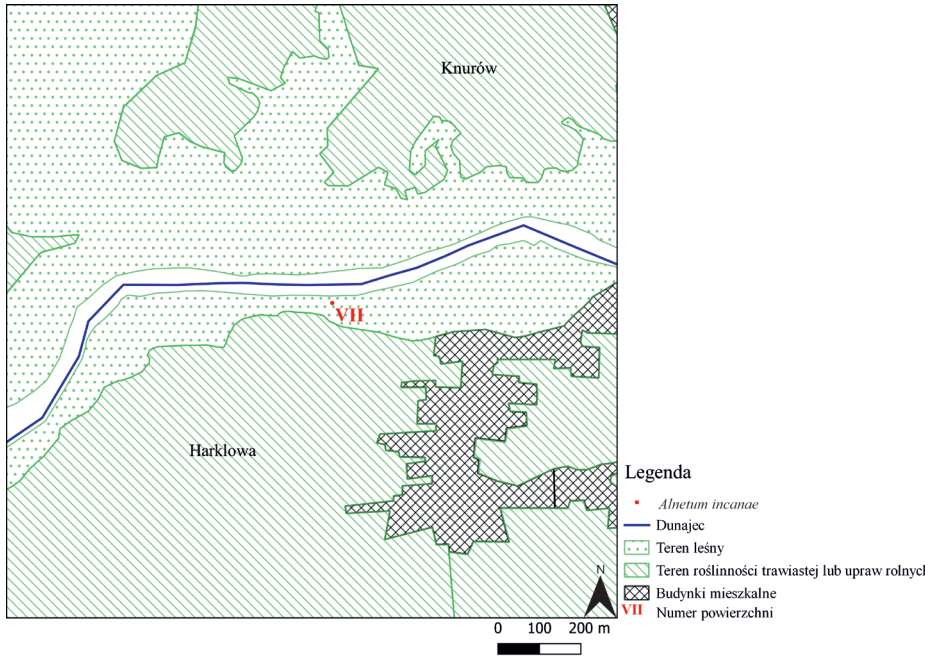
Ryc. 11. Lokalizacja powierzchni nr V, *Alnetum incanae*, Sopotnia Wielka, Beskid Żywiecki

Zwarcie koron *Alnus incana* i *Salix fragilis* przez pierwsze dwa sezony utrzymywało się na poziomie 90%, jednak silne wiatry, które nawiedziły Żywiecczyznę w ostatnim sezonie badań, zredukowały zwarcie koron do ok. 30%. Dodatkowo połamane drzewa zostały wycięte. Warstwa krzewów z udziałem: *Cornus sanguinea*, *Corylus avellana*, *Sambucus nigra* oraz *Prunus spinosa* wykazała 10% zwarcie. W runie odnotowano łącznie 8 gatunków dendroflory: *Abies alba*, *Acer pseudoplatanus*, *Alnus incana*, *Corylus avellana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium*, *Picea abies* i *Quercus robur.* Warstwę zielną utrzymującą się z wysokim pokryciem (łącznie ponad 50%) budowały: *Aegopodium podagraria*, *Glechoma hederacea*, *Myosoton aquaticum* i *Urtica dioica.* Warto również wspomnieć o obecności gatunków charakterystycznych dla zespołu – *Geranium phaeum* i *Alnus incana*, a także jednym z gatunków wyróżniających – *Petasites kablikianus.* Jedynym odnotowanym inwazyjnym gatunkiem obcym był *Impatiens glandulifera*, którego pokrycie nie przekraczało 5%. W warstwie mszystej (o średnim pokryciu 4%) zarejestrowano *Brachythecium rutabulum* i *Plagiomnium affine*, które w ostatnim sezonie pokrywały jedynie 1% powierzchni. Średnio w płacie stwierdzono 40 gatunków roślin – z tym że w ostatnim sezonie badań liczba gatunków zmniejszyła się o ok. 40% w stosunku do pierwszego sezonu. Średnia wysokość warstwy zielnej nie przekraczała tutaj 109 cm. W pobliżu badanego płatu nie stwierdzono regulacji brzegów rzeki, a zalewy zostały odnotowane w sezonach 2017 i 2019.

Powierzchnia nr VII (549 m n.p.m.) znajduje się w dolinie Dunajca, położona jest ok. 10 m od koryta rzeki i wyniesiona ok. 3 m ponad średni poziom lustra wody (zał. 5). W płacie nie zaobserwowano niszczącej działalności człowieka, a pierwszy budynek mieszkalny jest zlokalizowany w Harklowej w odległości ok. 300 metrów od badanej powierzchni (ryc. 12).

W drzewostanie tej powierzchni panował *Alnus incana* ze średnim zwarciem 90%. W podszycie tego płatu odnotowano: *Lonicera xylosteum*, *Padus avium* i *Sorbus aucuparia* – gatunki, które tworzyły zwarcie ok. 30% (zał. 5). W runie gatunki drzewiaste były reprezentowane przez: *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior* i *Padus avium.* Runo tej powierzchni jest przykładem wyraźnych zmian sezonowych i zmiany klasyfikacji z runa zróżnicowanego na runo z dominującym gatunkiem rodzimym, bowiem *Aegopodium podagraria* zmienił stopień pokrycia z 40% do 90% w drugim i trzecim sezonie. Ponadto niewielki wzrost pokrycia zaobserwowano również wśród *Stachys sylvatica*, *Primula elatior* i *Galium aparine*, zaś spadek wśród pędów *Mentha longifolia.* W płacie tej powierzchni

odnotowano udział gatunków charakterystycznych – *Alnus incana* i *Geranium phaeum*, oraz gatunku wyróżniającego – *Symphytum cordatum*. Warstwa mszysta z udziałem *Plagiomnium undulatum*, *Brachythecium rutabulum* i *Plagiomnium affine* pokrywała płat w 30% (zał. 5).

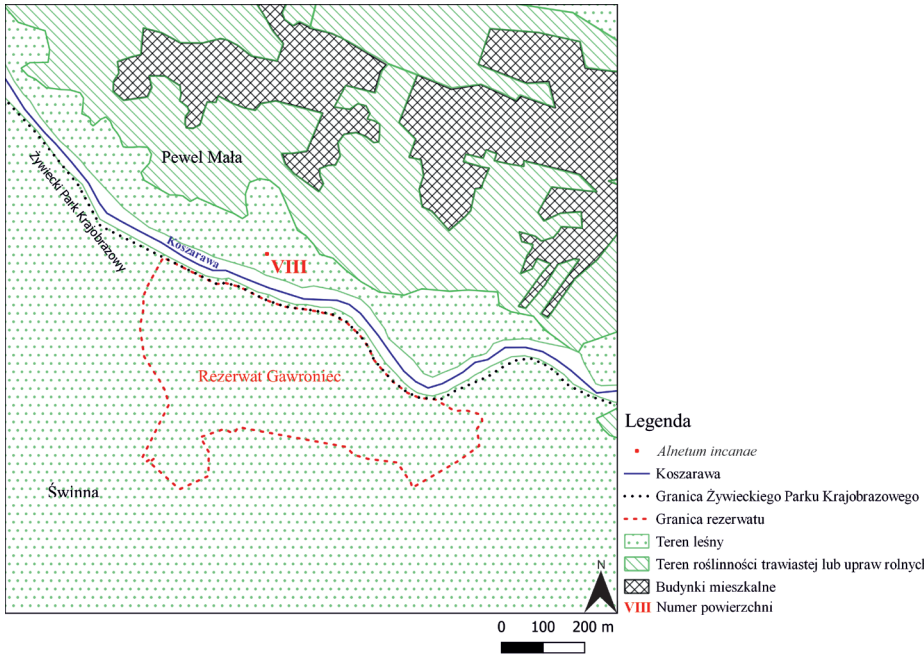


Ryc. 12. Lokalizacja powierzchni nr VII, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska

Liczba wszystkich gatunków roślin wynosiła 44. Warstwa zielna miała wysokość ok. 90 cm (zał. 5). W pobliżu badanej powierzchni linia brzegowa nie jest uregulowana, a powierzchnia w okresie badań nie została dotknięta zalewem.

Powierzchnia nr VIII (398 m n.p.m.) jest zlokalizowana w dolinie Koszarawy w Pewli Małej. Płat tej powierzchni (85 m od koryta i ok. 1 m nad powierzchnią wody – zał. 4) znajduje się nieopodal domów jednorodzinnych. Po przeciwnej stronie koryta rzeki położony jest Żywiecki Park Krajobrazowy i Rezerwat Gawroniec (ryc. 13). W okolicy badanej powierzchni zaobserwowano ślady po ciężkim sprzęcie i wycinkę drzew.

Drzewostan był zbudowany z *Alnus incana* (o średnim zwarciu blisko 80%) z niewielką domieszką *Padus avium* i *Salix alba* (zał. 5). Brak tu podszytu, a w runie odnotowano 5 gatunków drzew: *Acer pseudoplatanus*, *A. incana*, *Crataegus monogyna*, *Fraxinus excelsior* i *Padus avium* (zał. 5).



Ryc. 13. Lokalizacja powierzchni nr VIII, *Alnetum incanae*, Koszarawa, Beskid Żywiecki

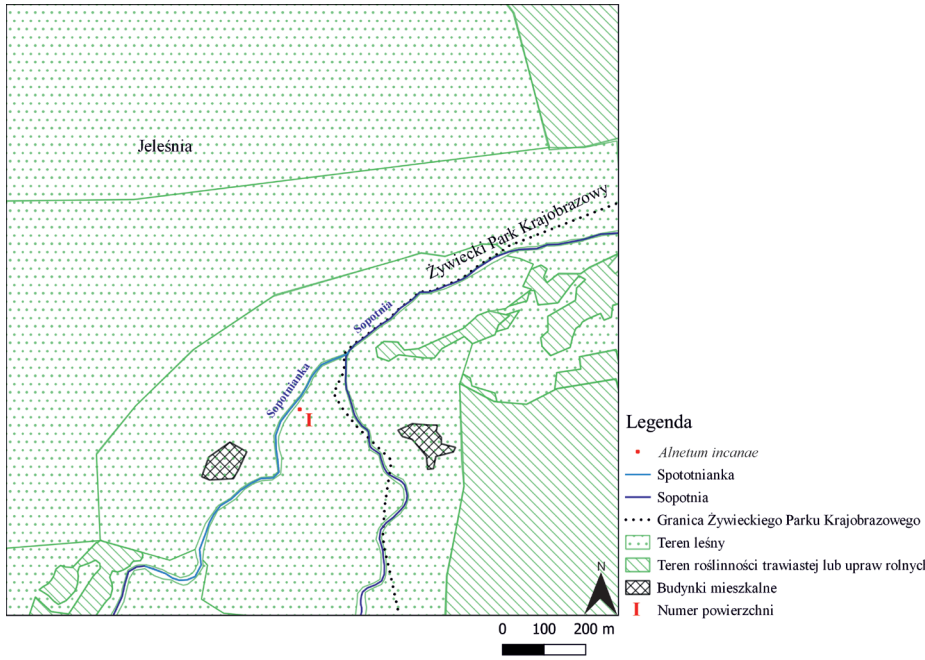
Zróżnicowane florystycznie runo zostało zdominowane w trzecim sezonie badań przez *Agrostis stolonifera* (pokrycie 80%) i *Myosoton aquaticum* (60%). Dodatkowo, stopniowy wzrost pokrycia zaobserwowano również wśród: *Rubus caesius* (z 10% w pierwszym sezonie, do 50% w ostatnim), *Aegopodium podagraria* (z 20% do 40%) i *Poa nemoralis* (z 30% do 50%). W warstwie zielnej odnotowano również gatunki charakterystyczne i wyróżniające dla omawianej fitocenozy: *Geranium phaeum*, *Petasites kablikianus* i *P. hybridus* oraz *Symphytum cordatum*. Również warstwa mszysta (*Pleurozium schreberi* i *Plagiomnium affine*) zwiększyła pokrycie z 10% do 50% (zał. 5). Na powierzchni odnotowano blisko 40 gatunków roślin, a warstwa zielna cechowała się średnią wysokością ok. 82 cm. Brzegi doliny rzecznej mają charakter naturalny, a zalewy nie zostały odnotowane na tej powierzchni.

5.4.2.1.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym

Pięć powierzchni reprezentatywnych dla fitocenoz z rodzimym gatunkiem dominującym zlokalizowano w dolinach: Dunajca, Białki i Sopotni Małej.

Z upływem czasu trzy płaty zachowały *status quo* (z tym samym gatunkiem dominującym), a na dwóch pozostałych powierzchniach dokonała się zmiana dominacji gatunkowej na inny gatunek – również rodzimy.

Powierzchnia nr I (474 m n.p.m.) zlokalizowana jest w Dolinie Sopotni Małej, w granicach Żywieckiego Parku Krajobrazowego, z dala od działalności człowieka (ryc. 14). Płat tej powierzchni jest wyniesiony niespełna 2 m ponad przeciętny poziom lustra wody, od koryta rzeki jest oddalony o ok. 10 m (zał. 4).

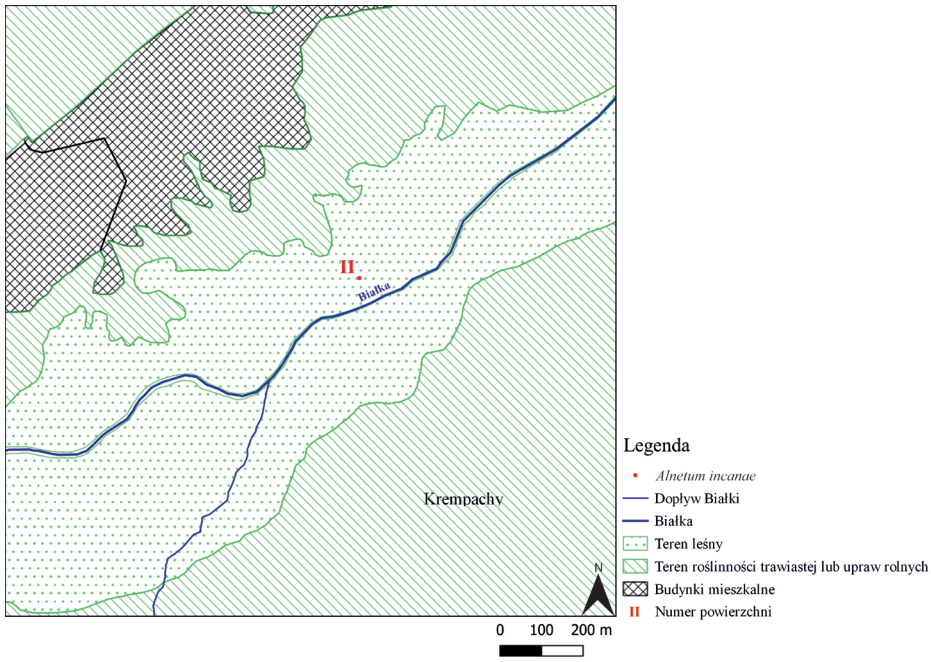


Ryc. 14. Lokalizacja powierzchni nr I, *Alnetum incanae*, Sopotnia Mała, Beskid Żywiecki

Drzewostan tej powierzchni, o średnim zwarciu na poziomie 90%, był zbudowany z *Alnus incana* i *Salix fragilis* (zał. 5). W podszycie tego płatu zaobserwowano jedynie *Sambucus nigra* (10%), a w runie tej powierzchni odnotowano łącznie 7 gatunków drzew: *Abies alba*, *Acer pseudoplatanus*, *Alnus incana*, *Corylus avellana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium* i *Salix fragilis*. Przez cały okres badań w runie dominantami były lepiężniki (*Petasites kablikianus* i *P. hybridus*). Pod ich okapem odnotowano gatunki pokrywające ok. 1/3 powierzchni tego płatu: *Aegopodium podagraria*, *Glechoma hederacea* i *Myosoton aquaticum*. W runie zidentyfikowano również gatunek charakterystyczny dla zespołu – *Geranium*

phaeum, i gatunki wyróżniające – wspomniane gatunki z rodzaju *Petasites* oraz *Euphorbia amygdaloides*. Wśród gatunków objętych ochroną odnaleziono *Orobanche flava*, a inwazyjnym gatunkiem obcym był nieliczny *Impatiens parviflora*. Najniższą warstwę stanowiło *Brachythecium rutabulum* z ok. 30% pokryciem (zał. 5). Na powierzchni odnotowano 49 gatunków roślin, a warstwa zielna osiągała ok. 1 m wysokości. Brzegi rzeki w pobliżu powierzchni nr I są wolne od jakiejkolwiek regulacji, a powierzchnia w okresie badań nie została zalana.

Powierzchnia nr II (601 m n.p.m.) zlokalizowana jest w dolinie Białki, w pobliżu domów jednorodzinnych (ryc. 15). Płat tej powierzchni jest wyniesiony 3,5 m nad lustro wody i jest oddalony ok. 90 m od koryta rzeki (zał. 4).

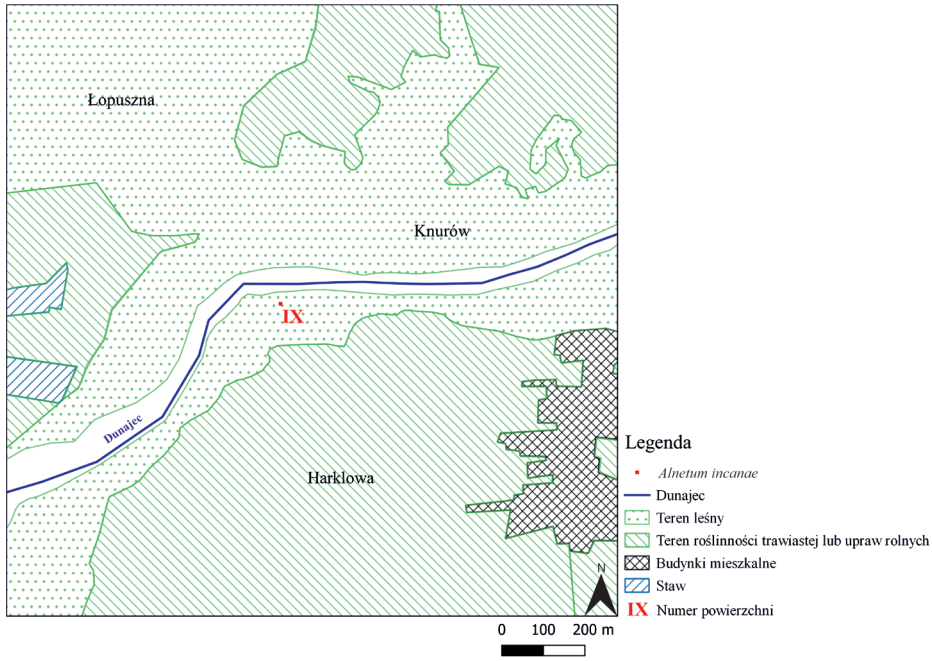


Ryc. 15. Lokalizacja powierzchni nr II, *Alnetum incanae*, Białka, Kotlina Orawsko-Nowotarska

Drzewostan tej powierzchni tworzyły *Alnus incana* (zwarcie 70%) i *Acer pseudoplatanus* (30%). W podszycie rozwinęły się: *Acer pseudoplatanus*, *Alnus incana*, *Lonicera xylosteum* i *Sambucus nigra*. W runie odnotowano łącznie 3 gatunki drzew – *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior* i *Acer pseudoplatanus*. Warstwa zielna tego płatu była zdominowana w 80% przez *Aegopodium podagraria*. Zalew powierzchni w sezonie 2018 przyczynił się do znaczących zmian zarówno w składzie, jak i ogólnym pokryciu runa. Warstwa mszysta na tej powierzchni

nie została wykształcona. Odnotowana liczba gatunków roślin wynosi 31, a średnia wysokość runa to ok. 109 cm (zał. 5).

Powierzchnia nr IX (552 m n.p.m.) jest położona nad Dunajcem w Harklowej, ok. 3 m nad przeciętnym poziomem lustra wody i ok. 45 m od koryta rzeki (zał. 4). Płat tej powierzchni rozwija się z dala od działalności człowieka (ryc. 16), choć ze względu na sąsiedztwo z polami uprawnymi w centralnej części powierzchni odnotowano ślady po ciężkim sprzęcie.



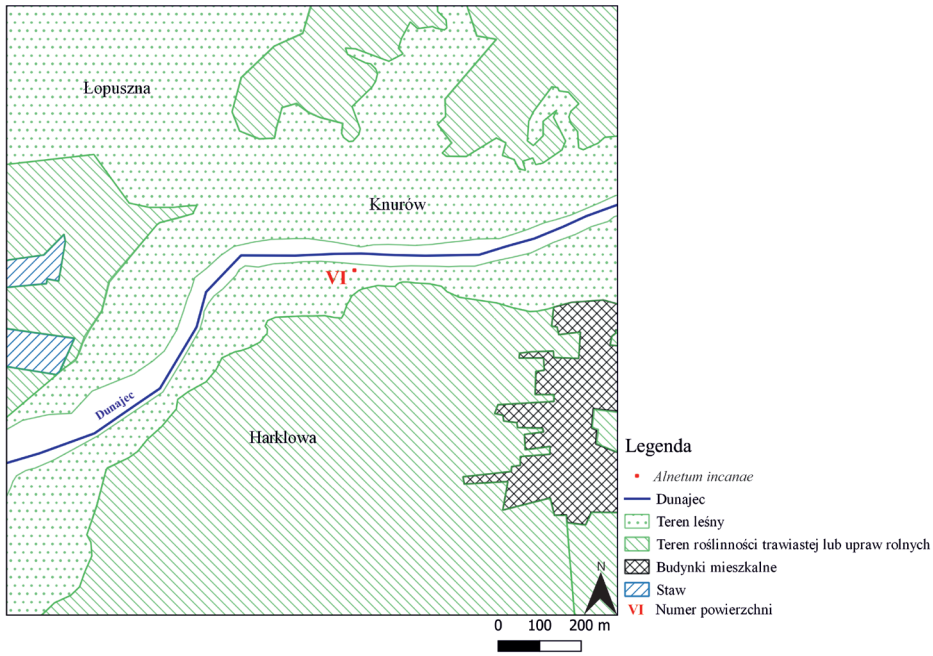
Ryc. 16. Lokalizacja powierzchni nr IX, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska

W warstwie koron dominował *Alnus incana* (70% zwarcia), a poniżej, w podszycie rozwinął się *Padus avium* ze zwarciem blisko 40% (zał. 5). W runie odnotowano łącznie 4 gatunki drzew: *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium* i *Picea abies*.

W warstwie zielnej tej powierzchni dominantem był *Aegopodium podagraria* z utrzymującym się pokryciem 80%. Wśród gatunków roślin zielnych warto również wymienić te, które w okresie badań pokrywały ok. 30% badanej powierzchni: *Agrostis stolonifera*, *Chaerophyllum aromaticum*, *Glechoma hederacea* oraz *Stachys sylvatica*. W runie, obok gatunku charakterystycznego dla zespołu (*Alnus incana*), odnotowano również gatunki wyróżniające – *Petasites hybridus* i *Carduus personata*.

Warstwa mszysta była reprezentowana przez *Brachythecium rutabulum*, *Plagiomnium affine* oraz *P. undulatum* i pokrywała ok. 10% powierzchni (zał. 5). Na powierzchni odnotowano 33 gatunki roślin, a runo osiągnęło blisko 1 m wysokości.

Powierzchnia nr VI (550 m n.p.m.) nad Dunajcem w Harklowej jest usytuowana ok. 3 m nad poziomem lustra wody, ok. 40 m od koryta rzeki (zał. 4). Płat tej powierzchni rozwinął się z dala od działalności człowieka, a najbliższe budynki mieszkalne znajdują się niespełna 1 km od płatu (ryc. 17).



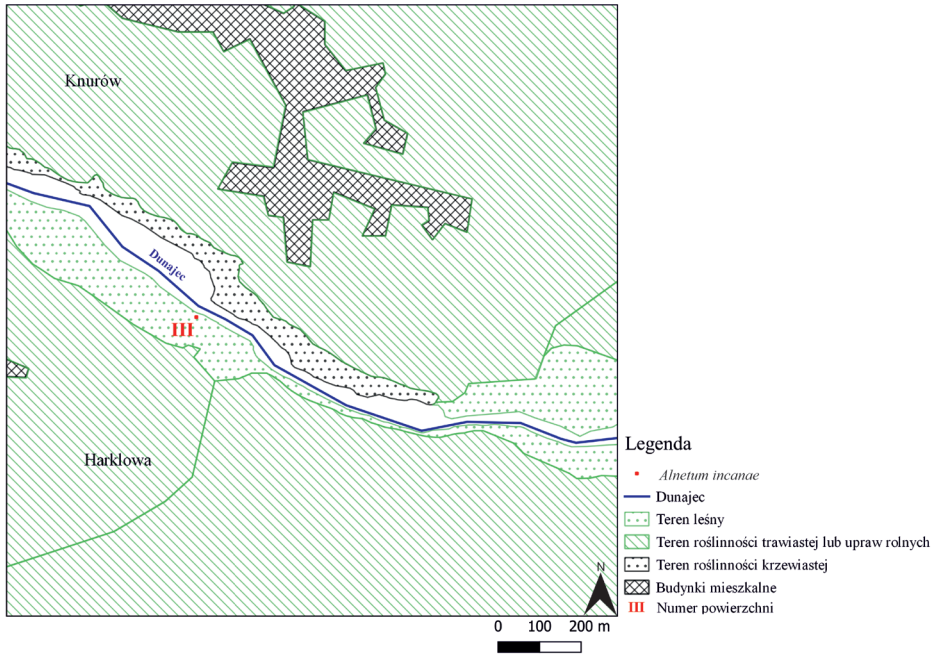
Ryc. 17. Lokalizacja powierzchni nr VI, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska

Drzewostan tego płatu tworzyła olsza o zwarciu ok. 50%, a nad centralną częścią powierzchni znajdowała się luka, utrzymująca się przez cały okres badań. Słabo zwarty podszyt (10%) współtworzyły: *Lonicera xylosteum*, *Padus avium* (tylko w pierwszym sezonie) i *Sambucus nigra*. W runie wśród drzew odnotowano *Alnus incana* i *Padus avium*.

Na tej powierzchni doszło do wymiany dominanta. W pierwszym sezonie badań był nim *Anthriscus sylvestris* (70%), jednak w następnych – pokrycie tego gatunku spadało na korzyść *Aegopodium podagraria*, który zmienił pokrycie z 10% w pierwszym sezonie na 60% w kolejnych latach. Podobny schemat wzrostu pokrycia wykazały: *Lamium maculatum*, *Primula elatior*, *Agrostis*

canina (z ok. 4% do 30%). Natomiast *Stachys sylvatica* i *Impatiens glandulifera* wykazały spadek z 30% na 10% (zał. 5). Wśród gatunków charakterystycznych, oprócz *Alnus incana*, odnotowano *Geranium phaeum*, a wśród gatunków wyróżniających – *Carduus personata*. Warstwa mszysta pokrywająca powierzchnię w ok. 10% była utworzona głównie z *Brachythecium rutabulum*. Na powierzchni odnotowano 33 gatunki roślin i runo o średniej wysokości równej 85 cm.

Powierzchnia nr III (542 m n.p.m.) zlokalizowana jest w Knurowie nad Dunajcem, ok. 2 m nad poziomem lustra wody i ok. 20 m od koryta rzeki (zał. 4). Najbliższe budynki mieszkalne znajdują się niespełna 0,5 km od powierzchni badawczej (ryc. 18), a w jej pobliżu znajduje się ścieżka rowerowa oraz miejsce, w którym w 2019 roku zaczęto składować materiały budowlane.



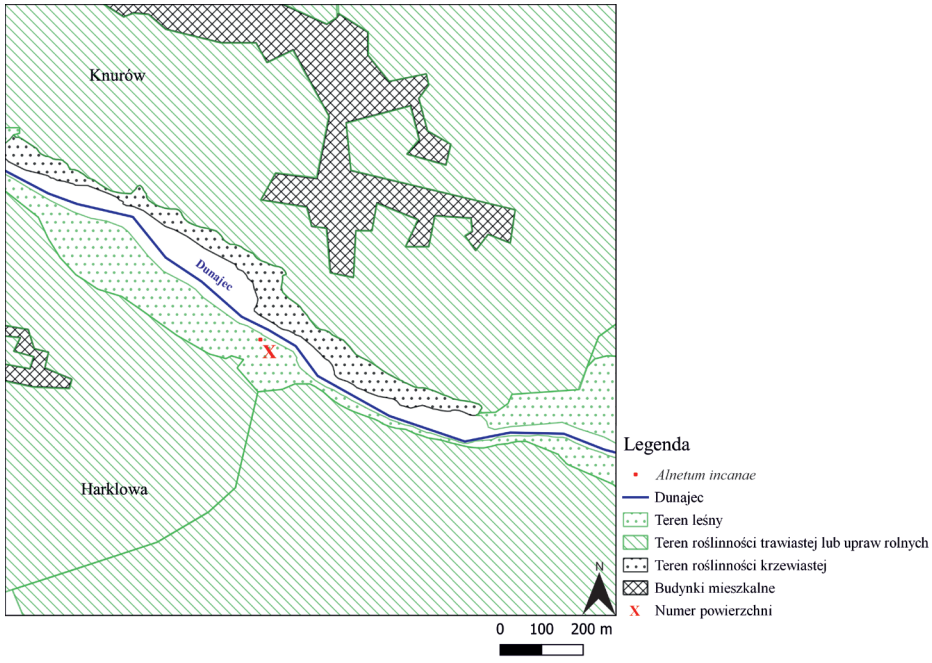
Ryc. 18. Lokalizacja powierzchni nr III, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska

Drzewostan tej powierzchni o zwarciu 80% był zbudowany z *Alnus incana*. W podszycie o średnim zwarciu ok. 33% odnotowano: *Alnus glutinosa*, *A. incana* i *Padus avium*. Poniżej, w warstwie zielnej, rozwijały się te same gatunki drzew z wyjątkiem *Alnus glutinosa*. Płat tej powierzchni, początkowo był zdominowany przez *Chaerophyllum aromaticum*, w trakcie badań natomiast zmienił fizjonomię i dominanta na *Agrostis stolonifera*, który w trzecim sezonie badań

przejął całkowitą dominację w płacie. Z gatunków diagnostycznych dla *Alnetum incanae* w runie, obok *Alnus incana*, odnotowano *Geranium phaeum*. W trakcie badań, oprócz ww. zmian w dominacji, zaobserwowano wzrost pokrycia *Galium aparine* (z 1% na 30%) oraz *Elymus caninus* (z 5% na 30%). Na powierzchni nie odnotowano ani gatunków objętych ochroną, ani inwazyjnych gatunków obcych. Warstwa mszysta, utworzona przez *Brachythecium rutabulum* i *Plagiomnium affine*, pokrywała powierzchnię w 10%. W płacie wystąpiło średnio 36 gatunków roślin, a warstwa zielna osiągnęła średnio 110 cm (zał. 5).

5.4.2.1.3. Powierzchnie z runem zdominowanym przez gatunek obcy

Powierzchnia nr X (542 m n.p.m.) jest położona nad Dunajcem w Knurowie, ok. 0,5 km z biegiem rzeki, za powierzchnią nr III (ryc. 19), ok. 3 m nad lustrem wody i 30 m od koryta rzeki (zał. 4). W 2016 roku powierzchnia tego płatu była objęta działaniami, których celem była eliminacja *Heracleum sosnowskyi*.



Ryc. 19. Lokalizacja powierzchni nr X, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska

Drzewostan na tej powierzchni utworzony przez *Alnus incana* osiągnął zwarcie ok. 10%, a podszyt w ogóle się nie wykształcił. W runie odnotowano

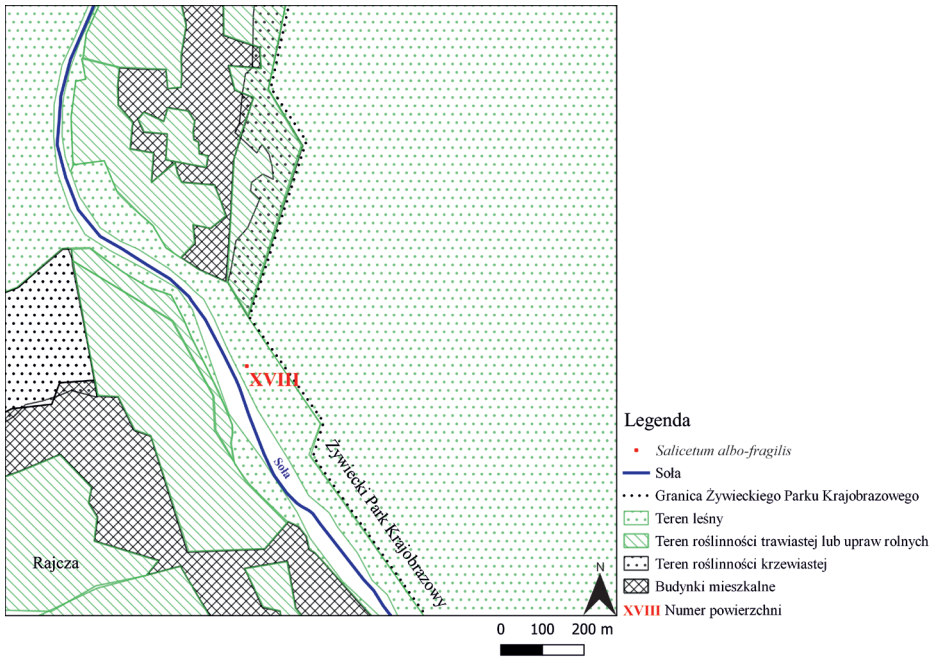
młode osobniki 2 gatunków drzew – *Alnus incana* i *Padus avium*. Warstwa zielna w pierwszym sezonie badań została w 80% zdominowana przez *Conyza canadensis* – gatunek, który w kolejnych sezonach przestał być dominującym elementem runa, bowiem w drugim sezonie odnotowano gwałtowny rozrost warstwy mszystej opanowanej przez wątrobowca – *Marchantia polymorpha*, a ostatni sezon badań wykazał dominację innego gatunku warstwy zielnej – *Elymus caninus*. W drugim sezonie badań w warstwie zielnej zostały zgryzione przez zwierzynę 3 osobniki *Alnus incana* o wysokości blisko 1 m. Nowe pędy tego gatunku pojawiły się w kolejnym sezonie jako odrośla korzeniowe. Warstwa mszysta, oprócz wspomnianej *Marchantia polymorpha*, była również tworzona przez *Polytrichum commune* z niewielkim 1% pokryciem (zał. 5). Brzegi rzeki w pobliżu tej powierzchni są wolne od jakichkolwiek umocnień, a jedyny odnotowany zalew miał miejsce w ostatnim sezonie badań (2019).

5.4.2.2. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Salicetum albo-fragilis*

5.4.2.2.1. Powierzchnia z runem zróżnicowanym florystycznie

Powierzchnia nr XVIII (486 m n.p.m.) położona w Rajczy nad Sołą posiada zróżnicowane florystycznie runo. Płat tej powierzchni jest zlokalizowany 20 m od koryta rzeki i ok. 2 m nad poziomem lustra wody (zał. 4). W pobliżu płatu przebiega droga, a najbliższe zabudowania mieszkalne znajdują się ok. 200 m od centrum powierzchni badawczej (ryc. 20).

W drzewostanie tego płatu panowały *Salix alba* i *S. fragilis* z ponad 70% zwarciem, a poniżej w podszycie z 5% zwarciem rozwinął się *Sambucus nigra*. W runie wśród młodego pokolenia drzew odnotowano łącznie 5 gatunków: *Acer platanoides*, *Cerasus avium*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium* i *Tilia cordata* (zał. 6). *Aegopodium podagraria* i *Petasites hybridus*, które pokrywały blisko połowę badanej powierzchni, utrzymały się z wysokim pokryciem przez cały okres badań (a od drugiego i trzeciego sezonu badań przejęły dominację nad innymi gatunkami). Do innych, licznie występujących wówczas gatunków można zaliczyć: *Anthriscus sylvestris*, *Glechoma hederacea* i *Urtica dioica*. Do gatunków wyróżniających dla omawianej fitocenozy zaliczono te, sporadycznie przechodzące z klasy łąk *Molinio-Arrhenatheretea*, tj. *Angelica sylvestris*, *Deschampsia caespitosa* i *Festuca pratensis*.



Ryc. 20. Lokalizacja powierzchni nr XVIII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki

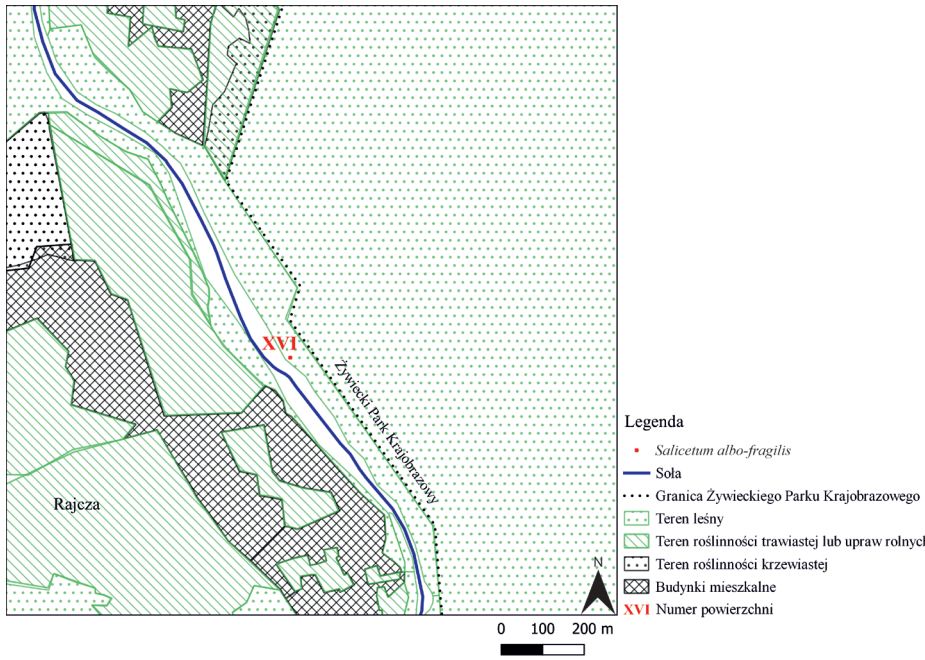
Warstwa mszysta z niewielkim (1%) pokryciem była utworzona przez *Plagiomnium affine* i *P. undulatum*. Liczba odnotowanych gatunków w tym płacie wyniosła 32, a ich średnia wysokość w warstwie zielnej to 67 cm (zał. 6). Brzeg rzeki w pobliżu tego płatu nie jest uregulowany, a powierzchnia w żadnym sezonie nie została zalana. Nieopodal, bo ok. 200 m powyżej i poniżej tej powierzchni, brzegi rzeki umocniono przy pomocy koszy siatkowo-kamiennych.

5.4.2.2.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym

Powierzchnia nr XVI (483 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Rajczy nad Sołą, poniżej powierzchni nr XVIII. Jej płat rozwinął się ok. 40 m od koryta rzeki i ok. 1,5 m nad poziomem lustra wody (ryc. 21). Mimo że znajduje on się blisko drogi, jest trudno dostępny.

Drzewostan tej fitocenozy o średnim zwarciu 67% był zbudowany głównie z *Salix alba* i *S. fragilis*. Nad wyznaczonym transektem znajdowały się również korony: *Acer platanoides*, *Alnus incana* i *Fraxinus excelsior*, choć ich zwarcie mieściło się w przedziale 1–5%. Jedynym przejawem antropopresji była wycinka

Salix fragilis – tak że zwarcie koron z 80% w pierwszym sezonie zostało zredukowane do 60% w drugim sezonie. Natomiast w trzecim sezonie wartość zwarcia zbliżyła się do tego z początku obserwacji – głównie dzięki rozrostowi koron *Salix alba*.

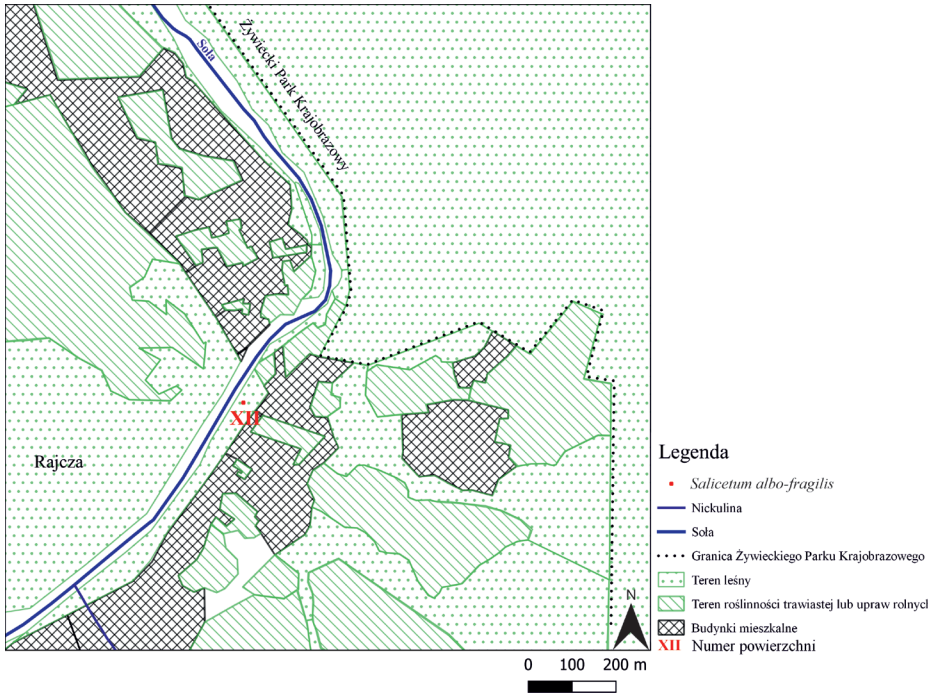


Ryc. 21. Lokalizacja powierzchni nr XVI, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki

Zmiany zauważono również w podszycie, bowiem 30% zwarcie (w pierwszym sezonie) zwiększyło się do 50% w drugim sezonie, głównie za sprawą *Juglans regia*, który jest inwazyjnym gatunkiem obcym. Zwarcie pozostałych gatunków: *Acer platanoides*, *Cerasus avium* i *Padus avium*, mieściło się w przedziale 5–10%. W runie odnotowano łącznie 5 gatunków drzew: *Acer platanoides*, *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium* i *Tilia cordata*. W pierwszym sezonie badań, warstwa zielna została zdominowana przez *Aegopodium podagraria* i *Petasites kablikianus*, który w drugim sezonie zmniejszył pokrycie do 30%, by w ostatnim na nowo współdominować z podagrycznikiem. Do innych, licznie występujących gatunków można zaliczyć *Anthriscus sylvestris* i *Glechoma hederacea* (zał. 6). Wśród gatunków wyróżniających omawiany zespół odnotowano te sporadycznie przechodzące z klas zbiorowisk łąkowych *Molinio-Arrhenatheretea* (*Cirsium oleraceum*, *Dactylis glomerata*, *Deschampsia caespitosa*, *Filipendula ulmaria*,

Galium uliginosum, *Lysimachia nummularia*, *Mentha longifolia*, *Taraxacum officinale*) i szuwarów *Phragmitetea* (*Veronica beccabunga*). Warstwa mszysta pokrywała powierzchnię w ok. 20% i była utworzona przez: *Brachythecium rutabulum*, *Plagiomnium affine* i *P. undulatum*. W płacie tej powierzchni odnotowano blisko 48 gatunków roślin, ze średnią wysokością runa 67 cm. Brzeg rzeki w pobliżu badanego płatu jest wolny od jakiejkolwiek regulacji, a w okresie objętym badaniami nie odnotowano tutaj zalewu.

Powierzchnia nr XII (488 m n.p.m.) znajduje się w Rajczy w dolinie Soły. Zlokalizowana jest ok. 38 m od koryta rzeki i ok. 1,5 m nad średnim poziomem lustra wody. W pobliżu powierzchni, znajduje się ścieżka rowerowa (zbudowana w ostatnim sezonie badań) i budynki mieszkalne, a ok. 200 m na północny wschód przebiega granica Żywieckiego Parku Krajobrazowego (ryc. 22).

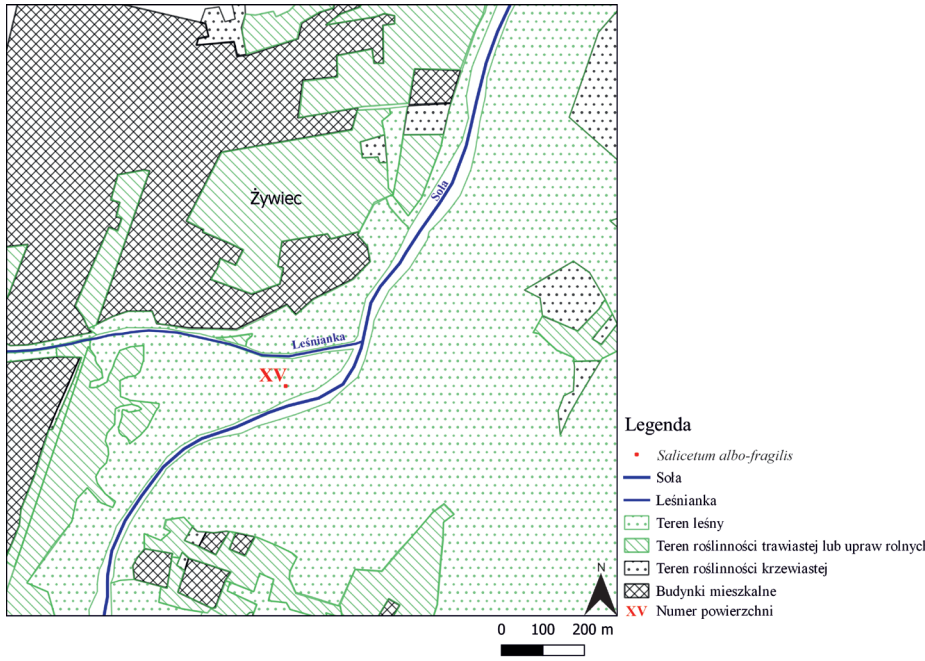


Ryc. 22. Lokalizacja powierzchni nr XII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki

Zwarcie koron *Salix alba* i *S. fragilis* utrzymywało się na poziomie ok. 70%, natomiast warstwa krzewów na tej powierzchni nie wykształciła się w ogóle, z kolei w runie nie odnotowano młodego pokolenia drzew. Warstwa zielna tego płatu została zdominowana przez *Petasites hybridus*, który w zależności od

sezonu współdominował z: *Agrostis stolonifera*, *Galium aparine* i *Urtica dioica*. Do innych, licznie występujących gatunków można zaliczyć: *Festuca pratensis*, *Glechoma hederacea* i *Lysimachia nummularia*. Gatunkami wyróżniającymi dla zespołu były: *Deschampsia caespitosa*, *Mentha longifolia* i *Taraxacum officinale* oraz wspomniane: *Agrostis stolonifera*, *Festuca pratensis*, *Lysimachia nummularia*. Warstwa mszysta pokrywała blisko 40% powierzchni i tworzyło ją przede wszystkim *Brachythecium rutabulum*. Na powierzchni odnotowano średnio 18 gatunków roślin, ze średnią wysokością runa 150 cm (zał. 6). Brzeg rzeki nie jest uregulowany, a powierzchnia w okresie badań nie została zalana.

Powierzchnia nr XV (357 m n.p.m.) jest położona w dolinie Soły w Żywcu. Płat tej powierzchni jest oddalony od koryta rzeki o 60 m i wyniesiony blisko 1 m nad średnim poziomem lustra wody (zał. 4). Powierzchnia znajduje się między Sołą i uchodzącą do niej Leśnianką, a mimo że jest zlokalizowana w pobliżu miasta i w sąsiedztwie osiedla (ryc. 23), to dojście do niej jest utrudnione przez liczne krzewy.



Ryc. 23. Lokalizacja powierzchni nr XV, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki

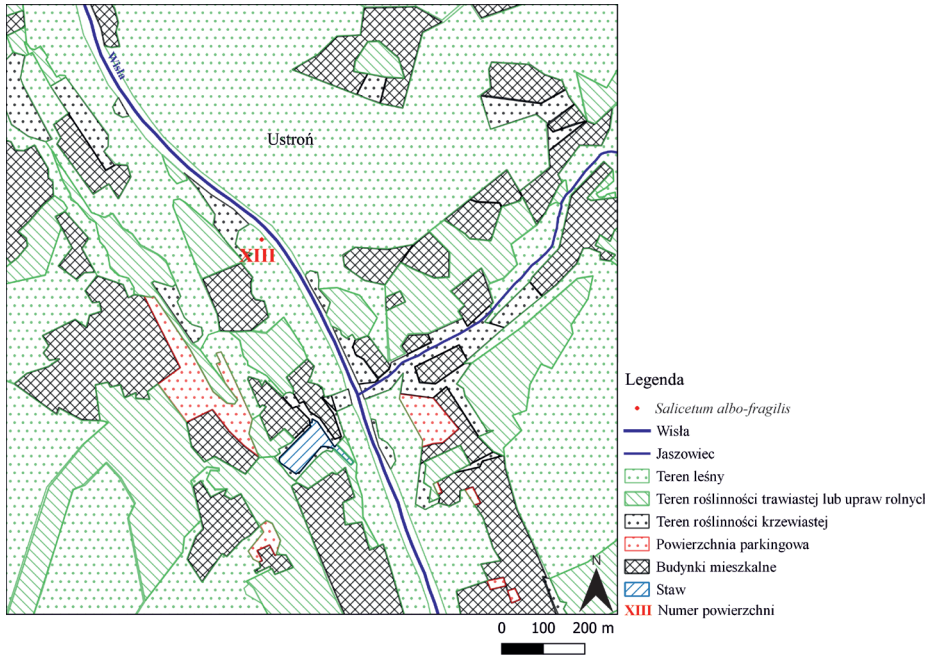
W drzewostanie panowały *Salix alba* i *S. fragilis*, a początkowe zwarcie ok. 90% zostało zredukowane w drugim sezonie do 50% na skutek powalenia

S. fragilis przez silne wiatry. Zwarty w ok. 40% podszyt był utworzony przez *Alnus incana* i *Cornus sanguinea.* W runie odnotowano łącznie 6 gatunków drzewiastych: *Alnus incana, Corylus avellana, Fraxinus excelsior, Padus avium, Salix fragilis* i *Tilia cordata.* Warstwa zielna tego płatu została zdominowana w pierwszym sezonie przez *Phalaris arundinacea* – gatunek, który w kolejnych sezonach zmniejszył swoje pokrycie, od drugiego sezonu zapanował *Rubus caesius* o pokryciu 70–90%. Dodatkowo w trzecim sezonie *Calystegia sepium* znacznie zwiększyła pokrycie (do 70%). Inne gatunki, pokrywające ok. 1/3 powierzchni, to: *Agrostis stolonifera, Glechoma hederacea, Impatiens glandulifera, Petasites hybridus* i *Rubus idaeus.* Gatunkami wyróżniającymi zespół były: *Agrostis stolonifera* i *Phalaris arundinacea* oraz *Lysimachia nummularia.* Wśród inwazyjnych gatunków obcych odnotowano wspomniany *Impatiens glandulifera* i pojedyncze osobniki *I. parviflora.* Gatunek *Orobanche flava* występujący z niespełna 1% pokryciem był jedynym chronionym. Warstwy mszystej nie stwierdzono (zał. 6). Na powierzchni odnotowano 41 gatunków roślin, a średnia wysokość warstwy zielnej osiągnęła 110 cm. Brzegi rzeki są wolne od jakiejkolwiek regulacji, a zalew powierzchni miał miejsce w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XIII (379 m n.p.m.) znajduje się w dolinie Wisły w Ustroniu. Oddalona jest 25 m od koryta rzeki i wyniesiona na ponad 2,5 m nad średni poziom lustra wody. Płat, mimo że znajduje się w pobliżu ścieżki rowerowej, jest trudno dostępny, a sama okolica charakteryzuje się mozaiką: terenów leśnych, użytków rolnych, zarośli oraz zabudowy (ryc. 24).

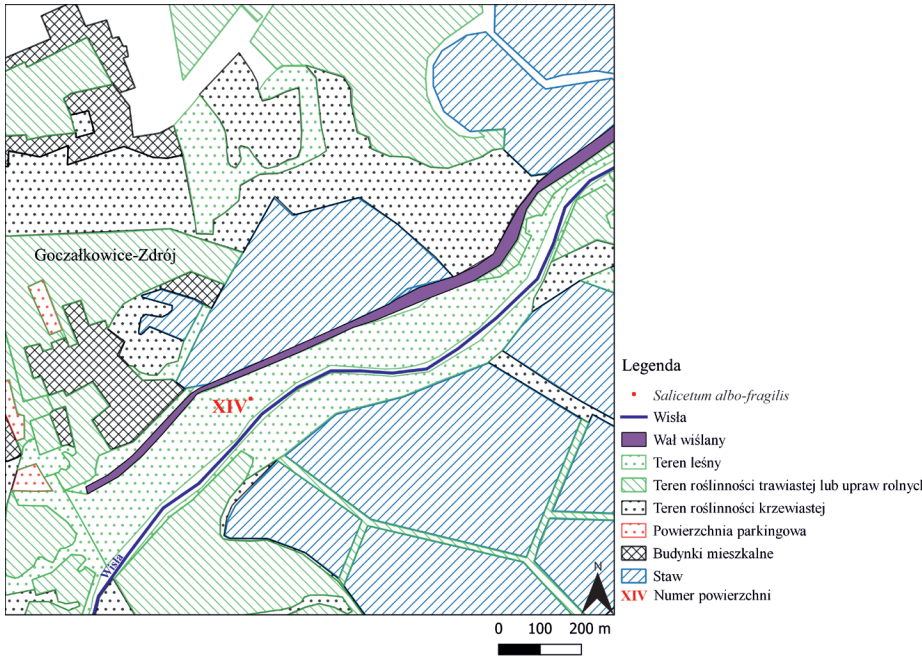
Drzewostan tego płatu był zbudowany głównie z *Salix alba* z ok. 60% zwarciem. Poniżej koron rozwinął się podszyt utworzony przez odrośla *S. alba* (z pnia powalonego drzewa), którego zwarcie malało z każdym sezonem począwszy od 20% do 5% w ostatnim sezonie badań. W runie wśród młodego pokolenia drzew odnotowano jedynie *S. fragilis.* W warstwie zielnej dominowała *Urtica dioica* wraz z *Galium aparine.* Dodatkowo, wśród gatunków, które odznaczają się dużym pokryciem, odnotowano: *Aegopodium podagraria, Chrysosplenium alternifolium, Dentaria glandulosa, Ficaria verna* i *Malachium aquaticum.* Wśród 28 gatunków roślin stwierdzono gatunki łąkowe, wyróżniające dla zespołu, jak: *Cerastium holosteoides, Deschampsia caespitosa, Lysimachia nummularia, Poa trivialis,* oraz przechodzące z klasy *Phragmitetea*: *Iris pseudoacorus, Phalaris arundinacea, Veronica beccabunga,* a także inwazyjne obce: *Impatiens glandulifera* i *Reynoutria japonica* – te jednak nie przekraczały 5%

pokrycia. Warstwę mszystą tworzyły *Brachythecium rutabulum* i *Plagiomnium undulatum* ze średnim pokryciem 50%, a średnia wysokość warstwy zielnej dochodziła do 70 cm (zał. 6). W pobliżu płatu występują betonowe umocnienia brzegu rzeki, a ślady po zalaniu powierzchni zaobserwowano w ostatnim sezonie badań.



Ryc. 24. Lokalizacja powierzchni nr XIII, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Beskid Śląski

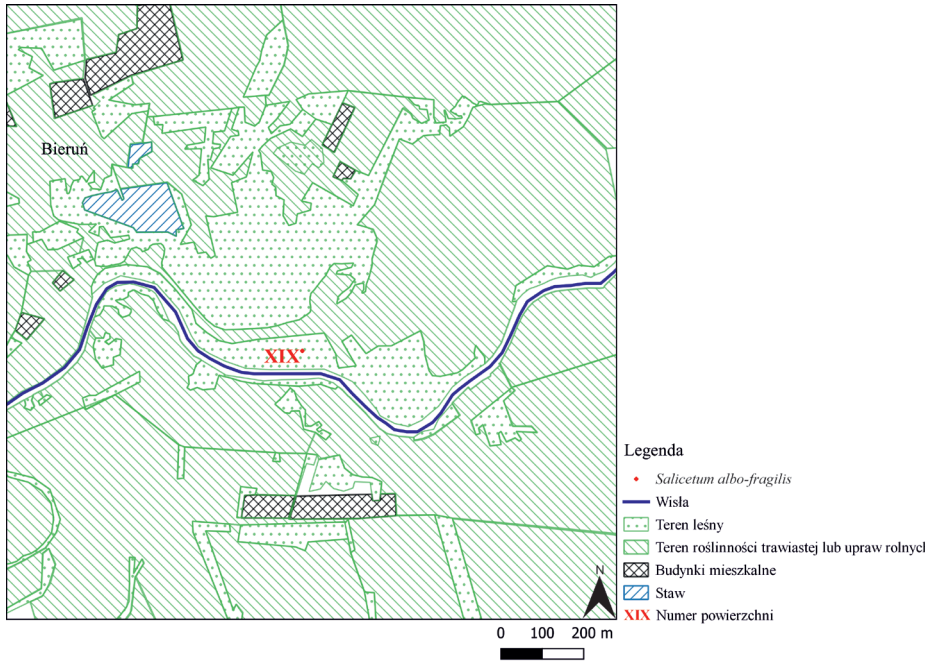
Powierzchnia nr XIV (239 m n.p.m.) znajduje się w dolinie Wisły w miejscowości Goczałkowice-Zdrój. Płat tej powierzchni jest położony 45 m od koryta rzeki i wyniesiony ok. 1,5 m ponad średni poziom lustra wody. Okolica tej powierzchni jest silnie przekształcona przez człowieka, a w pobliżu samej powierzchni znajduje się wał przeciwpowodziowy (ryc. 25). Mimo to dojście do powierzchni jest utrudnione, przez co działalność człowieka w wyznaczonym transekcie jest mocno ograniczona.



Ryc. 25. Lokalizacja powierzchni nr XIV, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Dolina Górnej Wisły

W drzewostanie tego płatu panowała *Salix alba* o zwarciu 80%, warstwa podszytu nie wykształciła się, a młode pokolenie drzew w warstwie zielnej było reprezentowane przez: *Padus avium*, *Quercus robur* i inwazyjny gatunek obcy – *Acer negundo*. W pierwszym sezonie, warstwa zielna została zdominowana przez *Phalaris arundinacea* – gatunek, który w następnym sezonie zmniejszył pokrycie do 20%, a runo zdominowała wówczas *Glechoma hederacea*. Natomiast w trzecim sezonie zaobserwowano współdominację obu gatunków wraz z *Agrostis stolonifera*. Wymienione taksony (razem z *Bidens tripartita*) stanowiły grupę gatunków (przechodzących z klas: *Bidentetea*, *Molinio-Arrhenatheretea i Phragmitetea*) wyróżniającą omawiany zespół. Poza nimi warto wymienić gatunki pokrywające ok. 1/3 powierzchni: *Lysimachia nummularia*, *Urtica dioica* i *Rubus caesius* (w ostatnim sezonie badań). Wśród inwazyjnych gatunków obcych odnotowano: *Echinocystis lobata*, *Impatiens glandulifera*, *Solidago canadensis* i wspomniany wyżej – *Acer negundo*. Warstwa mszysta nie została wykształcona. W płacie tej powierzchni odnotowano 16 gatunków roślin, które złożyły się na średnią wysokość runa ok. 70 cm (zał. 6). Brzegi rzeki są wolne od jakiejkolwiek regulacji, a powierzchnia była zalewana regularnie, w każdym sezonie.

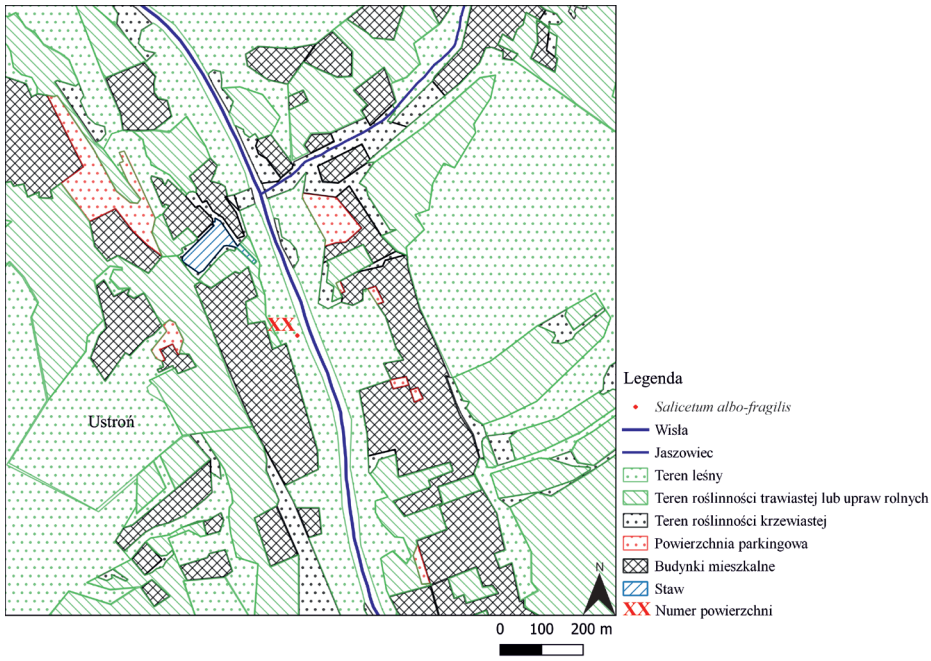
Powierzchnia nr XIX (229 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Bieruniu nad Wisłą. Badany płat jest oddalony o 55 m od koryta rzeki i wyniesiony ok. 2,5 m nad średni poziom lustra wody. Okoliczne leśne fragmenty zostały podzielone przez pola uprawne (ryc. 26) – z tym że na samej powierzchni nie odnotowano silnego wpływu działalności człowieka. Drzewostan tej powierzchni zbudowany był z *Salix alba* i *S. fragilis* o średnim zwarciu ok. 60%, a rozwijający się podszyt (utworzony przez *S. fragilis*) osiągnął zwarcie ok. 20%. Poniżej, w runie, nie odnotowano juwenilnych form gatunków drzewiastych.



Ryc. 26. Lokalizacja powierzchni nr XIX, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Dolina Górnej Wisły

W warstwie zielnej dominował jeden z gatunków wyróżniających dla zespołu – *Phalaris arundinacea.* Innym gatunkiem wyróżniającym był *Lysimachia vulgaris.* Wśród inwazyjnych gatunków obcych odnotowano *Impatiens parviflora*, który już nie pojawił się w ostatnim sezonie badań. Warstwa mszysta nie wykształciła się. Średnio w płacie odnaleziono 10 gatunków roślin o średniej wysokości runa blisko 140 cm. Brzegi rzeki w pobliżu tego płatu nie zostały uregulowane, a pojedynczy zalew powierzchni odnotowano w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XX (384 m n.p.m.) jest położona w dolinie Wisły w Ustroniu. Płat tej powierzchni znajduje się 25 m od koryta rzeki i jest wyniesiony prawie 1 m nad średni poziom lustra wody. Sama powierzchnia znajduje się w okolicy, w której lasy łęgowe sąsiadują z polami uprawnymi (lub roślinnością trawiastą), zaroślami, zabudową, a poniżej powierzchni badawczej również ze stawem (ryc. 27).



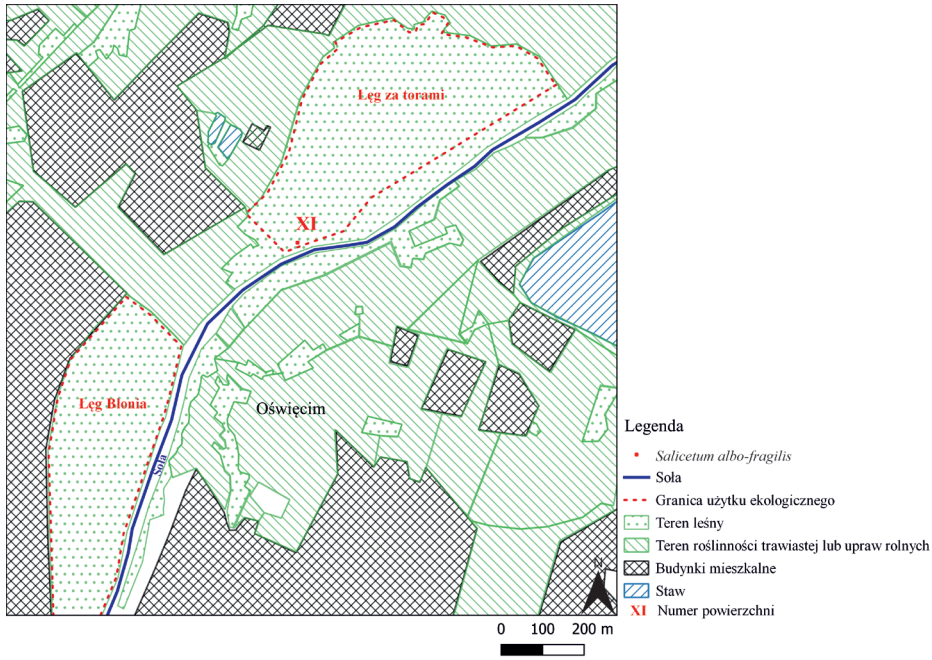
Ryc. 27. Lokalizacja powierzchni nr XX, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Beskid Śląski

Drzewostan tego płatu był zbudowany głównie z *Salix alba* oraz *Acer platanoides* i *A. pseudoplatanus*, sumaryczne zwarcie koron nad badaną powierzchnią dochodziło do 70%. Warstwy krzewów nie stwierdzono, a w runie rozwinęły się takie gatunki drzew, jak: *Acer platanoides*, *A. pseudoplatanus*, *Fraxinus excelsior* i *Tilia cordata*. W pierwszym sezonie badań warstwa zielna została zdominowana przez gatunek chroniony częściowo – *Matteucia struthiopteris* (fot. 7), natomiast w drugim sezonie gatunkami współdominującymi okazały się: *Aegopodium podagraria* i *Glechoma hederacea*. W trzecim sezonie współdominującym pozostał jedynie *Aegopodium podagraria*. Do innych gatunków o wysokim stopniu pokrycia (30–50% powierzchni) należą *Chrysosplenium alternifolium* i *Dentaria bulbifera*.

Chronionym elementem flory, oprócz wspomnianego dominanta, były pojedyncze osobniki *Allium ursinum*, natomiast inwazyjnymi gatunkami obcymi w płacie tej powierzchni okazały się *Impatiens parviflora* i *Reynoutria japonica*. Warstwa mszysta nie została wykształcona. Średnio w runie wystąpiły 33 gatunki roślin, z ok. 80 cm wysokości runem (zał. 6). Brzegi rzeki w pobliżu badanego płatu posiadają betonowe umocnienia, a zalew odnotowano jedynie w pierwszym sezonie badań (2017).

5.4.2.2.3. Powierzchnie z dominującym gatunkiem obcym

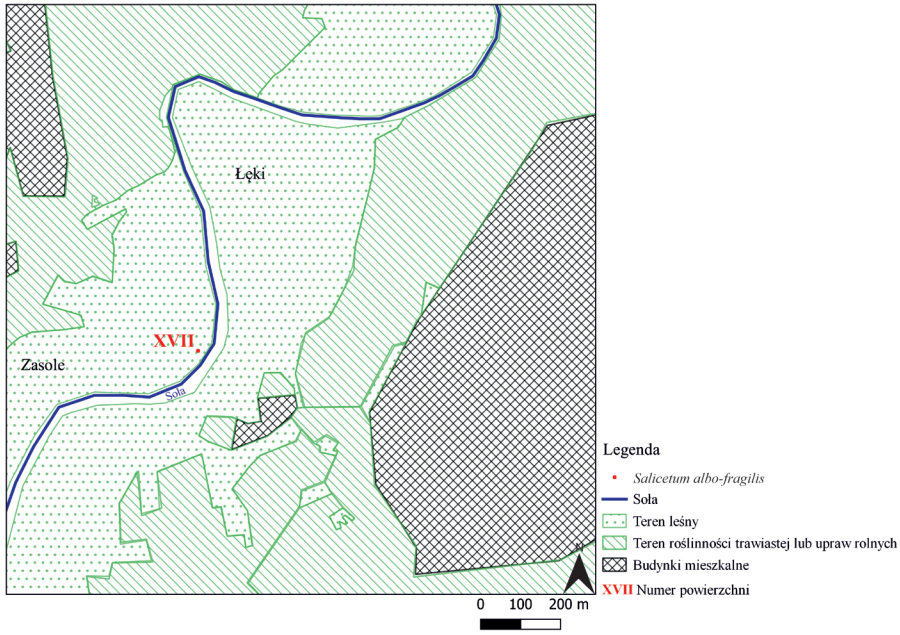
Powierzchnia nr XI (229 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Oświęcimiu w dolinie Soły. Płat tej powierzchni mieści się w trudno dostępnym miejscu, w granicach użytku ekologicznego „Łęg za torami", a najbliższa okolica jest mozaiką utworzoną z większych i mniejszych stawów, powierzchni z roślinnością trawiastą (lub upraw rolnych) i budynków mieszkalnych (ryc. 28). Płat omawianej powierzchni jest oddalony od koryta rzeki o ok. 20 m i jest wyniesiony przeszło 2 m ponad średni poziom lustra wody.



Ryc. 28. Lokalizacja powierzchni nr XI, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Kotlina Oświęcimska

W drzewostanie ze średnim zwarciem koron ok. 60% panowała *Salix alba*. Poniżej koron, warstwę podszytu budowała *Salix viminalis* z ok. 10% zwarciem, a w runie nie odnotowano gatunków drzewiastych. Warstwa zielna w pierwszych dwóch sezonach została zdominowana przez *Impatiens glandulifera* (w drugim współdominantem został *Rubus caesius*). Prócz tego odnotowano gatunki wyróżniające dla omawianego zespołu: *Agrostis stolonifera*, *Deschampsia caespitosa*, *Mentha longifolia* i *Phalaris arundinacea*. Do innych, licznie występujących gatunków można zaliczyć *Calystegia sepium* i *Urtica dioica*, natomiast *Galium aparine* i *Rubus caesius* w ostatnim sezonie badań (po zalewie) stały się gatunkami dominującymi, a *Impatiens glandulifera* pokrywał wówczas 5% powierzchni. Od drugiego sezonu kategorię gatunków inwazyjnych (obok wspomnianego) reprezentowała również *Reynoutria japonica*. Warstwa mszysta nie wykształciła się. W płacie tej powierzchni odnotowano 14 gatunków roślin, a średnia wysokość warstwy zielnej wynosiła blisko 1 m, przy czym w ostatnim sezonie wartość ta zmniejszyła się do ok. 50 cm (zał. 6). Brzegi rzeki są wolne od regulacji, a wspomniany zalew miał miejsce tylko w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XVII (253 m n.p.m.) jest zlokalizowana w dolinie Soły w Zasolu (ryc. 29). Płat tej powierzchni jest oddalony o ok. 15 m od koryta rzeki i wyniesiony ok. 3 m nad średnim poziomem lustra wody.

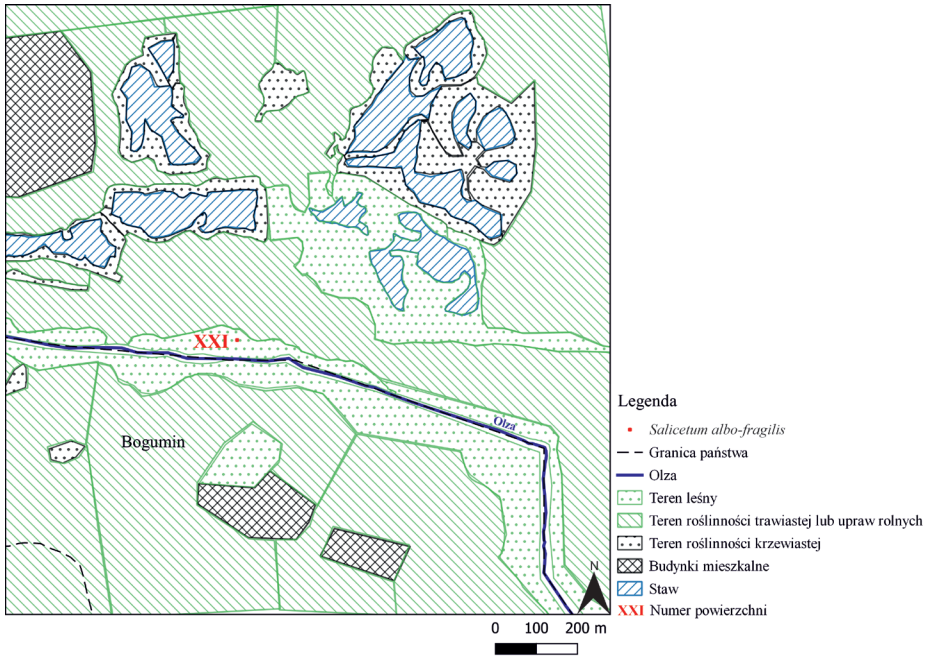


Ryc. 29. Lokalizacja powierzchni nr XVII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Kotlina Oświęcimska

W drzewostanie, ze średnim zwarciem 70%, panowała *Salix alba*, a poniżej zwarty w 10% podszyt był zbudowany z *S. alba* i *Padus avium*. W runie nie odnotowano siewek drzew. Gatunkami wyróżniającymi zespół w omawianym płacie były gatunki łąkowe: *Deschampsia caespitosa*, *Mentha longifolia*, *Poa trivialis* i *Rumex obtusifolius*.

Początkowo powierzchnia była zdominowana przez *Impatiens glandulifera*, jednak zalew w ostatnim sezonie przyczynił się do całkowitego zaniku tego dominanta. Poza tym większe pokrycie odnotowano wśród takich gatunków, jak: *Galium aparine*, *Glechoma hederacea*, *Petasites hybridus*, *Reynoutria japonica* (gatunek inwazyjny, zwiększył pokrycie z 5% do 40% w ostatnim sezonie badań) i *Rubus caesius*. Dodatkowo, na powierzchni odnotowano typowe dla omawianej fitocenozy pnącza – *Calystegia sepium* i *Humulus lupulus* (zał. 6). Na powierzchni tego płatu odnotowano 18 gatunków roślin, które wpływają na średnią wysokość runa ok. 150 cm. W pobliżu badanego płatu nie odnotowano regulacji brzegu rzeki, a zalew miał miejsce jedynie w ostatnim sezonie.

Powierzchnia nr XXI (192 m n.p.m.) jest zlokalizowana w dolinie Olzy w Olzie (ryc. 30). Płat tej powierzchni jest oddalony od koryta blisko 50 m i wyniesiony ok. 2,5 m nad przeciętny poziom lustra wody.



Ryc. 30. Lokalizacja powierzchni nr XXI, *Salicetum albo-fragilis*, Olza, Beskid Śląski

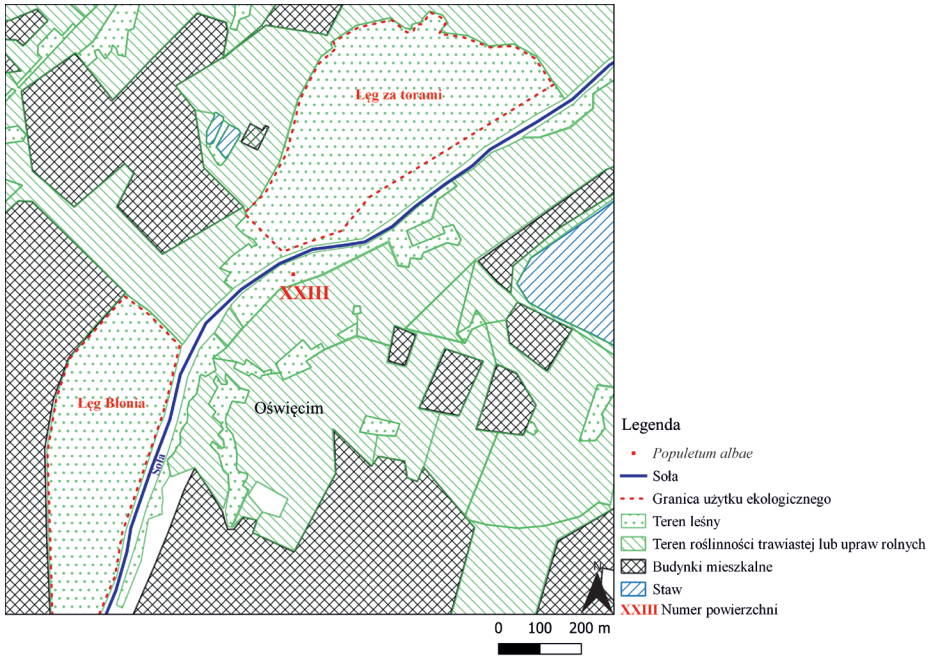
Drzewostan tego płatu był zbudowany z *Salix alba* o zwarciu dochodzącym do 50%. W warstwie krzewów pojawiła się *Reynoutria japonica*, pod okapem której rosły juwenilne formy drzew takich gatunków, jak: *Acer negundo*, *Fraxinus excelsior* i *Quercus robur*. Warstwa mszysta nie wykształciła się.

Na powierzchni odnotowano średnio 13 gatunków roślin, a wysokość warstwy zielnej była związana głównie z obecnością gatunku dominującego – *R. japonica*, i wyniosła ponad 3 m. Brzegi rzeki w pobliżu płatu nie są uregulowane, a powierzchnia była zalewana w każdym sezonie.

5.4.2.3. Charakterystyka powierzchni z fitocenozami *Populetum albae*

5.4.2.3.1. Powierzchnie z dominującym gatunkiem rodzimym

Powierzchnia nr XXIII (228 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Oświęcimiu nad Sołą. Płat tej powierzchni leży 23 m od koryta rzeki i jest wyniesiony przeszło 2 m nad poziomem lustra wody (ryc. 31; zał. 4). Mimo bliskiego sąsiedztwa osiedli i domów jednorodzinnych działalność człowieka w granicach wyznaczonego płatu jest znikoma.



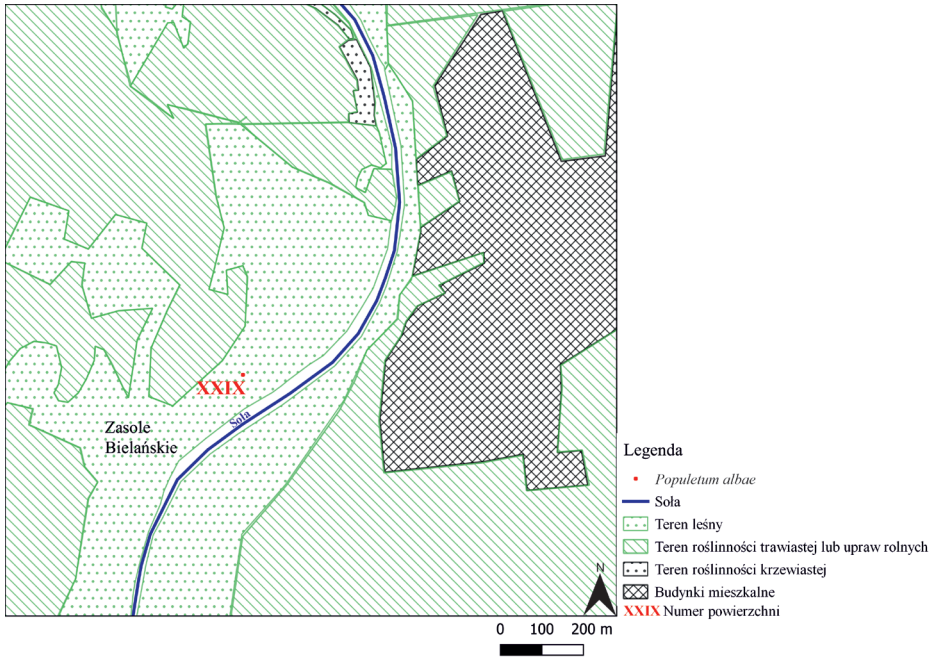
Ryc. 31. Lokalizacja powierzchni nr XXIII, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska

W drzewostanie panowały *Populus nigra* i *Salix fragilis* o średnim zwarciu blisko 60% (zał. 7), natomiast w ostatnim sezonie badań (ze względu na redukcję zwarcia *P. nigra* – efekt silnych wiatrów) zwarcie koron zostało zredukowane do 40%. Warstwa krzewów o zwarciu 8% była utworzona przez *Euonymus europaea* i *Salix fragilis*, który złamał się w ostatnim sezonie badań, natomiast w runie odnaleziono łącznie 3 gatunki drzewiaste: *Crataegus rhipidophylla*, *Fraxinus excelsior* i *Quercus robur*.

Warstwa zielna została zdominowana przez *Rubus caesius*, a w drugim sezonie również przez *Urtica dioica* – gatunek, który w ostatnim sezonie był reprezentowany jedynie przez pojedyncze pędy. Do innych gatunków o wysokim stopniu pokrycia można również zaliczyć *Phalaris arundinacea* i *Rubus hirtus* (pokrywały one ok. 1/3 powierzchni – zał. 7). Pozostałe gatunki mieszczą się w przedziale 1–20%. Wśród inwazyjnych gatunków obcych odnotowano *Impatiens glandulifera* i *Reynoutria japonica* z maksymalnym 10% pokryciem. Najniższą warstwę z pokryciem blisko 5% reprezentowało *Brachythecium rutabulum*. W płacie stwierdzono 24 gatunki roślin i średnią wysokość runa 102 cm (zał. 7). Brzeg rzeki w pobliżu płatu nie jest uregulowany, a zalew miał miejsce jedynie w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XXIX (259 m n.p.m.) jest zlokalizowana nad Sołą w Zasolu Bielańskim (ryc. 32). Płat tej powierzchni rozwija się 85 m od koryta rzeki i ponad 1 m nad poziomem lustra wody, a okolica wyznaczonego transektu jest penetrowana przez człowieka głównie w sezonie letnim, w celach rekreacyjnych.

Drzewostan tego płatu był zbudowany przede wszystkim z *Populus nigra* z 30% zwarciem. Poniżej przez pierwsze dwa sezony panował *Salix fragilis*, za to w runie nie odnotowano żadnego przedstawiciela młodego pokolenia tych drzew (zał. 7). Gatunkiem dominującym w warstwie zielnej jest *Rubus caesius*, który w ostatnim sezonie współdominował z *Phalaris arundinacea*. Do inwazyjnych gatunków obcych w tym płacie należały *Impatiens glandulifera* i *I. parviflora*. Warstwa mszysta nie wykształciła się, a w płacie odnaleziono jedynie 8 gatunków roślin, natomiast runo miało średnią wysokość 76 cm (zał. 7). Brzeg rzeki nie został uregulowany, przy czym zalew miał miejsce jedynie w ostatnim sezonie badań.

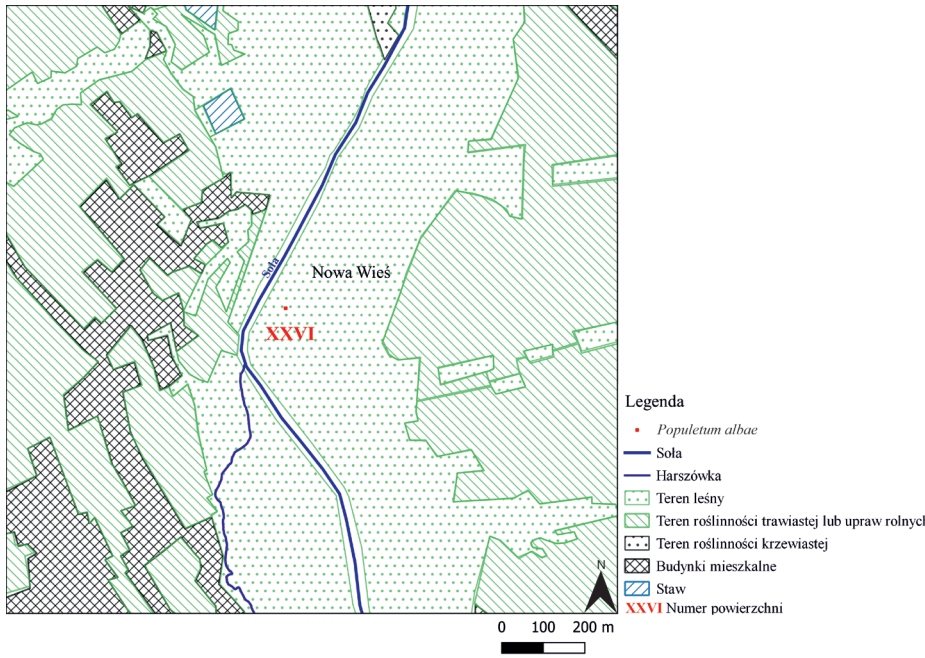


Ryc. 32. Lokalizacja powierzchni nr XXIX, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska

Powierzchnia nr XXVI (269 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Kętach nad Sołą. Płat tej powierzchni jest oddalony 30 m od koryta rzeki i wyniesiony ok. 3 m nad poziomem lustra wody. Otoczenie badanej powierzchni jest wolne od jakiejkolwiek zabudowy – inaczej niż po przeciwnej stronie koryta rzeki (ryc. 33).

Zwarty w 40% drzewostan był zbudowany głównie z *Populus nigra*. Podszyt tworzyły *Betula pendula* i *Populus nigra* oraz przedstawiciel inwazyjnego gatunku obcego – *Padus serotina*, gatunki te składały się razem na średnie zwarcie wynoszące 20%. W runie, wśród młodego pokolenia drzew, odnaleziono jedynie pojedynczego osobnika *Tilia cordata* (zał. 7). Rodzimy dominant warstwy zielnej – *Rubus caesius*, został w trzecim sezonie wyparty przez inwazyjny gatunek obcy *Impatiens glandulifera* – z tym że w drugim sezonie obydwa te gatunki współdominowały. Wśród pozostałych najwyższym pokryciem wykazał się *Phalaris arundinacea* (50% pokrycie w pierwszym sezonie), natomiast inne gatunki mieściły się w przedziale 1–20% (zał. 7). Oprócz niecierpka gruczołowatego (*Impatiens glandulifera*) inwazyjnymi gatunkami obcymi okazały się *Reynoutria japonica* i *Solidago canadensis*. Warstwa mszysta nie została tutaj

wykształcona, a średnia odnotowana liczba gatunków w płacie wynosiła 16. Przy takiej kompozycji gatunkowej warstwa zielna osiągnęła średnią wysokość 122 cm (zał. 7). Brzeg rzeki jest wolny od regulacji, a powierzchnia w okresie badań została zalana dwukrotnie – w pierwszym i ostatnim sezonie.

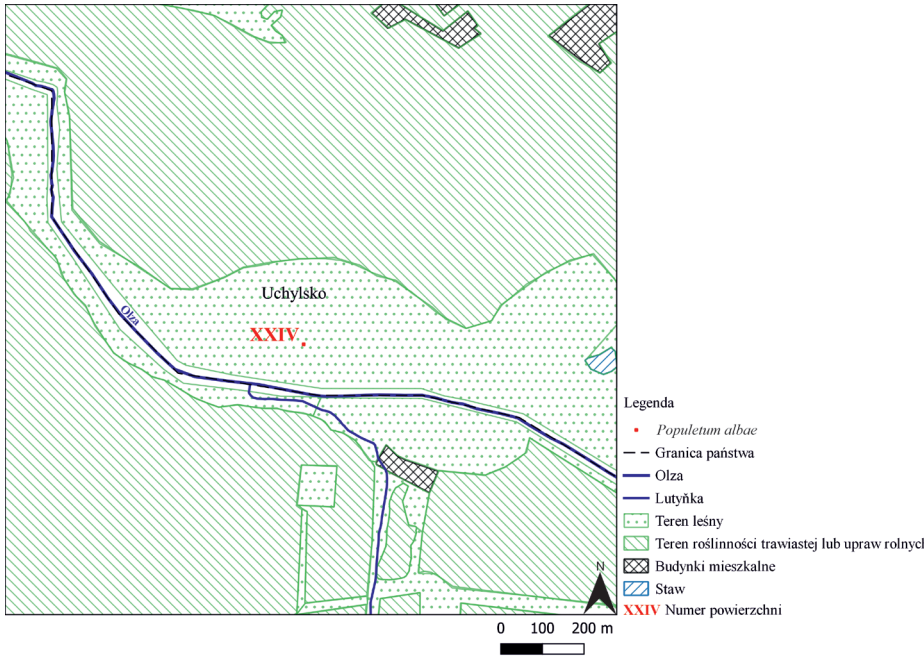


Ryc. 33. Lokalizacja powierzchni nr XXVI, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska

Powierzchnia nr XXIV (196 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Uchylsku nad Olzą. Płat tej powierzchni jest oddalony 95 m od koryta rzeki i jest wyniesiony ok. 3 m nad poziomem lustra wody (zał. 4). Lokalizacja płatu przy granicy z Czechami (z dala od działalności człowieka), z szerokim, dobrze zachowanym pasem lasu łęgowego (ryc. 34) sprawia, że penetracja terenu jest utrudniona, o czym świadczą znikome ślady antropopresji.

W drzewostanie tego płatu panowały: *Populus nigra*, *Salix alba* i *S. fragilis* o średnim zwarciu 63%, przy czym warto wspomnieć, że w ostatnim sezonie badań zwarcie koron zostało zredukowane o 20%. Poniżej, warstwa krzewów z 5% zwarciem była reprezentowana przez *Salix purpurea* i *Sambucus nigra*, natomiast w warstwie zielnej odnaleziono pojedyncze osobniki *Quercus robur* i *Fraxinus excelsior* (zał. 7). Przez cały okres badań, w runie tej powierzchni dominowała *Urtica dioica*, a w ostatnim sezonie (z pokryciem 60%) dodatkowo *Galeobdolon luteum*.

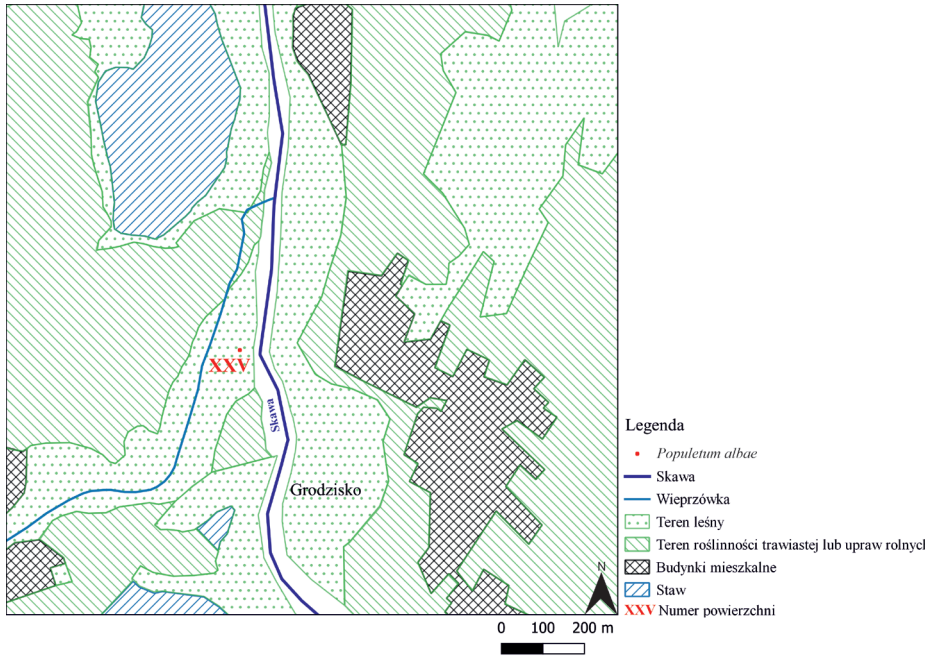
Do innych gatunków z wysokim stopniem pokrycia (30–50% – w zależności od sezonu) należały: *Calystegia sepium*, *Galium aparine*, *Humulus lupulus*, *Impatiens parviflora* i *Rubus caesius* (zał. 7). Gatunkiem objętym ochroną częściową był na tej powierzchni *Allium ursinum*, natomiast do inwazyjnych gatunków obcych (obok *I. parviflora*) można zaliczyć pojedyncze osobniki *I. glandulifera* i *Reynoutria japonica*. Warstwa mszysta z udziałem *Brachythecium rutabulum* pokrywała tutaj zaledwie 1% powierzchni. W płacie odnotowano średnio 21 gatunków roślin, które złożyły się na średnią wysokość warstwy zielnej – 66 cm (zał. 7). Brzeg rzeki w pobliżu badanego płatu nie jest uregulowany, a zalew miał miejsce w ostatnim sezonie badań (2019).



Ryc. 34. Lokalizacja powierzchni nr XXIV, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska

5.4.2.3.2. Powierzchnie z dominującym gatunkiem obcym

Powierzchnia nr XXV (231 m n.p.m.) jest zlokalizowana nad Skawą w Grodzisku (ryc. 35), a płat rozwija się 22 m od koryta rzeki i ponad 3 m nad średnim poziomem lustra wody (zał. 4). W okolicy płatu zaobserwowano w ostatnim sezonie badań nasyp z kamieni, odgradzający powierzchnię od koryta rzeki.

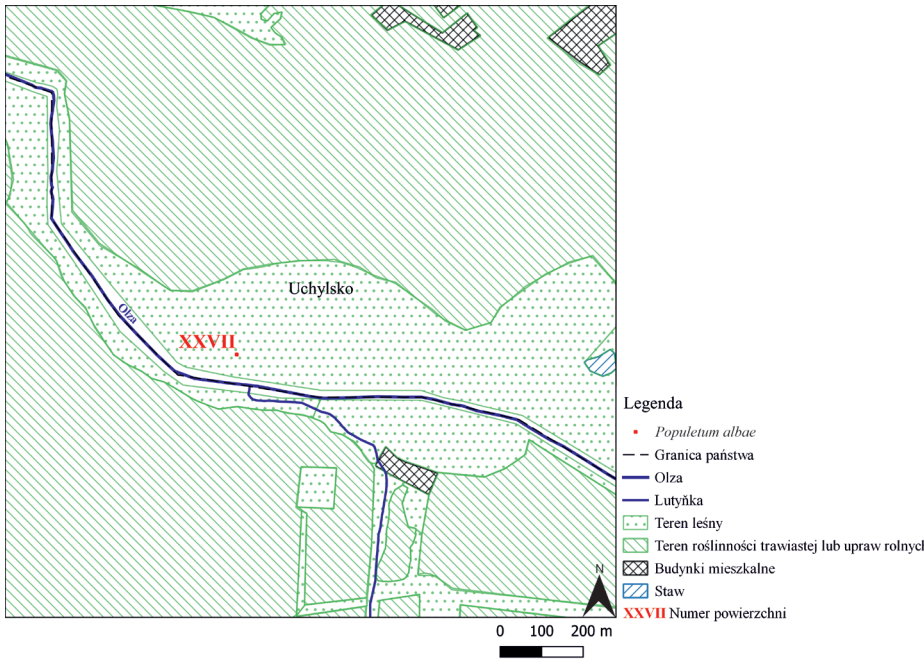


Ryc. 35. Lokalizacja powierzchni nr XXV, *Populetum albae*, Skawa, Pogórze Śląskie

W drzewostanie (o średnim zwarciu 63%) panowały *Populus nigra* i *Salix alba*, natomiast warstwę krzewów o zwarciu 10% tworzył *S. viminalis*. W runie w okresie badań oznaczono 4 gatunki drzewiaste: *Crataegus rhipidophylla*, *Fraxinus excelsior*, *Quercus robur* i *Salix pentandra*. Warstwa zielna została zdominowana przez *Solidago canadensis*, a wśród innych gatunków z wysokim stopniem pokrycia (w zależności od sezonu ok. 1/3 powierzchni) można wyróżnić: *Agrostis stolonifera*, *Rubus plicatus* i *Phalaris arundinacea*. Inwazyjnymi gatunkami obcymi (oprócz dominanta) okazały się tutaj: *Erigeron annuus*, *Reynoutria japonica*, *Rudbeckia laciniata* i *Solidago gigantea* (zał. 7). Warstwa mszysta nie wykształciła się, a średnia odnotowana liczba gatunków roślin wyniosła 28 (o średniej wysokości runa niespełna 1 m). Brzeg rzeki jest uregulowany, a zalew płatu został odnotowany w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XXVII (195 m n.p.m.) jest zlokalizowana nad Olzą w miejscowości Uchylsko, 52 m od koryta rzeki (ryc. 36) i ponad 2 m nad przeciętnym poziomem lustra wody. Zwarty w ok. 75% drzewostan był zbudowany z *Populus nigra* i *Salix alba*. Warstwa podszytu nie została tutaj wykształcona, a w runie oznaczono: *Acer platanoides*, *Fraxinus excelsior* i *Quercus robur*. Warstwa zielna

była zdominowana przez *Reynoutria japonica*, a od trzeciego sezonu również przez *Impatiens glandulifera*, natomiast przez pierwsze dwa sezony (w okresie wiosennym) występowała licznie *Ficaria verna*. Poza wymienionymi inwazyjnymi gatunkami obcymi odnotowano również obecność *Impatiens parviflora* – choć jego pokrycie nie przekroczyło tutaj 10%.



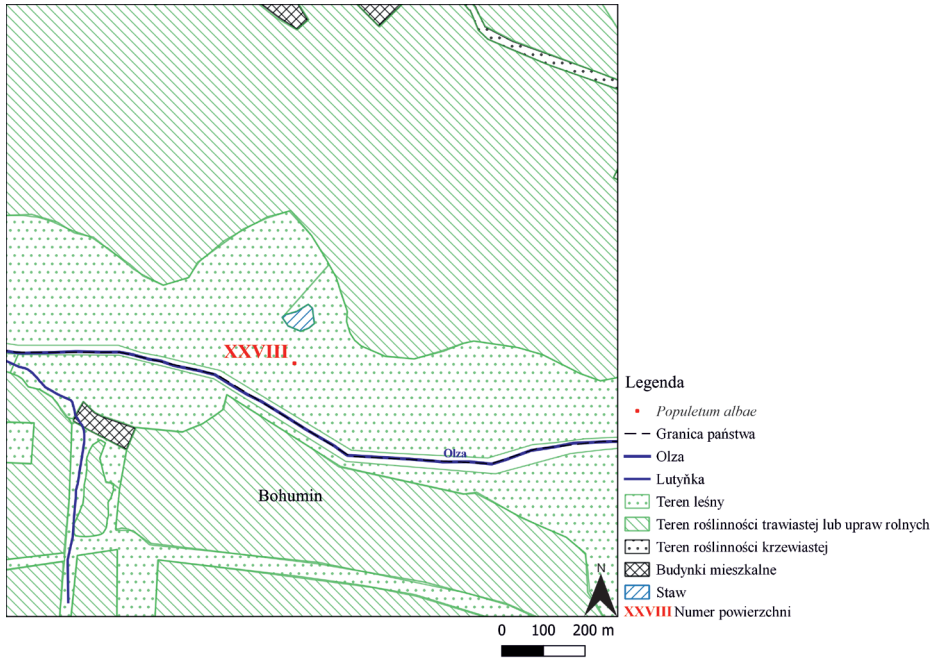
Ryc. 36. Lokalizacja powierzchni nr XXVII, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska

Warstwa mszysta była nieobecna, a w płacie odnotowano 14 gatunków roślin, o średniej wysokości warstwy zielnej blisko 2 m (zał. 7). Brzeg rzeki nie został uregulowany, a zalew miał miejsce w dwóch ostatnich sezonach.

Powierzchnia nr XXVIII (196 m n.p.m.) jest również zlokalizowana nad Olzą w Uchylsku (ryc. 37). Płat jest oddalony ok. 100 m od koryta rzeki (najdalej ze wszystkich badanych płatów) i wyniesiony niecałe 2 m nad poziomem lustra wody. Dojście do powierzchni jest utrudnione głównie przez pola uprawne i szeroki pas lasu łęgowego.

Drzewostan tej powierzchni, zbudowany z *Populus nigra* i *Salix alba*, był zwarty w 70%. Podszyt nie został wykształcony, a w warstwie zielnej nie odnaleziono żadnego przedstawiciela gatunku drzewiastego. W runie domi-

nował głównie *Impatiens glandulifera*, obok którego *Urtica dioica* pokrywała ok. połowę powierzchni.



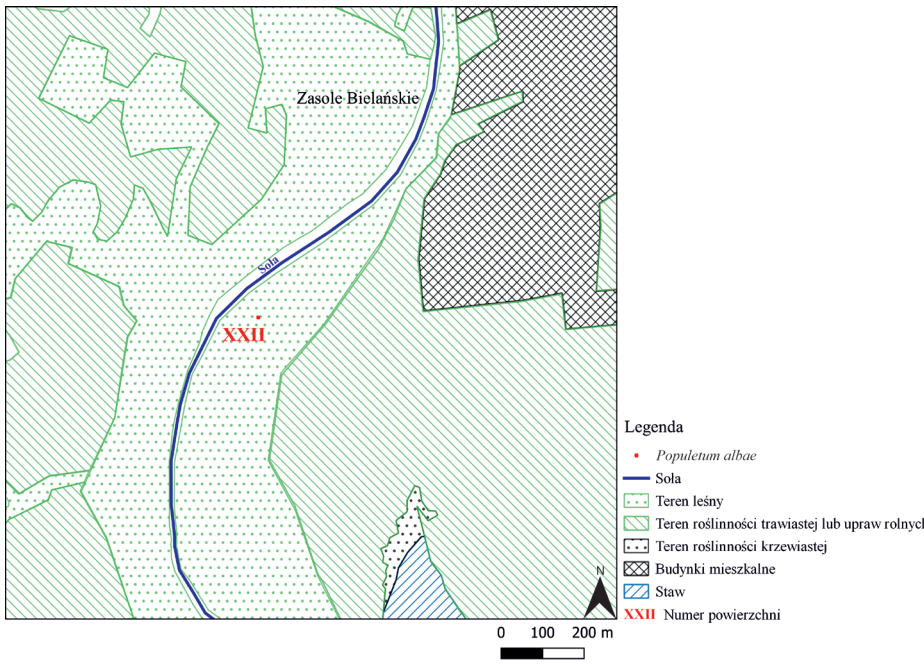
Ryc. 37. Lokalizacja powierzchni nr XXVIII, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska

Pozostałe gatunki mieściły się w przedziale 5–20%. Inwazyjnym gatunkiem obcym (obok dominanta) okazały się pojedyncze osobniki *Reynoutria japonica* (zał. 7). Warstwa mszysta nie wykształciła się. W płacie oznaczono 10 gatunków roślin, które złożyły się na średnią wysokość warstwy zielnej niespełna 160 cm. Brzeg rzeki nie jest uregulowany, a zalew miał miejsce w ostatnim sezonie badań.

Powierzchnia nr XXII (256 m n.p.m.) jest zlokalizowana w Zasolu Bielańskim nad Sołą. Płat tej powierzchni jest oddalony od koryta o 75 m (ryc. 38) i wyniesiony ok. 1 m nad poziomem lustra wody.

Korony *Populus nigra* i *Salix alba* wykazały średnie zwarcie 77%. Warstwa krzewów nie została wykształcona, a w runie zidentyfikowano następujące gatunki drzewiaste: *Crataegus monogyna, Padus avium, Salix alba, Tilia cordata* i *Quercus robur*. W warstwie zielnej ze 100% pokryciem dominowała *Rudbeckia laciniata*. Gatunkiem o wysokim stopniu pokrycia była również *Glechoma hederacea* (do 50% w drugim i trzecim sezonie). Inwazyjne gatunki obce

(obok dominanta) były reprezentowane przez pojedyncze osobniki *Impatiens glandulifera* (zał. 7).



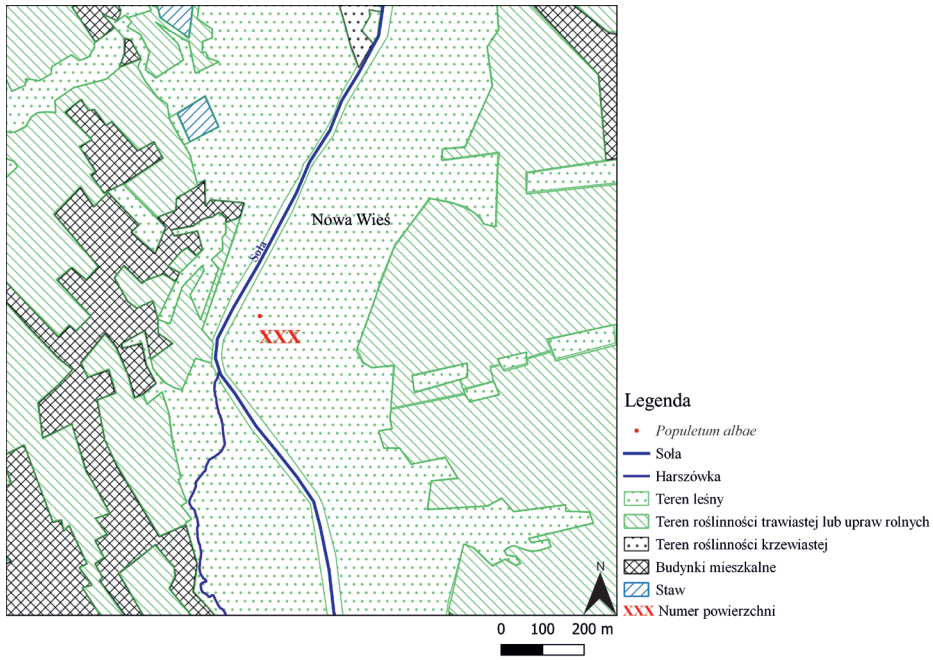
Ryc. 38. Lokalizacja powierzchni nr XXII, *Populetum albae*, Soła, Podgórze Wilamowickie

Warstwy mszystej nie odnotowano, a średnia liczba roślin naczyniowych w płacie wyniosła 28. Natomiast dominant w warstwie zielnej sprawił, że średnia wysokość tej warstwy wyniosła ok. 160 cm (zał. 7). Brzeg rzeki nie jest uregulowany, a powierzchnia była zalana w każdym sezonie.

Powierzchnia nr XXX (267 m n.p.m.), ostatnia z analizowanych, jest zlokalizowana w Kętach (ryc. 39). Badany płat jest oddalony od koryta rzeki ok. 70 m i wyniesiony blisko 4 m nad poziomem lustra wody (zał. 7).

Drzewostan zbudowany z *Populus nigra* był zwarty średnio w 30%. Warstwę krzewów o zwarciu ok. 40% tworzyły *Cornus mas* i *Robinia pseudoacacia.* W runie młode pokolenie drzew było reprezentowane przez *Betula pendula* i *Quercus robur.* Początkowo warstwa zielna tego płatu została zdominowana przez inwazyjny gatunek obcy – *Solidago canadensis*, natomiast w ostatnim sezonie dominację przejął *Rubus caesius.* Do innych gatunków z wysokim stopniem pokrycia należały *Festuca gigantea* i *Calamagrostis pseudophragmites.*

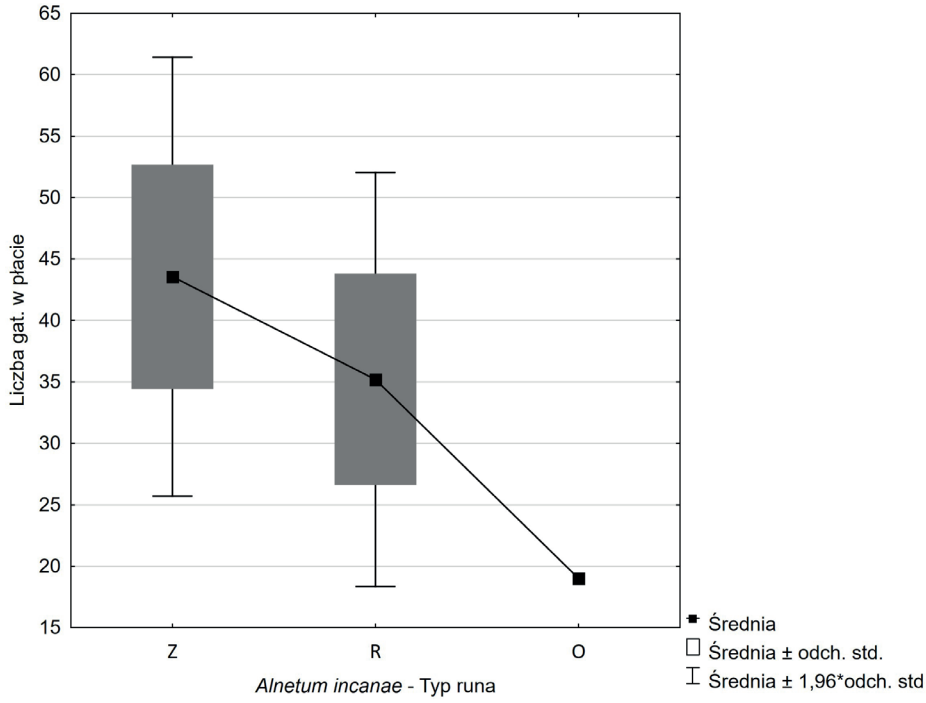
Na powierzchni wystąpiła oprócz dominanta również *Rudbeckia laciniata*. Warstwy mszystej nie odnotowano (zał. 7).



Ryc. 39. Lokalizacja powierzchni nr XXX, *Populetum albae*, Soła, Podgórze Wilamowickie

Na omawianej powierzchni oznaczono 19 gatunków roślin, a wysokość warstwy zielnej wyniosła średnio 140 cm (zał. 7). Brzeg rzeki nie został uregulowany, a zalew miał miejsce w pierwszym i ostatnim sezonie badań.

Uwzględniając bogactwo gatunkowe w płatach poszczególnych zespołów, przeanalizowano zależność liczby gatunków w płacie od zdiagnozowanego typu runa. Statystycznie istotną zależność stwierdzono tylko w przypadku fitocenoz *Alnetum incanae*. Najwyższą, średnią liczbę gatunków odnotowano w płatach olszyny górskiej ze zróżnicowanym runem. Dużo mniejszym bogactwem gatunkowym odznaczały się płaty z runem zdominowanym przez gatunek rodzimy. Najniższą liczbą gatunków charakteryzowały się powierzchnie, w których runo zdominował inwazyjny gatunek obcy, co wyraźnie potwierdza eliminacyjny wpływ tych gatunków na różnorodność florystyczną lasu (ryc. 40; fot. 17a i 17b).



Ryc. 40. Porównanie średniej liczby gatunków w różnych typach runa w zespole *Alnetum incanae* (p = 0,03, test Kruskala–Wallisa)

Objaśnienia: gat. – gatunek, Z – runo zróżnicowane, R – runo z rodzimym dominantem, O – runo z obcym dominantem.



a) b)

Fot. 17. Runo z dominacją gatunku rodzimego – *Urtica dioica* w *Salicetum albo-fragilis*, na powierzchni nr XIII (a), i obcego – *Impatiens parviflora* w *Populetum albae*, na powierzchni nr XXVIII (b)

5.4.3. Dynamika sezonowa runa

Analiza florystycznego podobieństwa powierzchni z *Alnetum incanae* (na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda) w aspekcie sezonowym wykazała przede wszystkim, że najbardziej odrębny skład gatunkowy mają powierzchnie nr X i II, obie reprezentujące facjalny typ runa, przy czym powierzchnia nr X była w każdym kolejnym sezonie zdominowana przez inny gatunek (ryc. 41). W sezonie 2017 przez inwazyjny gatunek obcy (*Conyza canadensis*), po zalewie w 2018 roku przez mszaki, a w 2019 roku przez rodzimy gatunek *Elymus caninus* (ryc. 41; fot. 18a, 18b, 18c).


a)


b)

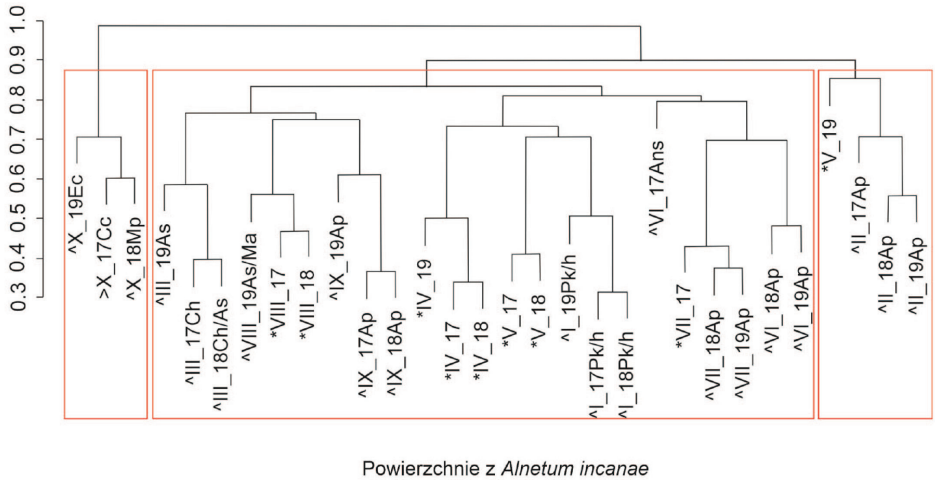

c)

Fot. 18. Zmiany fizjonomii runa na powierzchni nr X, runo w 2017 r. (a), w 2018 r. (b) i w 2019 r. (c)

Na powierzchni II dominantem był rodzimy podagrycznik (*Aegopodium podagraria*), który jednak też znacząco zmienił pokrycie po zalewie w 2018 roku.

Największe podobieństwo florystyczne wykazały powierzchnie nr: III, VIII i IX; IV, V i I oraz VII i VI. Większość analizowanych płatów nie wykazuje znaczących sezonowych różnic, a te, które się pojawiają, najczęściej dotyczą sezonu 2019, który charakteryzował się ponadnormatywnymi opadami,

natomiast do zalewu doszło tylko na dwóch powierzchniach: nr IV i V. Największą dynamiką sezonową odznaczają się powierzchnie nr V i VI. W przypadku tej pierwszej huraganowe wiatry zredukowały drzewostan o 60% oraz była poddana częstszym zalewom (2017 i 2019), zaś na powierzchni nr VI doszło do wymiany dominanta w runie z *Anthriscus sylvestris* (70% pokrycia) na *Aegopodium podagraria*, którego 10% pokrycie (2017) wzrosło w kolejnych latach do 60% (zał. 5).



Ryc. 41. Sezonowe zmiany w runie powierzchni badawczych z *Alnetum incanae* – na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda (bez gatunków sporadycznych)

Objaśnienia: * – powierzchnia zróżnicowana florystycznie, ^ – powierzchnia z dominującym gatunkiem rodzimym, < – powierzchnia z dominującym gatunkiem obcym, I–X – numery powierzchni, _17–_19 – lata 2017–2019, Ans – *Anthriscus sylvestris*, Ap – *Aegopodium podagraria*, As – *Agrostis stolonifera*, Cc – *Conyza canadensis*, Ec – *Elymus caninus*, Ch – *Chaerophyllum aromaticum*, Ma – *Myosoton aquaticum*, Mp – *Marchantia polymorpha*, Pk/h – współwystępujące *Petasites kablikianus, P. hybridus.*

W przypadku podobieństwa florystycznego fitocenoz zespołu *Salicetum albo-fragilis* analiza wykazała, że skład gatunkowy powierzchni nr XXI, XIV i XIX wyraźnie różni się od pozostałych płatów. Wszystkie te powierzchnie również stanowią przykład runa wykształconego facjalnie, przy czym powierzchnia nr XXI jest zdominowana przez inwazyjny gatunek obcy (*Reynoutria japonica*), a dwie pozostałe przez rodzimą trawę *Phalaris arundinacea*. Ponadto na powierzchni nr XIV dochodziło do sezonowej zmiany dominanta. W pierwszym sezonie badań dominowała wspomniana wcześniej mozga trzcinowata,

w kolejnym bluszczyk kurdybanek (*Glechoma hederacea*), by w trzecim sezonie oba gatunki stały się współdominantami. Powierzchnia nr XIX uległa zalewowi w 2019 roku. Odrębne florystycznie skupienie tworzą również powierzchnie nr XI, XII i XVII. Także w tym przypadku do różnic przyczyniła się dominacja gatunku kosztem liczby i zróżnicowania gatunkowego. Powierzchnia nr XII nie uległa zalewowi i przez cały okres badawczy posiadała rodzimego dominanta w postaci lepiężnika różowego (*Petasites hybridus*), runo dwóch pozostałych zaś było zdominowane przez niecierpka gruczołowatego (*Impatiens glandulifera*), przy czym na powierzchni nr XVII zalew wiosną 2019 roku doprowadził do wymiany na 2 gatunki współdominujące – obcy *R. japonica* i rodzimy *Rubus caesius* (ryc. 42; fot. 19a i 19b).


a)

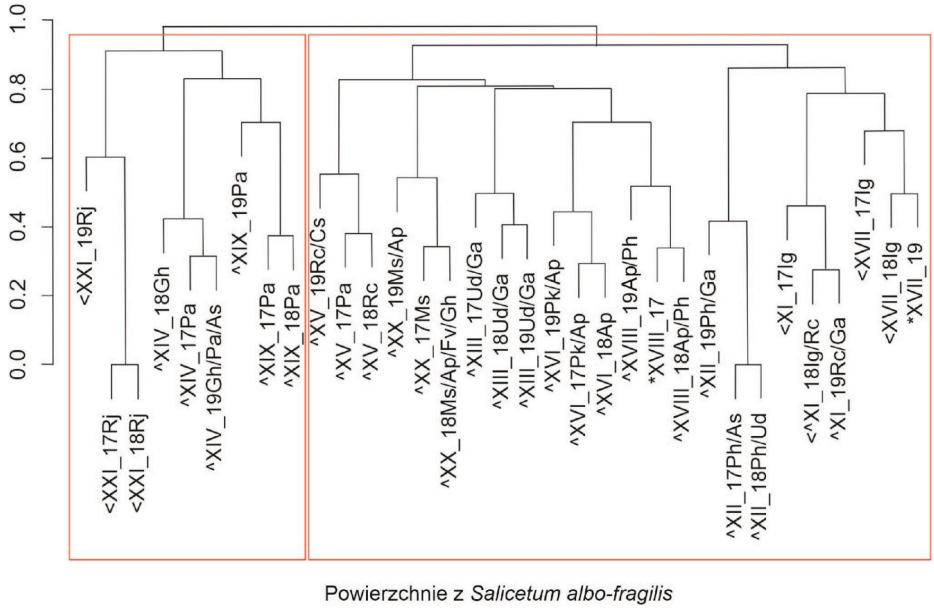

b)

Fot. 19. Runo z dominacją inwazyjnego gatunku obcego – *Impatiens glandulifera* w *Salicetum albo-fragilis*, na powierzchni nr XVII w 2017 r. (a) i po zalewie w 2019 r., po zmianie dominanta na *Rubus caesius* i *Reynoutria japonica* (b)

Podobnie jak w przypadku płatów *Alnetum incanae* zalewy odgrywają tu zdecydowaną rolę w sezonowych zmianach składu i struktury runa analizowanych fitocenoz.

Tak jak w przypadku olszyn i łęgów wierzbowych analiza skupień płatów łęgu topolowego (*Populetum albae*) wykazała odrębność florystyczną fitocenoz monotypowych z dominacją jednego gatunku. Płaty łęgów topolowych zostały zgrupowane w dwa skupienia (ryc. 43), gdzie większą odrębnością florystyczną odznaczyły się płaty z powierzchni nr XXVI, XXIX i XXX. Dwie pierwsze są przykładem powierzchni z dominacją rodzimego *Rubus caesius*, który na skutek zalewu ustąpił miejsca: inwazyjnemu gatunkowi obcemu (*Impatiens glandulifera*) na powierzchni nr XXVI i rodzimemu (*Phalaris arundinacea*) na powierzchni nr XXIX. Z kolei powierzchnia nr XXX jest również przykła-

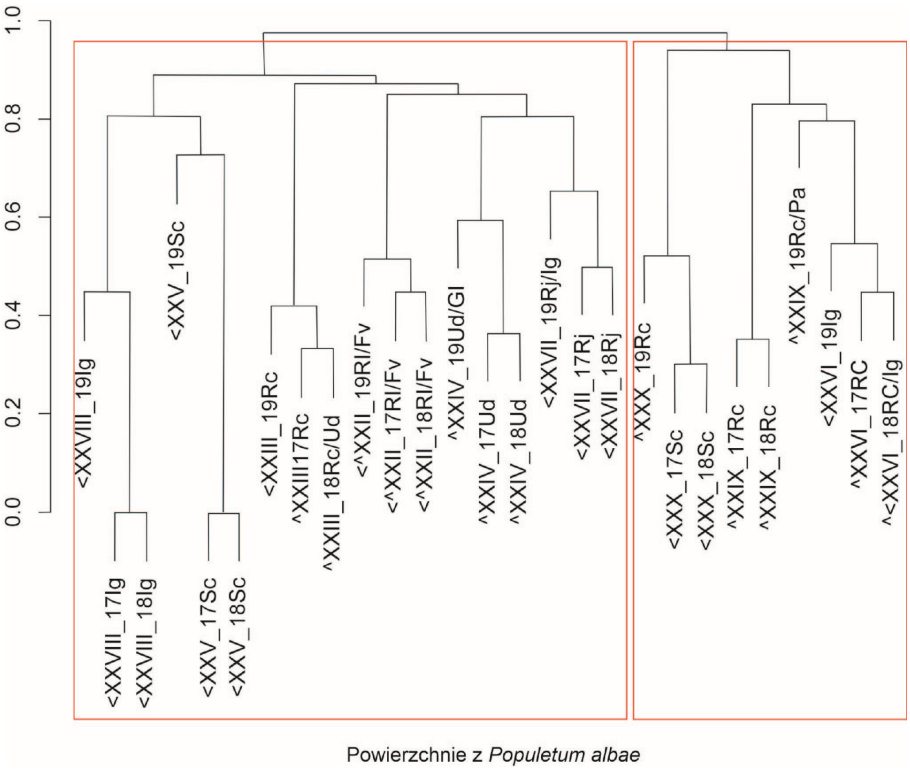
dem wymiany dominanta, lecz odwrotnej: z gatunku obcego (*Solidago canadensis*) na rodzimy (*Rubus caesius*).



Ryc. 42. Porównanie sezonowych zmian w runie powierzchni badawczych z *Salicetum albo-fragilis* (na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda, bez gatunków sporadycznych)

Objaśnienia: * – powierzchnia zróżnicowana florystycznie, ^ – powierzchnia z dominującym gatunkiem rodzimym, < – powierzchnia z dominującym gatunkiem obcym, XI–XXI – numery powierzchni, _17–_19 – lata 2017–2019, Ap – *Aegopodium podagraria*, As – *Agrostis stolonifera*, Cs – *Calystegia sepium*, Fv – *Ficaria verna*, Ga – *Galium aparine*, Gh – *Glechoma hederacea*, Ms – *Matteucia struthiopteris*, Pa – *Phalaris arundinacea*, Ph – *Petasites hybridus*, Pk – *Petasites kablikianus*, Rc – *Rubus caesius*, Rj – *Reynoutria japonica*, Ud – *Urtica dioica*.

Podobnie jak w przypadku pozostałych fitocenoz lasów łęgowych, skład florystyczny badanych powierzchni wyróżnia sezon 2019, w którym niemal wszystkie badane płaty zostały zalane. Według danych Biuletynu Państwowej Służby Meteorologiczno-Hydrologicznej był to rok, który w ostatnich 50 latach został oceniony jako rok ekstremalnie ciepły, z wartością normy opadów na południu Polski (szczególnie w maju) przekroczoną o 275%.



Ryc. 43. Porównanie sezonowych zmian w runie powierzchni badawczych z *Populetum albae* (na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda, bez gatunków sporadycznych)

Objaśnienia: * – powierzchnia zróżnicowana florystycznie, ^ – powierzchnia z dominującym gatunkiem rodzimym, < – powierzchnia z dominującym gatunkiem obcym, XXII–XXX – numery powierzchni, _17–_19 – lata 2017–2019, Fv – *Ficaria verna*, Gl – *Galeobdolon luteum*, Ig – *Impatiens glandulifera*, Pa – *Phalaris arundinacea*, Rc – *Rubus caesius*, Rj – *Reynoutria japonica*, Rl – *Rudbeckia laciniata*, Sc – *Solidago canadensis*, Ud – *Urtica dioica*.

Przeprowadzona analiza zmian florystycznych w obrębie stałych powierzchni badawczych wybitnie potwierdza wpływ czynnika, jakim jest zalew płatu roślinnego, na jego skład florystyczny, strukturę przestrzenną i konkurencję międzygatunkową. Najbardziej narażone na zmiany są zaburzone fitocenozy, tj. takie, w których dominacja jednego gatunku, bez względu na to, czy jest to rodzimy czy obcy gatunek o cechach rośliny inwazyjnej, upraszcza skład florystyczny i zmiany wydają się mieć dużo większy zakres. Inną ciekawą obserwacją jest fakt, że dzięki tak dużej dynamice zmian wywoływanych przez czynnik zalewu **fakt pojawienia się gatunku inwazyjnego w runie nadrzecznych łęgów nie przesądza o przyszłości fitocenozy**. Zmiany na kilku powierzchniach dowodzą, że możliwa jest przebudowa fitocenozy i zamiana

dominanta z inwazyjnego gatunku obcego na rodzimy lub współdominacja dwóch rodzimych gatunków po okresie inwazji. Jednak w krótkim okresie czasu następuje zawsze powrót do uproszczonej, monotypowej wersji runa. Być może dłuższe obserwacje na stałych powierzchniach dałyby odpowiedź, czy po takim zaburzeniu jest możliwy powrót do runa zróżnicowanego gatunkowo. Bezsprzecznie jednak warunek takich zmian stanowi możliwość naturalnych, okresowych zalewów, czyli również utrzymanie naturalnego koryta rzecznego pozbawionego regulacji.

5.4.4. Dynamika sezonowa juwenilnych osobników drzew

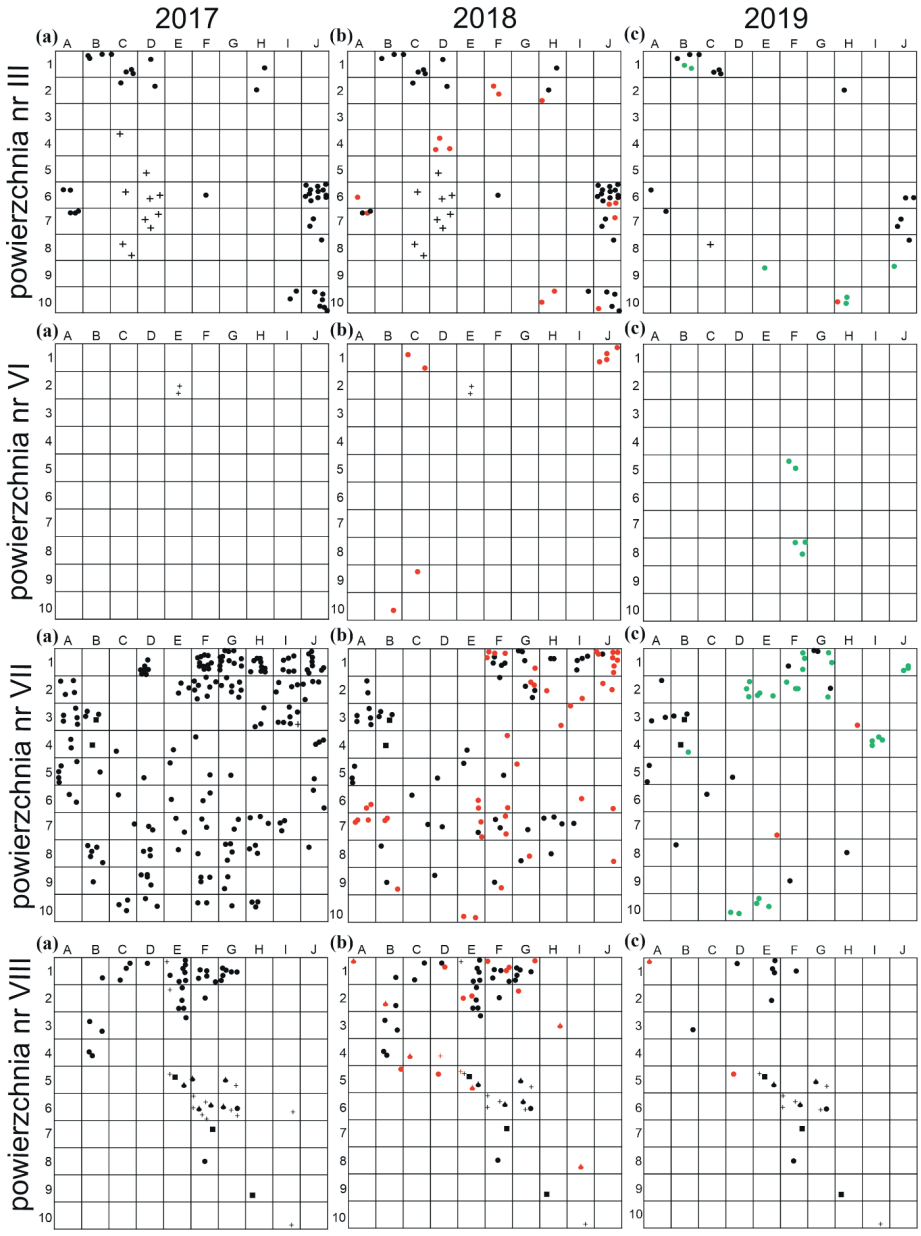
5.4.4.1. Powierzchnie *Alnetum incanae*

W runie olszyn młode pokolenie drzew jest reprezentowane łącznie przez 9 gatunków: *Abies alba*, *Acer pseudoplatanus*, *Alnus glutinosa*, *A. incana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium*, *Picea abies* i *Quercus robur* (tab. 5).

Na wszystkich powierzchniach badawczych, wśród juwenilnych osobników drzew, odnaleziono spodziewany w odnowieniu, ze względu na skład drzewostanu, gatunek *Alnus incana*. Osobniki olszy szarej dominują wśród wszystkich młodych osobników drzew na powierzchniach nr: III, VI, VII, VIII i X, oraz na powierzchni nr II – choć w tym płacie *Alnus incana* dominuje jedynie w pierwszym sezonie (tab. 5; ryc. 44–46). Dodatkowo, w ww. płatach *Alnus incana* towarzyszą *Padus avium Fraxinus excelsior* (pow. nr II, VII, VIII) oraz *Acer pseudoplatanus* (pow. nr II i VIII).

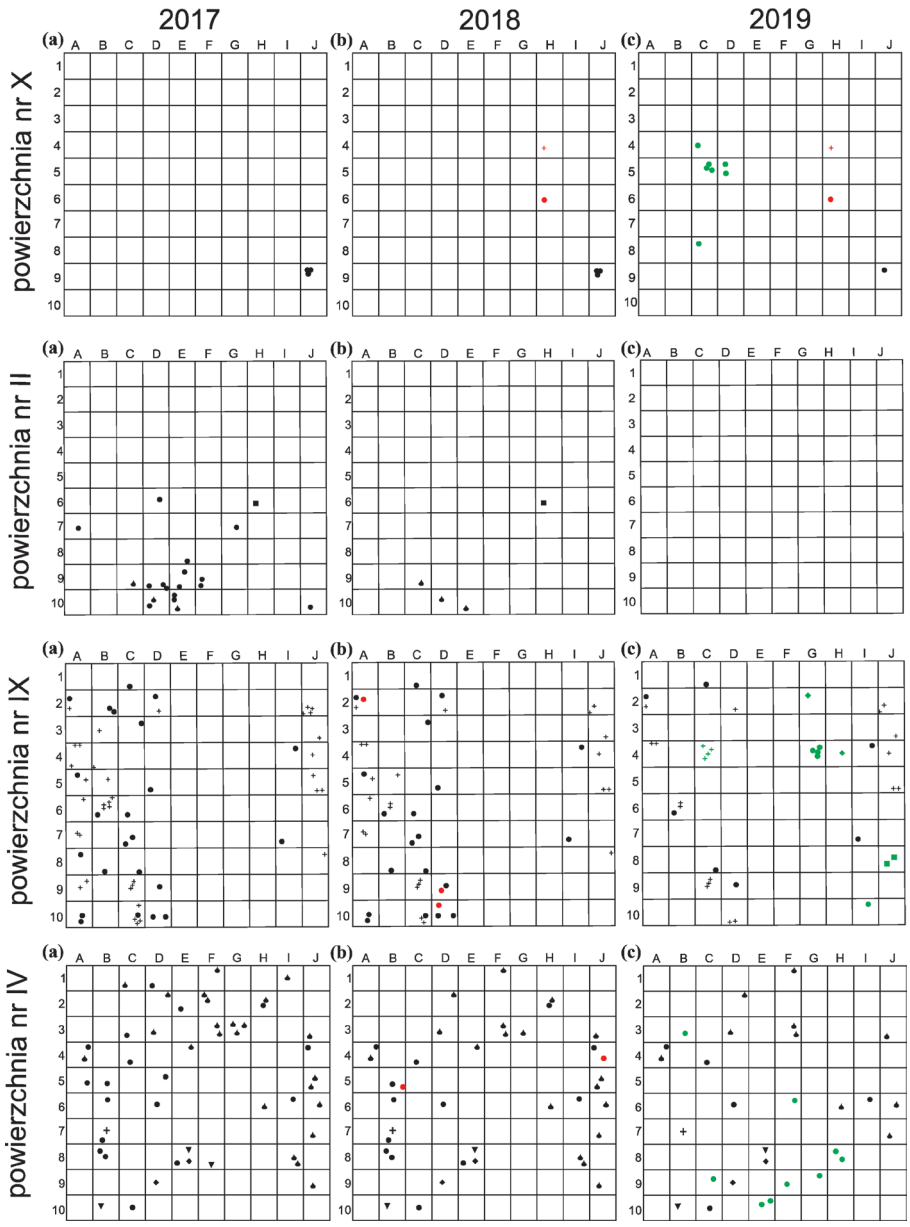
Na pozostałych powierzchniach reprezentujących płaty zespołu *Alnetum incanae*, *Alnus incana* jest współdominantem z takimi gatunkami, jak: *Padus avium* (pow. nr IX – ryc. 45) i *Acer pseudoplatanus* (pow. nr IV – ryc. 45).

Alnus incana na powierzchniach nr I i V (ryc. 46) występuje jedynie w domieszce – warto tutaj zwrócić uwagę, że na tych powierzchniach w całym cyklu badań odnotowano w runie największą liczbę gatunków drzewiastych. Ponadto, na powierzchni nr I obok najdłużej dominującego *Fraxinus excelsior* pojawiają się: *Padus avium*, *Acer pseudoplatanus*, *Salix fragilis* i *Abies alba*, natomiast na powierzchni nr V, obok najdłużej dominującego *Acer pseudoplatanus*, pojawiają się: *Padus avium*, *F. excelsior*, *Picea abies* i *Q. robur*. W okresie objętym badaniami najliczniej reprezentowany gatunek – *Alnus incana*, został stwierdzony w pierwszym sezonie na powierzchni nr VII (182 osobniki – ryc. 44), choć z każdym sezonem obserwowano spadek liczebności jego osobników (tab. 5).



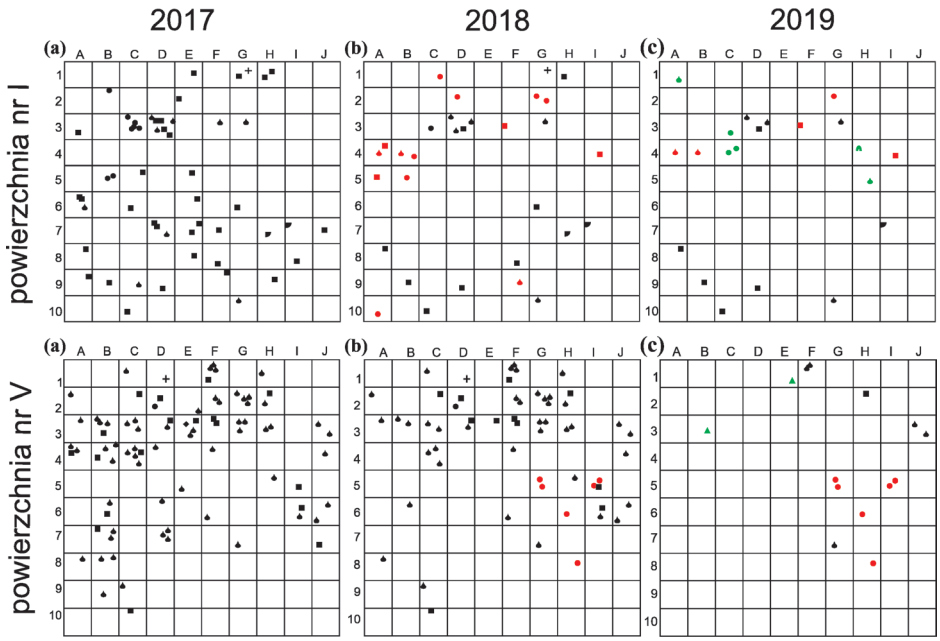
Ryc. 44. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr III, VI, VII i VIII

Objaśnienia: ● – *Alnus incana*, + – *Padus avium*, ■ – *Fraxinus excelsior*, ♠ – *Acer pseudoplatanus*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).



Ryc. 45. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr X, II, IX i IV

Objaśnienia: ● – *Alnus incana*, ♠ – *Acer pseudoplatanus*, + – *Padus avium*, ▼ – *Alnus glutinosa*, ■ – *Fraxinus excelsior*, ◆ – *Picea abies*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).



Ryc. 46. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr I i V

Objaśnienia: ● – *Alnus incana*, + – *Padus avium*, ■ – *Fraxinus excelsior*, ♠ – *Acer pseudoplatanus*, ◆ – *Picea abies*, ◤ – *Salix fragilis*, ◠ – *Abies alba*, ▲ – *Quercus robur*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).

Skartowane osobniki omawianych gatunków są zazwyczaj rozmieszczone w sposób losowy i rozproszony – jedynie na powierzchni nr IX (ryc. 45), w jej centralnej części, nie odnotowano młodych siewek – głównie przez ślady po ciężkim sprzęcie, a na powierzchni nr III (ryc. 44) *Alnus incana* wykazuje skupiskowy charakter rozmieszczenia.

Tabela 5. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Alnetum incanae*

Gatunek	Nr powierzchni	Sezon					
		2017		2018		2019	
		zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.
Alnus incana	X		3		4		9
	VI		0		8		5
	III		42		49	→	20
	VII		182		97		46
	VIII		35		40		10
	II	→	15	→	0	→	0
	IX		22		11		11
	I		8		9		4
	V	→	1		7	→	6
	IV		18		15	→	14
Padus avium	X		0		1		1
	VI		2		2		0
	III		10		9	→	1
	VII		1		0		0
	VIII		13		10		7
	IX		35		21		19
	I		1		1		0
	V	→	1		1	→	0
	IV		1		1	→	1
Fraxinus excelsior	VII		2		2		2
	VIII		3		3		3
	II	→	1	→	1	→	0
	IX		0		1		2
	I		32		12		7
	V	→	18		11		0
Acer pseudoplatanus	VIII		6		10		4
	II	→	3	→	3	→	0
	I		9		9		8
	V	→	62		39	→	5
	IV		24		18	→	10
Picaea abies	IX		0		0		2
	V	→	1		1	→	0
	IV		2		2	→	2
Quercus robur	V	→	0		0	→	2
Alnus glutinosa	IV		2		2	→	2
Salix fragilis	I		2		2		1
Abies alba	I		0		0		1

Objaśnienia: kolor zielony – wzrost liczby osobników względem poprzedniego sezonu, kolor niebieski – brak różnic w liczbie osobników pomiędzy sezonami, kolor czerwony – spadek liczby osobników względem poprzedniego sezonu.

Alnus incana najczęściej współwystępuje z *Padus avium*, choć czeremcha zwyczajna jest mniej liczna. Wzrost liczby siewek w drugim sezonie badań (tab. 5 – kolor zielony) odnotowano rzadko, głównie wśród osobników *Alnus incana* na powierzchniach nr I, III, V, VI, VIII i X, dużo rzadziej wśród siewek pozostałych gatunków. Jedynie na powierzchni nr X obserwowano sukcesywny wzrost liczby osobników *Alnus incana* w całym okresie badań. Najczęściej jednak stwierdzano spadek liczby osobników młodych drzew w drugim sezonie badań (kolor czerwony). Zdarzały się jednak sytuacje, w których nie odnotowano zmian liczebności gatunków pomiędzy sezonami (kolor niebieski). Dłuższe (przez cały okres badawczy) utrzymywanie się siewek zaobserwowano w przypadku: *Fraxinus excelsior*, *Picea abies* i *Alnus glutinosa*, i to na pojedynczych powierzchniach (pow. nr IV, VII i VIII – tab. 5).

Generalnie można stwierdzić, że o ile runo analizowanych powierzchni było dość stabilne pod względem składu florystycznego, o tyle dynamika liczebności siewek poszczególnych gatunków była znaczna.

5.4.4.2. Powierzchnie *Salicetum albo-fragilis*

W warstwie zielnej tych fitocenoz pojawiło się 11 gatunków drzew: *Acer negundo*, *A. platanoides*, *A. pseudoplatanus*, *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium*, *Prunus avium*, *Quercus robur*, *Salix fragilis*, *Tilia cordata* i *Ulmus minor* (tab. 6). W przeciwieństwie do płatów ww. zespołu pojawiły się tutaj powierzchnie, na których w okresie objętym badaniami nie odnotowano w runie żadnego osobnika gatunku drzewiastego – i tak z 11 powierzchni badawczych pozostało 7, które uwzględniono w dalszej analizie. Co więcej, odnotowano tutaj ok. 30% mniej młodych osobników drzew niż w *Alnetum incanae* (tab. 6; ryc. 47 i 48).

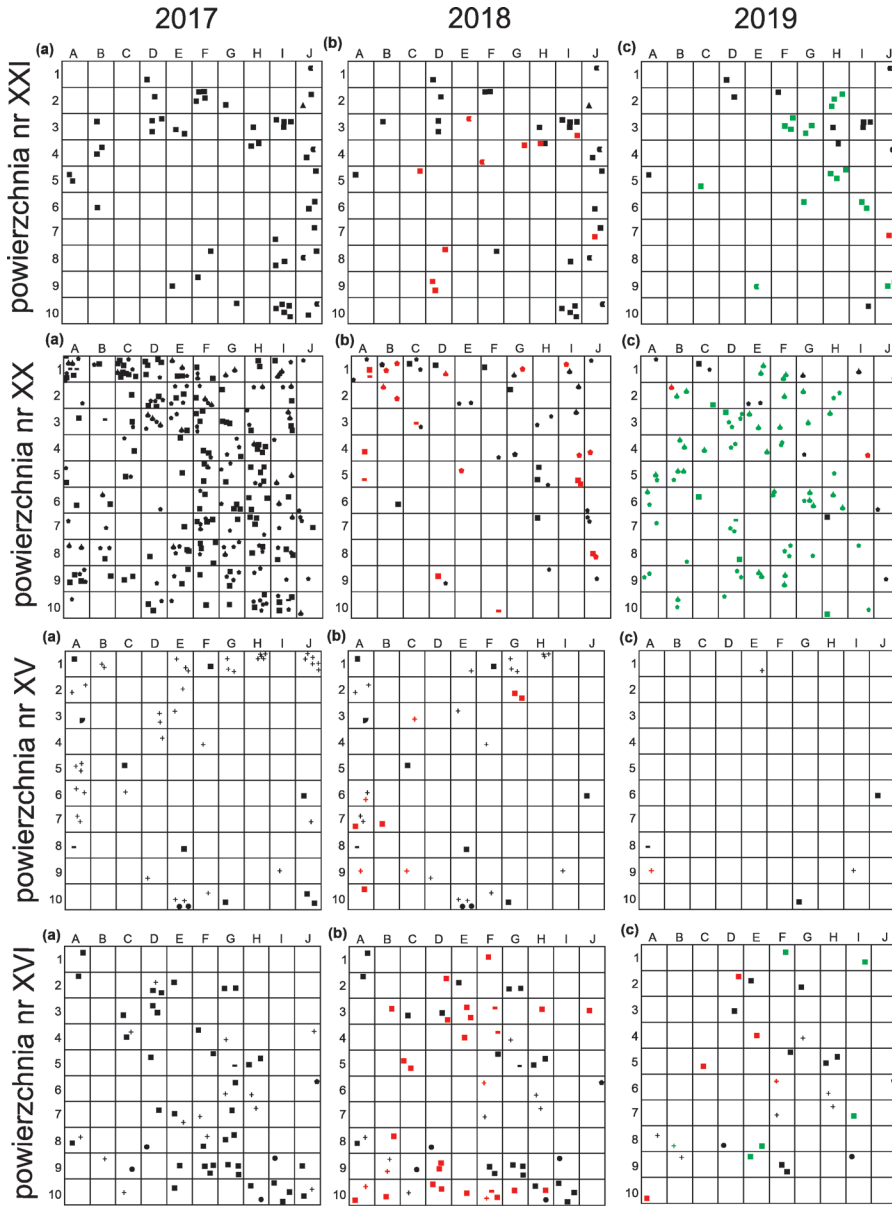
Odnowienie drzewostanu w fitocenozach tego zespołu obejmuje domieszkę *Fraxinus excelsior* i *Ulmus minor* oraz gatunki z rodzaju *Acer*. Natomiast spodziewane tutaj liczniej gatunki z rodzaju *Salix* (wierzby) w odnowieniu występują rzadko i są reprezentowane jedynie przez *S. fragilis*, który zresztą nie przetrwał do końca badań (pow. nr XXI – ryc. 47; tab. 6). Największa liczba odnotowanych osobników w płacie przypada na *Fraxinus excelsior* i wynosi 114 (pow. nr XX – ryc. 47), choć później liczba ta drastycznie spada na korzyść gatunków z rodzaju *Acer*.

Dodatkowo, na blisko połowie badanych powierzchni z młodymi osobnikami drzew wspomniany i dominujący *Fraxinus excelsior* występuje w niewielkiej liczbie wraz z *Tilia cordata*. Jedynie okresowo lub stale współdominuje z innymi gatunkami drzew, tj. *Acer pseudoplatanus* (pow. nr XX – ryc. 47) czy *P. avium* (pow. nr XV – ryc. 47). Powierzchnia nr XX wyróżnia się wśród pozostałych powierzchni w obrębie łęgu wierzbowego najliczniejszym odnowieniem, w kontraście do pow. nr XIV, na której odnotowano jedynie pojedyncze osobniki głównie inwazyjnego klonu jesionolistnego (*Acer negundo*) oraz pow. nr XIII, gdzie odnowienie drzewostanu było niemal nieobecne. Jedynie przez dwa pierwsze sezony wegetacyjne zaobserwowano tam pojedynczą wierzbę kruchą (*Salix fragilis*).

Młode osobniki gatunków drzewiastych na tych powierzchniach nie wykazują skupiskowego typu rozmieszczenia.

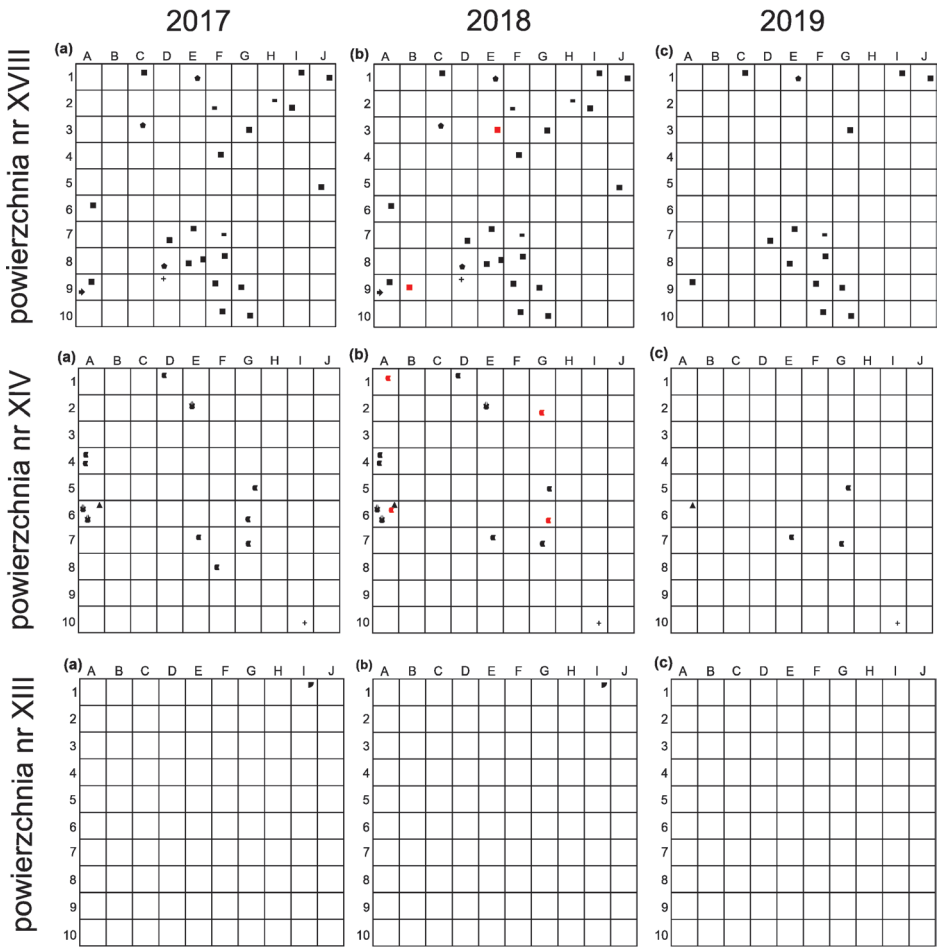
W drugim sezonie badań wzrost liczby osobników (tab. 6 – kolor zielony) dotyczy wspomnianego już *Fraxinus excelsior* i inwazyjnego gatunku obcego *Acer negundo* – choć obydwa gatunki nie utrzymują stałej liczebności (kolor czerwony) do trzeciego sezonu badań. Wart podkreślenia jest również fakt, że osobniki gatunku inwazyjnego w większości przetrwały cały cykl obserwacji – w dodatku, w jednym z sezonów dominowały one nad liczebnością innych gatunków (pow. nr XIV – tab. 6; ryc. 48). Wśród odnotowanych taksonów są też takie, które stale w niewielkiej liczbie (1–3) trwają w badanych płatach (kolor niebieski). W ten sposób przez cały okres badań przetrwały na różnych powierzchniach takie gatunki, jak: *Tilia cordata*, *Acer platanoides*, *A. pseudoplatanus*, *Padus avium* i *Alnus incana.*

Podsumowując, płaty roślinne na badanych powierzchniach można podzielić na te, bogatsze gatunkowo, w których stale (bądź sezonowo) dominuje *Fraxinus excelsior*, i płaty z ledwie zaznaczoną obecnością gatunków drzewiastych w odnowieniu, bez dominacji tego gatunku (tab. 6).



Ryc. 47. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXI, XX, XV i XVI

Objaśnienia: ■ – *Fraxinus excelsior*, ⬟ – *Acer platanoides*, + – *Padus avium*, ♠ – *A. pseudoplatanus*, ◖ – *Acer negundo*, ▬ – *Tilia cordata*, ▲ – *Quercus robur*, ◤ – *Salix fragilis*, ● – *A. incana*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).



Ryc. 48. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XVIII, XIV, XIII

Objaśnienia: ■ – *Fraxinus excelsior*, ⬟ – *Acer platanoides*, ▬ – *Tilia cordata*, ◖ – *Acer negundo*, ♜ – *Ulmus minor*, ▲ – *Quercus robur*, + – *Padus avium*, ➧ – *Prunus avium*, ◤ – *Salix fragilis*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).

Tabela 6. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Salicetum albo-fragilis*

Gatunek	Nr powierzchni	Sezon					
		2017		2018		2019	
		zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.
Fraxinus excelsior	XVIII		17		19		12
	XX	➔	114		14		7
	XV		8		11	➔	2
	XVI		38		42		11
	XXI	➔	45	➔	32	➔	28
	XIV	➔		➔		➔	
	XIII					➔	
	XII						
	XIX					➔	
	XI					➔	
	XVII					➔	
Tilia cordata	XVIII		3		3		1
	XX	➔	5		4		1
	XV		1		1	➔	1
	XVI		1		4		0
Acer platanoides	XVIII		3		3		1
	XX	➔	94		26		40
	XVI		1		1		1
Padus avium	XVIII		1		1		0
	XV		41		23	➔	3
	XVI		14		11		7
	XIV		1		1		1
Acer negundo	XXI	➔	4	➔	6	➔	4
	XIV		7		10		3
Quercus robur	XXI	➔	1	➔	1	➔	0
	XIV		1		1		1
Salix fragilis	XV		1		1	➔	0
	XIII		1		1	➔	0
Prunus avium	XVIII		1		1		0
Acer pseudoplatanus	XX	➔	31		5		36
Alnus incana	XV		1		1	➔	0
	XVI		4		4		3
Ulmus minor	XIV		3		3		0

Objaśnienia: kolor zielony – wzrost liczby osobników względem poprzedniego sezonu, kolor niebieski – brak różnic w liczbie osobników pomiędzy sezonami, kolor czerwony – spadek liczby osobników względem poprzedniego sezonu.

5.4.4.3. Powierzchnie *Populetum albae*

W runie tych płatów pojawiło się łącznie 10 gatunków drzew i wysokich krzewów, tj.: *Acer platanoides*, *Betula pendula*, *Fraxinus excelsior*, *Padus avium*, *P. serotina*, *Populus nigra*, *Quercus robur*, *Salix pentandra*, *S. viminalis* i *Tilia cordata.* Młode pokolenie nie rozwinęło się w żadnym sezonie na 2 powierzchniach badawczych – stąd, tylko 7 płatów z łęgami topolowymi uwzględniono w dalszej analizie. Poza tym na tych powierzchniach odnotowano znacznie mniej siewek drzew w porównaniu z wyżej omawianymi *Alnetum incanae* i *Salicetum albo-fragilis* (tab. 7; ryc. 49 i 50).

W łęgach topolowych, w odnowieniu najczęściej, choć w niewielkiej liczbie, odnotowano *Fraxinus excelsior* i *Quercus robur*, natomiast oczekiwany takson – *Populus nigra*, pojawił się tylko na jednej z powierzchni (pow. nr XXVI – tab. 7). W ciągu 3 lat obserwacji nie stwierdzono spadku różnorodności biologicznej runa (wskaźnik Shannona-Wienera H` = 2,11) w płatach tego zespołu.

Powierzchnie te można podzielić na trzy grupy: powierzchnie z *Quercus robur* i *Fraxinus excelsior* (pow. nr XXVII, XXIII, XXV, XXIV – ryc. 49), powierzchnie z udziałem jedynie *Q. robur* (pow. nr XXII, XXX – ryc. 50) i powierzchnię bez tych dwóch pierwszych gatunków (pow. nr XXVI – ryc. 50), na której to powierzchni pojawia się gatunek z drzewostanu – *Populus nigra.*

Największa liczba osobników w płacie przypada *Padus avium* i wynosi 10 (tab. 7) – ta zmniejszająca się z każdym sezonem liczba siewek świadczy o niewielkich, w porównaniu z ww. typami łęgów, możliwościach rozwoju nowego pokolenia drzew.

Młode drzewa wykazują tu również rozproszony typ rozmieszczenia. Na uwagę zasługują jedynie osobniki gatunków z rodzaju *Salix*, ponieważ tylko one tworzą skupiska młodych pędów (pow. nr XXV – ryc. 49).

Przeciwnie do poprzednich dwóch zespołów wzrost liczby siewek gatunków wiodących w odnowieniu – tutaj *Fraxinus excelsior* i *Quercus robur* (tab. 7 – kolor zielony), przypada głównie na trzeci, a nie na drugi sezon badań, czyli następuje już po zalewie. Podobnie jak *Salix pentandra* pojawiający się dopiero w ostatnim sezonie badawczym.

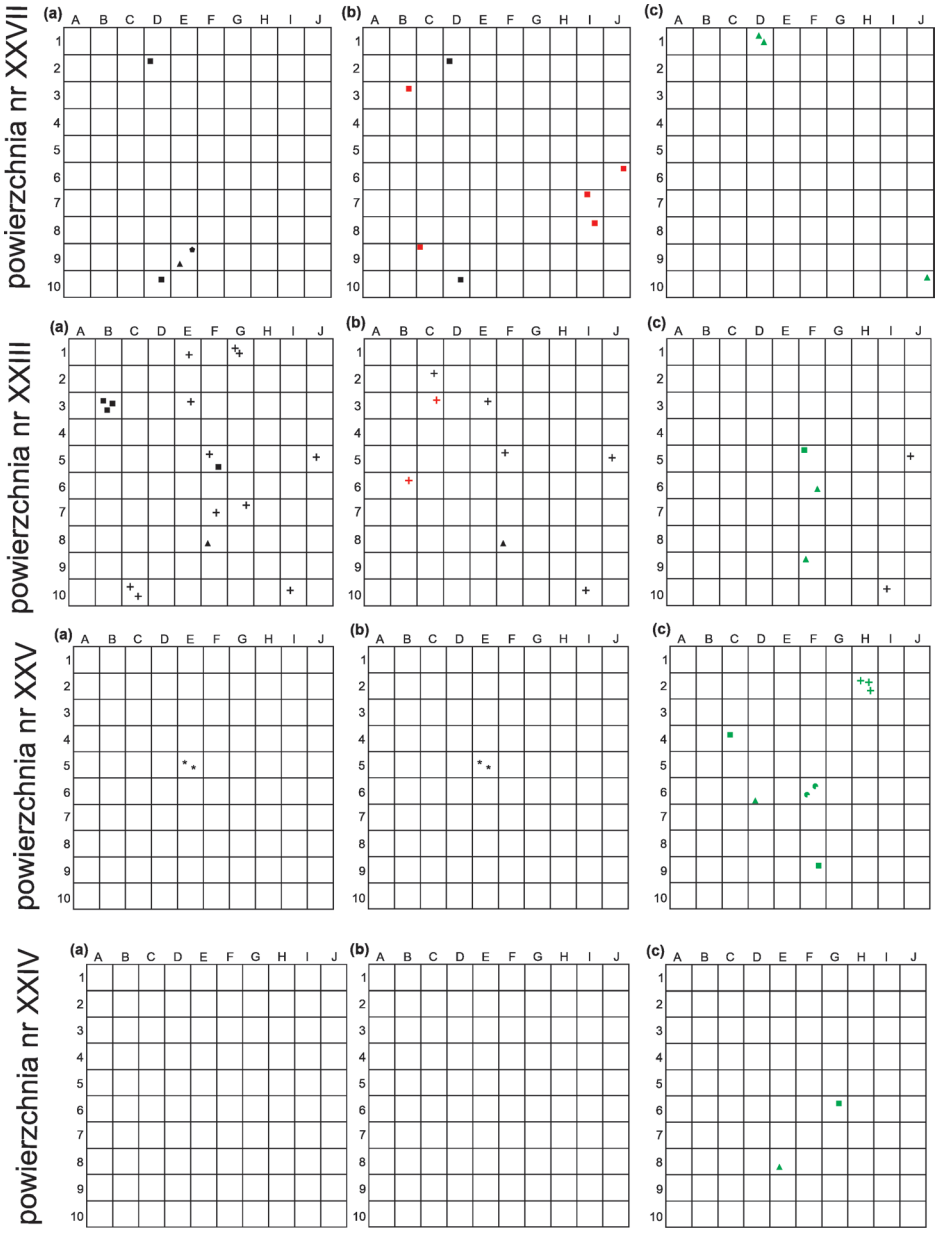
Reasumując, jedynie w przypadku trzech powierzchni (XXII, XXVI i XXX) można mówić o względnej stabilizacji odnowienia, nie zapominając, że dotyczy to pojedynczych osobników. Na pozostałych powierzchniach dynamika siewek drzew jest tak duża, że trudno mówić o jakimkolwiek banku siewek

w kontekście odnowienia drzewostanu. Ponadto można stwierdzić, że zalew powierzchni wyraźnie wpływa na takie elementy, jak skład, obfitość i rozmieszczenie siewek, jednak wszystkie zmiany tych parametrów mają charakter całkowicie losowy.

Tabela 7. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Populetum albae*

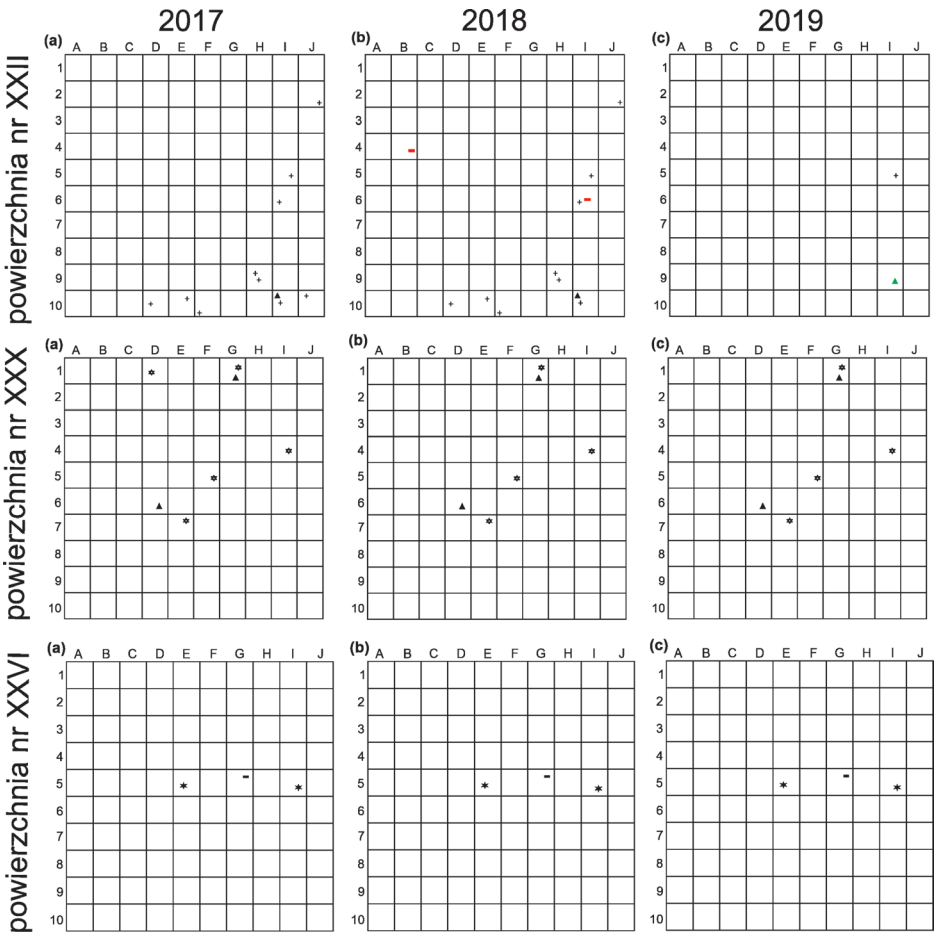
Gatunek	Nr powierzchni	Sezon					
		2017		2018		2019	
		zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.	zalew	liczba osobn.
Quercus robur	XXIV		0		0	→	1
	XXIII		1		1	→	2
	XXVII		1	→	0	→	3
	XXV		0		0	→	1
	XXII	→	1	→	1	→	1
	XXX	→	2		2	→	2
	XXVI	→				→	
	XXVIII					→	
	XXIX					→	
Fraxinus excelsior	XXIV		0		0	→	1
	XXIII		5		0	→	1
	XXVII		2	→	7	→	0
	XXV		0		0	→	2
Tilia cordata	XXII	→	1	→	2	→	0
	XXVI	→	1		1	→	1
Populus nigra	XXVI	→	1		1	→	1
Padus serotina	XXVI	→	1		1	→	1
Acer platanoides	XXVII		1	→	0	→	0
Padus avium	XXII	→	10	→	9	→	1
Salix viminalis	XXV		2		2	→	0
Salix pentandra	XXV		0		0	→	2
Betula pendula	XXX	→	5		4	→	4

Objaśnienia: kolor zielony – wzrost liczby osobników względem poprzedniego sezonu, kolor niebieski – brak różnic w liczbie osobników pomiędzy sezonami, kolor czerwony – spadek liczby osobników względem poprzedniego sezonu.



Ryc. 49. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXVII, XXIII, XXV, XXIV

Objaśnienia: ■ – *Fraxinus excelsior,* ▲ – *Quercus robur,* ⬟ – *Acer platanoides,* + – *Padus avium,* ✱ – *Salix viminalis,* ◔ – *S. pentandra,* kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).



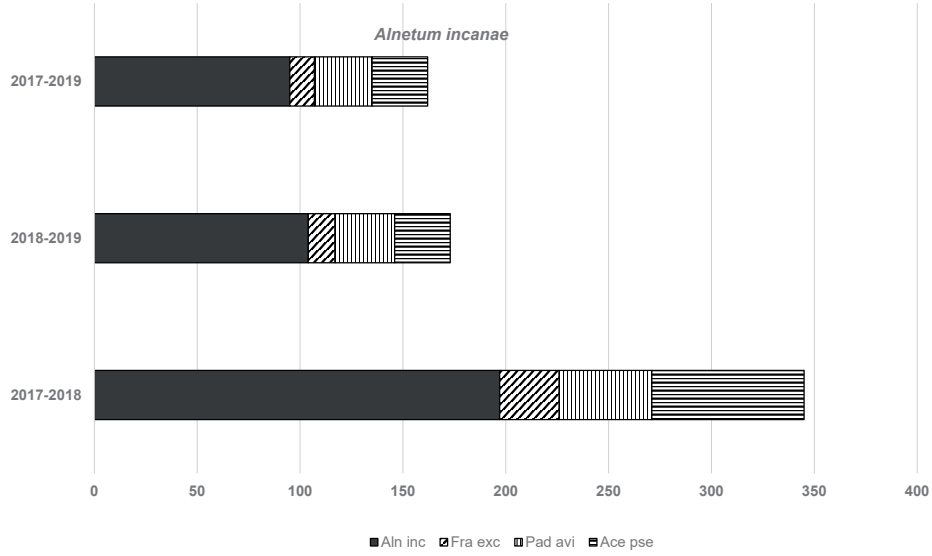
Ryc. 50. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXII, XXX, XXVI

Objaśnienia: ▲ – *Quercur robur*, + – *Padus avium*, ▬ – *Tilia cordata*, ✲ – *Betula pendula*, ✶ – *Populus nigra*, kolor czarny – młode drzewa skartowane w pierwszym sezonie badawczym – 2017 (a), które przetrwały do końca obserwacji, kolor czerwony – nowe osobniki, które pojawiły się w drugim sezonie – 2018 (b) i przeżyły do końca 2019, kolor zielony – najmłodsze, juwenilne osobniki drzew skartowane dopiero w trzecim sezonie badawczym – 2019 (c).

5.4.5. Uwarunkowania odnowienia drzewostanu

5.4.5.1. Przeżywalność młodych drzew

Sezonowa analiza porównawcza liczby siewek i młodych drzew wybranych czterech gatunków, które odgrywały największą rolę w odnowieniu w fitocenozach trzech analizowanych zespołów, wykazała odmienne wzorce przeżywania juwenilnych osobników drzew.



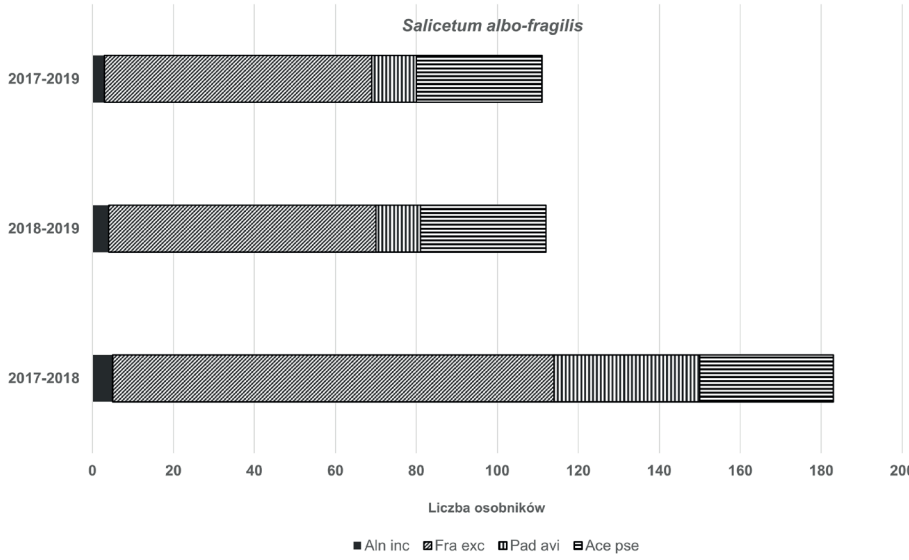
Ryc. 51. Liczba młodych osobników drzew czterech wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w *Alnetum incanae*

Objaśnienia: Aln inc – *Alnus incana*, Fra exc – *Fraxinus excelsior*, Pad avi – *Padus avium*, Ace pse – *Acer pseudoplatanus*.

W nadrzecznej olszynie górskiej gatunkiem, który odgrywa największą rolę w odnowieniu drzewostanu, jest jego główny składnik, czyli olsza szara. Z odnotowanych w pierwszym sezonie badawczym (2017) 326 młodych osobników przeżyło do 2018 roku prawie 200. W kolejnym sezonie ich liczba zmniejszyła się niemal o połowę. Tylko dwie z analizowanych w tym zespole powierzchni zostały zalane w 2019 roku, więc należy przyjąć, że to nie kwestia zalewu, ale być może ponadnormatywnych opadów zadecydowała o scenariuszu przeżycia tylko połowy osobników. Podobna liczba młodych olsz utrzymała się przez cały okres obserwacji, zatem

śmiertelność wśród młodych drzew wyniosła ponad 70%. Podobne zależności dotyczą pozostałych trzech gatunków towarzyszących olszy (ryc. 51).

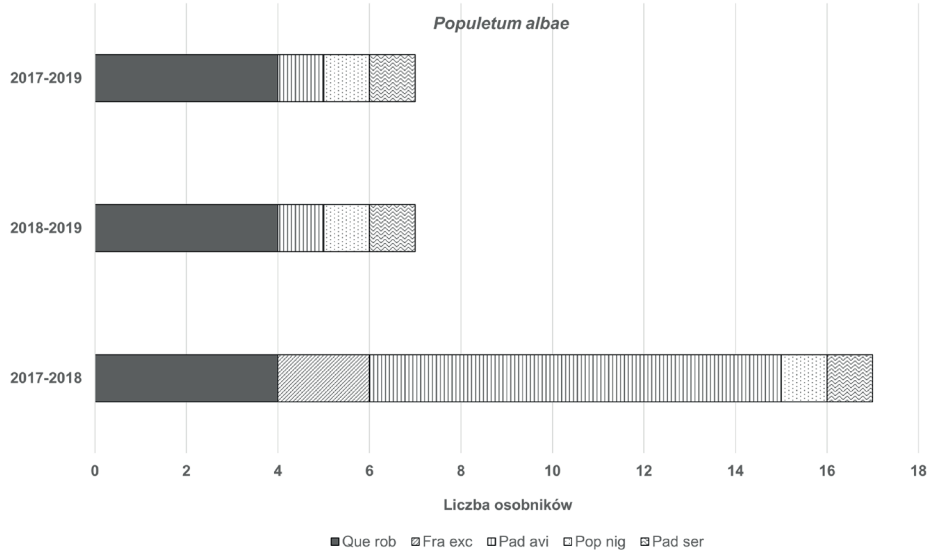
W zespole łęgu wierzbowego olsza miała w odnowieniu znikomy udział. Jej rolę przejął w tym zespole jesion wyniosły. Również tutaj zaobserwowano spadek liczebności młodych osobników o niemal połowę – z 222 do 109 odnotowanych w 2018 roku. Kolejny sezon przetrwało 60% z nich, czyli śmiertelność siewek jesionu, licząc od początku obserwacji, wynosiła również, jak w przypadku olszy w olszynie, prawie 70%, z tą różnicą, że w łęgu wierzbowym większość powierzchni podlegała zalewom. Niektóre z nich nawet trzykrotnie, w każdym sezonie badawczym, więc dynamika tego zbiorowiska była znacznie większa, co zaobserwować można też w przeżywalności osobników czeremchy. Jedynie siewki jawora utrzymały liczebność na względnie stałym poziomie około 30 osobników, niezależnie od wpływu czynników zewnętrznych. Budująca drzewostan wierzba krucha pojawiła się tylko na dwóch powierzchniach jako pojedynczy osobnik, nie przetrwała jednak zalewu wiosną 2019 roku (ryc. 52).



Ryc. 52. Liczba młodych osobników drzew czterech wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w *Salicetum albo-fragilis*

Objaśnienia: Aln inc – *Alnus incana*, Fra exc – *Fraxinus excelsior*, Pad avi – *Padus avium*, Ace pse – *Acer pseudoplatanus*.

Zupełnie inaczej przeżywalność siewek kształtuje się w łęgu topolowym. Pierwszy element różniący to niezwykle skromna reprezentacja młodych drzew w odnowieniu. Są to zazwyczaj pojedyncze osobniki gatunków drzewiastych. Kolejna rzecz to różnice jakościowe. Całkowicie już nieobecna tu olsza szara została zastąpiona przez siewki dębu szypułkowego, który w liczbie tylko 4 osobników wraz z pojedynczymi czeremchami i topolą czarną przetrwały regularne zalewy na niemal każdej powierzchni. Odnotowany w liczbie 7 osobników jesion wyniosły przetrwał tylko pierwszy okres badawczy (ryc. 53).



Ryc. 53. Liczba młodych osobników drzew pięciu wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w zespole *Populetum albae*

Objaśnienia: Que rob – *Quercus robur*, Fra exc – *Fraxinus excelsior*, Pad avi – *Padus avium*, Pop nig – *Populus nigra*, Pad ser – *Padus serotina*.

Podsumowując, należy stwierdzić, że sezon 2019 z odbiegającymi od normy warunkami pogodowymi miał kluczowy wpływ na dynamikę zarówno runa, jak i przeżywalności siewek drzew wiodących w odnowieniu drzewostanu. Wpływ zalewów na poszczególnych powierzchniach był wyraźny, jednak, jak pokazują wyniki, niedeterminujący przeżycia młodych drzew w niższych warstwach lasu. Ponadto trwałość zbiorowiska, którą zapewniają kolejne generacje drzew budujących drzewostan, wydaje się być niezagrożona jedynie w przypadku olszyn.

W pozostałych dwóch typach łęgów skład odnowienia i jego dynamika pozwala przypuszczać, że w łęgach wierzbowych zachodzi proces wymiany składu gatunkowego drzewostanu, natomiast przetrwanie topolowych przynajmniej na analizowanym terenie, w ogóle staje pod znakiem zapytania.

5.4.5.1.1. Uwarunkowania – czynniki ilościowe

Analiza statystyczna wykazała, że większość badanych czynników ilościowych istotnie wpływa na przeżywalność młodych osobników drzew w runie obserwowanych powierzchni (tab. 8). Omawiana przeżywalność dotyczy tutaj zdarzenia, w którym osobniki poszczególnych gatunków przeżyły z sezonu na sezon – dla tak pojętej przeżywalności w analizie brano pod uwagę wartości czynników z sezonu poprzedzającego. Natomiast do porównania różnorodności biologicznej badanych powierzchni z przeżywalnością gatunków drzew w młodym wieku posłużono się najczęściej stosowanym dla takich zestawień wskaźnikiem Shannona-Wienera (Kopeć et al., 2014).

Dla przeżycia z sezonu na sezon ogółu młodych drzew pojawiających się w łęgach większość czynników ilościowych ma statystycznie istotne znaczenie. Dotyczy to zarówno parametrów związanych ze strukturą fitocenozy, jej składem, strukturą podłoża, jak i częściowo jego składem chemicznym. Przy rozpatrywaniu poszczególnych gatunków, najczęściej pojawiających się w łęgach, sytuacja jest już dużo bardziej skomplikowana i wyraźnie wyróżniają się tu niektóre gatunki czy ich wrażliwość na określone czynniki (tab. 8). Do niektórych zależności należy również podchodzić ze świadomością, że w różnych typach łęgów pewne czynniki mają naturalnie większy lub mniejszy wpływ, np. olszyny występują tylko w najwyższych położeniach, tam także głównie wykształca się warstwa mszaków, rzadko obecna w pozostałych zespołach łęgowych.

Jak już wspomniano, pokrycie runa na badanych powierzchniach prawie zawsze wynosiło 100%, jednak o ile jego różnorodność florystyczna nie gwarantowała przeżycia młodych drzew ($p = 0{,}11$ – ryc. 54), o tyle stwarzała warunki, np. wolne przestrzenie, dla pojawiania się ich siewek ($R = 0{,}48$, $p = 0{,}000$ – ryc. 55), co jest istotne dla przetrwania ekosystemu leśnego.

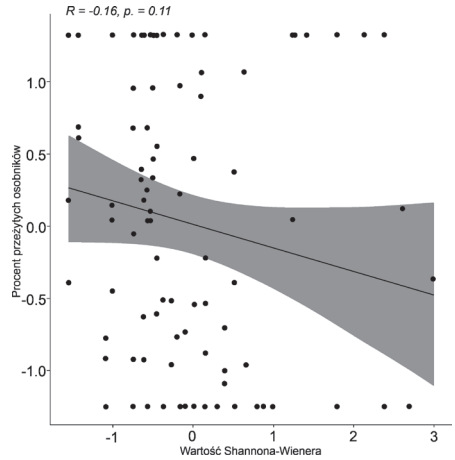
Tabela 8. Wyniki testu Manna-Whitneya do powiązania czynników ilościowych z przeży-

Czynnik	Ogół			*Fraxinus excelsior*		
	p	mediana wartości czynnika dla siewek, które obumarły	mediana wartości czynnika dla siewek, które przeżyły	p	mediana wartości czynnika dla siewek, które obumarły	mediana wartości czynnika dla siewek, które przeżyły
Zwarcie drzew [%]	**	90	80	NS	70	70
Zwarcie krzewów [%]	**	10	20	**	0	5
Pokrycie mszaków [%]	*	5	10	***	0	1
Liczba gatunków starych lasów	***	10	13	***	10	14
Liczba gatunków obcych	***	2	1	***	3	1
Liczba gatunków inwazyjnych	***	2	1	***	3	1
Liczba gatunków (w runie)	*	40	39	NS	40	40
Wysokość runa [cm]	***	88	110	NS	81	88
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]	**	150	190	***	110	170
Wysokość [m n.p.m.]	**	384	483	***	384	472
Odległość od koryta [m]	***	25	25	NS	25	40
Mg [mg/100g]	***	12,7	12,5	**	13,3	15,6
$CaCO_3$ [%]	**	42	52	**	42	52
pH w KCl	**	6,65	6,81	***	6,50	6,66
P_2O_5 [mg/100g]	***	1,4	1,6	***	1,4	2,2
Mat.org. [% s.m.]	**	7,43	7,23	NS	6,86	7,55
pH w H_2O	NS	6,62	6,63	**	6,62	6,85
N ogólny [%]	NS	0,14	0,14	NS	0,13	0,14
K_2O [mg/100g]	NS	18,7	18,7	NS	18,7	21,7
>0,002 mm (ił pyłowy drobny)	***	15,0	12,5	***	17,0	12,0
>0,02 mm (pył drobny)	***	12	10	***	13	12
>0,05 mm (pył gruby)	***	21	19	NS	21	19
>0,1 mm (piasek)	*	18	17	NS	22	22
>0,006 mm (ił pyłowy gruby)	NS	7	7	*	5	7

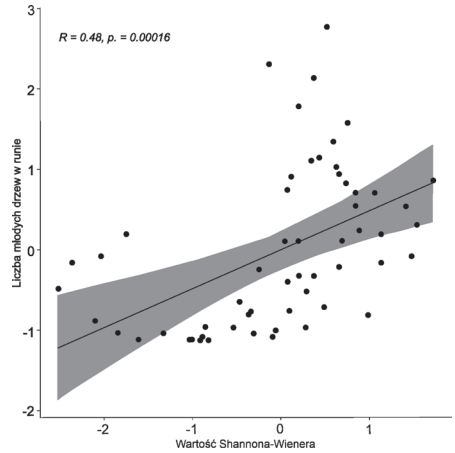
walnością ogółu siewek: *Fraxinus excelsior*, *Alnus incana*, *Acer pseudoplatanus* i *Padus avium*

Gatunek								
Alnus incana			*Acer pseudoplatanus*			*Padus avium*		
p	mediana wartości czynnika dla siewek, które obumarły	mediana wartości czynnika dla siewek, które przeżyły	p	mediana wartości czynnika dla siewek, które obumarły	mediana wartości czynnika dla siewek, które przeżyły	p	mediana wartości czynnika dla siewek, które obumarły	mediana wartości czynnika dla siewek, które przeżyły
***	90	90	NS	90	90	***	90	70
NS	30	30	**	10	10	NS	40	30
***	30	10	***	5	5	*	7,5	10
***	11	13	NS	13	13	NS	9	9
NS	1	2	**	1	1	NS	2	1
NS	1	2	**	1	1	NS	2	1
***	40	38	***	40	47	**	42	35
NS	90	105	NS	119	119	**	120	105
***	300	300	***	110	110	**	90	150
**	523	549	***	472	472	*	398	483
***	10	20	NS	20	20	NS	60	40
***	16,9	10,1	NS	19,6	15,1	NS	9,1	9,5
NS	57	62	*	21	21	NS	22	62
NS	6,99	6,99	**	5,39	5,39	NS	7,03	6,97
NS	1,5	1,6	0,305	3,3	1,9	NS	1,6	1,6
***	8,11	7,23	NS	8,76	8,75	NS	5,79	6,30
*	6,64	6,63	NS	6,22	6,07	*	6,92	6,63
*	0,17	0,14	NS	0,2	0,2	NS	0,13	0,13
NS	16,7	14,8	NS	35,6	28,6	*	22,0	27,1
*	12,0	9,0	0,022	3,0	9,0	NS	14,0	15,0
NS	10	10	NS	5	5	*	11	11
***	21	20	NS	9	10	*	17	19
***	15	15	NS	7	15	***	21	16
***	7	7	NS	4	3	NS	10	5

Objaśnienia: Mat.org – materia organiczna, p – statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$; ** – $p < 0{,}01$; * – $p < 0{,}05$; NS – nieistotny statystycznie.



Ryc. 54. Współczynnik korelacji Pearsona między różnorodnością biologiczną a przeżywalnością siewek w runie



Ryc. 55. Współczynnik korelacji Pearsona między różnorodnością biologiczną a liczbą siewek w runie

Przeanalizowano także zależność między przeżyciem osobników gatunków odgrywających kluczową rolę w odnowieniu drzewostanu a obecnością wybranych gatunków, które mają tendencję do dominowania w runie. Z założenia powinno to mieć wpływ na przeżywanie siewek ze względu na konkurencję o światło, wodę i dostępność pierwiastków biogennych (tab. 9). Jednak i tu wyniki są niełatwe do interpretacji z powodu zróżnicowanego udziału poszczególnych gatunków w fitocenozach. W niektórych płatach rzeczywiście dominowały, w innych były tylko nieznaczną domieszką w runie, zapewne w ogóle nie wpływając na wegetację młodych drzew.

Tabela 9. Wyniki testu chi-kwadrat powiązania występowania gatunków dominujących z przeżywalnością młodych osobników wybranych gatunków drzew

Gatunek	Dom	Gatunek												Ogół		
		Alnus incana			*Fraxinus excelsior*			*Acer pseudoplatanus*			*Padus avium*					
		p	0%	1%	p	0%	1%	p	0%	1%	p	0%	1%	p	0%	1%
Impatiens glandulifera	I		38		***	48	21	***	52	14		52		***	46	23
Reynoutria japonica	I		38			35			45		NS	52	53	*	57	35
Rudbeckia laciniata	I	NS	36	40	***	49	26	***	68	37	*	63	46	***	50	35
Solidago gigantea	I	**	36	53	**	34	100	NS	45	50	NS	51	65	***	39	58
Impatiens parviflora	I	***	36	57	***	47	26	NS	46	45	NS	52	53	*	43	37
Elymus caninus	R	***	44	23	NS	35	29		45		NS	53	43	***	42	27
Galium aparine	R	NS	71	38	**	46	31			45	NS	83	51	**	52	39
Phalaris arundinacea	R	NS	38	38	NS	35	35	**	40	65	***	61	35	*	39	46
Petasites kablikianus	R	NS	39	36	***	25	47	**	21	51	NS	51	58	***	37	48
Urtica dioica	R	***	26	50	**	100	34			45	NS	50	52	***	30	43
Petasites hybridus	R	NS	37	45	***	26	46	***	37	65	NS	56	51	***	35	51
Rubus caesius	R	***	27	50	**	27	41	***	36	62	NS	70	51	***	29	50

Objaśnienia: Dom – gatunek dominujący, I – inwazyjny gatunek obcy, R – gatunek rodzimy, p – statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$, ** – $p < 0{,}01$, * – $p < 0{,}05$, NS – nieistotny statystycznie, 0% – odsetek przeżycia bez występowania danego gatunku, 1% – odsetek przeżycia przy występowaniu danego gatunku.

Cenna jest natomiast obserwacja, że każdy z tych dominujących gatunków wykazuje statystycznie istotny wpływ na przeżywalność ogółu młodych osobników drzew na wszystkich powierzchniach, bez względu na przynależność syntaksonomiczną porastającej je roślinności.

5.4.5.1.2. Uwarunkowania – czynniki jakościowe

Do analizowanych czynników jakościowych zaliczono: typ runa oparty na florystycznej różnorodności warstwy zielnej, rodzaj koryta rzeki (naturalne/uregulowane), łączny zasób martwego drewna w fitocenozie badanej powierzchni, obecność czynnika siedliskotwórczego (zalew) i poziom antropopresji, uwzględniający ślady działalności człowieka prowadzące do zmian w środowisku przyrodniczym.

Wszystkie czynniki w jakimś stopniu wpływały na przeżywalność ogółu badanych siewek i młodych drzew, choć największe znaczenie miały: typ runa, naturalność koryta i obecność martwego drewna (tab. 10). Analizując przeżywalność poszczególnych gatunków młodych drzew, stwierdzić można, że typ runa ogólnie nie ma statystycznie istotnego znaczenia dla przeżywalności młodych drzew *Padus avium*, zaś dla *Alnus incana* jest ono najmniejsze. Podobnie rodzaj koryta powiązany z częstotliwością zalewów nie wpływa na przeżywalność *P. avium* – przeciwnie do martwego drewna, którego obecność jest statystycznie istotna dla prawie wszystkich gatunków, zresztą podobnie jak antropopresja. Natomiast ważny czynnik siedliskotwórczy, obecność lub brak zalewów, jest istotny jedynie dla dwóch badanych gatunków – *Alnus incana* i *Fraxinus excelsior*, co potwierdza wcześniejsze wyniki analizy liczebności tych gatunków w odnowieniu na poszczególnych powierzchniach (tab. 10; ryc. 51 i 52).

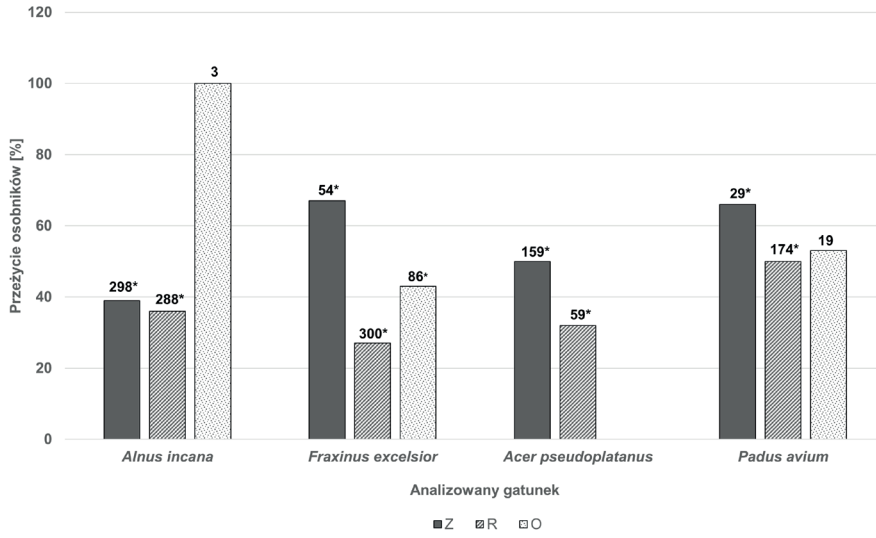
Tabela 10. Wyniki testu chi-kwadrat powiązania czynników jakościowych z przeżywalnością młodych drzew

Czynnik	Gatunek				Ogół
	Alnus incana	*Fraxinus excelsior*	*Acer pseudoplatanus*	*Padus avium*	
Typ runa	*	***	*	NS	***
Koryto		***	***	NS	***
Martwe drewno	***	***		**	***
Zalew	**	***	NS	NS	***
Antropopresja	**	***	NS	**	***

Objaśnienia: statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$, ** – $p < 0{,}01$, * – $p < 0{,}05$, NS – nieistotny statystycznie; brak wartości wynika ze stałego poziomu wybranych czynników.

Jak widać w tab. 10., osobniki poszczególnych gatunków drzew w młodym wieku mają różne wymagania odnośnie czynników jakościowych, choć niektóre pod tym względem wykazują pewne podobieństwa.

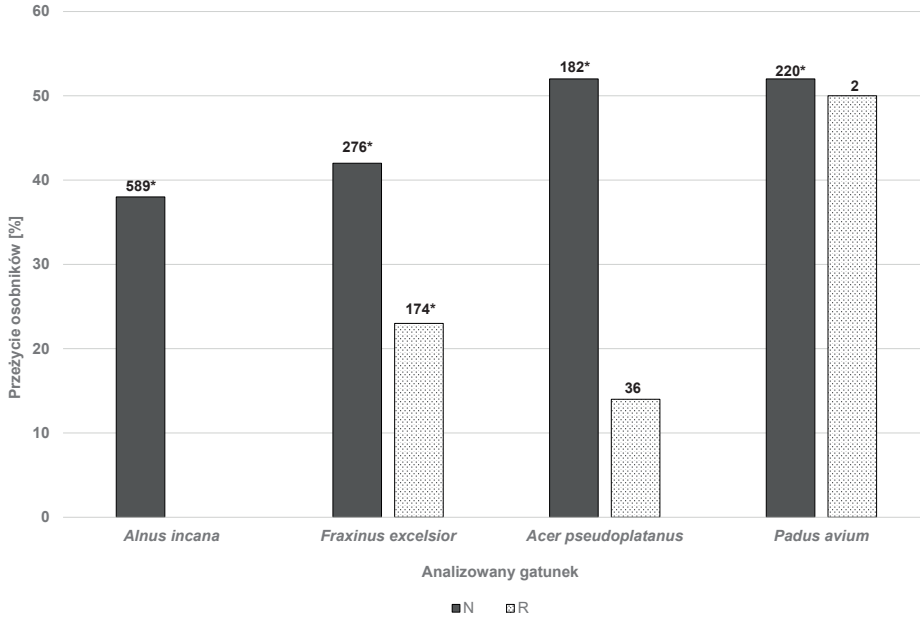
Bardziej szczegółowa analiza powiązania przeżycia osobników z poszczególnymi poziomami badanych czynników jakościowych, opierając się na procencie osobników, które przeżyły bądź obumarły, rzuca więcej światła na te zależności. Generalnie największą przeżywalnością młode osobniki analizowanych gatunków odznaczają się na powierzchniach z runem zróżnicowanym, co potwierdza hipotezę, że takie właśnie wielogatunkowe runo stwarza lepsze warunki dla przeżycia młodych drzewek (ryc. 56). Przeżywanie młodych drzew na powierzchniach zdominowanych przez inwazyjne gatunki obce wydaje się w pewnych przypadkach korzystniejsze dla niektórych gatunków. Jednak znacząco mniejsza liczebność młodych drzew (lub, jak w przypadku jawora, całkowita nieobecność) na takich powierzchniach skłania do ostrożności w wyciąganiu zbyt daleko idących wniosków – 100% przeżycie 3 osobników olszy, które pojawiły się na jedynej takiej powierzchni z obcym dominantem, nie wykazuje statystycznej istotności. Najbardziej odporny na wpływ inwazyjnych gatunków obcych wydaje się być jesion (*Fraxinus excelsior*).



Ryc. 56. Wpływ typu runa na przeżywalność młodych drzew wybranych gatunków

Objaśnienia: Z – runo zróżnicowane, R – runo z dominującym gatunkiem rodzimym, O – runo z dominującym gatunkiem obcym, wartość liczbowa – całkowita liczba osobników, która była odnotowana na powierzchniach danego typu, * – wynik statystycznie istotny.

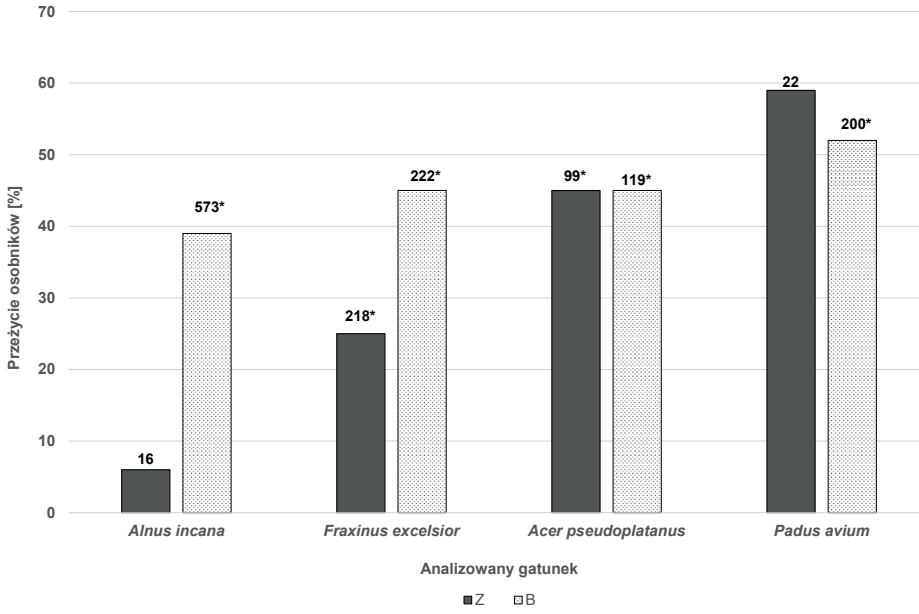
Porównanie przeżycia młodych drzew na powierzchniach zlokalizowanych przy naturalnym i uregulowanym brzegu koryta rzeki uwidacznia, że lepiej radzą sobie one na powierzchniach w pobliżu naturalnej linii brzegowej (ryc. 57).



Ryc. 57. Wpływ naturalności koryta na przeżywalność młodych drzew

Objaśnienia: N – koryto naturalnie ukształtowane, R – koryto poddane różnym typom regulacji, * – wynik statystycznie istotny.

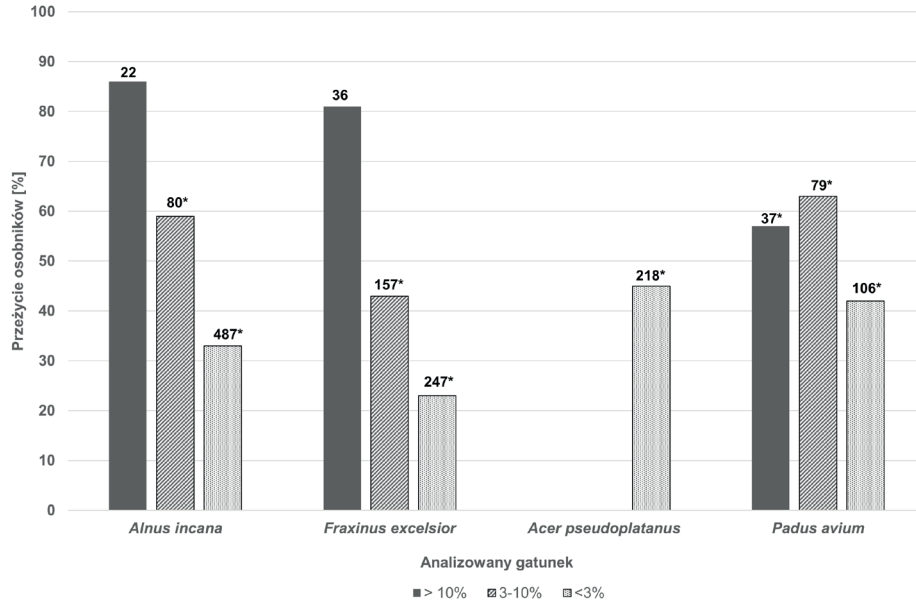
Ważny w lasach łęgowych czynnik siedliskotwórczy – zalew, wbrew pozorom ogranicza przeżycie młodych drzew, a przy życiu pozostają jedynie osobniki najlepiej przystosowane do tego zaburzenia (ryc. 58). Jakkolwiek olsza szara (*Alnus incana*) badana była na powierzchniach, gdzie czynnik ten zadziałał najrzadziej, jednak wykazała również znaczną śmiertelność siewek w sezonie z ponadnormatywnym opadem. *Padus avium* i *Acer pseudoplatanus* nie wykazały znaczących różnic w reakcji na obecność lub brak zalewu.



Ryc. 58. Wpływ zalewu powierzchni na przeżywalność młodych osobników drzew

Objaśnienia: Z – zalew, B – brak zalewu, * – wynik statystycznie istotny.

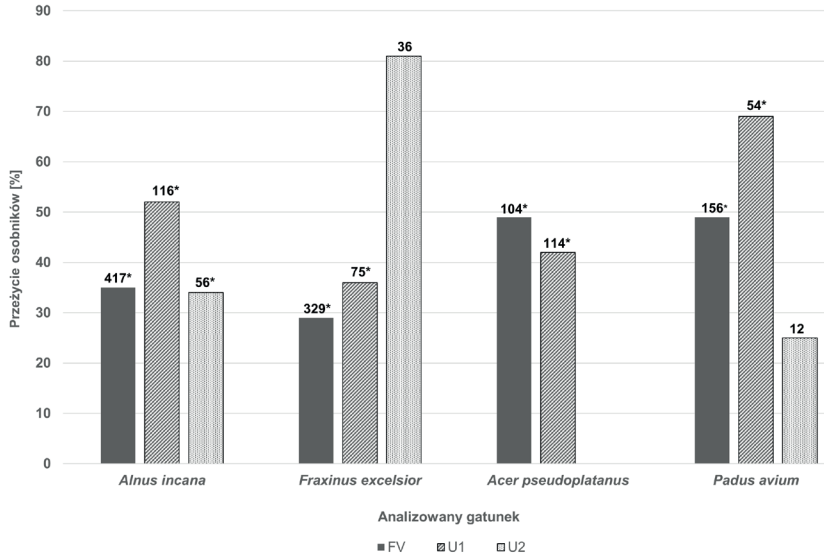
Zależność pomiędzy obecnością martwego drewna a przeżywalnością młodych drzew nie jest już taks jednoznaczna, jak wynikałoby z wcześniejszego testu i dokonanej analizy (ryc. 59). Wiąże się to z tym, że na powierzchniach wyżej położonych (olszyny i część łęgów wierzbowych) obecność martwego drewna jest mniejsza przy jednoczesnym wysokim stopniu naturalności tych fitocenoz. Martwe drewno w tych zbiorowiskach to zwykle pojedyncze gałęzie opadłe, ale też często naniesione przez wezbrane wody. Większa zasobność martwego drewna w postaci stojących martwych osobników drzew, np. w łęgach topolowych, jest połączona z oddziaływaniem wielu innych czynników ograniczających przeżywalność młodych drzewek, które również są tu najmniej liczne, stąd do uzyskanych wyników w odniesieniu do konkretnych gatunków należy się odnieść z dużą ostrożnością. Bardziej miarodajne są wyniki dotyczące wpływu czynnika na ogół młodych drzew.



Ryc. 59. Wpływ ilości martwego drewna na przeżywalność młodych osobników drzew

Objaśnienia: dane procentowe – udział martwego drewna w zasobności drzewostanu na danej powierzchni, * – wynik statystycznie istotny.

Jak pokazuje analiza szczegółowa, antropopresja nie ma znaczącego wpływu na przeżywalność młodych drzew. Można nawet zaryzykować stwierdzenie, że jej umiarkowane natężenie sprzyja przeżywaniu młodych olsz i jesionów (ryc. 60). Zapewne zależy to od konkretnych działań. Na niektóre gatunki niewielkie doświetlenie runa, np. przez wycinkę pojedynczych drzew, może działać korzystnie, na inne wręcz przeciwnie. Każdą powierzchnię – podobnie jak w kwestii wpływu obecności martwego drewna – zapewne należałoby analizować z osobna, gdyż te same czynniki na jednych powierzchniach wspomagały przeżycie młodych drzew, na innych działały niszcząco. Zatem również w przypadku wpływu antropopresji na przeżywanie młodych drzew bardziej miarodajny wydaje się wynik ogólny, bez wnikania w różnice gatunkowe.



Ryc. 60. Wpływ różnych poziomów antropopresji na przeżywalność młodych drzew
Objaśnienia: FV – stan zły, U1 – stan niezadowalający, U2 – stan zły, * – wynik statystycznie istotny.

5.4.5.2. Modele przeżywalności drzew w młodym wieku

Do modelu przeżywalności ogółu gatunków włączono 11 predyktorów, a spośród nich najistotniejsza okazała się zawartość magnezu i odsetek materii organicznej w glebie (tab. 11). Wysoką wartością p charakteryzowały się również: typ runa, wyniesienie płatu ponad poziom lustra wody w korycie rzeki, a także obecność zalewów oraz światło docierające do dna lasu wyrażone przez procent zwarcia koron drzew.

Wspomniana zawartość magnezu i materii organicznej w glebie różnie wpływa na przeżywalność gatunków drzew w młodym wieku. O ile wzrost zawartości magnezu o jedną jednostkę zwiększyłby szanse na przeżycie o 14,3%, to wzrost zawartości materii organicznej zmniejszyłby je o ok. 50% (tab. 12). Dla ogółu badanych gatunków zmiana typu runa z dominującym gatunkiem obcym (O) na runo z dominującym gatunkiem rodzimym (R) nie wpłynęłaby pozytywnie na przeżywalność młodych osobników drzew. Natomiast zmiana runa z dominującym gatunkiem obcym na runo zróżnicowane florystycznie (Z) generowałaby już wzrost przeżywalności o ponad 60% (tab. 12). Zmniejszenie częstotliwości zalewów znacznie zwiększyłoby przeżywalność drzew w młodym wieku (tab. 12), natomiast wzrost zwarcia koron zmniejszyłby ją o ponad 5%.

Tabela 11. Uszeregowane wg stopnia ważności predyktory w modelu dla ogółu gatunków

Predyktor	Liczba stopni swobody	Statystyka Walda	Wartość p
Wyraz wolny	1	20,92	***
Mg [mg/100g]	1	142,08	***
Materia organiczna [% s.m.]	1	115,10	***
Typ runa	2	68,98	***
Zalewy	1	61,56	***
Zwarcie drzew [%]	1	50,98	***
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]	1	49,30	***
Wysokość [m n.p.m.]	1	43,56	***
>0,002 mm (ił pyłowy drobny)	1	30,68	***
>0,02 mm (pył drobny)	1	20,61	***
Wysokość runa [cm]	1	13,93	***
Pokrycie mszaków [%]	1	12,26	***

Objaśnienia: p – statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$.

Tabela 12. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla ogółu gatunków młodych drzew

Predyktor	Poziom	Współczynnik	Iloraz szans
Wyraz wolny		4,709	
Wysokość runa [cm]		0,012	1,012
Typ runa	R	-1,142	0,319
	Z	0,485	1,624
Mg [mg/100g]		0,134	1,143
materia organiczna [% s.m.]		-0,684	0,505
Zwarcie drzew [%]		-0,055	0,947
>0,002 mm (ił pyłowy drobny)		-0,083	0,920
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]		-0,012	0,988
Wysokość [m n.p.m.]		0,013	1,013
Zalewy		1,107	3,026
>0,02 mm (pył drobny)		0,093	1,098
Pokrycie mszaków [%]		-0,035	0,966
Liczba przypadków	Przewidywane przeżycie	Przewidywane obumarcie	Odsetek poprawnych przewidywań w wierszu
Przeżycie	399	301	57,0%
Obumarcie	173	852	83,1%
Odsetek poprawnych przewidywań w kolumnie	69,8%	73,9%	

Objaśnienia: kolor czerwony – wynik statystycznie istotny.

O tym, że model regresji logistycznej jest modelem przeżywalności dla ogółu gatunków drzew w młodym wieku dobrze dopasowanym do danych, poza trafnością przewidywań (tab. 12), świadczy p = 0,467 z testu Hosmera-Lemeshowa, w którym wartość powyżej 0,05 jest wartością oczekiwaną.

Do modelu przeżywalności młodych osobników *Alnus incana* zakwalifikowano 9 predyktorów (tab. 13), wśród których najistotniejsze były: wyniesienie płatu nad średni poziom lustra wody w korycie rzeki i antropopresja.

Analizując wartość ilorazu szans dla tych predyktorów, można zauważyć, że wzrost wyniesienia badanej powierzchni o 1 cm poskutkowałby spadkiem przeżywalności o ponad 3%, natomiast najbardziej widoczne zmiany zaszłyby przy zmniejszonym poziomie antropopresji, bowiem zmiana poziomu U2 (stan zły) na FV (stan zadowalający) znacznie zwiększyłaby szanse na przeżycie (podobnie jak wzrost pH).

Tabela 13. Uszeregowane wg stopnia ważności predyktory w modelu dla *Alnus incana*

Predyktor	Liczba stopni swobody	Statystyka Walda	Wartość p
Wyraz wolny	1	6,02	*
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]	1	82,78	***
Antropopresja	2	51,60	***
pH w KCl	1	44,84	***
>0,006 mm (ił pyłowy gruby)	1	38,56	***
K_2O [mg/100g]	1	36,53	***
P_2O_5 [mg/100g]	1	17,37	***
Zwarcie warstwy drzew [%]	1	6,74	**

Objaśnienia: p – statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$, ** – $p < 0{,}01$, * – $p < 0{,}05$.

Dodatkowo, na przeciwległych biegunach oddziaływania na młode olchy znajdują się fosfor i potas. O ile wzrost zawartości fosforu zwiększyłby szanse przeżycia młodych drzew o ok. 40%, o tyle wzrost zawartości potasu w glebie zmniejszyłby je o ok. 23% (tab. 14). O tym, że model regresji logistycznej jest właściwym modelem przeżywalności dla młodych osobników *Alnus incana*, poza trafnością przewidywań (tab. 14), świadczy wartość p = 0,606 z testu Hosmera-Lemeshowa.

Dla przeżywalności *Fraxinus excelsior* najistotniejsze były: liczba inwazyjnych gatunków obcych i wysokość runa (tab. 15).

Tabela 14. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Alnus incana*

Predyktor	Poziom	Współczynnik	Iloraz szans
Wyraz wolny		3,773	
Zwarcie warstwy drzew [%]		-0,024	0,976
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]		-0,031	0,969
P_2O_5 [mg/100g]		0,319	1,375
Antropopresja	FV	2,119	8,321
	U1	0,220	1,246
K_2O [mg/100g]		-0,266	0,766
>0,006 mm (ił pyłowy gruby)		-0,558	0,572
pH w KCl		1,761	5,820
Liczba przypadków	Przewidywane przeżycie	Przewidywane obumarcie	Odsetek poprawnych przewidywań w wierszu
Przeżycie	117	108	52,0%
Obumarcie	27	329	92,4%
Odsetek poprawnych przewidywań w kolumnie	81,3%	75,3%	

Objaśnienia: kolor czerwony – wynik statystycznie istotny.

Tabela 15. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Fraxinus excelsior*

Predyktor	Liczba stopni swobody	Statystyka Walda	Wartość p
Wyraz wolny	1	9,05	**
Liczba gatunków inwazyjnych	1	46,65	***
Wysokość runa [cm]	1	39,53	***
N ogólny [zawartość w %]	1	26,93	***
Typ runa	2	30,73	***
Zwarcie warstwy krzewów [%]	1	19,25	***
Koryto	1	5,55	*
Materia organiczna [% s.m.]	1	4,01	*

Objaśnienia: p – statystyczna istotność: *** – $p < 0{,}001$, ** – $p < 0{,}01$, * – $p < 0{,}05$.

Wzrost czynnika pokrycia powierzchni przez inwazyjne gatunki obce spowodowałby, że młode osobniki *Fraxinus excelsior* zmniejszyłyby swoją przeżywalność o prawie 80%. Natomiast zwiększenie wysokości runa wcale nie zahamowałoby przeżywalności młodych jesionów, a wręcz przeciwnie – zwiększyłoby ją o blisko 10% (tab. 16). Warto podkreślić tutaj znaczenie typu runa. Zmiana z poziomu O (dominant obcy) na R (dominant rodzimy) nie polepszyłaby przeżywalności, natomiast zmiana poziomu O na Z (runo zróżnicowane florystycznie) znacząco zwiększyłaby przeżywalność, o ponad 90% (tab. 16).

Tabela 16. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Fraxinus excelsior*

Predyktor	Poziom	Współczynnik	Iloraz szans
Wyraz wolny		5,965	
Zwarcie krzewów [%]		-0,080	0,923
Liczba gatunków inwazyjnych		-1,640	0,194
Typ runa	R	-3,036	0,048
	Z	14,485	1,952
Koryto	naturalne	-0,675	0,509
N ogólny [zawartość w %]		-41,806	0,464
Wysokość runa [cm]		0,082	1,086
Materia organiczna [% s.m.]		-0,379	0,684
Liczba przypadków	Przewidywane przeżycie	Przewidywane obumarcie	Odsetek poprawnych przewidywań w wierszu
Przeżycie	101	52	66,0%
Obumarcie	55	232	80,8%
Odsetek poprawnych przewidywań w kolumnie	64,7%	81,7%	

Objaśnienia: kolor czerwony – wynik statystycznie istotny.

O tym, że model regresji logistycznej jest właściwym modelem przeżywalności *Fraxinus excelsior*, poza trafnością przewidywań (tab. 16), świadczy wartość p = 0,994 z testu Hosmera-Lemeshowa.

Na przeżywalność osobników gatunku *Acer pseudoplatanus* wpływały istotnie 3 predyktory (tab. 17). Wzrost liczby gatunków w runie i wyniesienia płatu nad średni poziom lustra wody w korycie rzeki generowałaby szanse na przeżycie kolejno o ok. 22% i 4% (tab. 18). Natomiast wzrost zwarcia krzewów przyczyniłby się do spadku przeżywalności o ok. 20%.

Tabela 17. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Acer pseudoplatanus*

Predyktor	Liczba stopni swobody	Statystyka Walda	Wartość p
Wyraz wolny	1	17,42	***
Zwarcie krzewów [%]	1	18,86	***
Liczba gatunków [w runie]	1	16,46	***
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]	1	10,80	**
>0,006 mm (ił pyłowy gruby)	1	3,68	NS

Objaśnienia: p – statystyczna istotność: *** – p < 0,001, ** – p < 0,01, * – p < 0,05, NS – nieistotny statystycznie.

O tym, że model regresji logistycznej jest właściwym modelem przeżywalności *Acer pseudoplatanus*, poza trafnością przewidywań (tab. 18), świadczy wartość p = 0,768 z testu Hosmera-Lemeshowa.

Tabela 18. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Acer pseudoplatanus*

Predyktor	Poziom	Współczynnik	Iloraz szans
Wyraz wolny		-8,515	
Liczba gatunków (w runie)		0,196	1,217
Pokrycie warstwy krzewów [%]		-0,225	0,799
Wyniesienie płatu nad lustro wody [cm]		0,035	1,035
>0,006 mm (ił pyłowy gruby)		-0,255	0,775
Liczba przypadków	Przewidywane przeżycie	Przewidywane obumarcie	Odsetek poprawnych przewidywań w wierszu
Przeżycie	89	10	89,9%
Obumarcie	51	68	57,1%
Odsetek poprawnych przewidywań w kolumnie	63,6%	87,2%	

Objaśnienia: kolor czerwony – wynik statystycznie istotny.

Na przeżywalność *Padus avium* wpływały istotnie 2 predyktory – zwarcie warstwy drzew i pH w H_2O (tab. 19), przy czym wzrost zwarcia drzew zmniejszyłby przeżywalność osobników czeremchy o ok. 4%, natomiast wzrost pH już o ok. 65% (tab. 20).

Tabela 19. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Padus avium*

Predyktor	Liczba stopni swobody	Statystyka Walda	Wartość p
Wyraz wolny	1	19,00	***
Zwarcie drzew [%]	1	19,38	***
pH w H_2O	1	12,46	***

Objaśnienia: p – statystyczna istotność: *** – p < 0,001.

Tabela 20. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafności modelu dla *Padus avium*

Predyktor	Poziom	Współczynnik	Iloraz szans
Wyraz wolny		10,672	
Zwarcie warstwy drzew [%]		-0,045	0,956
pH w H_20		-1,065	0,345
Liczba przypadków	Przewidywane przeżycie	Przewidywane obumarcie	Odsetek poprawnych przewidywań w wierszu
Przeżycie	78	34	69,6%
Obumarcie	37	69	65,1%
Odsetek poprawnych przewidywań w kolumnie	67,8%	67,0%	

Objaśnienia: kolor czerwony – wynik statystycznie istotny.

O tym, że model regresji logistycznej jest właściwym modelem przeżywalności *Padus avium*, poza trafnością przewidywań (tab. 20), świadczy wartość p = 0,077 z testu Hosmera-Lemeshowa.

Wpływ poszczególnych czynników siedliskowych na przetrwanie młodych osobników drzew w fitocenozach lasów łęgowych w dużej mierze jest zmienny i zależy od preferencji oraz cech biologicznych, czy też spektrum ekologicznego poszczególnych gatunków. Cechę wspólną dla wszystkich gatunków stanowi znaczący wpływ jakości runa - jego biologiczne zróżnicowanie wydaje się wpływać pozytywnie na odnowienie drzewostanu, natomiast obecność gatunków obcych znacząco je ogranicza.

5.5. Ochrona przyrody w nadrzecznych lasach łęgowych województwa śląskiego

Województwo śląskie, wbrew powszechnemu przekonaniu o tutejszej degradacji środowiska przyrodniczego, związanej z wieloletnią działalnością przemysłu ciężkiego i z wysokim stopniem urbanizacji, jest nadal w dużym stopniu obszarem bogatym w szatę roślinną. Dzięki bardzo dużemu zróżnicowaniu: ukształtowania terenu i warunków klimatycznych (obszary górskie w południowej części), warunków geologicznych (obszary skał jurajskich w centralnej i północno-wschodniej części) i hydrograficznych (dorzecze górnego biegu Wisły, Warty i częściowo Odry), na terenie województwa wiele obszarów przyrodniczo cennych zachowało się w bardzo dobrym stanie.

W związku z tym prawie połowa obszaru województwa jest objęta niemal wszystkimi ustawowymi formami ochrony przyrody w liczbie 1734, prócz tej najcenniejszej, jaką jest park narodowy (Generalna Dyrekcja Ochrony Środowiska, 2023). Wieloletnie starania kilku polskich ośrodków naukowych w sprawie powołania Jurajskiego Parku Narodowego do dziś nie zakończyły się sukcesem.

Obszary dolin większych cieków, które są siedliskiem nadrzecznych lasów łęgowych, w niektórych odcinkach są objęte ochroną prawną o niższym statusie, co pociąga za sobą dużo słabszy reżim ochronny, z wszystkimi tego konsekwencjami. Zapisy Ustawy o ochronie przyrody (Dz.U. 2023 poz. 1336 z późn. zm.) spowodowały, że wyraźnie rozproszone są kompetencje zarządzania poszczególnymi formami ochrony. Tak więc obecnie Regionalny Dyrektor Ochrony Środowiska odpowiada za wykonanie zadań związanych z ochroną przyrody w rezerwatach, na obszarach Natura 2000 i ochroną gatunkową. Parki krajobrazowe, wraz z obszarami chronionego krajobrazu, znajdują się pod opieką sejmiku województwa śląskiego. Pieczę nad pozostałymi formami ochrony, takimi jak: zespoły przyrodniczo-krajobrazowe, użytki ekologiczne, pomniki przyrody i stanowiska dokumentacyjne, pełnią samorządy gmin.

Wiele fitocenoz nadrzecznych lasów łęgowych pozostaje w rękach prywatnych, część z nich zarządzana jest przez okręgowe dyrekcje gospodarki wodnej, a ze względu na znaczną fragmentację i brak większych wartości produkcyjnych, praktycznie nie wchodzą one w zarząd Lasów Państwowych.

Jak już wspomniano, łęgi nadrzeczne należące do omawianych tu zespołów roślinnych znajdują się na obszarach chronionych tylko fragmentarycznie, rzadko stanowiąc główny przedmiot ochrony.

Fitocenozy nadrzecznej olszyny górskiej *Alnetum incanae* prawnie objęte są ochroną w formie (ryc. 61):

1) rezerwatów:
   - Wisła w gm. Wisła, na terenie Parku Krajobrazowego Beskidu Śląskiego,
   - Dolina Łańskiego Potoku w Grodźcu, gm. Jasienica na terenie Parku Krajobrazowego Beskidu Śląskiego,
   - Gawroniec w gm. Świnna, na terenie Żywieckiego Parku Krajobrazowego.
2) Specjalnego Obszaru Ochrony Siedlisk w sieci Natura 2000:
   - Beskid Śląski PLH240005 na terenie Parku Krajobrazowego Beskidu Śląskiego.

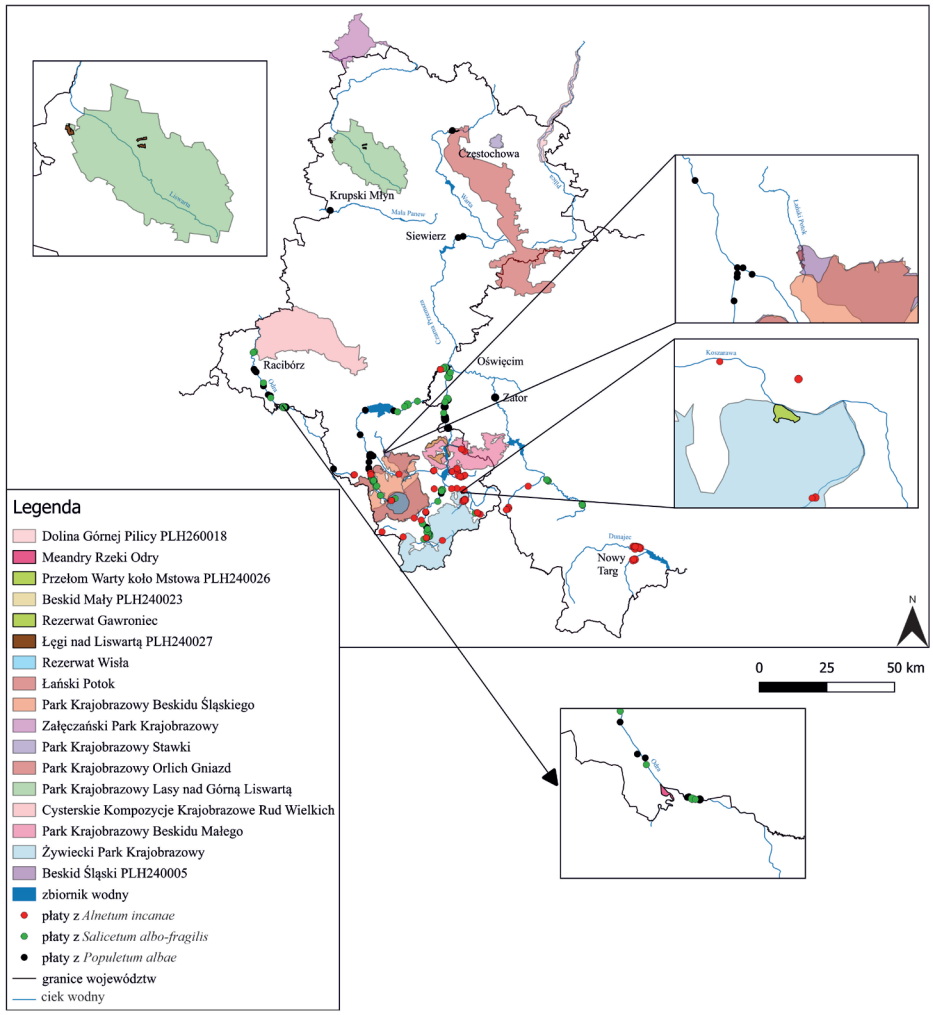
Z uwagi na fakt, że na terenie województwa śląskiego rozpoczyna się strefa występowania zarówno łęgów wierzbowych, jak i topolowych często w większych obszarowo formach ochrony odnotowuje się występowanie fitocenoz obu zespołów. I tak, najlepiej zachowane fitocenozy łęgów wierzbowych (*Salicetum albo-fragilis*) i topolowych (*Populetum albae*) są objęte ochroną w formie Specjalnych Obszarów Ochrony Siedlisk w sieci Natura 2000, a jednocześnie formą parku krajobrazowego. Wśród nich wymienić należy (ryc. 61):

- Beskid Śląski PLH240005 na terenie Parku Krajobrazowego Beskidu Śląskiego,
- Beskid Mały PLH240023 na terenie Parku Krajobrazowego Beskidu Małego,
- Łęgi w lasach nad Liswartą PLH240027 na terenie Lasów Lublinieckich w Parku Krajobrazowym Lasy nad Górną Liswartą,
- Przełom Warty koło Mstowa PLH240026 w Parku Krajobrazowym Orlich Gniazd,
- Dolina Górnej Pilicy PLH260018 na terenie trzech województw (śląskiego, łódzkiego i świętokrzyskiego).

Fragmenty łęgów wierzbowych i topolowych są również objęte ochroną jako Obszar Chronionego Krajobrazu Meandry Rzeki Odry w gm. Krzyżanowice.

Przy okazji warto dodać, że dobrze zachowane łęgi, niezwiązane z większymi rzekami, a najczęściej z mniejszymi ciekami (które nie zostały ujęte w tym opracowaniu), należące do zespołów: podgórski łęg jesionowy (*Carici remotae-Fraxinetum*) i niżowy łęg jesionowo-olszowy (*Fraxino-Alnetum*), również zostały objęte ochroną prawną w postaci różnej rangi form ochrony przyrody, takich jak:

1) rezerwaty: Las Dąbrowa, Łęg nad Młynówką, Łężczok, Skarpa Wiślicka, Wielki Las, Parkowe,
2) Park Krajobrazowy Stawki w gm. Przyrów,
3) Obszar Natura 2000 Dolina Górnej Pilicy,
4) Obszar Chronionego Krajobrazu Meandry Rzeki Odry,
5) użytek ekologiczny Cygański Las, a także Ostoja Środkowojurajska.



Ryc. 61. Rozmieszczenie analizowanych fitocenoz na tle istniejących form ochrony przyrody w województwie śląskim

Należy stwierdzić, że w praktyce najwyższej rangi ochronę lasy łęgowe uzyskują na terenie rezerwatów. Pozostałe formy ochrony dopuszczają tak wiele ingerencji w przyrodę i krajobraz, że bardzo często ochrona lasów przegrywa z inwestycjami o wyższym priorytecie. Na przykład sporo dobrze zachowanych łęgów w dolinie Soły nie ma żadnego statusu ochronnego, znajdują się jedynie w otulinie beskidzkich parków krajobrazowych i część z nich zinwentaryzowana w tym opracowaniu została w międzyczasie wycięta pod ścieżki rowerowe. Natomiast fakt, że są to siedliska o priorytetowym w UE statusie ochronnym, powinien obligować lokalnych włodarzy do konsultowania decyzji o takich inwestycjach z Regionalną Dyrekcją Ochrony Środowiska. Jeśli natomiast do takiego zaopiniowania doszło, to decyzja taka budzi zdumienie nie tylko ze względów przyrodniczych, ale również gospodarczych. Asfaltowa ścieżka bezpośrednio w strefie oddziaływania wód powodziowych bardzo aktywnej rzeki nie ma raczej szans na przetrwanie podczas nawet średniej klasy wezbrań.

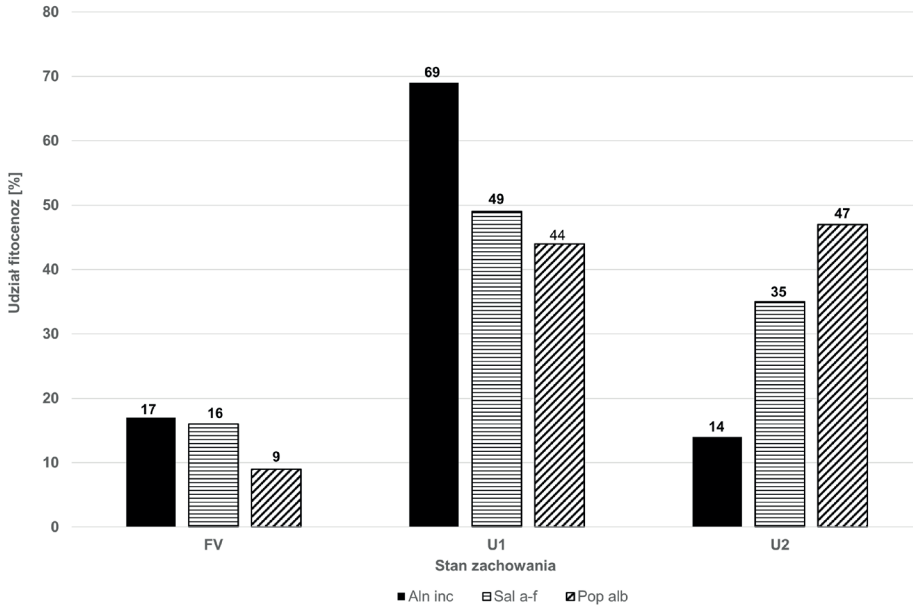
Ogromne znaczenie ma tutaj brak powszechnej świadomości roli, jaką zbiorowiska lasów nadrzecznych pełnią w przyrodzie i jak są ważne dla dobrostanu społeczeństwa. Dlatego wysoce wskazana byłaby akcja edukacyjna prowadzona na poziomie gmin – w szkołach, w instytucjach, i w postaci tablic informacyjnych w terenie, zachęcających do zapoznania się z najważniejszymi zagadnieniami dotyczącymi omawianych zbiorowisk roślinnych. Wreszcie niepodejmowanie przez włodarzy decyzji inwestycyjnych, które są bezpośrednim zagrożeniem dla ciągłości tych bezcennych ekosystemów.

5.6. Stan zachowania analizowanych fitocenoz

Raporty Komisji Europejskiej dotyczące zachowania bioróżnorodności w Unii Europejskiej dowodzą, że ponad 81% siedlisk na terenie Wspólnoty jest w złym stanie (Montarella et al., 2018). Siedliska nadrzecznych łęgów, obok terenów podmokłych, takich jak lasy bagienne, wilgotne łąki czy torfowiska, należą do tych najbardziej zdegradowanych przez działalność człowieka.

W dolinie środkowej Wisły łęgi nadrzeczne zajmują 167,3 km^2 (Kowalska, 2012), co stanowi niecałe 1,5% powierzchni województwa, a przy stosunkowo dobrze zachowanej sieci hydrograficznej jest alarmująco małą wartością.

Na analizowanym terenie niemal połowa odnalezionych fitocenoz reprezentowała stan określany jako niezadowalający (U1), przy czym największy udział takich płatów odnotowano w olszynach (*Alnetum incanae*) (ryc. 62).



Ryc. 62. Zróżnicowanie stanu zachowania fitocenoz trzech zespołów łęgów nadrzecznych w województwie śląskim

Objaśnienia: Aln inc – *Alnetum incanae*, Sal a-f – *Salicetum albo-fragilis*, Pop alb – *Populetum albae*, FV – właściwy, U1 – niezadowalający, U2 – zły.

W przypadku tego zespołu o takiej kwalifikacji zadecydowały głównie względy florystyczne, udział gatunków obcych, synantropijnych, zubożały udział gatunków starych lasów czy ślady antropopresji. Zbiorowiska te tworzą najczęściej niezbyt szerokie pasy obudowy biologicznej cieku, a rosnąc w górnych odcinkach rzek, często sąsiadują z drogami jezdnymi czy wręcz z zabudową. Poddawane są również częstej penetracji i fragmentacji przez człowieka, głównie w wyniku tworzenia przejść i dojazdów do potoków. Często również w pobliżu olszyn jest eksploatowany żwir z koryta potoku, co zaburza stosunki wodne w strefie przybrzeżnej, a czasem również dochodzi do mechanicznego niszczenia runa i pojedynczych drzew. Udział fitocenoz charakteryzujących się niezadowalającym stanem zachowania w pozostałych dwóch typach lasów nadrzecznych jest znacząco mniejszy i obejmuje niemal połowę fitocenoz łęgów

wierzbowych (*Salicetum albo-fragilis*) oraz ok. 40% łęgów topolowych (*Populetum albae*). Łęgi wierzbowe i topolowe poddawane są podobnej antropopresji, choć do bezpośredniej penetracji najrzadziej dochodzi w przypadku tych drugich. Spowodowane jest to ich lokalizacją i często z jednej strony oddaleniem od zabudowy, z drugiej zaś – mniejszą dostępnością z uwagi na ich strukturę przestrzenną. Jednak w obu typach lasu najbardziej zauważalny jest dużo większy udział gatunków obcych dla tego typu fitocenoz oraz udział gatunków inwazyjnych gatunków obcych. Zaburzeniom również ulega skład i struktura drzewostanu, częściej jest obserwowana w tych lasach ingerencja w naturalne koryto rzeki, tzn. różne typy regulacji koryta, tworzenie ostróg, budowa wałów przeciwpowodziowych (fot. 13). W łęgach tych natomiast dużo większe w porównaniu z olszynami są: udział martwego drewna i bioróżnorodność. Tu również najczęściej spotyka się bardzo stare okazy drzew, np. topole o obwodzie ponad 8 m (fot. 20).



Fot. 20. Okazałe topole czarne (*Populus nigra*) o obwodzie ok. 800 cm, w łęgach nad Wisłą, poniżej zbiornika Goczałkowickiego

Porównywalny (niecałe 20%) udział fitocenoz w stanie właściwym odnotowano wśród olszynek i łęgów wierzbowych. Zadecydowały o tym głównie: prawidłowa struktura pionowa fitocenoz, bogactwo gatunków tworzących

charakterystyczną dla zespołu kombinację, brak gatunków synantropijnych i inwazyjnych, naturalny reżim wodny i niski poziom antropopresji (ryc. 62).

Największy udział fitocenoz zaliczonych do kategorii U2, oznaczającej zły stan ochrony, odnotowano w łęgach topolowych. Znaczna część płatów, bo prawie połowa, stanowiła niewielkie powierzchniowo, często wręcz liniowo wykształcone fitocenozy z pojedynczymi okazami topoli czarnej (*Populus nigra*). Nie odnotowano np. udziału topoli białej (*Populus alba*), choć może to być związane z geograficznym położeniem tych płatów na przejściu z piętra pogórza do piętra wyżyn. Należy bowiem pamiętać, że głównym obszarem występowania tego typu lasu są środkowe biegi głównych rzek, czyli obszar niżu naszego kraju, stąd skład może tu jeszcze być niezbyt typowy.

Runo w tych lasach często jest zubożałe, ma facjalny charakter, czasem obserwuje się tam dominację gatunków rodzimych, jak np. *Urtica dioica* czy *Phalaris arundinacea*. Niejednokrotnie jednak jest ono zdominowane przez inwazyjne, jak *Impatiens glandulifera*, *Solidago gigantea*, ale najczęściej przez rdestowca ostrokończystego (*Reynoutria japonica*). Gatunki te szczególnie ekspansywnie rozprzestrzeniają się w miejscach wycinki lasów nadrzecznych (fot. 21).



Fot. 21. Rdestowiec ostrokończysty (*Reynoutria japonica*) – inwazyjny gatunek obcy, intensywnie rozprzestrzeniający się w strefie przybrzeżnej Wisły po wycince łęgu wierzbowego

Jedynie 14% płatów w tej kategorii odnotowano wśród olszyn, a wśród łęgów wierzbowych było to już 35% odnalezionych płatów. Jak wcześniej wspomniano, duże znaczenie dla ostatecznej oceny stanu zachowania lasów łęgowych ma antropopresja, a wśród jej przejawów przede wszystkim dzikie wysypiska śmieci. W olszynach i w wyższej strefie łęgów wierzbowych to najczęściej śmieci organiczne, tj. odpady z przydomowych ogrodów, niejednokrotnie będące źródłem diaspor gatunków geograficznie obcych, które gdzieniegdzie podejmują wegetację w łęgach lub na ich obrzeżach.



Fot. 22. Śmieci nieorganiczne w łęgu nad Wisłą w okolicy Goczałkowic

W niższych położeniach dzikie wysypiska śmieci są większym problemem, gdyż mają charakter przemysłowo-budowlany i nie ulegają rozkładowi (fot. 22). Innym przejawem antropopresji, wynikającym z decyzji podejmowanych w jednostkach administracji lokalnej, jest nastawione na turystów tworzenie miejsc biwakowych lub ścieżek rowerowych bezpośrednio w strefie przybrzeżnej kosztem naturalnej, biologicznej obudowy cieku (fot. 23).



Fot. 23. Droga poprowadzona w strefie zalewowej Wisły na siedlisku łęgu wierzbowego

Uzyskane wyniki, w połączeniu z rozproszeniem lasów łęgowych na terenie województwa śląskiego, wyraźnie ilustrują, jak zagrożone są te zbiorowiska i jak istotny jest stały monitoring oraz podejmowanie działań w kierunku ściślejszej ochrony i zapobieganiu wpływowi czynników zaburzających właściwe funkcjonowanie tych lasów. Duże znaczenie ma tutaj uchwalenie przez Parlament Europejski w lipcu 2023 roku tzw. prawa odbudowy zasobów przyrodniczych (*Nature Restoration Law*), będącego elementem unijnej Strategii na rzecz bioróżnorodności 2030 „Przywracanie przyrody do naszego życia" czy też elementem Europejskiego Zielonego Ładu. Nadrzędnym celem wprowadzenia tego prawa jest długoterminowa odbudowa przyrody na obszarach lądowych i morskich UE z wiążącymi celami w zakresie odtworzenia konkretnych siedlisk i gatunków. Działania te obejmą co najmniej 20% lądu i obszarów morskich krajów Unii Europejskiej do 2030 roku, a do 2050 roku wszystkie ekosystemy wymagające odbudowy (dane Komisji Europejskiej na 2023 r.), co w dużej mierze dotyczy również nadrzecznych lasów łęgowych, które już teraz w sieci obszarów Natura 2000 mają priorytetowy status ochronny. Działania te zostały poparte przez większość Parlamentu Europejskiego, choć przy sprzeciwie dużych grup europosłów obawiających się o przyszłość rolnictwa, którego intensywna gospodarka

wydatnie przyczyniła się do znacznej utraty bioróżnorodności i przekształceń ekosystemów kluczowych dla przyszłości naszej planety. Polska, jako członek Unii Europejskiej, również jest zobowiązana do podjęcia odpowiednich działań w tym kierunku. Pozostaje tylko mieć nadzieję, że się z tych zobowiązań wywiąże, pamiętając, że są to działania niecierpiące zwłoki z uwagi na postępujące zmiany klimatyczne.

6. Dyskusja wyników

6.1. Dynamika składu florystycznego w nadrzecznych lasach łęgowych

Na skład gatunkowy nadrzecznych lasów łęgowych wpływa wiele czynników (Pielech et al., 2015), bo poza gradientem wysokościowym równie istotna jest lokalizacja płatu na równinie zalewowej doliny – największe bogactwo gatunkowe występuje w płatach bliżej koryta rzeki (Coroi et al., 2004; Macdonald et al., 2006; Kawałko et al., 2015). Innym, jeśli nie najistotniejszym, czynnikiem są **regularne zalewy** – powstaje po nich mozaika siedlisk, która sprawia, że sezonowe zmiany struktury runa, powstające nowe nisze ekologiczne i dopływ diaspor przynoszonych przez wodę, a także wiatry dolinne decydują o bardzo wysokiej bioróżnorodności. Zatem na różnorodność gatunkową płatu wpływa w dużej mierze jego wyniesienie nad średni poziom wody w korycie cieku, gdyż ma to bezpośrednie przełożenie na częstotliwość zalewu – im niższy brzeg, tym częstsze zalewy, nawet przy niezbyt dużym wezbraniu. Duże powodzie mogą przyczynić się do zmiany struktury przestrzennej runa i jego składu gatunkowego nawet z sezonu na sezon. O ile w jednym sezonie runo jest zróżnicowane florystycznie, o tyle w drugim (po zerwaniu przez wodę całego płatu roślinności) może być zdominowane przez jeden gatunek rodzimy albo obcy (Paluch, 2015; Vesipa et al., 2017), co w trakcie niniejszych czasowo ograniczonych badań zaobserwowano na kilku analizowanych powierzchniach. Monotypizacja zaburza regenerację drzewostanu (Holeksa, 1998; Ouden, 2000), gdyż im większa różnorodność gatunkowa, tym większe możliwości odnowienia drzewostanu (Chen et al., 2020). Taki scenariusz ma miejsce głównie na powierzchniach w pobliżu naturalnej linii brzegu rzeki. Przy uregulowanym brzegu rzeki zazwyczaj nie dochodzi do intensywnych powodzi i do zasadniczych zmian w składzie gatunkowym roślin zielnych, a tym samym może to poważnie ograniczać rekrutację siewek wiodących gatunków drzew (Vesipa et al., 2017).

W zależności od obecności lub braku czynnika kształtującego dynamikę fitocenoz może dochodzić do dużych zmian w samej liczbie gatunków roślin zielnych (bez gatunków drzewiastych). Przykładem mogą być badania na stałych powierzchniach badawczych w dolinie Raby, gdzie po 5 latach obserwacji liczba gatunków w runie zmniejszyła się o ok. 20% (Mikuś et al., 2019). Potwierdziły to uzyskane w trakcie niniejszych badań wyniki, świadczące o bardzo dużej dynamice warstwy zielnej lasów łęgowych i to, jak ważne są badania długoterminowe na tym typie siedliska. W niniejszej pracy stwierdzono, że skład gatunkowy i struktura analizowanych fitocenoz w sezonie 2019 znacząco różniły się od tych notowanych w pozostałych dwóch sezonach. Według danych Biuletynu Państwowej Służby Meteorologiczno-Hydrologicznej był to rok, który na tle 50-letnich pomiarów okazał się być rokiem ekstremalnie ciepłym z wartością normy opadów na południu Polski (szczególnie w maju) przekroczoną o 275%.

Mimo bezsprzecznie pozytywnego wpływu zalewów na dynamikę lasów nadrzecznych warto również podkreślić, że mogą one otwierać wrota umożliwiające wtargnięcie obcych gatunków inwazyjnych (Naiman i Decamps, 1997; Sung et al., 2011). Z kolei Levine i Stromberg (2001) uważają przeciwnie, że przy cyklicznych powodziach takich gatunków jest mniej, ponieważ nie potrafią one utrzymać się na siedlisku, przy tak silnym zaburzeniu. Być może dzieje się tak, gdy woda powodziowa nie zerwie całego płatu roślinności, stąd gatunki obce przegrywają konkurencję z gatunkami rodzimymi dobrze przystosowanymi do tego siedliska. W niniejszych badaniach na kilku powierzchniach zaobserwowano zjawisko zastępowania obcego gatunku dominującego przez dominanta rodzimego, choć zbyt krótki okres obserwacji nie pozwolił na poznanie kierunku dalszych przemian, co również jest argumentem na podjęcie badań długoterminowych na stałych powierzchniach. Prócz zalewów impulsem do zasiedlenia powierzchni przez inwazyjny gatunek obcy może być również modyfikacja brzegu rzeki wskutek działalności człowieka (Czortek et al., 2020; Janssen, 2020). Co ciekawe, nawet mechaniczne przygotowanie runa pod odnowienie drzewostanu w wyniku prac renaturyzacyjnych, np. zerwanie warstwy zielnej (w celu pozbycia się konkurentów dla sadzonych młodych drzew), również może skutkować pojawieniem się inwazyjnych gatunków obcych – nie tylko tych zielnych, ale też drzewiastych, np. klonu jesionolistnego (*Acer negundo*). Jest to o tyle niekorzystne, że obce gatunki drzewiaste mają większą zdolność do przetrwania niż gatunki rodzime (Ebesta et al., 2021).

6.2. Lokalizacja fitocenoz a dynamika lasów nadrzecznych

Dynamika odnowienia drzewostanu w nadrzecznych lasach łęgowych różni się w zależności od lokalizacji danego płatu. Wykazano, że im dalej od brzegu rzeki, tym rzadziej dany płat jest zalewany i tym samym zwarcie krzewów na takiej powierzchni jest mniejsze, bo dochodzi tam rzadziej do zaburzeń wywołanych wodami powodziowymi, a co za tym idzie spada intensywność rekrutacji młodych drzew (Villarin, 2009). Podobnie jest z nalotem, bo najlepsze warunki do pojawiania młodych osobników drzew to ok. 50 m od zbocza doliny rzecznej – im dalej, tym liczba siewek drzew jest mniejsza (Mahoney i Rood, 1998). To ok. 50-metrowe oddalenie od brzegu rzeki ułatwia zrekrutowanym w młodym wieku osobnikom różnych gatunków drzew wystawienie liści ponad powierzchnię wody, a tym samym przetrwanie krótkotrwałego zalewu (Parolin et al., 2004). Z kolei bliskie sąsiedztwo z brzegiem rzeki nie pozwala na rozwój drzew. Rosną tam głównie rośliny zielne i krzewy oraz siewki młodych drzew, ale te ostatnie nie mają szans na przeżycie w płatach tak blisko aktywnego koryta rzeki – mimo że zróżnicowanie gatunkowe siewek drzew jest tu duże (Goebel et al., 2012; Šálek et al., 2013). Wyniki niniejszej pracy wykazały, że strefa występowania drzew w młodym wieku mieści się w zakresie średnio 27–62 m od krawędzi koryta rzeki. Większą przeżywalnością charakteryzują się młode drzewa w głębi lasu (z wykształconymi wszystkimi warstwami roślinności) niż na jego obrzeżach przy korycie – co potwierdzają badania (Adel et al., 2018). Zatem **najdogodniejsze do badania odnowienia drzewostanu nadrzecznych lasów łęgowych są płaty roślinności leśnej oddalone od brzegu doliny rzecznej**.

Zbiorowiska nadrzecznych łęgów zmieniają się w gradiencie wysokościowym – w wyższych położeniach górskich rozwija się olszyna górska, a w niższych położeniach łęgi wierzbowe i topolowe (Johnson i Buffler, 2008; Matuszkiewicz, 2012). Pociąga to za sobą różnice w różnorodności warstwy zielnej tych lasów – górny bieg rzeki charakteryzuje się największą liczbą gatunków (Schnitzler, 1997), a ich liczebność maleje wraz z biegiem rzeki (Pielech, 2021) – głównie ze względu na zmieniające się warunki topograficzne czy nachylenie samego koryta (Schnitzler, 1997). W niniejszych badaniach prowadzonych w reglu dolnym i na pogórzu Karpat Zachodnich wykazano **stopniowe ubożenie składu gatunkowego lasów łęgowych wraz z biegiem cieków**. Podobne tendencje zauważono również we frekwencji młodych osobników drzew w warstwie ziel-

nej, co potwierdza fakt, że poszczególne gatunki drzew pojawiają się z różną frekwencją, na różnych wysokościach n.p.m. (Saha et al., 2016).

6.3. Dynamika odnowienia nadrzecznych lasów łęgowych

Aby zrozumieć dynamikę odnowienia drzewostanu w nadrzecznych lasach łęgowych, należy poznać warunki środowiskowe, które prowadzą do zróżnicowania tego odnowienia (Egger et al., 2015; Adel et al., 2018). W dolinach rzek, ze względu na intensywność procesów fluwialnych, trudno uchwycić parametry promujące lub inhibitujące odnowienie drzewostanu. Nawet płaty położone blisko siebie różnią się warunkami biogeochemicznymi (Scott, 1996; Sznitzler, 1997) – stąd też powstałe wzorce rozmieszczenia i wzrostu młodych drzew w warstwie zielnej mogą być efektem przypadku, mimo ich bliskiego sąsiedztwa (Scott, 1996). Dodatkowo charakterystyczne dla lasów łęgowych warunki sprawiają, że bardzo często odnotowuje się duże spadki liczebności osobników drzew w młodym wieku (Mikuś et al., 2019) – do tego stopnia, że po dwóch latach obserwacji wszystkie dotychczas odnotowane nowe osobniki drzewiaste mogą nie przeżyć (Benjankar et al., 2020). Camporeale et al. (2013) zaobserwowali **wysoki stopień śmiertelności młodych drzew, bo w zakresie 70–90%**, co potwierdziły efekty niniejszej pracy. Warto tutaj podkreślić, że ich wyniki są rezultatem obserwacji tylko z jednego okresu badań, tzn. od początku kiełkowania do końca pierwszego sezonu wegetacyjnego. Podobnie wysoki stopień śmiertelności odnotował Keenton (2008) – ok. 60% spadek liczebności młodych drzew w czasie trzech sezonów badań. Duże spadki wśród licznych osobników gatunków drzewiastych w runie lasów łęgowych zaobserwowali też Szymura et al. (2010) – jednak w tych badaniach główną przyczyną takiego stanu była **obecność roślinożerców**.

W odnowieniu drzewostanu lasów łęgowych pożądanymi gatunkami są gatunki liściaste, choć może pojawić się również iglasty element takiego odnowienia (Egger, 2015). Zaobserwowano go w fitocenozach *Alnetum incanae*, co może świadczyć o panującej na danym terenie suszy (powierzchnie w obrębie tego zespołu były najrzadziej zalewane), bowiem wody powodziowe tak szybko opadają, że korzenie młodych drzew nie są w stanie dotrzeć do wymaganych przez nie zasobów wody (Sznitzler, 1997; Villarin et al., 2009), a olsza jest najbardziej spośród odnotowanych gatunków wrażliwa na suszę (Nadal-Sala et al., 2017).

Podobnie można interpretować pojawiające się w dużej liczebności siewki czeremchy pospolitej (*Padus avium*) – głównie w płatach *Alnetum incanae*, czy dębu szypułkowego (*Quercus robur*) pojawiającego się od czasu do czasu – najczęściej w płatach *Populetum albae*. Do zadomowienia i utrzymania w kolejnych sezonach dęby potrzebują niskiej zawartości wody w podłożu i nawet nie wymagają żyznego podłoża – utrzymanie takich warunków ekologicznych przyczynia się do tego, że z czasem, mimo zalewu, dęby bardzo dobrze odnajdują się w takim siedlisku (Sznitzler, 1997), a w przypadku powtarzających się susz mogą nawet zdominować liczebnie takie drzewa, jak wierzby (*Salix* spp.) czy topole (*Populus* spp.), (Poff et al., 2011). Powyższe przykłady są jedynie potwierdzeniem, że naturalnie odnawiający się drzewostan może przyczynić się z czasem do zmiany składu gatunkowego przyszłego drzewostanu (Chwistek, 2010; Danilov et al., 2020).

W europejskich lasach łęgowych konkurencyjne okazują się też takie gatunki, jak: klon zwyczajny (*Acer platanoides*), jawor (*A. pseudoplatanus*), grab pospolity (*Carpinus betulus*), jesion wyniosły (*Fraxinus excelsior*), lipa drobnolistna (*Tilia cordata*) czy wiąz pospolity (*Ulmus minor*) – co ciekawe wszystkie te gatunki preferują tereny o niewielkich zakłóceniach (Sznitzler, 1997), a każdy z nich został zaobserwowany w niniejszych badaniach. Może to świadczyć o **słabych zaburzeniach fluwialnych**. Dodatkowo *F. excelsior* od dłuższego czasu występuje jako domieszka w badanych fitocenozach i jeśli dogodne dla niego warunki zostaną utrzymane, to może stać się w przyszłości gatunkiem dominującym w nadrzecznych lasach łęgowych (Zaręba, 1986; Dobrowolska et al., 2008). Gatunek ten do przeżycia wymaga zmiennej wilgotności gleby, a do rozprzestrzeniania silnych wiatrów (wiatry dolinne) oraz możliwości transportu diaspor przez wodę (bythisochoria). Jego wysoka frekwencja może być również odpowiedzią na zachodzące zmiany klimatu (Thomas, 2016).

W płatach *Alnetum incanae* najczęściej są zachowane wszystkie elementy fitocenozy, dodatkowo z wysoką częstotliwością i liczebnością pojawia się pożądana w odnowieniu olsza szara – nawet w pobliżu miejsc znajdujących się pod wpływem działalności człowieka (Skowronek et al., 2011), a z olszynami dodatkowo jest często kojarzona czeremcha pospolita (Leather, 1996).

Płaty z *Salicetum albo-fragilis* są bardziej niż te z *Alnetum incanae* i *Populetum albae* podatne na inwazję klonu jesionolistnego. Przejawia się to przede wszystkim w większym udziale tego gatunku w warstwie zielnej łęgów wierzbowych (Sikorska et al., 2019). Poza tym **naturalne odnowienie**

drzewostanu łęgów wierzbowych i topolowych jest ograniczone głównie przez pojawiające się w ich zasięgu regulacje brzegów rzeki (Mosner et al., 2012). Odnowienie drzewostanu łęgu wierzbowego jest zależne głównie od procesów fluwialnych (González et al., 2018), natomiast wyraźna zmiana tych warunków może utrudniać odnowienie wierzb nawet przez dziesięciolecia – co często prowadzi do powstawania kohort, które wysiały się w różnych latach (Johnson et al., 1976). Starsze kohorty pokrywają spore obszary zalewowe, natomiast młode wierzby, o ile się pojawią, utrzymują się głównie w pobliżu koryta rzeki – czyli tam, gdzie często dochodzi do zerwania pokrywy zielnej (Stromberg et al., 2010).

Zdarza się, iż w naturalnym odnowieniu drzewostanu w *Populetum albae*, pomimo sprzyjających warunków, liczebność młodych gatunków drzew w warstwie zielnej jest tak mała, że w przyszłości skład gatunkowy łęgów topolowych ulegnie zmianie (Borysiak, 1994; Debeljak et al., 2015), zresztą podobnie jak płatów *Salicetum albo-fragilis* (Pelt et al., 2006; Szczerba i Robakowski, 2013; Gee et al., 2014; Przybylski et al., 2021). Natomiast obserwowane często przekształcenia warstwy zielnej z wysokim stopniem pokrycia przez inwazyjny gatunek obcy całkowicie może zablokować odnowienie (Burton et al., 2005; Chmura et al., 2015). Ewidentnie jakiś czynnik limitujący odnowienie wierzb i topól zaistniał na analizowanych w niniejszej pracy powierzchniach. Mimo że gatunki te, nawet przy intensywnych zalewach szybko się regenerują, wykształcając odrośla z łodyg i korzeni (Scott, 1996), nie zaobserwowano tego zjawiska, poza jedną powierzchnią, na której z powalonego drzewa „odbiły" wprawdzie odrośla, jednak nie przetrwały one całego okresu badań. Co więcej, **wiele europejskich krajów zgłosiło problem związany ze zmniejszeniem populacji lub nawet, w niektórych regionach, z całkowitym zanikiem topoli czarnej (*Populus nigra*), przez co łęgi topolowe są uważane za najbardziej zagrożone wyginięciem** (Debeljak et al., 2015). Być może ma na to wpływ klimat, którego anomalie nasiliły się w ostatnich dekadach.

Dynamika i skład odnowienia według Beach i Halpern (2001) zależy przede wszystkim od dostępności nasion (lata nasienne) i, co ciekawe, w mniejszym stopniu od interakcji międzygatunkowych czy podłoża. Trudno się z tym zgodzić, bo jednak pokrycie runa przez warstwę zielną stanowi ważny czynnik limitujący naturalne i sztuczne odnowienie drzewostanu (Ebesta et al., 2021). Natomiast Egger et al. (2015) uważają, że dynamika młodych drzew, w tym etap sukcesji, zależy w główniej mierze od historii hydrogeomorficznej. Innym

spostrzeżeniem podzielili się Saha et al. (2016) – a mianowicie, że liczba gatunków młodych drzew maleje wraz ze wzrostem wysokości n.p.m. – nie potwierdzono tego wyraźnie w prezentowanych tu badaniach – bo na powierzchniach z *Alnetum-incanae* swoje miejsce do rozwoju znalazło 9 gatunków drzew, w *Salicetum albo-fragilis* – 11, a w *Populetum albae* – 10. Jednak o ile olszyny i łęgi wierzbowe są reprezentatywną próbą badanych fitocenoz, o tyle łęg topolowy znajduje się w początkowym obszarze swego zasięgu w województwie śląskim, a nie w optimum. W efekcie struktura pozioma i pionowa gatunków drzew w lasach łęgowych wykazuje złożone układy na brzegu rzeki – rozmieszczenie drzew jest zazwyczaj rozproszone, co nie daje łatwych do interpretacji wzorców (Natta, 2003). Obserwowana zmiana składu gatunkowego drzew w odnowieniu drzewostanu jest często wynikiem intensywnych powodzi, które skutkują napływem nowych nasion drzew (Garssen et al., 2017).

6.4. Przeżywalność juwenilnych osobników drzew

Na osobniki drzew w młodym wieku działa wiele czynników (Yang et al., 2006; Rahman et al., 2021; Thammanu et al., 2021). Z badań wynika, że struktura lasu ma istotny wpływ na przeżywalność wszystkich gatunków badanych młodych drzew (Fernández-Lugo et al., 2015). Do naturalnego odnowienia drzewostanu lasów łęgowych są potrzebne wolne od konkurencji powierzchnie, stanowiące dogodne miejsce do skiełkowania nasion i dalszego rozwoju drzew (Kohler et al., 2020). Takich wolnych powierzchni nie zaobserwowano w niniejszych badaniach, bowiem: po pierwsze – nie nastąpiły tak intensywne powodzie, które zerwałyby całą pokrywę zielną, a po drugie – badano głównie wpływ różnych wariantów runa z wysokim pokryciem warstwy zielnej, stąd też płaty gęsto porośnięte roślinami zielnymi były tutaj uważane za reprezentatywne.

Kolejny badany czynnik to zwarcie koron drzew. Najczęściej prześwit lub powstałe nawet w sposób sztuczny luki w warstwie koron generują dobre warunki do rozwoju nowego pokolenia drzew, zwiększając przeżywalność ich młodych osobników w runie (Bobiec, 2007; Olson et al., 2014; Warren et al., 2016; Lu et al., 2018; Fischer et al., 2022) i rekrutację gatunków wczesnosukcesyjnych (Palik et al., 2012), choć nie zawsze w lukach pojawią się gatunki drzew z drzewostanu macierzystego. Takiej zależności, oprócz luki, sprzyjają także dobre

warunki siedliskowe do kiełkowania (Bobiec, 2007). Natomiast Boot (1993) przestrzega, że zbyt duża luka powstała w sposób sztuczny może przyczynić się do zmiany składu gatunkowego drzew na danym terenie. Prześwietlenie dna lasu może spowodować zwiększenie różnorodności biologicznej płatu, a tym samym wzrost różnorodności odnowienia (Su et al., 2019; Nowińska, 2010; Sapkota i Odén, 2009). Wielkość powstałej luki ma znaczenie, stąd też Mallik et al. (2014) szacują jej optymalną wielkość na 50 m^2. Umożliwia to największe zagęszczenie siewek, przy czym rodzi się pytanie: czy aby na pewno siewek gatunków pożądanych w tym odnowieniu? Dlatego, że zbyt duża luka powstała w sposób sztuczny może przyczynić się do wzrostu liczby inwazyjnych gatunków obcych – a te zabierają przestrzeń dla wzrostu i rozwoju młodych drzew (Tenzin i Hasenauer, 2016). Dużą lukę (bo tylko o 10% zwarciu koron) odnotowano na powierzchni nr X – tam rzeczywiście odnotowano runo z dominacją gatunku inwazyjnego *Conyza canadensis*, natomiast nieoczekiwanie w ostatnim sezonie badań dominował już gatunek rodzimy *Elymus caninus*. W każdym razie przy tak dużej luce badany płat jest najczęściej zdominowany przez jeden gatunek światłolubny. Niektórzy uważają, że 50 m^2 jest zbyt dużym prześwitem i lepsze są prześwity o wielkości ok. 20 m^2 (Boot, 1993; Azim et al., 2014; Warren et al., 2016; Keram et al., 2021), gdyż wtedy nie powstają nisze ekologiczne dla roślin oportunistycznych i kserofitycznych (Levine i Stromberg, 2001). W tej pracy dowiedziono, że **odpowiednia dla przeżywalności młodych drzew jest mała luka ze zwarciem koron ok. 80%**. Dla siewek w powstałym prześwicie najlepsze warunki do przeżycia znajdują się w centralnej części luki (Lu et al., 2018). Jeżeli gra o przeżycie toczy się między gatunkami światłożądnymi – wtedy duża luka jest wskazana (Mallik et al., 2014). Poza tym niewielki prześwit ma dodatkowe zalety, ochrania bowiem nie tylko przed uszkodzeniami świetlnymi, ale również opóźnia wysychanie gleby – do tego uważa się, że wilgotność podłoża w odnowieniu lasów łęgowych może mieć większe znaczenie niż światło (Minore i Laacke, 1992). Stąd **większy sukces odnowienia drzewostanu promują małe luki z jednoczesnym podtrzymaniem prawidłowego uwilgotnienia gleby** (Lauren et al., 2009). W małych lukach z powodzeniem pojawiają się gatunki pionierskie i wczesnosukcesyjne rozmnażające się wegetatywnie (Schnitzler, 1997). Wprawdzie dalszy wzrost zwarcia koron zmniejszyłby przeżywalność o ponad 5% – tak wynika z modelu zamieszczonego w tej pracy, jednak badania Maciel-Nájera et al. (2020) doprowadziły badaczy do nieoczekiwanych wyników – większym zagęszczeniem siewek charakteryzowały się powierzchnie ze

zwartymi koronami drzew, niż te, na których pojawiały się luki. Prowadzi to do wniosku, że **najwyraźniej światło nie jest głównym czynnikiem determinującym wysoką przeżywalność siewek**. Potwierdzają to badania Naiman i Decamps (1997), którzy stwierdzili, że światło jest istotne jedynie na skraju lasu, natomiast im dalej od koryta rzeki, tym jest ono mniej istotne. Liczebność siewek nie jest bowiem skorelowana ze zmianami intensywności oświetlenia, co sugeruje, że są inne ważne czynniki wspierające wysiew i kiełkowanie nasion drzew. Sarr et al. (2011) również uważają, że luki nie zawsze intensyfikują proces odnowienia drzewostanu lasów łęgowych, choć dla większości gatunków drzew wykazują pozytywny wpływ. Ashton i Larson (1995) zwracają uwagę, iż rozwój siewek drzew w lukach zależy od przynależności do gatunku oraz rzeźby terenu. Jedne gatunki rozwijają się lepiej od drugich, np. w dolinkach z obecnością ściółki. Szwagrzyk i Szewczyk (2008) uzyskali wyniki, które nie są zgodne z dotychczasowym paradygmatem związanym z dynamiką powstawania luk w lesie. Zwracają oni uwagę na brak korelacji między powstałą luką w zwarciu koron a rozwojem siewek. Odnowienie drzewostanu jest bowiem regulowane przez umiarkowane zaburzenia, które obejmują większy obszar, zmieniając tym samym zagęszczenie drzewostanu, ale nie przez punktowo pojawiającą się lukę. Stąd też autorzy tych badań sugerują, że odnowienie drzewostanu nie następuje w sposób ciągły, jednakże drzewostan może (i powinien) składać się z kilku generacji drzew w różnym wieku.

Poza warstwą koron silne zwarcie krzewów może również doprowadzić do wzrostu śmiertelności młodych drzew. Na badanych powierzchniach nie odnotowano większego zwarcia krzewów niż 50%, a średnie zwarcie na poziomie 20% wspiera przeżywalność ogółu gatunków (Baker i Lear, 1998; Royo i Carson, 2010). Dla przykładu, młode osobniki *F. excelsior* przeżywają na zacienionych powierzchniach w przeciwieństwie do osobników dorosłych (Thomas, 2016), podobnie zresztą jak *Acer pseudoplatanus* (Weidema i Buchwald, 2010).

Naturalnie, jak już wspomniano, do najefektywniejszego odnowienia drzewostanu lasów łęgowych przyczynia się brak roślinności, a tym samym brak konkurencji (Kohler et al., 2020). Najlepsze warunki do kiełkowania pojawiają się po powodziach, szczególnie tych silnych, które zrywają roślinność – tam pojawiają się wczesnosukcesyjne gatunki drzew (Estrada-Villegas et al., 2019). Clayton (1996), chcąc ominąć impuls, jakim jest powódź, usunął gatunki zielne z runa mechanicznie, stosując dodatkowo herbicyd (Roundup®), finalnie jednak na tych nagich powierzchniach najważniejsza okazała się wilgotność podłoża.

Jakie są zatem możliwości odnowienia drzewostanu, w momencie kiedy pokrywa roślinna nie zostanie zerwana? Okazuje się, że **im bardziej zróżnicowany florystycznie jest płat roślinności runa, tym więcej jest możliwości (mikrosiedlisk) do skiełkowania nasion drzew** (Liang i Seagle, 2002; Tenzin i Hasenauer, 2016), natomiast **runo monotypowe działa niczym inhibitor rozwoju młodego pokolenia drzew** – głównie przez zacienienie (Rawlik i Jagodziński, 2019), które ogranicza rekrutację młodych drzew, zatem i odnowienie drzewostanu (Keeton, 2008). Co do wysokości runa to młode drzewa preferują wyższe niż niższe gatunki roślin zielnych – wszak warstwa zielna jest znacznie wyższa w pobliżu cieku wodnego niż w miejscach bardziej od niego oddalonych (Angelstam i Lazdinis, 2017). Wszystko to decyduje o tym, że **proces rekrutacji młodych drzew w łęgach jest bardzo zróżnicowany przestrzennie** (Tsheboeng et al., 2017).

W naturalnym odnowieniu drzewostanu niektóre gatunki runa ograniczają rozwój młodego pokolenia drzew, a inne wspierają ten proces, co może przyczynić się z czasem do odnowienia drzewostanu w sposób nierównomierny (Skłodowski et al., 2014; Skłodowski, 2020). Również gatunki rodzime, jak np. niektóre gatunki paproci, mogą przyczyniać się do stagnacji odnowienia drzewostanu (Ouden, 2000). Na dominację gatunku zielnego mogą mieć wpływ: dostępność światła, zawartość azotu w glebie i uwilgotnienie (Kryszak et al., 2014). Dominacja rodzimych gatunków zielnych jest sytuacją naturalną – są to przede wszystkim gatunki z rodzaju *Rubus* spp., *Aegopodium podagraria*, *Phalaris arundinacea* czy *Urtica dioica*. Natomiast trzeba przyznać, że zbyt intensywny rozrost gatunków rodzimych również może być niekorzystny – zaburza to rozwój osobników innych gatunków zielnych i gatunków drzew (Pawlaczyk, 2007).

Inwazyjne gatunki obce z kolei skutecznie obniżają przeżywalność rodzimych gatunków drzew, stanowiąc tym samym barierę w naturalnym odnowieniu drzewostanu (Orr et al., 2005; Stinson et al., 2006; Richardson et al., 2007; Schnitzler et al., 2007; Hejda et al., 2009; Aronson i Handel, 2011; Loiola et al., 2018; Woziwoda et al., 2019; Langmaier i Lapin, 2020). Co ciekawe, mogą to robić na kilka sposobów, np. przez konkurencję międzygatunkową czy oddziaływania allelopatyczne (Orr et al., 2005) i fizyczne oraz oddziaływania strukturalne, a także poprzez interakcje z innymi gatunkami (Langmaier i Lapin, 2020). Niektóre gatunki drzew również mogą wpływać na skład gatunkowy runa i doprowadzić do homogenizacji warstwy zielnej (Kryszak,

2014), a wspomniana allelopatia zmniejsza prawdopodobieństwo kiełkowania nasion drzew, opóźnia je albo zmniejsza przeżywalność rosnących już siewek (Orr et al., 2005).

Największy udział inwazyjnych gatunków obcych odnotowano w płatach zespołów *Salicetum albo-fragilis* i *Populetum albae*, a najmniejszy w *Alnetum incanae* (Koba, 2014) – głównie dlatego, że lasy łęgowe niżej położone w gradiencie wysokości n.p.m. mają mniej stabilny skład gatunkowy i są tym samym najbardziej narażone na inwazje gatunków obcych (Schnitzler et al., 2007). Poza tym rzadsze zalewy przyczyniają się do osuszenia terenu i podwyższenia pH gleby, a przy okazji do obniżenia zawartości azotu – to też sprzyja gatunkom inwazyjnym (Sterzyńska et al., 2017). Podsumowując, generalnie gatunki inwazyjne utrudniają przeżycie młodych osobników drzew (Lauren, 2009).

Dynamika koncentracji soli mineralnych w glebach nadrzecznych lasów łęgowych jest istotna za względu na bezpośredni wpływ na skład gatunkowy pokrywy roślinnej (Vesipa, 2017). Często dotknięte powodziami fitocenozy charakteryzują się brakiem ściółki, a w rezultacie – gleba na tych stanowiskach jest mniej żyzna, bo dochodzi do ograniczenia w niej zawartości azotu. Tereny zalewane zawierają ok. 0,1–0,2% azotu w glebie, natomiast niezalewane do 0,3% tego pierwiastka (Saint-Laurent et al., 2019). Zawartość azotu na analizowanych tutaj powierzchniach mieści się w podanych wyżej granicach. Nasycenie podłoża azotem może przyczynić się do ograniczenia działania fosforu (Naiman i Decamps, 1997). Wzrost zawartości azotu w glebie może być spowodowany obecnością *Alnus incana*, natomiast sam gatunek preferuje mniejszą niż większą zawartość tego pierwiastka w glebie (Uri et al., 2011), dlatego też olsza była niegdyś stosowana jako przedplon (Ring, 1952; Krzaklewski et al., 2012; Becker et al., 2015).

Fraxinus excelsior do przeżycia wymaga raczej kwaśnego niż zasadowego i żyznego podłoża (Beck et al., 2015; Turczański, 2020) – choć w tej pracy mediana pH, przy której młode osobniki *F. ecxelsior* przeżywają, wynosi 6,85, a wartość mediany pH, przy której siewki nie przeżywają, wynosi 6,5, czyli ogranicza je wyższa kwasowość. W dodatku do przeżycia jesion preferuje gleby bogate w węglan wapnia (Thomas, 2016), dobrze natlenione i z większą zawartością grubszych frakcji gleby.

Acer pseudoplatanus łatwiej przeżywa w wilgotnych glebach, zatem wybiera miejsca wolne od wszelkiej zabudowy, zbocza doliny rzecznej – w przeciwieństwie do *A. platanoides*, który toleruje suche siedliska, zatem przeżywalność jego

jest większa na terenach o mniejszej częstotliwości zalewu (Dickie et al., 1991; Pukacka, 1999). Do tego preferuje gleby umiarkowanie kwaśne (Zarzycki et al., 2002), co potwierdzają wyniki niniejszej pracy, *Acer pseudoplatanus* to bowiem jedyny gatunek, który został odnotowany na glebach z najniższym pH (mediana = 5,39). Nasiona tego gatunku są przenoszone głównie przez wiatr i do tego nie na dalekie odległości – chyba że przez wichury (Weidema i Buchwald, 2010). Obecność tego gatunku w odnowieniu musiała zostać zatem spowodowana przez transport nasion z nurtem wody w korycie rzeki. *Acer pseudoplatanus* łatwo kiełkuje i może z powodzeniem przetrwać wśród zróżnicowanego florystycznie płatu, choć przyrosty tych osobników są niewielkie, chyba że dany osobnik wyrósł ponad warstwę zielną. Do tej pory niewiele wiadomo na temat reakcji tego gatunku na czynniki środowiskowe czy ekologiczne (Hein et al., 2009). Z kolei *Padus avium* preferuje gleby dość mokre, wapienne, o obojętnym pH (Leather, 1996), a do dalszego rozwoju potrzebuje gleby bogatej w potas (Ateş et al., 2022).

Dynamika powodzi i fluktuacje z nimi związane mogą odegrać ważną rolę w przypadku gatunków roślin wrażliwych na sole. W rzeczywistości, gdy poziom wód gruntowych jest wysoki, sole mineralne rozpuszczają się w górnych warstwach podłoża. Natomiast, gdy poziom wód gruntowych spada, rozpuszczone sole są odprowadzane w dół, a korzenie młodych drzew nie mają dostępu do tych zasobów. W rezultacie na zdrowie korzeni mogą wpływać również sole obecne w głębokich warstwach podłoża (Vesipa, 2017).

Vesipa et al. (2017) i Benjankar et al. (2020) twierdzą, że **skład granulometryczny podłoża ma znaczenie dla przeżywalności siewek drzew i ich osobników juwenilnych** – niesiony przez wody powodziowe osad jest bowiem bogaty w składniki odżywcze i polepsza warunki wilgotnościowe płatu, co stwarza doskonałe warunki do rekrutacji i rozwoju młodych drzew. Efekt ten jest bardziej widoczny w fitocenozach niżej położonych (Vesipa et al., 2017). Dodatkowo Politti et al. (2018) uważają, że skład granulometryczny podłoża wpływa na siłę zakotwiczenia korzeni w podłożu. Po powodzi, gdy przynajmniej część systemu korzeniowego młodego, osadzonego w podłożu drzewa zostaje zachowana, reakcja na regenerację jest pozytywna – osobniki rosną wtedy z większym powodzeniem. Shaw (1976) oszacował w swoich badaniach, że nasiona topoli potrzebują 40% piasku w podłożu, a w niniejszej pracy istotnie statystyczna mediana piasku dla ogółu badanych młodych drzew, przy której mieliśmy do czynienia z przeżywalnością drzew, to zaledwie 17%.

Naturalne koryto rzeki zapewnia cykliczne zalewy i przy okazji nanos osadów niezbędnych do kiełkowania/zakorzenienia nowych drzew (Mahoney i Rood, 1998; Corenblit et al. 2007; Mallik i Richardson, 2009). Ten hydrologiczny i geomorficzny aspekt (nagi wilgotny osad) jest kluczowy w stworzeniu miejsc do rozwoju młodych drzew. Nawet jeśli nie dojdzie do zerwania całej pokrywy roślinnej (jak miało to miejsce w niniejszych badaniach) – wystarczą niewielkie płaty bez roślinności albo z większym namułem lub grubszą pokrywą żwiru (Schnitzler, 1997; Corenblit, 2007; Camporeale et al., 2013; Egger et al., 2015; Vesipa, 2017; González et al., 2018; Benjankar et al., 2020). Choć skiełkowane nasiona *Alnus incana* niezbyt dobrze tolerują zalew, to do ich wegetacji wymagane są tereny po powodzi (Volk et al., 2003; Uziębło, 2011). W związku z tym **regulacje dolin rzecznych w aspekcie naturalnego odnowienia drzewostanu łęgowego są niekorzystne**.

Powodzie sprawiają, że przeżycie młodych drzew jest o ok. 10% mniejsze, niż w momencie kiedy zalewu w danym sezonie nie odnotowano. Należy mieć jednak na uwadze, że duże powodzie są istotne, ponieważ wspomagają naturalne odnowienie drzewostanu lasów łęgowych, rekrutując rodzime gatunki drzew – powstają bowiem powierzchnie o osłabionej konkurencji międzygatunkowej. Dodatkowo wody powodziowe nanoszą potrzebny materiał skalny i zwilżają podłoże (Sakio, 1997; Acker et al., 2003; Damasceno-Junior et al., 2004; Kudray, et al., 2004; Rumiantsev et al., 2008; Adel et al., 2018; Saint-Laurent et al., 2019; Thomas i Lang, 2020; Greet et al., 2022). **Naturalne koryto, a co za tym idzie naturalne powodzie wspierają przeżywalność gatunków drzew, przede wszystkim tych łęgowych** (Stella et al., 2012). Nadmiar zdeponowanego materiału skalnego może przykryć młode drzewa, przy czym część najbardziej przystosowanych gatunków – głównie topole, potrafią przetrwać i wypuszczać pędy boczne (Kui i Stella, 2016). W wynikach przedstawionych w pracy nie odnotowano satysfakcjonującej liczebności młodych drzew tego gatunku. Poza tym naniesiona warstwa materiału skalnego nie tylko przyczynia się do wzrostu śmiertelności wśród młodych osobników drzew, ale też do zmian w biodostępności składników odżywczych i niewystarczającej zawartości tlenu w glebie (Maracahipes-Santos et al., 2020). Dodatkowo intensywne powodzie działają niczym filtr i odpowiadają za utrzymanie prawidłowej struktury lasu łęgowego (Deiller et al., 2001; Villarin et al., 2009), wspierając różnorodność gatunkową odnowienia i eliminując przypadkowe gatunki, dla których siedlisko łęgowe nie jest naturalnym miejscem na wzrost i rozwój (Goebel et al., 2012; Stella

et al., 2012; Anderson et al., 2020). Na uregulowanych odcinkach rzek, z mniejszą intensywnością powodzi, pojawiają się gatunki z rodzajów *Juglans* i *Acer* (Stella et al., 2012) oraz te, które nie tolerują okresowych zalewów – zmienia się tym samym skład odnowienia drzewostanu (Gee et al., 2014). Poza tym na uregulowanych odcinkach rzek obserwuje się zmniejszoną rekrutację nowych siewek (Vale et al., 2015), a same lasy łęgowe są „osłabione" i po ewentualnej powodzi są bardziej podatne na zamieranie (Egger et al., 2015).

Uważa się, że kiełkowanie nasion jest możliwe dopiero po opadnięciu wody do odpowiedniego dla danego gatunku poziomu. Co ciekawe, gatunek, który po powodzi jako pierwszy skolonizuje nieporośnięte żadną roślinnością miejsce, okazuje się gatunkiem dominującym – jest to tzw. zasada pierwszeństwa (Vesipa et al., 2017). Zdarza się, że nagie poletko zostanie pokryte przez gatunek trawiasty lub inny, utrudniający odnowienie (Maracahipes-Santos, 2020). Tutaj pojawia się pytanie: czy aby na pewno zerwanie całego płatu jest dobre dla odnowienia drzewostanu? Wynika z tego, że wystarczy usunięcie części roślinności, żeby nie doszło do zdominowania płatu przez jeden gatunek.

Najkorzystniej dla struktury roślinności byłoby, gdyby do cyklicznych powodzi dochodziło z pewnymi przerwami czasowymi, co ok. 10 lat. Taki okres pozwala na odtworzenie pokrywy roślinnej po zniszczeniach powodziowych (Uziębło, Ciapała, 2006). Z różnych przyczyn powodzie stają się coraz bardziej nieregularne i coraz częstsze (Garssen et al., 2017), **a to utrudnia odnowienie drzewostanu i wydłuża jego czas** (Corenblit et al., 2007), zaś młode drzewa mogą nie przeżyć tak częstych zalewów (Worbes, 1985). W efekcie odnowienie drzewostanu w dłuższej perspektywie będzie zagrożone – głównie wskutek mechanicznego uszkadzania siewek przez niesiony i akumulowany zbyt często materiał skalny (Parolin, 2002; 2009; Saint-Laurent et al., 2019), ale ze względu na brak danych trudno było dotychczas ocenić kierunki zmian w odnowieniu lasów łęgowych (Garssen et al., 2017). Należy mieć jednak na uwadze, że z jednej strony jedne gatunki drzew są bardziej, a inne mniej wrażliwe na częste zalewy (Tzeng et al., 2018). Z drugiej zaś strony, zbyt rzadkie powodzie sprawiają, że gatunki rodzime są mniej konkurencyjne względem innych gatunków, które lepiej znoszą suszę (Levine i Stromberg, 2001), a im rzadziej dochodzi do zalewu, tym gatunki roślin drzewiastych są mniej odporne na pojawiające się z czasem zaburzenia powodziowe (Damasceno-Junior et al., 2004). Tak więc **zmiana reżimu hydrologicznego istotnie wpływa na dynamikę odnowienia łęgów**, natomiast do dzisiaj niewiele wiadomo o krytycznych poziomach

zalewu – jak długo taki zalew powinien trwać i jaką mieć skalę przestrzenną (Looy i Piffady, 2017).

Wiadomo, że dla przeżywalności poszczególnych gatunków młodych drzew okres zalania jest ważny. Rekordzistką jest wierzba biała, która jest w stanie przetrwać zalanie przez cały okres wegetacyjny, w porównaniu z olszą szarą, która wytrzymuje 70% okresu wegetacyjnego w stadium zalania, oraz jesionem wyniosłym – 20% (Camporeale et al., 2013). W rzeczywistości osobniki drzew w młodym wieku przeżywają dużo krócej, bo średnio do 30 dnia zalania (Sznitzler, 1997). Poza czasem trwania zalewu dla przeżywalności istotny jest również poziom zalewu i wysokość młodych drzew. Te osobniki, których wierzchołek znajdzie się przynajmniej 20 cm nad poziomem wody, mają największe szanse na przeżycie (Garssen et al., 2015). Z wymienionych gatunków największe możliwości w tym zakresie ma jesion, ponieważ jest w stanie przetrwać zarówno zalew, jak i okres suszy (Marigo et al., 2000). W niniejszej pracy nie badano, jak długo trwał zalew – odnotowano jedynie jego obecność. Z badań wynika również, że częściej przeżywają te gatunki drzew, które nie zostały zalane w całości, a ponad poziom lustra wody wystają ulistnione pędy (Worbes, 1985; Vesipa et al., 2017). Zatem siewka, która pojawi się w okresie między zalewami (pod warunkiem, że odbywają się co ok. 10 lat), ma największe szanse na przeżycie tych trudnych warunków, im wyższe są bowiem rośliny, tym większe stają się szanse na przetrwanie (Kui i Stella, 2016), chyba że zalew nastąpił w okresie zimowym – wówczas młode drzewa są wyrywane przez zamarzającą wodę (Worbes, 1985; Vesipa et al., 2017).

Jak twierdzą Mahoney i Rood (1998), przetrwanie wszystkich siewek drzew do następnego sezonu wegetacyjnego jest rzadkością, co potwierdzają wyniki prezentowanych badań, natomiast te, które przetrwały, dokonały tego tylko dzięki utrzymaniu kontaktu z opadającą wodą. Jak się okazuje, tempo opadania wody może mieć znaczenie dla przeżycia młodych drzew. Jeżeli woda opada znacznie szybciej, niż korzenie mają możliwość wzrostu, wówczas giną one z powodu suszy – w związku z tym korzystniejsze dla wzrostu siewek jest wolne opadanie wody (Camporeale et al., 2013; Stella et al., 2013; Vesipa et al., 2017). Mahoney i Rood (1998) szacują, że do przetrwania siewek niezbędna jest woda opadająca maksymalnie 2,5 cm na dzień. Ważną rolę odgrywa podłoże – im bardziej gruboziarniste, tym woda opada szybciej. Stella et al. (2013) uważają, że priorytetem w poznaniu przeżywalności młodych drzew powinny być badania nad poziomami wód powodziowych, wód powierzchniowych i gruntowych.

Możliwości przetrwania niesprzyjających warunków zależą głównie od wieku drzewa – im młodszy jest osobnik, tym ma mniejsze szanse na przeżycie powodzi. Dlatego przeżywalność wzrasta z wiekiem, a te drzewa, które przetrwają i rozwiną palowy, wystarczająco głęboki, system korzeniowy mogą przetrwać nawet metrowe spadki lustra wód powodziowych (Scott, 1996). Trudne do zaobserwowania są natomiast efekty powolnego spadku lustra wody (1–2 cm; Cooper et al., 2003). Jednocześnie niskie przepływy wody również przyczyniają się do śmiertelności, gdyż powodują suszę – ustalają się wówczas wzorce rekrutacji siewek tolerujących suszę. Sprawa dotyczy zwłaszcza powierzchni wyżej wyniesionych ponad średni poziom lustra wody w korycie (Cooper et al., 2003) – generalnie im wyżej, tym więcej gatunków. W niniejszych badaniach wykazano, że płaty położone do 4 m nad przeciętnym lustrem wody mają mniej gatunków, natomiast te powyżej 4 m charakteryzuje większa liczba gatunków. Z kolei z innych obserwacji wynika, że w płatach wyniesionych powyżej 6 m ponownie liczba gatunków spada (Damasceno-Junior et al., 2005). Wyżej położone płaty mogą być narażone na stres związany z suszą, a stanowiska niżej położone są częściej dotknięte działalnością powodziową, więc liczba osobników gatunków drzewiastych, które przetrwały na tak zlokalizowanych powierzchniach, jest mniejsza (Mahoney et al., 1998) – pozostają jedynie gatunki pionierskie (Nakamura et al., 1997).

Poza niesionym materiałem skalnym wody powodziowe transportują również martwe drewno o różnych rozmiarach – od małych gałęzi po całe drzewa. **Obecność martwego drewna odgrywa kluczową rolę w odnowieniu lasów łęgowych** – zapewnia miejsca do kolonizacji i wzrostu młodych drzew (Fetherston et al., 1995). Obecność martwego drewna (pochodzenia zewnętrznego – materiał przytransportowany przez wezbraną wodę, i wewnętrznego – szczątki drzew rosnących w danej fitocenozie) sprawia, że większa liczba osobników drzewiastych jest w stanie przetrwać trudne warunki siedliskowe, jakie panują w lasach łęgowych. Dzięki niemu bowiem powstają miejsca zapewniające lepsze warunki do przeżycia kolejnego sezonu i zabezpieczające przed wymyciem (Fetherston et al., 1995; Scott et al., 1996; Sakio, 1997; Cooper et al., 2003). Tak samo dzieje się na osłoniętych kamieńcach w korycie rzeki – martwe drewno wspomaga kiełkowanie i przeżycie siewek drzew (Naiman i Decamps, 1997).

Na rozwój lasów łęgowych wpływają nie tylko procesy naturalne, ale też działalność człowieka (Durak i Durak, 2016; Villarin et al., 2009). Różnorodność odnowienia drzewostanu w warstwie zielnej wzrasta wraz z oddaleniem

płatu od źródła antropopresji, która osłabia przeżywalność i wspiera rozwój inwazyjnych gatunków drzew (Moffatt et al., 2004; Burton et al., 2005) oraz hamuje rozwój gatunków pionierskich (Holloway et al., 2012). Wpływ człowieka: pośredni (poprzez emisję zanieczyszczeń wód i powietrza) i bezpośredni (przez wycinkę, mechaniczne uszkodzenia podłoża i roślin), dodatkowo osłabia młode osobniki drzew (Burton, 2006), trwale utrudniając kolonizację i przeżywalność przy pojawiającym się zalewie (Asanok et al., 2017; Janssen et al., 2021).

Podsumowując powyższe rozważania, w odnowieniu drzewostanu trudno zdefiniować jeden czynnik, a nawet grupę czynników, które jednoznacznie wspierałyby naturalne odnowienie. O ile na danej powierzchni znajdzie się jakiś czynnik promujący odnowienie, o tyle na tej samej powierzchni szybko może pojawić się czynnik inhibitujący rozwój drzew w młodym wieku. Ostatecznie **efektywność odnowienia jest wypadkową wpływu wielu czynników**.

Bodźcami do przetrwania i rozwoju młodych drzew jest na pewno runo zróżnicowane florystycznie albo wręcz przeciwnie – obszar nieporośnięty roślinnością. Poza tym wymienić trzeba: odpowiednie wyniesienie fitocenozy ponad średni poziom lustra wody w korycie, dzięki czemu juwenilne osobniki drzew utrzymują kontakt z wodą, oraz obecność leżącego martwego drewna, które stwarza osłonięte miejsca zabezpieczające przed wymyciem młodych drzew. Dodatkowo bodźcem do intensywnego wzrostu może być powstała luka w koronach drzew, a dla niektórych gatunków również zasadowe pH i wzrost zawartości materii organicznej w glebie. Odnowienie drzewostanu jest również wspierane przez lata nasienne poszczególnych gatunków.

Do potwierdzonych w literaturze czynników hamujących odnowienie zaliczono ingerencję człowieka w naturalną linię brzegową doliny rzecznej oraz obecność roślinożerców.

Znacznie trudniej oszacować wpływ chemizmu gleby na przeżywalność młodych drzew, często bowiem jedne wyniki badań stoją w opozycji do drugich. Chemizm gleby może dyktować warunki rozwoju warstwy zielnej w łęgu, a ta może mieć w efekcie wpływ na rozwój młodych osobników drzew w runie. Obecność azotu w glebie może intensyfikować wzrost młodego pokolenia drzew, pod warunkiem że drzewa te wcześniej rosły na siedlisku mało żyznym, a lasy łęgowe raczej charakteryzują się żyznym podłożem, wzbogacanym przez materię organiczną niesioną przez wody powodziowe. Natomiast wzrost zawartości azotu, fosforu, potasu, węglanu wapnia czy piasku w podłożu może zadziałać hamująco na odnowienie.

Na świecie wspieranie odnowienia drzewostanów w nadrzecznych lasach łęgowych skupia się głównie na sadzeniu młodych drzew i ich ochronie przed zgryzaniem i konkurującymi wokół roślinami zielnymi (Sweeney i Czapka, 2004; Steele et al., 2013). Jednak sadzenie młodych drzew nie zapewnia przywrócenia i trwania przez następne dziesięciolecia konkretnych fitocenoz (Sweeney et al., 2002; McClain et al., 2011; Abdo et al., 2016), a troska o młode osobniki jest znaczna i wymaga nakładów finansowych, by choć część z nich przetrwała. Efekt końcowy może przypominać stan lasu sprzed degradacji (w ok. 25%), z tym że ich skład florystyczny jest często nieprzewidywalny (Suganuma i Durigan, 2015). Zazwyczaj miarą sukcesu jest wysoki procent osobników, które przetrwały następny sezon po nasadzeniach.

W Stanach Zjednoczonych Ministerstwo Rolnictwa zrealizowało szeroko zakrojony projekt pod nazwą „Odnowienie terenów nadbrzeżnych" (Riparian restoration). W ramach ochrony lasów nadrzecznych ograniczono poruszanie się turystów po znacznym terenie tych lasów, wyznaczając jedynie główne szlaki i miejsca rekreacji, zniechęcając tym samym pieszych i rowerzystów do penetracji całego lasu. To wystarczyło, żeby po kilku latach na terenie objętym zakazem poruszania się pojawiły się pierwsze rodzime gatunki drzew i odnowiła się naturalna pionowa struktura lasu (Eubanks, 2004).

Ochrona lasów łęgowych, która wspierałaby odnowienie drzewostanu, jest działaniem niezwykle złożonym, każda fitocenoza leśna cechuje się bowiem innymi warunkami i *de facto* dla każdej indywidualnie powinny być opracowane zalecenia ochronne (Gashaw et al., 2015). Polskie prawo obliguje jednostki administracyjne do uzgadniania ustaleń planów zagospodarowania przestrzennego z regionalnymi dyrektorami ochrony środowiska w zakresie ewentualnego negatywnego wpływu na ochronę przyrody, jednak jedynie w odniesieniu do istniejących form ochrony przyrody (Dz.U. 2023 poz. 31688 art. 13 i pkt 5). Cenne elementy szaty roślinnej nieobjęte ochroną prawną – mimo obligatoryjnego wymogu sporządzania przy wszelkich zmianach w planach zagospodarowania przestrzennego opracowań ekofizjograficznych oraz prognoz oddziaływania na środowisko – często są pomijane, o czym świadczy zabudowa wielu dolin rzecznych. Udział ekspertów w dziedzinie ochrony przyrody w przygotowywaniu wspomnianych opracowań jest często marginalizowany ze względów ekonomicznych oraz z uwagi na interesy inwestorów, których pozyskiwanie jest postrzegane jako niezbędne dla rozwoju danego obszaru (Skrobacka, 2004). Zmiany w zapisach ustawowych dopuszczają przygotowywanie takich

opracowań z pominięciem specjalistów, o ile autor opracowania legitymuje się co najmniej trzyletnim doświadczeniem udziału w zespołach autorskich przygotowujących raporty o oddziaływaniu przedsięwzięć na środowisko lub co najmniej pięciokrotnie był członkiem takiego zespołu (Dz.U. 2008 nr 199 poz. 1227 art. 74a ust. 2). Nie przesądza to o negatywnych efektach takich działań, jednak ich nie wyklucza.

Ponadto prawne podstawy umożliwiające udział w postępowaniu ocen oddziaływania inwestycji na środowisko (Dz.U. 2008 nr 199 poz. 1227) daje społeczeństwu teoretyczną możliwość zadbania o stan zasobów przyrodniczych w najbliższym otoczeniu. Często jednak świadomość społeczna istnienia takiej możliwości jest bardzo niska. Jednocześnie społeczeństwo, nie mając dostatecznej wiedzy o wartości pobliskich struktur przyrodniczych, traktuje ich obecność jako coś oczywistego, o co nie trzeba zabiegać. Wskazuje to na konieczność szerszego upowszechniania wiedzy i wyników badań w postaci szeroko zakrojonych akcji informacyjno-edukacyjnych prowadzonych w szkołach i na terenie poszczególnych gmin.

Niniejsza monografia po części wypełnia tę lukę i poszerza wiedzę na temat funkcjonowania nadrzecznych lasów łęgowych, co pomoże osobom decyzyjnym lepiej zarządzać terenami zalewowymi i chronić te jedyne w swoim rodzaju ekosystemy.

O ile dynamika siedlisk łęgowych jest poznana – choć teraz może kształtować się równolegle do zmian klimatu, o tyle wciąż niewiele wiadomo, jak reagują poszczególne gatunki drzew i co jest przyczyną różnic w składzie gatunkowym odnowienia drzewostanów łęgów wierzbowych i topolowych. Zatem w sferze zainteresowań badaczy powinny znaleźć się długoterminowe badania w zakresie funkcjonowania, tempa zmian i efektów odtwarzania tych siedlisk.

Podsumowanie, zalecenia ochronne i wnioski

Analiza uzyskanych wyników wykazała, że:

- rozmieszczenie nadrzecznych lasów łęgowych na terenie województwa śląskiego jest nieregularne, a najcenniejsze fragmenty są objęte ochroną prawną, głównie w formie obszarów europejskiej sieci Natura 2000. Część fitocenoz, szczególnie na obszarach górskich i podgórskich, znajduje się jedynie w otulinie parków krajobrazowych i te należałoby objąć formą ochrony przyrody, dla której wykonuje się plan ochrony;
- zdecydowana większość analizowanych płatów nadrzecznych lasów łęgowych wykazała niezadowalający (U1) czy wręcz zły (U2) stan zachowania. Obliguje to stosowne jednostki administracji do podjęcia odpowiednich działań, szczególnie wobec nowego prawa unijnego (Unijna strategia na rzecz bioróżnorodności 2030), determinującego działania w kierunku odtworzenia najbardziej przekształconych siedlisk, w tym również lasów łęgowych;
- duża dynamika fitocenoz nie pozwoliła (w ciągu trzech sezonów badawczych) na pełną ocenę i ustalenie wyraźnego wpływu poszczególnych czynników na efektywność odnowienia drzewostanu. Jako najistotniejsze elementy siedliska, generalnie wspomagające ten proces, wymienić należy: zróżnicowanie florystyczne runa, naturalność koryta, obecność martwego drewna oraz czynnik zewnętrzny – ograniczoną antropopresję;
- wśród czynników, które w przypadku większości analizowanych gatunków drzew wpływały negatywnie na efektywność odnowienia drzewostanu, wymienić należy: dominację jednego gatunku (runo monotypowe), duże natężenie antropopresji, częste zalewy oraz zawartość określonych frakcji glebowych;
- z trzech zespołów nadrzecznych łęgów niezagrożona, w znaczeniu przetrwania, wydaje się być jedynie nadrzeczna olszyna górska. Łęgi wierzbowe podlegają największej dynamice, wpływowi antropopresji i najwyraźniej znajdują się w procesie przebudowy drzewostanów. Zbiorowiskiem, które-

go przetrwanie na terenie województwa śląskiego jest najsilniej zagrożone, są łęgi topolowe.

Wobec powyższego ochrona lasów nadrzecznych z uwagi na ich ogromną rolę, m.in. w: regulowaniu stosunków wodnych, ochronie przeciwpowodziowej, neutralizacji zanieczyszczeń pochodzenia rolniczego, tworzeniu korytarzy ekologicznych, kształtowaniu krajobrazu i mikroklimatu oraz tworzeniu siedlisk dla bogatej flory i fauny – powinna opierać się głównie na:

- zachowaniu istniejących fitocenoz poprzez nadawanie im statusu stosownych form ochrony przyrody oraz ograniczaniu czynników mających negatywny wpływ na ich funkcjonowanie, a także wspieranie powiększania ich areału;
- odtwarzaniu siedlisk łęgowych w miejscach niezbyt przekształconych;
- ograniczaniu do niezbędnego minimum regulacji koryt rzecznych lub renaturyzacji tych odcinków, gdzie owej regulacji dokonano bezzasadnie;
- zaprzestaniu wycinki drzew i usuwania drewna z tych lasów;
- ograniczaniu antropopresji. Jako że łęgi są często miejscem rekreacji, należy konsultować np. z regionalnymi dyrekcjami ochrony środowiska decyzje o wyznaczaniu oraz oznakowaniu ścieżek rowerowych i miejsc dopuszczonych do turystyczno-rekreacyjnego korzystania, jak również o rozmieszczaniu w pobliżu rzek tablic edukacyjnych;
- monitorowaniu stanu zachowania i obecności inwazyjnych gatunków obcych oraz podejmowaniu działań w kierunku ograniczania ich populacji;
- ochronie młodych drzew przed zgryzaniem przez roślinożerców w miejscach szczególnie cennych przyrodniczo.

Wnioski

- Duża dynamika siedlisk i florystycznej struktury nadrzecznych lasów łęgowych utrudnia uchwycenie istotnych zależności pomiędzy analizowanymi parametrami a cechami fitocenozy (siedliska). Określenie trendów analizowanych procesów wymaga zatem odpowiedniej reprezentacji powtarzalnych zaburzeń, a tym samym długoterminowych badań na stałych powierzchniach badawczych.
- Największe szanse na zastąpienie starego drzewostanu przez nowe pokolenie drzew stwierdzono w fitocenozach zespołu *Alnetum incanae*. W tym łęgu również stwierdzono najwięcej płatów w zadowalającym stanie ochrony oraz

największą przeżywalność ogółu młodych drzew. Olszyny zatem wydają się być najlepszym obiektem do badań naturalnych procesów sukcesyjnych na tym typie siedliska.

- W obecnych warunkach najmniejsze szanse na utrzymanie składu gatunkowego drzew w kolejnych dekadach, przy braku jakichkolwiek działań wspomagających, mają płaty *Salicetum albo-fragilis* i *Populetum albae*, i jako takie, powinny stać się przedmiotem szczególnej troski Regionalnej Dyrekcji Ochrony Środowiska odpowiedzialnej za ochronę przyrody w województwie.
- Wpływ warunków glebowych na efektywność odnowienia jest zróżnicowany i podlega indywidualnym preferencjom. Natomiast wpływ struktury lasu i negatywne konsekwencje działalności człowieka są już bardziej jednoznaczne i wspólne dla trzech omawianych typów lasów łęgowych.
- Najwłaściwszą metodą ochrony nadrzecznych lasów łęgowych jest ochrona bierna, tj. ochrona naturalnych procesów przyrodniczych przy jednoczesnym monitorowaniu i eliminowaniu antropogenicznych czynników negatywnie wpływających na funkcjonowanie tych lasów. Zachowanie lasów łęgowych powinno być bezwzględnie przestrzegane w planowaniu przestrzennym oraz w planach ochrony przeciwpowodziowej.

Bibliografia

Abdo M.T.V.N., Veira S.R., Martins A.L.M. et al., 2016, *Riparian forest restoration in Pindorama Municipality, Sao Paoli State, Brazil*, "Ecological Restoration", Vol. 34, No. 1, s. 22–26.

Acker S., Gregory S., Lienkaemper G. et al., 2003, *Composition, complexity, and tree mortality in riparian forests in the central Western Cascades of Oregon*, "Forest Ecology and Management", Vol. 173, No. 1–3, s. 293–308.

Adel I.M.N., Pourbabaei H., Salehi A. et al., 2018, *Structure, composition and regeneration of riparian forest along an altitudinal gradient in northern Iran*, "Folia Geobotanica", Vol. 53, s. 63–75.

Afranowicz-Cieślak R., 2012, *Stan zachowania zbiorowisk łęgowych i grądowych rezerwatu „Las Mątawski" na Żuławach Wiślanych*, „Acta Botanica Cassubica", Vol. 11, s. 5–32.

Anderson C.B., Griffith C.R., Rosemond A.D. et al., 2006, *The effects of invasive North American beavers on riparian plant communities in Cape Horn, Chile: Do exotic beavers engineer differently in sub-Antarctic ecosystems?*, "Biological Conservation", Vol. 128, No. 4, s. 467–474.

Anderson S., Masters R., 2014, *Water Quality Series: Riparian Forest Buffers*, Division of Agricultural Sciences and Natural Resources, Oklahoma State University.

Andreoli A., Chiaradia E.A., Cislaghi A. et al., 2020, *Roots reinforcement by riparian trees in restored rivers*, "Geomorphology", Vol. 370, Art. 107389, doi: https://doi.org/10.1016/j.geomorph.2020.107389.

Angelstam P., Lazdinis M., 2017, *Tall herb sites as a guide for planning, maintenance and engineering of riparian continuous forest cover*, "Ecological Engineering", Vol. 103, Part B, s. 470–477.

Arif M., Jie Z., Chianxiao L. et al., 2021, *Assessing riparian zone changes under the influence of stress factors in higher-order streams and tributaries: Implications for the management of massive dams and reservoirs*, "Science of the Total Environment", Vol. 776(9), Art. 146011, doi: https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146011.

Aronson M.F.J., Handel S.N., 2011, *Deer and Invasive Plant Species Suppress Forest Herbaceous Communities and Canopy Tree Regeneration*, "Natural Areas Association", Vol. 31, No. 4, s. 400–407.

Asanok L., Kamyo T., Norsaengsri M. et al., 2017, *Vegetation community and factors that affect the woody species composition of riparian forests growing in an urbanizing landscape along the Chao Phraya River, central Thailand*, "Urban Forestry & Urban Greening", Vol. 28, s. 138–149.

Ashton M.S., Larson B.C., 1995, *Germination and seeding growth of Quercus (section Erythrobalanus) across openings in a mixed-deciduous forest of southern New England, USA*, "Forest Ecology and Management", Vol. 80, s. 81–94.

Ateşh Ö., Alveroğlub V., Turhanc E. et al., 2022, *Effects of potassium fertilization on sweet cherry fruit (Prunus avium L.). Quality and mineral content*, "Communications in Soil Science and Plant Analysis", Vol. 53, Iss. 15, s. 1777–1782, doi: https://doi.org/10.1080/00103624.2022.2063322.

Austin S.H., 1999, *Riparian Forest Handbook 1. Appreciating and Evaluating Stream Side Forests*, The Virginia Department of Forestry.

Azim U., Mallik D.P., Kreutzweiser C.M.S., 2014, *Forest regeneration in gaps seven years after partial harvesting in riparian buffers of boreal mixedwood streams*, "Forest Ecology and Management", Vol. 312, s. 117–128.

Baker T.T., Van Lear D.H., 1998, *Relations between density of rhododendron thickets and diversity of riparian forests*, "Forest Ecology and Management", Vol. 109, No. 1–3, s. 21–32.

Barć A., Brzeg A., Uziębło A.K. et al., 2015, *The upland mixed fir coniferous forest Abietetum albae Dziubałtowski 1928 in the central part of the Cracow-Częstochowa Upland. Differentiation, regional specificity, structure, dynamics and maintenance*, Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego, Katowice.

Barth N.-C., Döll P., 2016, *Assesing the ecosystem service flood protection of the riparian forest by applying of cascade approach*, "Ecosystem Services", Vol. 21, Part A, s. 39–52.

Beach E.W., Halpern C.B., 2001, *Controls on conifer regeneration in managed riparian forests: effects of seed source, substrate, and vegetation*, "Canadian Journal of Forest Research", Vol. 31, No. 3, s. 471–482.

Beck P., Caudullo G., Tinner W. et al., 2016, *Fraxinus excelsior in Europe: distribution, habitat, usage and threats*, w: *European Atlas of Forest Tree Species*, red. J. San-Miguel-Ayanz, D. de Rigo, G. Caudullo et al., Publications Office of the European Union, Luxembourg, s. 98–99.

Becker H., Uri V., Aosaar J. et al., 2015, *The effects of clear-cut on net nitrogen mineralization and nitrogen losses in a grey alder stand*, "Ecological Engineering", Vol. 85, s. 237–246.

Bednarek R., Prusinkiewicz Z., 1999, *Geografia gleb*, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.

Benitez-Malvido J., 1998, *Impact of forest fragmentation on seedling abundance in a tropical rain forest*, "Conservation Biology", Vol. 12, s. 380–389.

Benjankar R., Tranmer A.W., Vidergar D. et al., 2020, *Riparian vegetation model to predict seedling recruitment and restoration alternatives*, "Journal of Environmental Management", Vol. 276, Art. 11339, doi: https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2020.111339.

Bernal S., Sabater F., Butturini A. et al., 2007, *Factors limiting denitrification in a Mediterranean riparian forest*, "Soil Biology and Biochemistry", Vol. 39, No. 10, s. 2685–2688.

Bobiec A., 2007, *The influence of gaps on tree regeneration: a case study of the mixed limehornbeam (Tilio-Carpinetum Tracz. 1962) communities in the Białowieża Primeval Forest*, "Polish Journal of Ecology", Vol. 55, No. 3, s. 441–455.

Boot R., 1993, *Growth and survival of tropical rain forest tree seedlings in forest understory and gap openings*, Implications for Forest Management, Tropenbos Fundation, Wageningen.

Borysiak J., 1994, *Struktura aluwialnej roślinności lądowej środkowego i dolnego biegu Warty*, Wydawnictwo Naukowe UAM, Poznań.

Borysiak J., Grabowska B., Kubala T., 2013, *Conservation of vegetation cover in the Głuszec stream valley in Poznań (Poland) in the agri-environmental program*, "Roczniki AR Poznań", t. 392, z. 17, s. 111–130.

Borysiak J., Pawlaczyk P., Stachnowicz W., 2004, *91E0* Łęgi wierzbowe, topolowe, olszowe i jesionowe (Salicetum albae, Populetum albae, Alnenion glutinoso-incanae, olsy źródliskowe)*, w: *Lasy i bory. Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny*, t. 5, red. J. Herbich, Ministerstwo Środowiska, Warszawa, s. 203–241.

Bujoczek L., 2012, *Dekompozycja obumarłych drzew w ekosystemach leśnych ze szczególnym uwzględnieniem świerka, buka i jodły*, „Sylwan", Vol. 156(3), s. 208–217.

Burda J., 2014, *Budowa geologiczna województwa śląskiego*, w: *Encyklopedia województwa śląskiego*, t. 1, http://ibrbs.pl/mediawiki/index.php/ENCYKLOPEDIA_WOJEW%C3%93DZTWA_%C5%9AL%C4%84SKIEGO_Tom_1_(2014) [dostęp: 5.05.2023].

Burton M.L., 2006, *Riparian woody plant diversity, composition, and structure across an urban-rural land use gradient in the Piedmont of Georgia, US*, PhD tesis, Auburn Univers-

ity, https://etd.auburn.edu/bitstream/handle/10415/584/BURTON_MICHELE_14.pdf?sequence=1 [dostęp: 08.2023].

Burton M.L., Samuelson L.J., Pan S., 2005, *Riparian woody plant diversity and forest structure along an urban-rural gradient*, "Urban Ecosystem", Vol. 8, s. 93–106.

Bustamante R.O., Armesto J.J., 1995, *Regeneration dynamics in canopy gaps of a montane forest of Chiloe Island, Chile*, "Revista Chilena de Historia Natural", Vol. 68, s. 391–398.

Brzeg A., Wojterska M., 2001, *Zespoły roślinne Wielkopolski, ich stan poznania i zagrożenie*, w: *Szata roślinna Wielkopolski i Pojezierza Południowopomorskiego, Przewodnik sesji terenowych 52. Zjazdu PTB, 24–28 września*, red. M. Wojterska, Wydawnictwo Naukowe Bogucki, Poznań, s. 39–110.

Camporeale C., Perucca E., Ridolfi L. et al., 2013, *Modeling the interactions between river morphodynamics and riparian vegetation*, "Reviews of Geophysics", Vol. 51, No. 3, s. 379–414.

Celentano D., Rousseau G.X., Engel V.L. et al., 2017, *Degradation of riparian forest affects soil properties and ecosystem services provision in Eastern Amazon of Brazil*, "Land Degradation and Development", Vol. 28, Iss. 2, s. 482–493.

Chen B., Li Y., Fan S. et al., 2020, *Soil properties and understory species diversity at different stand densities in a tropical rainforest on Hainan Island, China*, "Austrian Journal of Forest Science", Vol. 137, No. 4, s. 225–246.

Chmura D., Sierka E., 2006, *Relation between invasive plant and species richness of forest floor vegetation: A study of Impatiens parviflora DC*, "Polish Journal of Ecology", Vol. 54, No. 3, s. 417–428.

Chmura D., Tokarska-Guzik B., Nowak T. et al., 2015, *The influence of invasive Fallopia taxa on resident plant species in two river valleys (southern Poland)*, "Acta Societatis Botanicorum Poloniae", Vol. 84, No. 1, s. 23–33.

Clayton S.R., 1996, *Factors influencing black cottonwood (Populus trichocarpa) recruitment on the upper Clark Fork River western Montana*, Graduate Student Theses, Dissertations, & Professional Papers, Vol. 6774, https://scholarworks.umt.edu/etd/6774 [dostęp: 08.2023].

Clerici N., Paracchini M.L., Maes J., 2014, *Land-cover change dynamics and insights into ecosystem services in European stream riparian zones*, "Ecohydrology & Hydrobiology", Vol. 14, No. 2, s. 107–120.

Cooper D.J., Andersen D.C., Chimner R.A., 2003, *Multiple pathways for woody plant establishment on floodplains at local to regional scales*, "Polish Journal of Ecology", Vol. 91, s. 182–196.

Corenblit D., Tabacchi E., Steiger J. et al., 2007, *Reciprocal interactions and adjustments between fluvial landforms and vegetation dynamics in river corridors: A review of complementary approaches*, "Earth-Science Reviews", No. 84, s. 56–86.

Coroi M., Skeffington M.S., Giller P. et al., 2004, *Vegetation diversity and stand structure in streamside forests in the south of Ireland*, "Forest Ecology and Management", Vol. 20, No. 1–3, s. 39–57.

Czerepko J., 2004, *Rola drzewostanu sosnowego w rozwoju fitocenozy na siedlisku lasu grądowego*, „Leśne Prace Badawcze", Vol. 4, s. 77–102.

Czortek P., Dyderski M.K., Jagodziński A.M., 2020, *River regulation drives shifts in urban riparian vegetation over three decades*, "Urban Forestry & Urban Greening", Vol. 47, Art. 126524, doi: https://doi.org/10.1016/j.ufug.2019.126524.

Damasceno-Junior G.A., Semir J., Dos Santos M.F.A. et al., 2005, *Structure, distribution of species and inundation in a riparian forest of Rio Paraguai, Pantanal, Brazil*, "Flora – Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants", Vol. 200, s. 119–135.

Damasceno-Junior G.A., Semir J., Dos Santos M.F.A. et al., 2004, *Tree mortality in a riparian forest at Rio Paraguai, Pantanal, Brazil, after an extreme flooding*, "Acta Botanica Brasiliana", Vol. 18, No. 4, s. 839–846.

Danilov D.A., Duong N.T., Belyaeva N.V., 2020, *The structure of stands and renewal of the Shorea formation in evergreen forest of Binh Chau–Phuoc Buu Nature Reserve, Vietnam*, "IOP Conference Series: Earth and Environmental Science", Vol. 574, Art. 012018, https://doi./org/10.1088/1755-1315/574/1/012018.

Debeljak M., Ficko A., Brus R., 2015, *The use of habitat and dispersal models in protecting European black poplar (Populus nigra L.) from genetic introgression in Slovenia*, "Biological Conservation", Vol. 184, s. 310–319.

Deiller A.-F., Walter J.-M.N., Trémolières M., 2001, *Effects of flood interruption on species richness, diversity and floristic composition of woody regeneration in the Upper Rhine alluvial hardwood forest*, "Regulated Rivers: Research and Management", Vol. 17, s. 393–405.

Dickie J., May K., Morris S. et al., 1991, *The effects of desiccation on seed survival in Acer platanoides L. and Acer pseudoplatanus*, "Seed Science Research", Vol. 1, No. 3, s. 149–162.

Ding J., Zhao W., 2016, *Comparing Chinese and international studies of riparian forests: A bibliometric survey (1981–2014)*, "Acta Ecologica Sinica", Vol. 36, No. 5, s. 377–385.

Dobrowolska D., 2006, *Oak natural regeneration and conversion processes in mixed Scots pine stands*, "Forestry", Vol. 79, No. 5, s. 503–514.

Dobrowolska D., 2007, *Dynamika luk w lasach a odnowienie naturalne drzew*, „Leśne Prace Badawcze", Vol. 1, s. 97–111.

Dobrowolska D., Hein S., Oosterbaan A. et al., 2008, *Ecology and growth of European ash (Fraxinus excelsior L.)*, w: International Conference on Growing Valuable Broadleaved Trees Species, Freiburg University, s. 6–8, https://www.valbro.uni-freiburg.de/pdf/stsm_ash2.pdf [dostęp: 5.05.2023].

Döll P., Jiménez B., Oki T. et al., 2015, *Integrating risks of climate change into water management*, "Hydrological Sciences Journal", Vol. 6, No. 1, s. 4–13, https://doi./org/10.1080/02626667.2014.967250.

Dountchev A., Dimova D., Dimitrov M., 2017, *Riparian forests: benefits, present condition, conservation*, WWF Bulgaria, Sofia, Bulgaria.

Dugdale S.J., Malcolm I.A., Kantola K. et al., 2018, *Stream temperature under contrasting riparian forest cover: Understanding thermal dynamics and heat exchange processes*, "Science of the Total Environment", Vol. 610–611, s. 1375–1389.

Dufour S., Rodríguez-González P.M., Laslier M., 2019, *Tracing the scientific trajectory of riparian vegetation studies: Main topics, approaches and needs in a globally changing world*, "Science of the Total Environment", Vol. 653, s. 1168–1185.

Durak T., Durak R., 2016, *How biotic differentiation of human impacted nutrient poor deciduous forests can affect the preservation status of mountain forest vegetation*, "Forests", Vol. 7, Art. 241, doi: https://doi.org/10.3390/f7100241.

Dybala K.E., Matzek V., Gardali T. et al., 2019, *Carbon sequestration in riparian forests: A global synthesis and meta-analysis*, "Global Change Biology", Vol. 25, s. 57–67, doi: 10.1111/gcb.14475.

Dyderski M.K., Jagodziński A.M., 2014, *Synantropizacja zbiorowisk łęgowych ze związku Salicion albae w południowej części Poznania*, „Acta Botanica Silesiaca", Vol. 10, s. 41–70.

Dyderski M., Jagodziński A.M., 2020, *Impact of invasive tree species on natural regeneration species composition, diversity, and density*, "Forests", Vol. 11, No. 4, s. 456.

Dyderski M., Gdula A.K., Jagodziński A.M., 2015, *„The rich get richer" concept in riparian woody species – A case study of the Warta River Valley (Poznań, Poland)*, "Urban Forestry & Urban Greening", Vol. 14, No. 1, s. 107–114.

Dzwonko Z., 2007, *Przewodnik do badań fitosocjologicznych*, Sorus, Poznań–Kraków.

Egger G., Politti E., Lautsch E. et al., 2015, *Floodplain forest succession reveals fluvial processes: A hydrogeomorphic model for temperate riparian woodlands*, "Journal of Environmental Management", Vol. 161, s. 72–82.

Emborg J., 1998, *Understorey light conditions and regeneration with respect to the structural dynamics of a near-natural temperate deciduous forest in Denmark*, "Forest Ecology and Management", Vol. 106, s. 83–95.

Estrada-Villegas S., Bailón M., Hall J.S. et al., 2019, *Edaphic factors and initial conditions influence successional trajectories of early regenerating tropical dry forests*, "Journal of Ecology", Vol. 108, s. 160–174.

Eubanks E., 2004, *Riparian Restoration*, US Department of Agriculture Forest Service, Technology and Development Program, San Dimas.

European Commission, 2023, *Nature Restoration Law. A Regulation supporting the restoration of ecosystems for people, the climate and the planet*, https://environment.ec.europa.eu/topics/nature-and-biodiversity/nature-restoration-law_en [dostęp: 10.10.2023].

Fajer M., 2014, *Gleby województwa śląskiego*, w: *Encyklopedia województwa śląskiego*, http://ibrbs.pl/mediawiki/index.php/Gleby_wojew%C3%B3dztwa_%C5%9Bl%C4%85skiego [dostęp: 5.05.2023].

Fernández-Lugo S., de Nascimento L., Méndez J. et al., 2015, *Seedling survival patterns in Macaronesian laurel forest: a long-term study in Tenerife (Canary Islands)*, "Forestry", Vol. 88, No. 1, s. 121–130.

Fetherston K.L., Naiman R.J., Bilby R.E., 1995, *Large woody debris, physical process, and riparian forest development in montane river networks of the Pacific Northwest*, "Geomorphology", Vol. 13, Iss. 1–4, s. 133–144.

Fierke M.K., Kauffman J.B., 2005, *Structural dynamics of riparian forests along a black cottonwood successional gradient*, "Forest Ecology and Management", Vol. 215, s. 1–3.

Fischer S., Greet J., Walsh C.J. et al., 2022, *Riparian trees resprout regardless of timing and severity of disturbance by coppicing*, "Forest Ecology and Management", Vol. 507, Art. 119988, doi: https://doi.org/10.1016/j.foreco.2021.119988.

Fortier J., Gagnon D., Truax B. et al., 2010, *Nutrient accumulation and carbon sequestration in 6-year-old hybrid poplars in multiclonal agricultural riparian buffer strips*, "Agriculture. Ecosystems & Environment", Vol. 137, No. 3–4, s. 276–287.

Franco L.S., Shanahan D.F., Fuller R.A.A., 2017, *Review of the benefits of nature experiences: More than meets the eye*, "International Journal of Environmental Research and Public Health", Vol. 14, No. 864, s. 1–27.

Galatowitsch S., Richardson D.M., 2005, *Riparian scrub recovery after clearing of invasive alien trees in headwater streams of the Western Cape, South Africa*, "Biological Conservation", Vol. 122, No. 4, s. 509–521.

Garner G., Malcolm I.A., Sadler J.P. et al., 2017, *The role of riparian vegetation density, channel orientation and water velocity in determining river temperature dynamics*, "Journal of Hydrology", Vol. 553, s. 471–485.

Garssen A.G., Baattrup-Pedersen A., Voesenek L.A.C.J. et al., 2015, *Riparian plant community responses to increased flooding: a meta-analysis*, "Global Change Biology", Vol. 21, Iss. 8, s. 2881–2890.

Garssen A.G., Baattrup-Pedersen A., Riis T. et al., 2017, *Effects of increased flooding on riparian vegetation: Field experiments simulating climate change along five European lowland streams*, "Global Change Biology", Vol. 23, Iss. 8, s. 3052–3063.

Gashaw T., 2015, *The implications of watershed management for reversing land degradation in Ethiopia*, "Research Journal of Agriculture and Environmental Management", Vol. 4, s. 5–12.

Gee H.K.W., King S.L., Keim R.F., 2014, *Tree growth and recruitment in a leveed floodplain forest in the Mississippi River Alluvial Valley, USA*, "Forest Ecology and Management", Vol. 334, s. 85–95.

Generalna Dyrekcja Ochrony Środowiska, Centralny Rejestr Form Ochrony Przyrody, 2023, https://crfop.gdos.gov.pl/CRFOP/ [dostęp: 5.05.2023].

Goebel C., Palik B.J., Pregitzer K.S., 2012, *Structure and composition of riparian forests in an old-growth northern hardwood–hemlock watershed*, "Forest Ecology and Management", Vol. 280, s. 52–61.

González E., Martínez-Fernández V., Shafrothd P.B. et al., 2018, *Regeneration of Salicaceae riparian forests in the Northern Hemisphere: A new framework and management tool*, "Journal of Environmental Management", Vol. 218, s. 374–387, https://doi/org/10.1016/j.jenvman.2018.04.069.

González E., Sher A.A., Tabacchi E. et al., 2018, *Restoration of riparian vegetation: A global review of implementation and evaluation approaches in the international, peer-reviewed literature*, "Journal of Environmental Management", Vol. 158, s. 85–94, https://doi/org/10.1016/j.jenvman.2015.04.033.

Götmark F., Fridman J., Kempe G. et al., 2005, *Broadleaved tree species in coniferdominated forestry: Regeneration and limitation of saplings in southern Sweden*, "Forest Ecology and Management", Vol. 21, s. 142–157.

Gray C.L., Simmons B.I., Fayle T.M. et al., 2016, *Are riparian forest reserves sources of invertebrate biodiversity spillover and associated ecosystem functions in oil palm landscapes?*, "Biological Conservation", Vol. 194, s. 176–183.

Greet J., Fischer S., Walsh C.J. et al., 2022, *Restored river-floodplain connectivity promotes riparian tree maintenance and recruitment*, "Forest Ecology and Management", Vol. 506, Iss. 3, Art. 119952, doi: https://doi.org/10.1016/j.foreco.2021.119952.

Grzelak A., 2011, *Przekształcenia roślinności łęgowej w rezerwatach przyrody Polski środkowej*, „Przegląd Przyrodniczy", Vol. 22, No. 3, s. 21–37.

Gutièrrez A.G., Armesto J.J., Aravena J.C., 2004, *Disturbance and regeneration dynamics of an old-growth North Patagonian rain forest in Chiloè Island, Chile*, "Journal of Ecology", Vol. 92, s. 598–608.

Haines-Young R., Potschin M., 2018, *Common International Classification of Ecosystem Services (CICES), V. 5.1, Guidance on the Application of the Revised Structure*, www.cices.eu [dostęp: 5.05.2023].

Hammond M.E., Pokorný R., Okae-Anti D. et al., 2021, *The composition and diversity of natural regeneration of tree species in gaps under different intensities of forest disturbance*, "Journal of Forestry Research", Vol. 32, s. 1843–1853.

Hein S., Collet C., Ammer C. et al., 2009, *A review of growth and stand dynamics of Acer pseudoplatanus L. in Europe: implications for silviculture*, "Forestry", Vol. 82, No. 4, s. 361–385.

Hejda M., Pyšek P., Jarošík V., 2009, *Impact of invasive plants on the species richness, diversity and composition of invaded communities*, "Journal of Ecology", Vol. 97, No. 3, s. 393–403.

Holeksa J., 1998, *Rozpad drzewostanu i odnowienie świerka a struktura i dynamika karpackiego boru górnoreglowego*, Monographiae Botanicae, Łódź.

Hubble T.C.T., Airey D.W., Sealey H.K. et al., 2013, *A little cohesion goes a long way: Estimating appropriate values of additional root cohesion for evaluating 194 slope stability in the Eastern Australian highlands*, "Ecological Engineering", Vol. 61, s. 621–632.

Janssen P., Stella J.C., Piégay H. et al., 2020, *Divergence of riparian forest composition and functional traits from natural succession along a degraded river with multiple stressor legacies*, "Science of the Total Environment", Vol. 721, No. 137730, s. 1–15, https://doi/org/10.1016/j.scitotenv.2020.137730.

Janssen P., Stella J.C., Räpple B. et al., 2021, *Long-term river management legacies strongly alter riparian forest attributes and constrain restoration strategies along a large, multiuse river*, "Journal of Environmental Management", Vol. 279, Art. 111630, https://doi/org/10.1016/j.jenvman.2020.111630.

Jarvis P.G., Jarvis M.S., 1964, *Growth rates of woody plants*, "Physiologia Plantarum", Vol. 17, s. 654–666.

Jaworski A., 2011, *Hodowla lasu. Sposoby zagospodarowania, odnowienie lasu, przebudowa i przemiana drzewostanów*, Wydawnictwo PWRiL, Warszawa.

Jekatierynczuk-Rudczyk E., 2007, *Strefa hyporeiczna, jej funkcjonowanie i znaczenie*, „Kosmos – problemy nauk biologicznych", t. 56, nr 1–2, s. 181–196.

Johnson W.C., 2002, *Riparian vegetation diversity along regulated rivers: contribution of novel and relict habitats*, "Freshwater Biology", Vol. 47, Iss. 4, s. 749–759.

Johnson W.C., Burgess R.L., Keammerer W.R., 1976, *Forest overstory vegetation and environment on the Missouri River floodplain in North Dakota*, "Ecological Monographs", Vol. 46, s. 59–84.

Kalacska M., Sanchez-Azofeifa G.A., Calvo-Alvarado J.C. et al., 2004, *Species composition, similarity and diversity in three successional stages of a seasonally dry tropical forest*, "Forest Ecology and Management", Vol. 200, No. 1–3, s. 227–247.

Kaszyński B., Szczukowska H., 2012, *Łęgi, polskie lasy deszczowe*, „Studia i Materiały CEPL w Rogowie", R. 14, z. 32(3), s. 104–110.

Kawałko D., Halarewicz A., Pruchniewicz D., 2015, *Stan roślinności nadodrzańskich lasów łęgowych w okolicach Wołowa*, „Sylwan", Vol. 159(3), s. 220–226.

Keeton W.S., 2008, *Evaluation of tree seedling mortality and protective strategies in riparian forest restoration*, "Northern Journal of Applied Forestry", Vol. 25, Iss. 3, s. 117–123.

Keram A., Halik Ü., Aishan T. et al., 2021, *Tree mortality and regeneration in Euphrates poplar riparian forests along the Tarim River, Northwest China*, "Forest Ecosystems", Vol. 8, No. 49, s. 1–13.

Keram A., Halik Ü., Keyimu M. et al., 2019, *Gap dynamics of natural Populus euphratica floodplain forests affected by hydrological alteration along the Tarim River: Implications for restoration of the riparian forests*, "Forest Ecology and Management", Vol. 438, s. 103–113.

Kitajima K., 2002, *Do shade-tolerant tropical tree seedlings depend longer on seed reserves? Functional growth analysis of three Bignoniaceae species*, "Functional Ecology", Vol. 16, Iss. 4, s. 433–444.

Klama H., 2006, *Systematic catalogue of Polish liverwort and hornwort taxa*, w: *An annotated checklist of Polish liverworts and hornworts*, red. J. Szweykowski, W. Szafer Inst. of Botany, PASc, Kraków, s. 83–100.

Klimek K., Starkel L., 1972, *Kotliny podkarpackie*, w: *Geomorfologia Polski*, t. 1, red. M. Klimaszewski, PWN, Warszawa, s. 116–166.

Klimek K., Starkel L., 1981, *Some palaeohydrological reconstructions*, w: *Evolution of the Wisłoka Valley near Dębica during Late Glacial and Holocene*, red. L. Starkel, Zakład Narodowy im. Ossolińskich, Kraków–Wrocław, s. 78–83.

Koba J., 2014, *Alien and invasive plant species in plant communities of floodplain forests of the Małopolska Upland*, "Annales Universitatis Mariae Curie-Sklodowska", Vol. 69(2), s. 19–28.

Kohler M., Pyttel P., Kuehne C. et al., 2020, *On the knowns and unknowns of natural regeneration of silviculturally managed sessile oak (Quercus petraea (Matt.) Liebl.) forests – a literature review*, "Annals of Forest Science", Vol. 77, Iss. 4, https://doi/org/10.1007/s13595-020-00998-2.

Kondracki J., 2000, *Geografia regionalna Polski*, Wydawnictwo PWN, Warszawa.

Kopeć D., Ratajczyk N., Wolańska-Kamińska A. et al., 2014, *Floodplain forest vegetation response to hydroengineering and climatic pressure – A five decade comparative analysis in the Bzura River valley (Central Poland)*, "Forest Ecology and Management", Vol. 314, s. 120–130.

Kowalska A., 2012, *Kompleksy roślinności i krajobrazy roślinne doliny środkowej Wisły*, Instytut Geografii i Przestrzennego Zagospodarowania PAN, Warszawa.

Kowalska A., 2020, *Neofityzacja łęgów jesionowo-wiązowych w dolinach polskich rzek*, „Przegląd Geograficzny", Vol. 92(3), s. 327–340.

Kowalska A., Affek A., Baranowski J. et al., 2019, *Raport z realizacji projektu badawczego. Świadczenia łęgów jesionowo-wiązowych w dolinie środkowej Wisły*, Instytut Geografii i Przestrzennego Zagospodarowania PAN, Warszawa.

Kowalska A., Affek A., Wolski J. et al., 2021, *Assessment of regulating ES potential of lowland riparian hardwood forests in Poland*, "Ecological Indicators", Vol. 120, Art. 106834, doi: https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2020.106834.

Kozlowski T.T., 2002, *Physiological-ecological impacts of flooding on riparian forest ecosystems*, "Wetlands", Vol. 22, s. 550–561.

Kożuchowski K., 2011, *Klimat Polski – nowe spojrzenie*, Wydawnictwo PWN, Warszawa.

Kremen C., Miles A., 2012, *Ecosystem services in biologically diversified versus conventional farming systems: benefits, externalities, and trade-offs*, "Ecology and Society", Vol. 17, Iss. 4, s. 40.

Kruczała A., red., 2000, *Atlas klimatu województwa śląskiego*, Wydawnictwo IMGW, Katowice.

Krzaklewski W., Pietrzykowski M., Woś B., 2012, *Survival and growth of alders (Alnus glutinosa (L.) Gaertn. and Alnus incana (L.) Moench) on fly ash technosols at different substrate improvement*, "Ecological Engineering", Vol. 49, s. 35–40.

Krzemińska A., 2008, *Dynamika zmian warunków wodnych w lasach na terenach polderowych – analiza interakcji*, Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Wrocław.

Krzyżanowska A.E., 2018, *Wpływ aktywności bobra europejskiego na strukturę fitocenoz nadrzecznych lasów łęgowych*, „Chrońmy Przyrodę Ojczystą", t. 74, z. 2, s. 3–11.

Kryszak J., Klarzyńska A., Szczepańska N. et al., 2014, *Zmienność pokrycia traw w runie wybranych typów lasów w sezonie wegetacyjnym*, „Łąkarstwo w Polsce (Grassland Science in Poland)", Vol. 17, s. 61–71.

Kudray G., Hendricks P., Crowe E. et al., 2004, *Riparian forests of the wild and scenic Missouri River: ecology and management*, Lewistown Field Office, Bureau of Land Management Lewistown, Montana.

Kuhn S., Migenda W., Pfarr U., 2016, *The integrated Rhine programme. Flood control and restoration of former floodplains along the Upper Rhine*, Ministry of the Environment, Climate Protection and the Energy Sector, Baden–Württemberg, Germany.

Kui L., Stella J.C., 2016, *Fluvial sediment burial increases mortality of young riparian trees but induces compensatory growth response in survivors*, "Forest Ecology and Management", Vol. 366, s. 32–40.

Lang P., Jeschke M., Wommelsdorf T. et al., 2015, *Wood harvest by pollarding exerts long--term effects on Populus euphratica stands in riparian forests at the Tarim River, NW China*, "Forest Ecology and Management", Vol. 353, s. 87–96.

Langmaier M., Lapin K.A., 2020, *Systematic review of the impact of invasive alien plants on forest regeneration in European temperate forests*, "Frontiers in Plant Sciences", Vol. 11, Art. 524969, doi: 10.3389/fpls.2020.524969.

Larsen D.R., Johnson P.S., 1996, *Linking the ecology of natural oak regeneration to silviculture*, "Forest Ecology and Management", Vol. 106, s. 1–7.

Laura A.B., Giese W.M. et al., 2003, *Biomass and carbon pools of disturbed riparian forests*, "Forest Ecology and Management", Vol. 180, Iss. 1–3, s. 493–508.

Lauren A., Villarin D.M., Chapin J.E., 2009, *Riparian forest structure and succession in second-growth stands of the central Cascade Mountains, Washington, USA*, "Forest Ecology and Management", Vol. 257, Iss. 5, s. 1375–1385.

Leather S.R., 1996, *Prunus padus L., biological flora of the British Isles*, "Journal of Ecology", Vol. 84, s. 125–132.

Lee S., McCarty G.W., Moglen G.E. et al., 2020, *Assessing the effectiveness of riparian buffers for reducing organic nitrogen loads in the Coastal Plain of the Chesapeake Bay watershed using a watershed model*, "Journal of Hydrology", Vol. 585(4), Art. 124779, https://doi/org/10.1016/j.jhydrol.2020.124779.

Levine C.M., Stromberg J.C., 2001, *Effects of flooding on native and exotic plant seedlings: implications for restoring south-western riparian forests by manipulating water and sediment flows*, "Journal of Arid Environments", Vol. 49, Iss. 1, s. 111–131.

Liang S.Y., Seagle S.W., 2002, *Browsing and microhabitat effects on riparian forest woody. Seedling*, "Demography Ecology", Vol. 83, No. 1, s. 212–227.

Lind L., Hasselquist E.M., Laudon H., 2019, *Towards ecologically functional riparian zones: A meta-analysis to develop guidelines for protecting ecosystem functions and biodiversity in agricultural landscapes*, "Journal of Environmental Management", Vol. 249, Art. 109391, https://doi/org/10.1016/j.jenvman.2019.109391.

Loiola P.P., de Bello F., Chytrý M. et al., 2018, *Invaders among locals: alien species decrease phylogenetic and functional diversity while increasing dissimilarity among native community members*, "Journal of Ecology", Vol. 106, Iss. 6, s. 2230–2241.

Looy K.V., Piffady J., 2017, *Metapopulation modelling of riparian tree species persistence in river networks under climate change*, "Journal of Environmental Management", Vol. 202, Iss. 2, s. 437–446.

Lorenc H., red., 2005, *Atlas klimatu Polski*, Wydawnictwo IMGW, Warszawa.

Lorimer C.G., Chapman J.W., Lambert W.D., 1994, *Tall understory vegetation as a factor in the poor development of oak seedlings beneath manure stand*, "Journal of Ecology", Vol. 82, s. 227–237.

Lu D., Wang G., Yu L. et al., 2018, *Seedling survival within forest gaps: the effects of gap size, within-gap position and forest type on species of contrasting shade-tolerance in Northeast China*, "Forestry", Vol. 91, No. 4, s. 470–479.

Macdonald S.E., Eaton B., Machtans C.S. et al., 2006, *Is forest close to lakes ecologically unique? Analysis of vegetation, small mammals, amphibians, and songbirds*, "Forest Ecology and Management", Vol. 223, No. 1–3, s. 1–17.

Maciel-Nájera J.F., Hernández-Velasco J., González-Elizondo M.S. et al., 2020, *Unexpected spatial patterns of natural regeneration in typical uneven-aged mixed pine-oak forests in the Sierra Madre Occidental, Mexico*, "Global Ecology and Conservation", Vol. 23, Art. e01074, doi: https://doi.org/10.1016/j.gecco.2020.e01074.

Mahoney J.M., Rood S.B., 1998, *Streamflow requirements for cottonwood seedling recruitment – an integrative model*, "Wetlands", Vol. 18, s. 634–645.

Maksimowicz-Ajchel A., 2007, *Wstęp do statystyki: Metody opisu statystycznego*, Wydawnictwo Uniwersytetu Warszawskiego, Warszawa.

Malik I., 2004, *Rola lasu nadrzecznego w kształtowaniu koryta rzeki meandrującej na przykładzie Małej Panwi (Równina Opolska)*, Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego, Katowice.

Mallik A.U., Kreutzweiser D.P., Spalvieri C.M., 2014, *Forest regeneration in gaps seven years after partial harvesting in riparian buffers of boreal mixedwood streams*, "Forest Ecology and Management", Vol. 312, s. 117–128.

Mallik A.U., Richardson J.S., 2009, *Riparian vegetation change in upstream and downstream reaches of three temperate rivers dammed for hydroelectric generation in British Columbia, Canada*, "Ecological Engineering", Vol. 35, No. 5, s. 810–819.

Maracahipes-Santos L., Silvério D.V., Macedo M.N. et al., 2020, *Agricultural land-use change alters the structure and diversity of Amazon riparian forests*, "Biological Conservation", Vol. 252, Art. 108862, doi: 10.1016/j.biocon.2020.108862.

Marigo G., Peltier J.P., Girel J. et al., 2020, *Success in the demographic expansion of Fraxinus excelsior L.*, "Trees", Vol. 15, s. 1–13.

Matuszkiewicz W., 2012, *Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski*, PWN, Warszawa.

Matuszkiewicz W., red., 2012, *Zbiorowiska roślinne Polski. Lasy i zarośla*, PWN, Warszawa.

McClain C.D., Holl K.D., Wood D.M., 2011, *Successional models as guides for restoration of riparian forest understory*, "Restoration Ecology", Vol. 19, No. 2, s. 280–289.

McClure C.J.W., Korte A.C., Heath J.A. et al., 2015, *Pavement and riparian forest shape the bird community along an urban river corridor*, "Global Ecology and Conservation", Vol. 4, s. 291–310.

Meleason M.A., Quinn J.M., 2004, *Influence of riparian buffer width on air temperature at Whangapoua Forest, Coromandel Peninsula, New Zealand*, "Forest Ecology and Management", Vol. 191, Iss. 1–3, s. 365–371.

Miętus M., Biernacik D., Filipiak J. et al., 2010, *Zmienność warunków termicznych w Polsce po roku 1951*, w: *Klimat Polski na tle klimatów Europy. Warunki termiczne i opadowe*, Wydawnictwo Naukowe Bogucki, Poznań.

Mikuś P., Wyżga B., Walusiak E. et al., 2019, *Island development in a mountain river subjected to passive restoration: The Raba River, Polish Carpathians*, "Science of The Total Environment", Vol. 660(1), s. 406–420.

Minore D., Laacke R.J., 1992, *Natural regeneration*, w: *Reforestation practices in southwestern Oregon and northern California Corvallis*, red. S.D. Hobbs, Forest Research Laboratory, Oregon State University, s. 258–283.

Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H., Zając A. et al., 2002, *Flowering plants and pteridophytes of Poland. A checklist.* IB im. W. Szafera PAN, Kraków.

Mizerski W., Żukowski J., red., 2008, *Tablice geograficzne*, Wydawnictwo PWN, Warszawa.

Moffatt S., McLachlan S., Kenkel N., 2004, *Impacts of land use on riparian forest along an urban – rural gradient in southern Manitoba*, "Plant Ecology", Vol. 174, s. 119–135.

Montarella L., Scholes R., Brainich A., red., 2018, *The IPBES assessment report on land degradation and restoration*, Secretariat of the Intergovermental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services, Bonn, Germany.

Mosner E., Liepelt S., Ziegenhagen B. et al., 2012, *Floodplain willows in fragmented river landscapes: Understanding spatio-temporal genetic patterns as a basis for restoration plantings*, "Biological Conservation", Vol. 153, s. 211–218.

Mróz W., red., 2010, *Monitoring siedlisk przyrodniczych. Przewodnik metodyczny. Część I*, GIOŚ, Warszawa.

Mróz W., red., 2012, *Monitoring siedlisk przyrodniczych. Przewodnik metodyczny. Część III*, GIOŚ, Warszawa.

Muñoz I.R., 2014, *Restoring rivers for effective catchment management*, https://www.reformrivers.eu/system/files/1.4%20Inventory%20of%20restoration%20costs%20and%20benefits.pdf [dostęp: 10.05.2023].

Nadal-Sala D., Sabaté S., Sánchez-Costa E. et al., 2017, *Growth and water use performance of four co-occuring riparian tree species in a Mediterranean riparian forest*, "Forest Ecology and Management", Vol. 396, s. 132–142.

Naiman R.J., Decamps H., 1997, *The ecology of interfaces: riparian zones*, "Annual Review Ecological System", Vol. 28, s. 621–658.

Naiman R.J., Fetherston K.L., McKay J. et al., 1998, *Riparian forests*, w: *River ecology and management: lessons from the Pacific coastal ecoregion*, red. R.J. Naiman, R.E. Bilby, Wydawnictwo Springer-Verlag, New York, s. 289–323.

Nakamura F., Watanabe Y., Negishi J. et al., 2020, *Restoration of the shifting mosaic of floodplain forests under a flow regime altered by a dam*, "Ecological Engineering", Vol. 157, Art. 105974, https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2020.105974.

Nakamura F., Yajima T., Kikuchi S., 1997, *Structure and composition of riparian forests with special reference to geomorphic site conditions along the Tokachi River, Northern Japan*, "Plant Ecology", Vol. 133, Iss. 2, s. 209–219.

Natta A.K., 2003, *Ecological assessment of riparian forests in Benin. Phytodiversity, phytosociology, and spatial distribution of tree species*, PhD thesis, Wageningen University.

Nolet B.A., Hoekstra A., Ottenheim M.M., 1994, *Selective foraging on woody species by the beaver Castor fiber, and its impact on a riparian willow forest*, "Biological Conservation", Vol. 70, No. 2, s. 117–128.

Nowińska R., 2010, *Reactions of the herb and moss layer, tree saplings and the shrub layer to tree deaths in forests of the Wielkopolska National Park (Western Poland)*, "Biologia", Vol. 65(2), s. 265–272.

Nóbrega R.L.B., Ziembowicz T., Torres G.N. et al., 2020, *Ecosystem services of a functionally diverse riparian zone in the Amazon–Cerrado agricultural frontier*, "Global Ecology and Conservation", Vol. 21, s. 1–34.

Ochyra R., Żarnowiec J., Bednarek-Ochyra H., 2003, *Census catalogue of Polish mosses*, W. Szafer Inst. of Botany, PASc, Kraków.

Okła K., 2012, *Instrukcja urządzania lasu*, cz. I, Wydawnictwo CILP, Warszawa.

Okołowicz W., 1969, *Klimatologia ogólna*, Wydawnictwo PWN, Warszawa.

Olędzki J.R., 2007, *Regiony geograficzne Polski*, „Teledetekcja Środowiskowa", t. 38, s. 283–284.

de Oliveira Ramos C.C., dos Anjos L., 2014, *The width and biotic integrity of riparian forests affect richness, abundance, and composition of bird communities*, "Natureza & Conservação", Vol. 12(1), s. 59–64.

Olson M.G., Meyer S.R., Wagner R.G. et al., 2014, *Commercial thinning stimulates natural regeneration in spruce–fir stands*, "Canadian Journal of Forest Research", Vol. 44, No. 3, s. 173–181.

Orr S., Rudgers J., Clay K., 2005, *Invasive plants can inhibit native tree seedlings: testing potential allelopathic mechanisms*, "Plant Ecology", Vol. 181, s. 153–165.

Ouden J., 2000, *The role of bracken (Pteridium aquilinum) in forest dynamics*, PhD thesis, Wageningen University.

Owens M.K., Moore G.W., 2007, *Saltcedar water use: realistic and unrealistic expectations*, "Rangeland Ecological Manage", Vol. 60, s. 553–557.

Pabst R.J., Spies T.A., 1999, *Structure and composition of unmanaged riparian forests in the coastal mountains of Oregon, U.S.A.*, "Canadian Journal of Forest Research", Vol. 29, Iss. 10, s. 1557–1573.

Palik B., Martin M., Zenner E. et al., 2012, *Overstory and regeneration dynamics in riparian management zones of northern Minnesota forested watersheds*, "Forest Ecology and Management", Vol. 271, s. 1–9.

Pardos M., Ruiz del Castillo J., Cañellas I. et al., 2005, *Ecophysiology of natural regeneration of forest stands in Spain*, "Investigación agraria. Sistemas y recursos forestales", Vol. 14, No. 3, s. 434–445.

Parolin P., 2002, *Submergence tolerance vs. escape from submergence: two strategies of seedling establishment in Amazonian floodplains*, "Environment Experimental Botany", Vol. 48, s. 177–186.

Parolin P., 2009, *Submerged in darkness: adaptations to prolonged submergence by woody species of the Amazonian Floodplains*, "Annales Botany", Vol. 103, s. 359–376.

Parolin P., De Simone O., Haase K. et al., 2004, *Central Amazonian floodplain forests: Tree adaptations in a pulsing system*, "The Botany Review", Vol. 70(3), s. 357–380.

Pawlaczyk P., 2009, *Inwazyjne gatunki roślin jako problem ochrony przyrody*, w: *Inwazyjne gatunki roślin ekosystemów mokradłowych Polski*, red. Z. Dajdok, P. Pawlaczyk, Wydawnictwo Klubu Przyrodników, Świebodzin, s. 10–12.

Pawlaczyk P., 2017a, *Martwe drewno jako element ekosystemu rzecznego*, „Przegląd Przyrodniczy", Vol. 27(4), s. 62–92.

Pawlaczyk P., 2017b, *Methodology of nature monitoring. Methodological guide for: Natural habitats: 91E0 Willow, poplar, alder and ash riparian forests Salicetum albae, Populetum albae, Alnenion glutinoso-incanae, spring alder forests*, Library of Environmental Monitoring, Warszawa.

Pelt R.V., O'Keefe T.C., Latterell J.J. et al., 2006, *Riparian forest stand development along the Queets River in Olympic National Park, Washington*, "Ecological Monographies", Vol. 76(2), s. 277–298.

Peterjohn W.T., Correll D.L., 1984, *Nutrient dynamics in an agricultural watershed: observations on the role of a riparian forest*, "Ecology", Vol. 65, No. 5, s. 1466–1475.

Piątek G., 2007, *Ochrona i restytucja górskich i podgórskich lasów łęgowych*, w: *Siedliska i gatunki wskaźnikowe w lasach*, red. D. Anderwald, Leśny Zakład Doświadczalny SGGW, CEPL, Rogów, s. 177–182.

Picco L., Tonon A., Ravazzolo D. et al., 2015, *Monitoring river island dynamics using aerial photographs and lidar data: the Tagliamento river study case*, "Applied Geomatics", Vol. 7, s. 163–170.

Pielech R., 2021, *Plant species richness in riparian forests: comparison to other forest ecosystems, longitudinal patterns, role of rare species and topographic factors*, "Forest Ecology and Management", Vol. 496, Art. 119400, https://doi.org/10.1016/j.foreco.2021.119400.

Poff B., Koestner A.A., Neary D.G. et al., 2011, *Threats to riparian ecosystems in Western North America: an analysis of existing literature*, "Journal of the American Water Resources Association", Vol. 47, Iss. 6, s. 1241–1254, https://doi.org/10.1111/j.1752-1688.2011.00571.x.

Przybylski P., Konatowska M., Jastrzębowski S. et al., 2021, *The possibility of regenerating a Pine stand through natural regeneration*, "Forests", Vol. 12, s. 1–16.

Pukacka S., 1999, *The characteristics of the seed development of Norway maple (Acer platanoides L.) and sycamore (Acer pseudoplatanus L.)*, "Arboretum Kórnickie", Vol. 43, s. 97–104.

QGIS Development Team, 2019, *QGIS Geographic Information System*, Open Source, Geospatial Foundation Project S.

R Core Team, 2020, *R: A language and environment for statistical computing*, R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, https://ringo.ams.stonybrook.edu/images/2/2b/Refman.pdf [dostęp: 2.06.2023].

Rahman A.U., Khan S.M., Ahmad Z. et al., 2021, *Impact of multiple environmental factors on species abundance in various forest layers using an integrative modeling approach*, "Global Ecology and Conservation", Vol. 29, Art. e01712, doi: https://doi.org/10.1016/j.gecco.2021.e01712.

Ramião J.P., Cássio F., Pascoal C., 2020, *Riparian land use and stream habitat regulate water quality*, "Limnologica", Vol. 82, Art. 125762, doi: https://doi.org/10.1016/j.limno.2020.125762.

Rawlik K., Jagodziński A., 2019, *Ekologiczne znaczenie roślin runa leśnego*, „Magazyn Polskiej Akademii Nauk", Vol. 3–4(59–60), s. 50–53.

Richardson D.M., Holmes P.M., Esler K.J. et al., 2007, *Riparian vegetation: degradation, alien plant invasions, and restoration prospects*, "Diversity and Distribution", Vol. 13, s. 126–139.

Ring K., 1952, *Znaczenie olszy szarej dla zabudowy biologicznej dolin górskich*, „Chrońmy Przyrodę Ojczystą", R. 19, s. 20–23.

Rocha M.C., dos Santos M.B., Zanella R. et al., 2020, *Preserved riparian forest protects endangered forest-specialists amphibian species against the genotoxic impact of sunlight and agrochemicals*, "Biological Conservation", Vol. 249, Art. 108746, https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108746.

Royo A.A., Carson W.P., 2010, *The formation of dense understory layers in forests worldwide: consequences and implications for forest dynamics, biodiversity and succession*, "Canadian Journal of Forest Research", Vol. 36, s. 1345–1362.

Rumiantsev M., Luk'yanets V., Musienko S. et al., 2018, *Main problems in natural seed regeneration of pedunculate oak (Quercus robur L.) stands in Ukraine*, "Forestry Studies", Vol. 69, s. 7–23.

Runkle J.R., 1981, *Gap regeneration in some old-growth forests of the eastern United States*, "Ecology, Ecological Society of America", Vol. 62(4), s. 1041–1051.

Richling A., Solon J., Macias A. et al., red., 2021, *Regionalna geografia fizyczna Polski*, Wydawnictwo Naukowe Bogucki, Poznań.

Rzętała M., Machowski R., 2015, *Klimat województwa śląskiego*, w: *Encyklopedia województwa śląskiego*, http://ibrbs.pl/mediawiki/index.php/Klimat_(typy,_rozmieszczenie) [dostęp: 5.05.2023].

Saha S., Rajwar G., Kumar M., 2016, *Forest structure, diversity and regeneration potential along altitudinal gradient in Dhanaulti of Garhwal Himalaya*, "Forest Systems", Vol. 25(2), s. 1–15.

Saint-Laurent D., Arsenault-Boucher L., Berthelot J.-S., 2019, *Contrasting effects of flood disturbance on alluvial soils and riparian tree structure and species composition in mixed temperate forests*, "Air, Soil and Water Research", Vol. 12(1), s. 1–15.

Sakio H., 1997, *Effects of natural disturbance on the regeneration of riparian forests in a Chichibu Mountains, central Japan*, "Plant Ecology", Vol. 132, s. 181–195.

Sakio H., 2005, *Effects of flooding on growth of seedlings of woody riparian species*, "Journal of Forest Restoration", Vol. 10, s. 341–346.

Sapkota I.P., Odén P.C., 2009, *Gap characteristics and their effects on regeneration, dominance and early growth of woody species*, "Journal of Plant Ecology", Vol. 2(1), s. 21–29.

Sarr D.A., Hibbs D.E., Shatford J.P.A. et al., 2011, *Influences of life history, environmental gradients, and disturbance on riparian tree regeneration in Western Oregon*, "Forest Ecology and Management", Vol. 261(7), s. 1241–1253.

Schmitt C.B., Kisangau D., Matheka K.W., 2019, *Tree diversity in a human modified riparian forest landscape in semi-arid Kenya*, "Forest Ecology and Management", Vol. 433, s. 645–655.

Schnitzler A., 1997, *River dynamics as a forest process: Interaction between fluvial systems and alluvial forests in large European river plains*, "Botanical Review", Vol. 63, s. 40–64.

Schnitzler A., Hale B.W., Alsum E.M., 2007, *Examining native and exotic species diversity in European riparian forests*, "Biological Conservation", Vol. 138 (1–2), s. 146–156.

Schwartz K., 2008, *Ochrona lasów łęgowych starorzeczy w nadleśnictwie Jarocin*, „Studia i Materiały Centrum Edukacji Przyrodniczo-Leśnej", R. 10, z. 2, s. 99–107.

Scott M.L., Friedman J.M., Auble G.T., 1996, *Fluvial process and the establishment of bottomland trees*, "Geomorphology", Vol. 14, s. 327–339.

Seena S., Carvalho F., Cássio F. et al., 2017, *Does the developmental stage and composition of riparian forest stand affect ecosystem functioning in streams?*, "Science of the Total Environment", Vol. 609, s. 1500–1511.

Shaw R.K., 1976, *A taxonomic and écologie study of the riverbottom forest on St. Mary River, Lee Creek, and Belly River in southwestern Alberta. I. Continuous variation for foliar characteristics*, "The Great Basin Naturalist", Vol. 36, s. 243–271.

Shirley S.M., Smith J.N.M., 2005, *Bird community structure across riparian buffer strips of varying width in a coastal temperate forest*, "Biological Conservation", Vol. 125, No. 4, s. 475–489.

Sikorska D., Sikorski P., Archiciński P. et al., 2019, *You can't see the woods for the trees: invasive Acer negundo L. in urban riparian forests harms biodiversity and limits recreation activity*, "Sustainability", Vol. 11, Art. 5838, doi: https://doi.org/10.3390/su11205838.

da Silva R.L., Fernandes M., Leite A. et al., 2017, *Degradation impacts on riparian forests of the lower Mearim river, eastern periphery of Amazonia*, "Forest Ecology and Management", Vol. 402, s. 92–101.

Sirombra M.G., Mesa L.M., 2012, *A method for assessing the ecological quality of riparian forests in subtropical Andean streams: QBRy index*, "Ecological Indicators", Vol. 20, s. 324–331.

Skłodowski J., 2020, *Two directions of regeneration of post-windthrow pine stands depend on the composition of the undergrowth and the soil environment*, "Forest Ecology and Management", Vol. 461, s. 1–9.

Skłodowski J.W., Buszyniewicz J., Domański M., 2014, *Spontaniczne odnowienie drzewostanu zaburzonego huraganem w lipcu 2002 roku*, „Sylwan", Vol. 158(7), s. 499–508.

Skowronek I., Babczyńska-Sendek B., Chmura D., 2011, *An attempt at assessment of Alnetum incanae Lüdi 1921 transformations in the Skawica river valley (The Beskid Żywiecki Mts)*, "Acta Universitatis Lodziensis, Folia Biologica et Oecologica", Vol. 7, s. 191–206.

Skrzyszewski J., Pach M., Skrzyszewska K., 2019, *Impact of the species composition of a tree stand on the number of natural young seedlings in selected national parks of the Western Carpathians*, "Acta Silvestria", Vol. 56, s. 61–76.

Solon J., Roo-Zielińska E., Affek A. et al., 2017, *Świadczenia ekosystemowe w krajobrazie młodoglacjalnym. Ocena potencjału i wykorzystania*, Instytut Geografii i Przestrzennego Zagospodarowania PAN, Wyd. Akademickie Sedno, Warszawa.

Solon J., Borzyszkowski J., Bidłasik M. et al., 2018, *Physico-geographical mesoregions of Poland: verification and adjustment of boundaries on the basis of contemporary spatial data*, "Geographia Polonica", Vol. 91, Iss. 2, s. 143–170.

Sosnowski K., 1924, *Beskidy Zachodnie*, Polska, Ziemia i Człowiek, Biblioteczka Geograficzna ORBIS, Kraków.

Stanisz A., 2006, *Przystępny kurs statystyki z zastosowaniem STATISTICA PL na przykładach z medycyny*, t. 1, *Statystyki podstawowe*, STATISTICA, Kraków.

Stefańska-Krzaczek E., Podgrudna K., 2015, *Florystyczne i fitocenotyczne wskaźniki stanu zachowania lasów zalewowych w miejskiej dolinie rzecznej*, „Sylwan", Vol. 159(1), s. 82–88.

Stella J.C., Battles J.J., 2010, *How do riparian woody seedlings survive seasonal drought?*, "Oecologia", Vol. 164(3), s. 579–590.

Stella J.C., Riddle J.D., Battles J.J., 2012, *Riparian forest dynamics on a large, regulated river (California, USA): impacts and implications for management*, "Rivieres en Tresses/ Braided Rivers", Vol. 1, s. 1–3.

Stella J.C., Riddle J., Piégay H. et al., 2013, *Climate and local geomorphic interactions drive patterns of riparian forest decline along a Mediterranean Basin river*, "Geomorphology", Vol. 202(15), s. 101–114.

Sterzyńska M., Shrubovych J., Nicia P., 2017, *Impact of plant invasion (Solidago gigantea L.) on soil mesofauna in a riparian wet meadows*, "Pedobiologia", Vol. 64, s. 1–7.

Stinson K.A., Campbell S.A., Powell J.R. et al., 2006, *Invasive plant suppresses the growth of native tree seedlings by disrupting belowground mutualisms*, "PLoS Biology", Vol. 4(5), https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0040140.

Stromberg J.C., Tluczek M.G.F., Hazelton A.F. et al., 2010, *A century of riparian forest expansion following extreme disturbance: Spatio-temporal change in Populus/Salix/Tamarix forests along the Upper San Pedro River, Arizona, USA*, "Forest Ecology and Management", Vol. 259, s. 1181–1189.

Su X., Wang M., Huang Z. et al., 2019, *Forest understorey vegetation: colonization and the availability and heterogeneity of resources*, "Forests", Vol. 10, No. 11, s. 1–17.

Suganuma M.S., Durigan G., 2015, *Indicators of restoration success in riparian tropical forests using multiple reference ecosystems*, "Restoration Ecology", Vol. 23(3), s. 238–251.

Sung C.Y., Li M.-H., Rogers G.O. et al., 2011, *Investigating alien plant invasion in urban riparian forests in a hot and semi-arid region*, "Landscape and Urban Planning", Vol. 100, Iss. 3, s. 278–286.

Sweeney B.W., Czapka S.J., Yerkes T., 2002, *Riparian forest restoration: increasing success by reducing plant competition and herbivory*, "Restoration Ecology", Vol. 10(2), s. 392–400.

Sweeney B.W., Czapka S.J., 2004, *Riparian forest restoration: why each site needs an ecological prescription*, "Forest Ecology and Management", Vol. 192, No. 2–3, s. 361–373.

Sznitzler A., 1997, *River dynamics as a forest process: Interaction between fluvial systems and alluvial forests in large European river plains*, "Botanical Review", Vol. 63, s. 40–64.

Szczerba M., Robakowski P., 2013, *Skład gatunkowy i model struktury drzewostanu łęgowego w Rezerwacie Przyrody „Krajkowo"*, „Nauka Przyroda Technologie", Vol. 7(3), s. 1–15.

Szwagrzyk J., Szewczyk J., 2008, *Is natural regeneration of forest stands a continuous process? A case of an old-growth forest of the Western Carpathians*, "Polish Journal of Ecology", Vol. 56, s. 623–633.

Szymura T.H., Buszczak M., Szymura M., 2010, *Structure and dynamics of a mature tree stand in submontane alluvial forest of Carici remotae-Fraxinetum in the Sudety Mts foothills (Lower Silesia, Poland)*, "Dendrobiology", Vol. 63, s. 43–51.

Šálek L., Zahradník D., Marušák R. et al., 2013, *Forest edges in managed riparian forests in the eastern part of the Czech Republic*, "Forest Ecology and Management", Vol. 305, s. 1–10.

Tabor J., 2014, *Kryteria oceny zasobów martwego drewna w Polsce i Europie*, „Studia i Materiały CEPL w Rogowie", R. 16, z. 41(4), s. 46–60.

Tenzin J., Hasenauer H., 2016, *Tree species composition and diversity in relation to anthropogenic disturbances in broad-leaved forests of Bhutan*, "International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management", Vol. 12(4), s. 274–290.

Tererai F., Gaertner M., Jacobs S.M. et al., 2013, *Eucalyptus invasions in riparian forests: Effects on native vegetation community diversity, stand structure and composition*, "Forest Ecology and Management", Vol. 297, s. 84–93.

Thammanu S., Marod D., Han H. et al., 2021, *The influence of environmental factors on species composition and distribution in a community forest in Northern Thailand*, "Journal of Forestry Research", Vol. 32, s. 649–662.

Thomas F.M., Lang P., 2020, *Growth and water relations of riparian popular forests under pressure in Central Asia's Tarim River Basin*, "River Research and Applications" (Special Issue: International Society for River Science, Vienna Symposium 2019: *Riverine landscapes as coupled socio-ecological systems*), Vol, 37(2), s. 233–240.

Thomas P.A., 2016, *Biological flora of the British isles: Fraxinus excelsior*, "Journal of Ecology", Vol. 104, s. 1158–1209.

Tichỳ L., Holt J., 2006, *JUICE program for management, analysis and classification of ecological data*, Masaryk University, Brno.

Tockner K., Ward J.V., Arscott D.B. et al., 2003, *The Tagliamento River: A model ecosystem of European importance*, "Aquatic Sciences", Vol. 65, s. 239–253.

Tokarska-Guzik B., Dajdok Z., Zając M. et al., 2012, *Rośliny obcego pochodzenia w Polsce ze szczególnym uwzględnieniem gatunków inwazyjnych*, Generalna Dyrekcja Ochrony Środowiska, Warszawa.

Tolkinnen M., Vaarala S., Aroviita J., 2021, *The importance of riparian forest cover to the ecological status of agricultural streams in a nationwide assessment*, "Water Resources Management", Vol. 35, s. 4009–4020.

Truax B., Gagnon D., Lambert F. et al., 2017, *Riparian buffer growth and soil nitrate supply are affected by tree species selection and black plastic mulching*, "Ecological Engineering", Vol. 106, s. 82–93.

Tsheboeng G., Murray-Hudson M., Kashe K., 2017, *Population structure, species composition and distribution of riparian woody plant communities in the Okavango Delta, Botswana: 50 years of independence and conservation*, "Botswana Notes and Records", Vol. 49, s. 44–55.

Turczański K., Rutkowski P., Dyderski M.K. et al., 2020, *Soil pH and organic matter content affects European ash (Fraxinus excelsior L.) crown defoliation and its impact on understory vegetation*, "Forests", Vol. 22, s. 1–15.

Turunen J., Markkula J., Rajakallio M. et al., 2019, *Riparian forests mitigate harmful ecological effects of agricultural diffuse pollution in medium-sized streams*, "Science of the Total Environment", Vol. 649, s. 495–503.

Tyszkiewicz Z.E., Czubaszek R., Roj-Rojewski S., 2019, *Podstawowe metody laboratoryjnej analizy gleby. Skrypt do zajęć laboratoryjnych z przedmiotu gleboznawstwo dla studentów kierunku architektura krajobrazu Politechniki Białostockiej*, Oficyna Wydawnicza Politechniki Białostockiej, Białystok.

Tzeng H.-Y., Wang W., Tseng Y.-H. et al., 2018, *Tree mortality in response to typhoon-induced floods and mudslides is determined by tree species, size, and position in a riparian Formosan gum forest in subtropical Taiwan*, "PLoS ONE", Vol. 13(1), Art. 190832, s. 1–22.

Uowolo A.L., Binkley D., Adair C.E., 2005, *Plant diversity in riparian forests in northwest Colorado: Effects of time and river regulation*, "Forest Ecology Management", Vol. 218, s. 107–114.

Urgenson L.S., Reichard S.H., Halpern C.B., 2009, *Community and ecosystem consequences of giant knotweed (Polygonum sachalinense) invasion into riparian forests of western Washington, USA*, "Biological Conservation", Vol. 142(7), s. 1536–1541.

Uri V., Lõhmus K., Mander Ü. et al., 2011, *Long-term effects on the nitrogen budget of a short-rotation grey alder (Alnus incana (L.) Moench) forest on abandoned agricultural land*, "Ecological Engineering", Vol. 37, No. 6, s. 920–930.

Uziębło A.K., Ciapała S., 2006, *Zróżnicowanie florystyczne i ekologiczne roślinności przypotokowej w masywie Babiej Góry*, „Ochrona Beskidów Zachodnich", Vol. 1, s. 93–103.

Uziębło A.K., Barć A., 2010, *Skuteczność ochrony obszarowej na przykładzie flory żwirowisk*, w: *Trwałość i efektywność ochrony przyrody w polskich parkach narodowych*, red. A. Andrzejewska, A. Lubański, Kampinoski Park Narodowy, Izabelin, s. 319–323.

Uziębło A.K., 2011, *Petasites kablikianus Tausch et Berchtold as a pioneer species and its abilities to colonize initial habitats*, Wydawnictwo UŚ, Katowice.

Uziębło A.K., Fojcik B., Kozik D., 2018, *Ecological conditions of the altitudinal substitution of Petasites kablikianus and P. hybridus in the Polish Carpathians*, "Acta Societatis Botanicorum Poloniae", Vol. 87(3), s. 1–14.

Vale V.S., Schiavini I., Prado-Júnior J.A. et al., 2015, *Rapid changes in tree composition and biodiversity: consequences of dams on dry seasonal forests*, "Revista Chilena de Historia Natural", Vol. 88(13), s. 1–11.

Vesipa R., Camporeale C., Ridolfia L., 2017, *Effect of river flow fluctuations on riparian vegetation dynamics: processes and models*, "Advances in Water Resources", Vol. 110, s. 29–50.

Villarin L.A., Chapin D.M., Jones J.E., 2009, *Riparian forest structure and succession in second-growth stands of the central Cascade Mountains, Washington, USA*, "Forest Ecology and Management", Vol. 257(5), s. 1375–1385.

Volk C.J., Kiffney P.M., Edmonds R.L., 2003, *Role of riparian red alder in the nutrient dynamics of coastal streams of the Olympic Peninsula, Washington, USA*, "American Fisheries Society Symposium", Vol. 34, s. 213–225.

Vosse S., Esler K.J., Richardson D.M. et al., 2008, *Can riparian seed banks initiate restoration after alien plant invasion? Evidence from the Western Cape, South Africa*, "South African Journal of Botany", Vol. 74(3), s. 432–444.

Wang K., Zeng X., Liu X. et al., 2020, *Nitrogen rather than streamflow regulates the growth of riparian trees*, "Chemical Geology", Vol. 547, Art. 119666, https://doi.org/10.1016/j.chemgeo.2020.119666.

Warren D.R., Keeton W.S., Kiffney P.M. et al., 2016, *Changing forests – changing streams: riparian forest stand development and ecosystem function in temperate headwaters*, "Ecosphere", Vol. 7, Iss. 8, s. 1–19.

Wawręty R., 2007, *Wpływ budownictwa wodnego na przyrodę*, w: *Jak skutecznie chronić przyrodę dolin rzecznych?*, Wydawnictwo FOŚiGW, Katowice, s. 26–32, http://www.tnz.most.org.pl/dokumenty/projekty/Jak_chronic_2007_58sth.pdf [dostęp: 5.05.2023].

Weidema I., Buchwald E., 2010, *NOBANIS – Invasive Alien Species Fact Sheet – Acer pseudoplatanus*, w: Online Database of the European Network on Invasive Alien Species – NOBANIS, https://www.nobanis.org/globalassets/speciesinfo/a/acer-pseudoplatanus/acer_pseudoplatanus.pdf [dostęp: 08.2023].

Welander N.T., Ottosson B., 1998, *The influence of shading on growth and morphology in seedlings of Quercus robur L. and Fagus sylvatica L.*, "Forest Ecology and Management", Vol. 107, s. 117–126.

Wilczek Z., Tlałka D., Rostański A., 2009, *Pteridological field-trip to the Beskidy Zachodnie range (Southern Poland), a refuge of natural habitats of ferns and fern allies species*, w: *Genus Dryopteris in Poland*, red. E. Szczęśniak, E., Gola, Polish Botanical Society and Institute of Plant Biology, University of Wrocław, Wrocław, s. 97–107.

Wonkka C.L., Twidwell D., Bielski C.H. et al., 2017, *Regeneration and invasion of cottonwood riparian forest following wildfire*, "Restoration Ecology", Vol. 26, Iss. 3, s. 1–10.

Worbes M., 1985, *Structural and other adaptation to long-term flooding by trees in Central Amazonia*, "Amazoniana: Limnologia et Oecologia Regionalis Systematis Fluminis Amazonas", Vol. 9(3), s. 459–484.

Woziwoda B., Dyderski M.K., Kobus S., 2019, *Natural regeneration and recruitment of native Quercus robur and introduced Q. rubra in European oak-pine mixed forests*, "Forest Ecology and Management", Vol, 449(1), Art. 11747, doi: http://dx.doi.org/10.1016/j.foreco.2019.117473.

Yang Y., Watanabe M., Li F. et al., 2006, *Factors affecting forest growth and possible effects of climate change in the Taihang Mountains, northern China*, "Forestry", Vol. 79(1), s. 135–147.

Zaręba R., 1986, *Znaczenie jesiona wyniosłego (Fraxinus excelsior L.) w gospodarce leśnej kraju*, „Sylwan", Vol. 7, s. 9–16.

Zarzycki K., Trzcińska-Tacik H., Różański W. et al., 2002, *Ecological indicator values of vascular plants of Poland (Ekologiczne liczby wskaźnikowe roślin naczyniowych Polski)*, Instytut Botaniki im. W. Szafera PAN.

Zelnik I., Klenovšek V.M., Gaberščik A., 2020, *Complex undisturbed riparian zones are resistant to colonisation by invasive alien plant species*, "Water", Vol. 12, Art. 345, http://doi.org/10.3390/w12020345.

Zhao T., Xu H., He Y. et al., 2009, *Agricultural non-point nitrogen pollution control function of different vegetation types in riparian wetlands: a case study in the Yellow River wetland in China*, "Journal of Environmental Sciences", Vol. 21(7), s. 933–939.

Ziegenhagen B., Kausch W., 1995, *Productivity of young shaded oaks (Quercus robur L.) as corresponding to shoot morphology and leaf anatomy*, "Forest Ecology and Management", Vol. 72, s. 97–108.

Akty prawne

Dyrektywa 2000/60/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 23 października 2000 r. ustanawiająca ramy wspólnotowego działania w dziedzinie polityki wodnej Dyrektywa Rady 92/43/EWG z dnia 21 maja 1992 r. w sprawie ochrony siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory 214.

Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 5 stycznia 2012 r. w sprawie ochrony gatunkowej roślin, Dz.U. 2012 poz. 81.

Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 października 2014 r. w sprawie ochrony gatunkowej roślin, Dz.U. 2014 poz. 1409.

Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 13 kwietnia 2010 r. w sprawie siedlisk przyrodniczych oraz gatunków będących przedmiotem zainteresowania Wspólnoty, a także kryteriów wyboru obszarów kwalifikujących się do uznania lub wyznaczenia jako obszary Natura 2000, Dz.U. 2014 poz. 1713.

Rozporządzenie Rady Ministrów z dnia 10 września 2019 r. w sprawie przedsięwzięć mogących znacząco oddziaływać na środowisko, Dz.U. 2019 poz. 1839 z późn. zm.

Ustawa z dnia 16 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody, Dz.U. 2023 poz. 1336 z późn. zm.

Ustawa z dnia 28 września 1991 r. o lasach, Dz.U. 2023 poz. 1356 z późn. zm.

Wykaz flory nadrzecznych lasów łęgowych województwa śląskiego

Lp.	Nazwa łacińska	Nazwa polska	Ochrona gatunkowa*	Gatunek starych lasów	Inwazyjny gatunek obcy
1	*Abies alba*	jodła pospolita			
2	*Acer campestre*	klon polny			
3	*Acer negundo*	klon jesionolistny			●
4	*Acer platanoides*	klon zwyczajny			
5	*Acer pseudoplatanus*	klon jawor			
6	*Achillea millefolium*	krwawnik pospolity			
7	*Adoxa moschatellina*	piżmaczek wiosenny		●	
8	*Aegopodium podagraria*	podagrycznik pospolity		●	
9	*Agrostis canina*	mietlica psia			
10	*Agrostis capillaris*	mietlica pospolita			
11	*Agrostis gigantea*	mietlica olbrzymia			
12	*Agrostis stolonifera*	mietlica rozłogowa			
13	*Ajuga reptans*	dąbrówka rozłogowa		●	
14	*Alchemilla glabra*	przywrotnik prawie nagi			
15	*Alisma plantago-aquatica*	żabieniec babka wodna			
16	*Alliaria petiolata*	czosnaczek pospolity			
17	*Allium ursinum*	czosnek niedźwiedzi	●	●	
18	*Alnus glutinosa*	olsza szara			
19	*Alnus incana*	olsza czarna			
20	*Alopecurus pratensis*	wyczyniec łąkowy			
21	*Anemone nemorosa*	zawilec gajowy		●	

* Stan na rok 2024 wg Rozporządzenia Ministra Środowiska w sprawie ochrony gatunkowej roślin (Dz.U. 2014 poz. 1409).

22	*Anemone ranunculoides*	zawilec żółty		●	
23	*Angelica sylvestris*	dzięgiel leśny			
24	*Anthoxanthum odoratum*	tomka wonna			
25	*Anthriscus nitida*	trybula lśniąca		●	
26	*Anthriscus sylvestris*	trybula leśna			
27	*Artemisia vulgaris*	bylica pospolita			
28	*Asarum europaeum*	kopytnik pospolity		●	
29	*Aster novi-belgii*	aster nowobelgijski			●
30	*Aster salicifolius*	aster wierzbolistny			
31	*Astrantia major*	jarzmianka większa			
32	*Athyrium filix-femina*	wietlica samicza		●	
33	*Arctium lappa*	łopian większy			
34	*Arctium tomentosum*	łopian pajęczynowaty			
35	*Aruncus dioicus*	parzydło leśne			
36	*Asarum europaeum*	kopytnik pospolity			
37	*Aster novi-belgii*	aster nowobelgijski			
38	*Astragalus glycyphyllos*	traganek szerokolistny			
39	*Atrichum undulatum*	żurawiec falisty			
40	*Atriplex patula*	łoboda rozłożysta			
41	*Barbarea vulgaris*	gorczycznik pospolity			
42	*Betula pendula*	brzoza brodawkowata			
43	*Bidens tripartita*	uczep trójlistkowy			
44	*Brachypodium sylvaticum*	kłosownica leśna		●	
45	*Brachythecium rivulare*	krótkosz strumieniowy			
46	*Brachythecium rutabulum*	krótkosz pospolity			
47	*Brachythecium salebrosum*	krótkosz rowowy			
48	*Bromus hordaceus*	stokłosa miękka			
49	*Calamagrostis epigeios*	trzcinnik piaskowy			
50	*Calamagrostis pseudophragmites*	trzcinnik szuwarowy			
51	*Calamagrostis villosa*	trzcinnik owłosiony			
52	*Callitriche cophocarpa*	rzęśl długoszyjkowa			
53	*Caltha laeta*	knieć błotna			
54	*Caltha palustris*	knieć błotna górska			
55	*Calystegia sepium*	kielisznik zaroślowy			
56	*Campanula patula*	dzwonek rozpierzchły			
57	*Campanula persicifolia*	dzwonek brzoskwiniolistny			
58	*Campanula trachelium*	dzwonek pokrzywolistny		●	
59	*Capsella bursa-pastoris*	tasznik pospolity			

60	*Carduus personata*	oset łopianowaty			
61	*Cardamine amara*	rzeżucha gorzka			
62	*Cardamine hirsuta*	rzeżucha włochata			
63	*Cardamine impatiens*	rzeżucha niecierpkowa			
64	*Cardamine pratensis*	rzeżucha łąkowa			
65	*Cardamine trifolia*	rzeżucha trójlistkowa			
66	*Carex brizoides*	turzyca drżączkowata			
67	*Carex hirta*	turzyca owłosiona			
68	*Carex pallescens*	turzyca blada			
69	*Carex remota*	turzyca odległokłosa		●	
70	*Carex sylvatica*	turzyca leśna		●	
71	*Carpinus betulus*	grab pospolity			
72	*Centaurea cyanus*	chaber bławatek			
73	*Centaurea jacea*	chaber łąkowy			
74	*Centaurea phrygia*	chaber austriacki			
75	*Cerastium holosteoides*	rogownica pospolita			
76	*Cerasus avium*	wiśnia ptasia			
77	*Chaerophyllum aromaticum*	świerząbek korzenny			
78	*Chaerophyllum hirsutum*	świerząbek orzęsiony			
79	*Chaerophyllum temulum*	świerząbek gajowy			
80	*Chelidonium majus*	glistnik jaskółcze ziele			
81	*Chenopodium album*	komosa biała			
82	*Chrysosplenium alternifolium*	śledziennica skrętolistna		●	
83	*Circaea alpina*	czartawa drobna		●	
84	*Circaea intermedia*	czartawa pośrednia		●	
85	*Circaea lutetiana*	czartawa pospolita		●	
86	*Cirsium arvense*	ostrożeń polny			
87	*Cirsium oleraceum*	ostrożeń warzywny			
88	*Cirsium palustre*	ostrożeń błotny			
89	*Cirsium vulgare*	ostrożeń lancetowaty			
90	*Conocephalum conicum*	stożka ostrokrężna			
91	*Conyza canadensis*	konyza kanadyjska			●
92	*Convolvulus arvensis*	powój polny			
93	*Cornus mas*	dereń jadalny			
94	*Cornus sanguinea*	dereń świdwa			
95	*Coronilla varia*	cieciorka pstra			
96	*Corylus avellana*	leszczyna pospolita			
97	*Crataegus laevigata*	głóg dwuszyjkowy			

98	*Crataegus monogyna*	głóg jednoszyjkowy			
99	*Crataegus rhipidophylla*	głóg odgiętodziałkowy			
100	*Crepis biennis*	pępawa dwuletnia			
101	*Crepis paludosa*	pępawa błotna			
102	*Cruciata glabra*	przytulinka wiosenna			
103	*Cucubalus baccifer*	wyżpin jagodowy			
104	*Cynosurus cristatus*	grzebienica pospolita			
105	*Dactylis glomerata*	kupkówka pospolita			
106	*Daphne mezereum*	wawrzynek wilczełyko	●	●	
107	*Daucus carota*	marchew zwyczajna			
108	*Dentaria bulbifera*	żywiec cebulkowy		●	
109	*Dentaria glandulosa*	żywiec gruczołowaty		●	
110	*Deschampsia caespitosa*	śmiałek darniowy			
111	*Dicranella heteromalla*	widłoząbek włoskowy			
112	*Dicranum scoparium*	widłozął miotlasty			
113	*Dryopteris carthusiana*	nerecznica krótkoostna		●	
114	*Dryopteris filix-mas*	nerecznica samcza		●	
115	*Echinocystis lobata*	kolczurka klapowana			●
116	*Echinops sphaerocephalus*	przegorzan kulisty			●
117	*Elymus caninus*	perz psi		●	
118	*Elymus repens*	perz właściwy			
119	*Epilobium collinum*	wierzbownica wzgórzowa			
120	*Epilobium hirsutum*	wierzbownica kosmata			
121	*Epilobium montanum*	wierzbownica górska		●	
122	*Epilobium obscurum*	wierzbownica rózgowata			
123	*Epilobium palustre*	wierzbownica błotna			
124	*Equisetum arvense*	skrzyp polny			
125	*Equisetum palustre*	skrzyp błotny			
126	*Equisetum pratense*	skrzyp łąkowy			
127	*Equisetum sylvaticum*	skrzyp leśny		●	
128	*Erigeron annuus*	przymiotno białe			●
129	*Euonymus europaeus*	trzmielina zwyczajna			
130	*Eupatorium cannabinum*	sadziec konopiasty			
131	*Euphorbia amygdaloides*	wilczomlecz migdałolistny		●	
132	*Euphorbia cyparissias*	wilczomlecz sosnka			
133	*Euphorbia dulcis*	wilczomlecz słodki		●	
134	*Euphorbia lathyris*	wilczomlecz groszkowy			
135	*Fagus sylvatica*	buk zwyczajny			

136	*Festuca arundinacea*	kostrzewa trzcinowa			
137	*Festuca gigantea*	kostrzewa olbrzymia			
138	*Festuca pratensis*	kostrzewa łąkowa			
139	*Filipendula ulmaria*	wiązówka błotna			
140	*Ficaria verna*	ziarnopłon wiosenny		●	
141	*Fissidens taxifolius*	skrzydlik cisolistny			
142	*Fragaria vesca*	poziomka pospolita			
143	*Frangula alnus*	kruszyna pospolita			
144	*Fraxinus excelsior*	jesion wyniosły			
145	*Galeobdolon luteum*	gajowiec żółty		●	
146	*Galeopsis bifida*	poziewnik dwudzielny			
147	*Galeopsis pubescens*	poziewnik miękkowłosy			
148	*Galeopsis speciosa*	poziewnik pstry			
149	*Galium aparine*	przytulia czepna			
150	*Galium mollugo*	przytulia pospolita			
151	*Galium odoratum*	przytulia wonna		●	
152	*Galium schultesii*	przytulia Schultesa		●	
153	*Galium uliginosum*	przytulia bagienna			
154	*Galium verum*	przytulia właściwa			
155	*Gentiana asclepiadea*	goryczka trojeściowa			
156	*Geranium phaeum*	bodziszek żałobny			
157	*Geranium pratense*	bodziszek łąkowy			
158	*Geranium robertianum*	bodziszek cuchnący			
159	*Geum rivale*	kuklik zwisły			
160	*Geum urbanum*	kuklik pospolity		●	
161	*Glechoma hederacea*	bluszczyk kurdybanek			
162	*Glyceria maxima*	manna mielec			
163	*Hedera helix*	bluszcz pospolity		●	
164	*Helianthus tuberosus*	słonecznik bulwiasty			●
165	*Heracleum sosnovskyi*	barszcz Sosnowskiego			●
166	*Heracleum sphondylium*	barszcz zwyczajny			
167	*Hesperis matronalis*	wieczornik damski			
168	*Hieracium lachanelii*	jastrzębiec Lachenala			
169	*Hieracium sabaudum*	jastrzębiec sabaudzki		●	
170	*Holcus lanatus*	kłosówka wełnista			
171	*Humulus lupulus*	chmiel zwyczajny			
172	*Hypericum maculatum*	dziurawiec czteroboczny			
173	*Hypericum perforatum*	dziurawiec zwyczajny			

174	*Impatiens glandulifera*	niecierpek gruczołowaty			●
175	*Impatiens noli-tangere*	niecierpek pospolity		●	
176	*Impatiens parviflora*	niecierpek drobnokwiatowy			●
177	*Iris pseudoacorus*	kosaciec żółty			
178	*Juglans regia*	orzech włoski			●
179	*Juncus articulatus*	sit członowaty			
180	*Juncus conglomeratus*	sit skupiony			
181	*Juncus effusus*	sit rozpierzchły			
182	*Juncus tenuis*	sit chudy			
183	*Lactuca serriola*	sałata kompasowa			
184	*Lamium maculatum*	jasnota plamista			
185	*Lapsana communis*	łoczyga pospolita			
186	*Lathraea squamaria*	łuskiewnik różowy		●	
187	*Lathyrus latifolius*	groszek szerokolistny			
188	*Lathyrus pratensis*	groszek łąkowy			
189	*Lathyrus vernus*	groszek wiosenny		●	
190	*Leontodon autumnalis*	brodawnik jesienny			
191	*Leucanthemum vulgare*	jastrun właściwy			
192	*Lilium martagon*	lilia złotogłów	*	●	
193	*Lolium perenne*	życica trwała			
194	*Lonicera xylosteum*	wiciokrzew pospolity			
195	*Lotus corniculatus*	komonica zwyczajna			
196	*Lunaria rediviva*	miesięcznica trwała		●	
197	*Luzula luzuloides*	kosmatka gajowa		●	
198	*Luzula multiflora*	kosmatka licznokwiatowa			
199	*Lychnis flos-cuculi*	firletka poszarpana			
200	*Lycopus europaeus*	karbieniec pospolity			
201	*Lysimachia nemorum*	tojeść gajowa		●	
202	*Lysimachia nummularia*	tojeść rozesłana			
203	*Lysimachia vulgaris*	tojeść pospolita			
204	*Lythrum salicaria*	krwawnica pospolita			
205	*Maianthemum bifolium*	konwalijka dwulistna		●	
206	*Malva sylvestris*	ślaz dziki			
207	*Marchantia polymorpha*	porostnica wielokształtna			
208	*Matteucia struthiopteris*	pióropusznik strusi	●		
209	*Medicago falcata*	lucerna sierpowata			
210	*Medicago lupulina*	lucerna nerkowata			
211	*Melandrium rubrum*	bniec czerwony			

212	*Melica nutans*	perłówka zwisła		●	
213	*Melilotus albus*	nostrzyk biały			
214	*Melilotus officinalis*	nostrzyk żółty			
215	*Mentha aquatica*	mięta nadwodna			
216	*Mentha arvensis*	mięta polna			
217	*Mentha longifolia*	mięta długolistna			
218	*Millium effusum*	prosownica rozpierzchła		●	
219	*Moehringia trinervia*	możylinek trójnerwowy		●	
220	*Muscari botryoides*	szafirek drobnokwiatowy			
221	*Mycelis muralis*	sałatnik leśny		●	
222	*Myosotis palustris*	niezapominajka błotna			
223	*Myosotis sylvativa*	niezapominajka leśna			
224	*Myosoton aquaticum*	kościenica wodna			
225	*Orobanche flava*	zaraza żółta	●		
226	*Oxalis acetosella*	szczawik zajęczy		●	
227	*Oxalis fontana*	szczawik żółty			
228	*Oxyrrhynchium hians*	dzióbek rozwarty			
229	*Padus avium*	czeremcha zwyczajna			
230	*Padus serotina*	czeremcha amerykańska			●
231	*Paris quadrifolia*	czworolist pospolity		●	
232	*Parthenocissus inserta*	winobluszcz zaroślowy			●
233	*Parthenocissus quinquefolia*	winobluszcz pięciolistkowy			
234	*Petasites albus*	lepiężnik biały			
235	*Petasites hybridus*	lepiężnik różowy			
236	*Petasites kablikianus*	lepiężnik wyłysiały			
237	*Phalaris arundinacea*	mozga trzcinowata			
238	*Phleum pratense*	tymotka łąkowa			
239	*Phragmites australis*	trzcina pospolita			
240	*Physocarpus opulifolius*	pęcherznica kalinolistna			
241	*Phyteuma spicatum*	zerwa kłosowa		●	
242	*Picea abies*	świerk pospolity			
243	*Pimpinella major*	biedrzeniec wielki			
244	*Pinus sylvestris*	sosna zwyczajna			
245	*Plagiomnium affine*	płaskomerzyk pokrewny			
246	*Plagiomnium undulatum*	płaskomerzyk falisty			
247	*Plagiothecium laetum*	dwustronek jasny			
248	*Plagiothecium nemorale*	dwustronek leśny			
249	*Plantago lanceolata*	babka lancetowata			

250	*Plantago maior*	babka zwyczajna			
251	*Platanthera bifolia*	podkolan biały	●		
252	*Pleurozium schreberi*	rokietnik pospolity	●		
253	*Poa annua*	wiechlina roczna			
254	*Poa nemoralis*	wiechlina gajowa		●	
255	*Poa palustris*	wiechlina błotna			
256	*Poa pratensis*	wiechlina łąkowa			
257	*Poa trivialis*	wiechlina zwyczajna			
258	*Polygonatum multiflorum*	kokoryczka wielokwiatowa		●	
259	*Polygonum hydropiper*	rdest ostrogorzki			
260	*Polygonum lapathifolium*	rdest szczawiolistny			
261	*Polygonum persicaria*	rdest plamisty			
262	*Polytrichum commune*	płonnik pospolity	●		
263	*Populus alba*	topola biała			
264	*Populus balsamifera*	topola balsamiczna			
265	*Populus nigra*	topola czarna			
266	*Populus tremula*	topola osika			
267	*Potentilla reptans*	pięciornik rozłogowy			
268	*Primula elatior*	pierwiosnek wyniosły	●	●	
269	*Prunella vulgaris*	głowienka pospolita			
270	*Prunus avium*	wiśnia ptasia			
271	*Prunus spinosa*	śliwa tarnina			
272	*Pulmonaria obscura*	miodunka ćma		●	
273	*Quercus petraea*	dąb bezszypułkowy			
274	*Quercus robur*	dąb szypułkowy			
275	*Quercus rubra*	dąb czerwony			
276	*Ranunculus acris*	jaskier ostry			
277	*Ranunculus flammula*	jaskier płomiennik			
278	*Ranunculus lanuginosus*	jaskier kosmaty		●	
279	*Ranunculus repens*	jaskier rozłogowy			
280	*Reynoutria x bohemica*	rdestowiec pośredni			
281	*Reynoutria japonica*	rdestowiec ostrokończysty			●
282	*Reynoutria sachalinensis*	rdestowiec sachaliński			
283	*Rhizomnium punctatum*	merzyk kropkowany			
284	*Ribes nigrum*	porzeczka czarna		●	
285	*Ribes uva-crispa*	porzeczka agrest		●	
286	*Robinia pseudoacacia*	robinia akacjowa			●
287	*Rorippa palustris*	rzepicha błotna			

288	*Rosa canina*	róża dzika			
289	*Rosa multiflora*	róża wielokwiatowa			●
290	*Rubus caesius*	jeżyna popielica			
291	*Rubus hirtus*	jeżyna gruczołowata			
292	*Rubus idaeus*	malina właściwa			
293	*Rubus plicatus*	jeżyna fałdowana			
294	*Rudbeckia hirta*	rudbekia owłosiona			
295	*Rudbeckia laciniata*	rudbekia naga			●
296	*Rumex acetosa*	szczaw zwyczajny			
297	*Rumex acetosella*	szczaw polny			
298	*Rumex conglomeratus*	szczaw skupiony			
299	*Rumex crispus*	szczaw kędzierzawy			
300	*Rumex obtusifolius*	szczaw tępolistny			
301	*Rumex sanguineus*	szczaw gajowy		●	
302	*Rythidiadelphus squarrosus*	fałdownik nastroszony			
303	*Salix alba*	wierzba biała			
304	*Salix amygdalina*	wierzba trójpręcikowa			
305	*Salix capraea*	wierzba iwa			
306	*Salix eleagnos*	wierzba siwa			
307	*Salix eriocephala*	wierzba amerykanka			
308	*Salix fragilis*	wierzba krucha			
309	*Salix pentandra*	wierzba pięciopręcikowa			
310	*Salix purpurea*	wierzba purpurowa			
311	*Salix viminalis*	wierzba wiciowa			
312	*Salix triandra*	wierzba trójpręcikowa			
313	*Salvia glutinosa*	szałwia lepka			
314	*Sambucus nigra*	bez czarny			
315	*Sambucus racemosa*	bez koralowy			
316	*Sanguisorba minor*	krwiściąg mniejszy			
317	*Saponaria officinalis*	mydlnica lekarska			
318	*Sarothamnus scoparius*	żarnowiec miotlasty			
319	*Scrophularia nodosa*	trędownik bulwiasty		●	
320	*Senecio fuchsi*	starzec Fuchsa			
321	*Solanum dulcamara*	psianka słodkogórz			
322	*Solidago canadensis*	nawłoć kanadyjska			●
323	*Solidago gigantea*	nawłoć późna			●
324	*Sonchus asper*	mlecz kolczasty			
325	*Sorbus aucuparia*	jarząb pospolity			

326	*Stachys sylvatica*	czyściec leśny		●	
327	*Stellaria graminea*	gwiazdnica trawiasta			
328	*Stellaria media*	gwiazdnica pospolita			
329	*Stellaria nemorum*	gwiazdnica gajowa		●	
330	*Symphytum cordatum*	żywokost sercowaty		●	
331	*Symphytum tuberosum*	żywokost bulwiasty			
332	*Symphytum officinale*	żywokost lekarski			
333	*Tanacetum vulgare*	wrotycz pospolity			
334	*Taraxacum officinale*	mniszek lekarski			
335	*Telekia speciosa*	smotrawa okazała			●
336	*Thalictrum aquilegiifolium*	rutewka orlikolistna			
337	*Tilia cordata*	lipa drobnolistna			
338	*Tilia platyphyllos*	lipa szerokolistna			
339	*Torilis japonica*	kłobuczka pospolita			
340	*Trifolium alpestre*	koniczyna dwukłosowa			
341	*Trifolium pratense*	koniczyna łąkowa			
342	*Trifolium repens*	koniczyna biała			
343	*Trisetum flavescens*	konietlica łąkowa			
344	*Tussilago farfara*	podbiał pospolity			
345	*Urtica dioica*	pokrzywa zwyczajna			
346	*Ulmus glabra*	wiąz górski			
347	*Ulmus laevis*	wiąz szypułkowy			
348	*Ulmus minor*	wiąz pospolity			
349	*Quercus robur*	dąb szypułkowy			
350	*Valeriana officinalis*	kozłek lekarski			
351	*Valeriana simplicifolia*	kozłek całolistny			
352	*Verbascum nigrum*	dziewanna pospolita			
353	*Veronica beccabunga*	przetacznik bobowniczek			
354	*Veronica chamaedrys*	przetacznik ożankowy			
355	*Veronica montana*	przetacznik górski		●	
356	*Veronica officinalis*	przetacznik leśny			
357	*Viburnum opulus*	kalina koralowa			
358	*Viola canina*	fiołek psi			
359	*Viola reichenbachiana*	fiołek leśny		●	
360	*Vicia cracca*	wyka ptasia			
361	*Vicia sepium*	wyka płotowa			

Objaśnienia: * – ochrona ścisła.

Wykaz tabel

Tabela 1. Parametry oceny stanu zachowania fitocenoz nadrzecznych lasów łęgowych (wg Mroza 2012, uproszczone i zmodyfikowane) 39
Tabela 2. Warunki rozwoju badanych płatów roślinności (stałe powierzchnie badawcze) 73
Tabela 3. Udział wybranych gatunków na powierzchniach badawczych w analizowanych zespołach na podstawie stopni stałości 77
Tabela 4. Frekwencja gatunków drzewiastych w strukturze pionowej badanych lasów łęgowych (%) 79
Tabela 5. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Alnetum incanae* 124
Tabela 6. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Salicetum albo-fragilis* 129
Tabela 7. Zestawienie liczby osobników poszczególnych gatunków drzew w runie płatów z *Populetum albae* 131
Tabela 8. Wyniki testu Manna-Whitneya do powiązania czynników ilościowych z przeżywalnością ogółu siewek: *Fraxinus excelsior, Alnus incana, Acer pseudoplatanus* i *Padus avium* 138
Tabela 9. Wyniki testu chi-kwadrat powiązania występowania gatunków dominujących z przeżywalnością młodych osobników wybranych gatunków drzew 141
Tabela 10. Wyniki testu chi-kwadrat powiązania czynników jakościowych z przeżywalnością młodych drzew 142
Tabela 11. Uszeregowane wg stopnia ważności predyktory w modelu dla ogółu gatunków 148
Tabela 12. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla ogółu gatunków młodych drzew 148
Tabela 13. Uszeregowane wg stopnia ważności predyktory w modelu dla *Alnus incana* 149
Tabela 14. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Alnus incana* 150
Tabela 15. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Fraxinus excelsior* 150
Tabela 16. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Fraxinus excelsior* 151
Tabela 17. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Acer pseudoplatanus* 152

Tabela 18. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafność modelu dla *Acer pseudoplatanus* 152
Tabela 19. Uszeregowane według stopnia ważności predyktory w modelu dla *Padus avium* 153
Tabela 20. Współczynniki modelu regresji logistycznej i trafności modelu dla *Padus avium* 153

Załączniki (tabele fitosocjologiczne i ponadwymiarowe)

Załącznik 1. *Alnetum incanae*
Załącznik 2. *Salicetum albo-fragilis*
Załącznik 3. *Populetum albae*
Załącznik 4. Ogólna charakterystyka badanych powierzchni
Załącznik 5. Powierzchnie badawcze z *Alnetum incanae* Lüdi 1921
Załącznik 6. Powierzchnie z *Salicetum albo-fragilis* R.Tx. 1955
Załącznik 7. Powierzchnie z *Populetum albae* Br.-Bl. 1931

Wykaz rycin

Ryc. 1. Lokalizacja 30 powierzchni badawczych 42
Ryc. 2. Zasięgi wysokościowe fitocenoz trzech zespołów łęgów nadrzecznych na terenie województwa śląskiego (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa) 62
Ryc. 3. Diagram nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla 145 fitocenoz łęgów nadrzecznych, osie DCA1 i DCA2 63
Ryc. 4. Bogactwo gatunkowe w fitocenozach trzech zespołów łęgów nadrzecznych (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa) 64
Ryc. 5. Udział gatunków starych lasów w fitocenozach łęgów nadrzecznych (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa) 65
Ryc. 6. Udział inwazyjnych gatunków obcych w płatach nadrzecznych łęgów (p = 0,000, test Kruskala–Wallisa) 66
Ryc. 7. Porównanie udziału gatunków synantropijnych w płatach nadrzecznych łęgów (p = 0,001, test Kruskala–Wallisa) 66
Ryc. 8. Rozkład wartości systematycznej charakterystycznej kombinacji gatunków (D) w analizowanych zespołach łęgów nadrzecznych 67
Ryc. 9. Mapa rozmieszczenia odnalezionych płatów nadrzecznych lasów łęgowych 70
Ryc. 10. Lokalizacja powierzchni nr IV, *Alnetum incanae*, Białka, Kotlina Orawsko-Nowotarska 80
Ryc. 11. Lokalizacja powierzchni nr V, *Alnetum incanae*, Sopotnia Wielka, Beskid Żywiecki 81
Ryc. 12. Lokalizacja powierzchni nr VII, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska 83
Ryc. 13. Lokalizacja powierzchni nr VIII, *Alnetum incanae*, Koszarawa, Beskid Żywiecki 84
Ryc. 14. Lokalizacja powierzchni nr I, *Alnetum incanae*, Sopotnia Mała, Beskid Żywiecki 85

Ryc. 15. Lokalizacja powierzchni nr II, *Alnetum incanae*, Białka, Kotlina Orawsko-Nowotarska 86
Ryc. 16. Lokalizacja powierzchni nr IX, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska 87
Ryc. 17. Lokalizacja powierzchni nr VI, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska 88
Ryc. 18. Lokalizacja powierzchni nr III, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska 89
Ryc. 19. Lokalizacja powierzchni nr X, *Alnetum incanae*, Dunajec, Kotlina Orawsko-Nowotarska 90
Ryc. 20. Lokalizacja powierzchni nr XVIII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki 92
Ryc. 21. Lokalizacja powierzchni nr XVI, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki 93
Ryc. 22. Lokalizacja powierzchni nr XII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki 94
Ryc. 23. Lokalizacja powierzchni nr XV, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Beskid Żywiecki 95
Ryc. 24. Lokalizacja powierzchni nr XIII, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Beskid Śląski 97
Ryc. 25. Lokalizacja powierzchni nr XIV, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Dolina Górnej Wisły 98
Ryc. 26. Lokalizacja powierzchni nr XIX, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Dolina Górnej Wisły 99
Ryc. 27. Lokalizacja powierzchni nr XX, *Salicetum albo-fragilis*, Wisła, Beskid Śląski 100
Ryc. 28. Lokalizacja powierzchni nr XI, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Kotlina Oświęcimska 101
Ryc. 29. Lokalizacja powierzchni nr XVII, *Salicetum albo-fragilis*, Soła, Kotlina Oświęcimska 102
Ryc. 30. Lokalizacja powierzchni nr XXI, *Salicetum albo-fragilis*, Olza, Beskid Śląski 103
Ryc. 31. Lokalizacja powierzchni nr XXIII, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska 104
Ryc. 32. Lokalizacja powierzchni nr XXIX, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska 106

Ryc. 33. Lokalizacja powierzchni nr XXVI, *Populetum albae*, Soła, Kotlina Oświęcimska 107
Ryc. 34. Lokalizacja powierzchni nr XXIV, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska 108
Ryc. 35. Lokalizacja powierzchni nr XXV, *Populetum albae*, Skawa, Pogórze Śląskie 109
Ryc. 36. Lokalizacja powierzchni nr XXVII, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska 110
Ryc. 37. Lokalizacja powierzchni nr XXVIII, *Populetum albae*, Olza, Wyżyna Śląska 111
Ryc. 38. Lokalizacja powierzchni nr XXII, *Populetum albae*, Soła, Podgórze Wilamowickie 112
Ryc. 39. Lokalizacja powierzchni nr XXX, *Populetum albae*, Soła, Podgórze Wilamowickie 113
Ryc. 40. Porównanie średniej liczby gatunków w różnych typach runa w zespole *Alnetum incanae* (p = 0,03, test Kruskala–Wallisa) 114
Ryc. 41. Sezonowe zmiany w runie powierzchni badawczych z *Alnetum incanae* – na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda (bez gatunków sporadycznych) 116
Ryc. 42. Porównanie sezonowych zmian w runie powierzchni badawczych z *Salicetum albo-fragilis* (na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda, bez gatunków sporadycznych) 118
Ryc. 43. Porównanie sezonowych zmian w runie powierzchni badawczych z *Populetum albae* (na podstawie współczynnika podobieństwa Jaccarda, bez gatunków sporadycznych) 119
Ryc. 44. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr III, VI, VII i VIII 121
Ryc. 45. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr X, II, IX i IV 122
Ryc. 46. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr I i V 123
Ryc. 47. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXI, XX, XV i XVI 127
Ryc. 48. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XVIII, XIV, XIII 128

Ryc. 49. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXVII, XXIII, XXV, XXIV 132
Ryc. 50. Rozmieszczenie młodego pokolenia drzew w runie powierzchni nr XXII, XXX, XXVI 133
Ryc. 51. Liczba młodych osobników drzew czterech wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w *Alnetum incanae* 134
Ryc. 52. Liczba młodych osobników drzew czterech wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w *Salicetum albo-fragilis* 135
Ryc. 53. Liczba młodych osobników drzew pięciu wybranych gatunków, które przetrwały kolejne sezony badawcze (2017–2018, 2018–2019) oraz cały okres badań (2017–2019) na powierzchniach w zespole *Populetum albae* 136
Ryc. 54. Współczynnik korelacji Pearsona między różnorodnością biologiczną a przeżywalnością siewek w runie 140
Ryc. 55. Współczynnik korelacji Pearsona między różnorodnością biologiczną a liczbą siewek w runie 140
Ryc. 56. Wpływ typu runa na przeżywalność młodych drzew wybranych gatunków 143
Ryc. 57. Wpływ naturalności koryta na przeżywalność młodych drzew 144
Ryc. 58. Wpływ zalewu powierzchni na przeżywalność młodych osobników drzew 145
Ryc. 59. Wpływ ilości martwego drewna na przeżywalność młodych osobników drzew 146
Ryc. 60. Wpływ różnych poziomów antropopresji na przeżywalność młodych drzew 147
Ryc. 61. Rozmieszczenie analizowanych fitocenoz na tle istniejących form ochrony przyrody w województwie śląskim 156
Ryc. 62. Zróżnicowanie stanu zachowania fitocenoz trzech zespołów łęgów nadrzecznych w województwie śląskim 158

Wykaz fotografii

Fot. 1. Zimorodek (*Alcedo attis*), aut. T. Góra 19
Fot. 2. Ślepowron (*Nycticorax nycticorax*), aut. T. Góra 19
Fot. 3. Zalewiska w łęgu nad Wartą (a) i Wisłą (b), aut. A.K. Uziębło 20
Fot. 4. Topola czarna (*Populus nigra*) o obwodzie 580 cm, ze śladami żerowania bobra (*Castor fiber*) w łęgu nad Wartą, aut. A.K. Uziębło 21
Fot. 5. Ocieniona łęgiem strefa brzegowa Odry (a) i Warty (b), aut. A.K. Uziębło 22
Fot. 6. Runo łęgu topolowego nad Wartą latem, po wiosennym zalewie, aut. A.K. Uziębło 26
Fot. 7. Runo w olszynie z udziałem pióropusznika strusiego (*Matteucia struthiopteris*) – gatunku objętego ochroną częściową, dolina Wisły, okolice Ustronia, aut. A.K. Uziębło 53
Fot. 8. Runo łęgu wierzbowego z udziałem mozgi trzcinowatej (*Phalaris arundinacea*), dolina Soły, okolice Żywca, aut. A.K. Uziębło 55
Fot. 9. Runo łęgu wierzbowego z udziałem inwazyjnego niecierpka gruczołowatego (*Impatiens glandulifera*), dolina Soły w Żywcu, aut. A.K. Uziębło 56
Fot. 10. Łęgi topolowe nad Sołą, aut. A.K. Uziębło 59
Fot. 11. Welonowe pnącza chmielu (*Humulus lupulus*) w okrajku łęgu topolowego nad Odrą, okolice Raciborza, aut. A.K. Uziębło . . . 60
Fot. 12. Bogate runo w łęgu topolowym z udziałem wierzb (*Salix* spp.) nad środkową Wisłą, aut. A.K. Uziębło 60
Fot. 13. Siedlisko łęgu topolowego podzielone wałem przeciwpowodziowym, Wisła, okolice Grzawy, aut. A.K. Uziębło 64
Fot. 14. Wierzby pozostałe po wyciętym drzewostanie łęgu topolowego. otoczone zaroślami rdestowca ostrokończystego (*Reynoutria japonica*) wzdłuż koryta Wisły, aut. A.K. Uziębło 68
Fot. 15. Liniowa postać łęgów topolowych nad Wisłą sąsiadujących z łąkami, aut. A.K. Uziębło 68

Fot. 16. Fragmenty koryt Warty (a), Wisły (b) i Soły (c) ilustrujące znikomą reprezentację łęgów nadrzecznych, źródło: geoportal360.pl 71
Fot. 17. Runo z dominacją gatunku rodzimego – *Urtica dioica* w *Salicetum albo-fragilis*, na powierzchni nr XIII (a), i obcego – *Impatiens parviflora* w *Populetum albae*, na powierzchni nr XXVIII (b), aut. D. Kozik 114
Fot. 18. Zmiany fizjonomii runa na powierzchni nr X, runo w 2017 r. (a), w 2018 r. (b) i w 2019 r. (c), aut. D. Kozik 115
Fot. 19. Runo z dominacją inwazyjnego gatunku obcego – *Impatiens glandulifera* w *Salicetum albo-fragilis*, na powierzchni nr XVII w 2017 r. (a) i po zalewie w 2019 r., po zmianie dominanta na *Rubus caesius* i *Reynoutria japonica* (b), aut. D. Kozik 117
Fot. 20. Okazałe topole czarne (*Populus nigra*) o obwodzie ok. 800 cm, w łęgach nad Wisłą, poniżej zbiornika Goczałkowickiego, aut. D. Kozik 159
Fot. 21. Rdestowiec ostrokończysty (*Reynoutria japonica*) – inwazyjny gatunek obcy, intensywnie rozprzestrzeniający się w strefie przybrzeżnej Wisły po wycince łęgu wierzbowego, aut. A.K. Uziębło 160
Fot. 22. Śmieci nieorganiczne w łęgu nad Wisłą w okolicy Goczałkowic, aut. A.K. Uziębło 161
Fot. 23. Droga poprowadzona w strefie zalewowej Wisły na siedlisku łęgu wierzbowego, aut. A.K. Uziębło 162

Aldona K. Uziębło, Dariusz Kozik

Riverside riparian forests of the Silesian Voivodeship – the dynamics, state of conservation and perspectives for protection

Summary

Riverside riparian forests play a significant role in regulating water relations, flood protection, buffering agricultural pollution, creating ecological corridors and shaping the landscape and microclimate, as well as creating habitats for rich flora and fauna.

The fieldwork was carried out between 2016 and 2022, within the borders of the Silesian Voivodeship, in the valleys of major rivers and their tributaries (including the Oder, Warta, Soła and Vistula). For comparison, the study also covered several watercourses in adjacent areas. A total of approximately 250 phytosociological images were taken using the modified Brauna-Blanquet'a method. A total of 145 photos were compiled into three phytosociological tables (Appendices 1–3), 90 were taken on permanent study plots in the following three seasons of 2017–2019 to determine seasonal changes in the composition and structure of the analysed forests (Appendices 5–7). A general characterisation of the area is given in Appendix 4. There were observed phytocoenoses of three riparian forest communities: *Alnetum incanae*, *Salicetum albo-fragilis* and *Populetum albae*. Their state of conservation and distribution was assessed against the background of existing forms of nature conservation. The dynamics of the phytocenoses were studied in 30 permanent plots (100 m^2) in 2017–2019, in the three aforementioned communities. *In situ* observations of young tree individuals were made there, in three types of undergrowth – diverse (Z), native (R) and alien (O) dominant, in 1m^2 squares, obtaining data on distribution, density and survival of individuals. Soil samples were also taken to determine granulometric composition and pH, organic matter and nutrient element content. In addition, the following were determined: geographical coordinates, altitude, level of anthropopression, naturalness of the riverbed, amount of dead wood, distance of the patch from the riverbed, elevation above the average water level, and presence of flooding. The statistical analysis of the dependence of the survival of individuals of particular species on quantitative and qualitative factors concerns the four most represented species: *Alnus incana*, *Fraxinus excelsior*, *Acer pseudoplatanus* and *Padus avium*, and the total of all recorded woody species.

It was found that all the three complexes substitute one another in the riparian habitats, although the area of the Silesian Voivodeship covers the entire transition zone between willow and poplar riparian forests, and their patches are subject to dispersion and fragmentation. Willow riparian forest relates qualitatively to both alder and poplar riparian forest, which is also

the poorest floristically. The best preserved and least encumbered by invasive species are the phytocenoses of riverside mountain alder. Some patches are located within various forms of nature conservation, but some require legal protection. Riparian alder phytocenoses are characterised by very high dynamics of phytocenosis structure and stand regeneration. Factors that support recovery are floristically diverse undergrowth, naturalness of the riverbed, increased amount of dead wood and limited anthropopressure. Limiting factors are monotypic undergrowth, increased anthropopressure, frequent flooding and the content of specific soil fractions, depending on the species' preference. The only species not threatened, in terms of survival, seems to be the riverside mountain alder. Willow riparian forests are subject to the greatest dynamics, the influence of anthropopressure and are probably in the process of stand conversion. The community whose survival in the Silesian Voivodeship is most threatened is the poplar riparian forests. Protection of riparian forests should be based on legal and passive protection of the best-preserved patches, attempts to restore the habitat in untransformed areas, limiting the regulation of watercourses and greater control over the tourist access to riparian forests.

Na okładce wykorzystano zdjęcie autorstwa
Aldony K. Uziębło

Projekt okładki
Tomasz Tomczuk

Redaktor
Magdalena Kopeć

Korektor
Marzena Marczyk

Łamanie
Marek Zagniński

Redaktor inicjujący
Przemysław Pieniążek

Wersją referencyjną publikacji jest wydanie elektroniczne
Publikacja na licencji Creative Commons
Uznanie autorstwa-Na tych samych warunkach 4.0 Międzynarodowe (CC BY-SA 4.0)



https://orcid.org/0000-0002-7531-6064
https://orcid.org/0009-0004-4678-4477

https://doi.org/10.31261/PN.4223

Nadrzeczne lasy łęgowe województwa śląskiego – dynamika, stan zachowania i perspektywy ochrony / Aldona K. Uziębło, Dariusz Kozik. – Wydanie I. – Katowice : Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego, 2024

ISBN 978-83-226-4430-0
(wersja elektroniczna)

Wydawca
Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego,
ul. Bankowa 12B, 40-007 Katowice
https://wydawnictwo.us.edu.pl
e-mail: wydawnictwo@us.edu.pl

Wydanie I. Ark. druk. 14,75 Ark. wyd. 18,0. PN 4223.

Załącznik 1 (Annex 1) – *Alnetum incanae*

Numer kolejny zdjęcia / Successive No of relevé	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	Stopień stałości – Constancy degree
Numer zdjęcia w terenie / Field No of relevé	7	18a	19a	3	4	5	10	16	17	19	13	21	22	23	24	26	27	29	30	36	42	43	46	37	12	18	31	2	32	38	25	33	44	39	11	15	34	20	35	1	5	8	9	28	14	41	45	40	
Data / Date	22.05. 2016	25.07. 2016	07.06. 2016	06.08. 2023	25.07. 2017	25.05. 2017	07.05. 2017	21.06. 2017	16.05. 2017	06.06. 2017	16.05. 2017	01.06. 2017	07.06. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	06.07. 2016	28.04. 2017	18.08. 2017	01.08. 2017	01.08. 2017	07.06. 2016	20.06. 2016	16.06. 2016	20.06. 2016	20.06. 2017	20.06. 2018	16.06. 2016	01.06. 2016	20.06. 2017	20.06. 2018	20.06. 2019	01.06. 2016	16.06. 2016	07.04. 2016	07.04. 2016	12.07. 2016	12.07. 2016	07.06. 2016	07.06. 2016	12.07. 2016	07.06. 2016	07.04. 2016	07.04. 2016	07.04. 2016	
Pasmo górskie/Region / Mountain range/Region	BŻ	KŻ	KŻ	BŻ	KO	BŻ	BŻ	BŻ	BŻ	BŻ	KON	BŻ	BŻ	KŻ	BŚ	KŻ	BŻ	BŚ	BŚ	KON	BŻ	KON	BŻ	BŻ	BŻ	KŻ	BŚ	KŻ	BŚ	KN	KŻ	KN	BŚ	KN	BŚ	KŻ	KŻ	KŻ	BŻ	KŻ	KŻ	KŻ	KŻ	BŻ	KŻ	BŻ	BŚ	BŻ	
Lokalizacja / Location	SkaS	Łęk	Łęk	SopMł	NoBie	SopMł	PMar	PMar	PMar	PMar	Krem	Raj	Krzyż	Łęk	JanK	Leśn	KręzC	JawC	WMal	Har	Św	Har	SołC	Zla	PMar	Isep	WisłU	KocŁ	WMal	Knu	WPus	Har	Bren	Knu	Puń	WPus	Oczk	Łęk	Krzyż	KocŁ	KocŁ	Łęk	Łęk	Żył	WPus	SołR	WisłU	KamM	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] / Area of relevé [m^2]	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Wysokość n.p.m. [m] / Altitude a.s.l. [m]	511	381	410	474	622	473	597	610	607	685	601	483	573	399	557	560	538	523	516	549	398	552	417	393	586	379	382	373	476	542	375	550	322	542	306	330	355	380	564	370	391	368	379	385	340	503	385	493	
Zwarcie warstwy a [%] / Density of layer a [%]	90	50	50	90	50	90	100	60	80	70	60	50	80	70	80	90	90	90	100	90	90	70	70	70	90	80	70	20	80	70	70	50	80	10	70	80	70	90	80	50	70	70	80	80	100	70	50	100	
Zwarcie warstwy b [%] / Density of layer b [%]	40	0	0	10	40	10	20	20	20	10	10	20	50	20	30	10	0	10	10	30	0	40	80	30	10	10	30	0	50	30	50	10	20	0	50	60	20	30	30	0	0	20	10	20	50	30	40	30	
Pokrycie warstwy c [%] / Cover of layer c [%]	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	80	80	90	80	80	90	100	100	100	80	90	90	100	100	100	80	100	90	100	100	90	80	100	90	90	100	100	100	100	100	90	90	100	100	80	
Pokrycie warstwy d [%] / Cover of layer d [%]	0	10	0	30	10	5	0	1	0	0	0	30	20	0	10	30	30	20	10	30	10	10	20	0	0	10	30	0	10	10	10	10	0	50	5	5	5	0	5	5	0	0	5	0	0	5	30	10	
Liczba gatunków w zdjęciu / Number of species in relevé	23	16	18	46	53	44	34	23	25	26	30	31	29	13	30	24	29	23	30	45	39	36	29	23	29	24	39	19	27	33	28	25	18	20	23	25	33	28	28	20	20	27	16	34	29	19	37	21	
Ch.* + D. *Alnetum incanae*:																																																	
**Alnus incanda*	a	40	40	40	80	50	80	20	40	20	20	50	20	50	50	70	80	80	90	90	90	70	70	30	70	80	60	50	40	30	70	60	50	20	10	70	50	60	70	70	30	60	40	40	70	70	60	30	80	
**Alnus incana*	b	.	.	.	5	.	.	10	10	10	5	10	.	20	.	20	10	.	10	60	.	.	.	5	20	5	5	.	.	.	10	.	.	.	.	10	20	.	.	10	20	.	.	.	.	20	10	.	20	V
**Alnus incana*	c	.	.	.	5	5	1	1	.	10	.	5	.	5	.	.	.	.	.	.	30	5	5	.	5	5	5	.	10	5	.	0.5	.	5	.	.	1	10	5	.	.	5	.	1	.	5	.	.	
**Geranium phaeum*		.	.	.	10	5	1	5	5	5	10	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	10	.	.	.	.	10	.	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Lysimachia nemorum		.	5	.	5	.	5	.	.	5	.	.	.	.	5	5	10	20	5	5	5	10	5	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Petasites hybridus		.	.	40	40	.	.	.	.	.	5	30	.	.	.	.	5	.	.	.	.	20	10	20	50	10	5	20	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Petasites kablikianus		60	80	60	60	50	5	20	80	20	80	10	20	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Astrantia major* 7(20), 19, 39(1); *Carduus personata* 3(10), 4(5), 5, 32(0,5); *Chaerophyllum hirsutum* 16(5), 31(10); *Euphorbia amygdaloides* 4(1); *Salvia glutinosa* 5(0,5), 6, 7(5), 20, 30, 39(1); *Symphytum cordatum* 20(1), 21(5); *Tussilago farfara* 7(10).																																																	
D. *Alnenion glutinoso-incanae*:																																																	
Athyrium filix-femina		.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	.	10	.	.	.	.	.	10	.	.	5	5	1	10	5	.	.	.	.	II
Chrysosplenium alternifolium		.	.	.	0.5	1	1	.	.	.	.	.	5	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	1	.	.	.	0.5	10	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	1	5	.	.	.	II
Oxalis acetosella		.	.	1	0.5	1	.	.	.	.	.	1	5	10	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	.	.	1	.	5	.	.	5	.	.	.	II
Ranunculus repens		.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	5	.	.	20	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	20	.	.	.	.	.	5	.	5	.	.	10	.	.	.	1	10	.	II
Stellaria nemorum		5	5	10	.	5	.	.	.	.	5	.	.	.	1	.	10	.	.	10	.	.	.	.	.	.	5	20	.	5	.	.	.	.	.	.	.	10	.	5	.	.	20	10	5	10	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Alnus glutinosa* a 21(20); *A. glutinosa* b 5, 31, 36(10); *A. glutinosa* c 5(5); *Caltha palustris* 18(5), 34, 80(10); *Cirsium oleraceum* 5, 8(5), 12, 20(1); *Crepis paludosa* 29(20); *Lysimachia vulgaris* 39, 47(1).																																																
Ch. *Alno-Ulmion*:																																																	
Padus avium	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	II
Padus avium	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	10	40	.	.	.	.	10	.	40	10	.	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Padus avium	c	.	.	.	1	5	5	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	0.5	10	10	.	.	.	.	.	.	.	5	.	5	5	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	5	5	10	II
Carex remota		.	.	.	.	5	.	5	5	5	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	5	.	5	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Elymus caninus		.	.	.	.	.	.	5	10	.	.	.	1	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	10	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	II
Festuca gigantea		.	.	5	5	.	2	10	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	5	.	.	5	.	.	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Circaea intermedia* 4(0,5), 5(5), 13, 25, 27(1); *Ficaria verna* 33(1); *Matteucia struthiopteris* 5(5), 33(90), 47(30); *Plagiomnium undulatum* d 20(10), 26, 45(5).																																															
Ch.* + D. *Fagetalia* + Ch.* *Querco-Fagetea*:																																																
**Acer pseudoplatanus*	a	.	.	.	.	.	.	60	.	.	.	10	.	30	10	10	10	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	20	10	.	.	.	70	.	.	20	.	.	.	10	5	.	.	20	20	10	30	.	IV
**Acer pseudoplatanus*	b	.	.	10	.	20	.	5	.	.	.	20	1	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	20	10	10	.	10	.	.	.	20	.	.	20	.	.	10	5	.	.	.	20	.	IV
**Acer pseudoplatanus*	c	5	1	.	10	30	20	.	.	.	5	10	.	1	.	.	.	.	.	.	.	10	.	5	.	10	.	5	.	5	.	.	5	.	.	.	5	.	.	1	1	.	.	20	10	.	20	.	IV
**Fraxinus excelsior*	a	.	.	.	.	.	.	60	.	.	.	.	.	.	20	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	20	20	30	10	.	.	.	10	5	.	20	.	10	10	III
**Fraxinus excelsior*	b	1	.	20	.	.	.	5	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	10	.	.	20	.	.	10	10	20	.	.	.	.	.	.	10	.	10	.	III
**Fraxinus excelsior*	c	.	.	.	10	1	20	.	.	.	.	1	10	1	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	20	5	.	.	.	.	1	20	.	1	20	.	III
**Aegopodium podagraria*		40	20	.	20	50	50	.	40	5	60	70	60	.	10	.	.	20	5	.	40	20	90	20	40	20	10	40	10	10	30	.	10	.	1	20	20	20	20	10	10	20	20	20	60	40	80	10	.	V
**Stachys sylvatica*		10	5	10	5	10	5	.	.	5	5	1	10	10	1	.	.	.	.	.	30	5	30	.	10	5	.	10	10	.	5	10	30	.	.	.	20	.	5	5	5	20	.	.	5	10	20	.	.	IV
**Impatiens noli-tangere*		10	.	.	0.5	5	.	.	5	.	.	.	.	.	.	20	20	5	.	5	1	0.5	5	10	10	1	.	.	.	.	.	20	0.5	.	.	1	10	10	1	.	5	5	1	5	.	5	.	.	5	III
**Poa nemoralis*		.	.	.	.	5	5	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	30	.	.	5	5	5	1	1	.	5	5	.	.	.	.	5	5	5	10	.	.	.	5	.	5	10	.	1	.	III
**Asarum europaeum*		1	.	.	5	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	.	30	.	.	.	10	5	.	.	.	1	1	.	.	.	II
**Carex sylvatica*		1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	0.5	.	.	20	.	5	.	5	.	.	.	10	5	.	1	.	.	.	1	.	.	5	.	1	.	.	.	.	II
**Dryopteris filix-mas*		5	.	.	.	.	.	1	5	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	10	.	1	1	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	10	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
**Galeobdolon luteum*		5	.	.	.	.	1	5	.	.	.	5	.	.	10	.	.	.	5	.	.	.	.	10	5	1	20	5	20	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	20	10	5	5	1	.	.	.	.	II
**Ranunculus lanuginosus*		.	5	5	.	1	.	.	.	.	10	0.5	5	.	.	.	.	.	10	5	.	.	1	10	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	5	.	II
**Veronica montana*		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	5	5	10	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	1	1	5	.	.	.	10	.	II
**Viola reichenbachiana*		.	.	.	.	0.5	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	5	.	.	1	.	.	5	.	.	.	.	10	II
Epilobium montanum		.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	5	10	10	10	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	10	II
**Brachypodium sylvaticum*		.	.	.	10	5	5	.	.	5	.	.	5	5	.	.	.	.	10	.	5	5	.	10	5	.	.	1	.	.	5	.	.	1	10	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Acer platanoides* a 12, 29(10), 27(30), 44(10); *A. platanoides* b 44(10); *A. platanoides* c 11, 27, 46(20), 26(5), 38(10), 47(1); *Allium ursinum* 35(10); *Anemone nemorosa* 18, 29, 37(10), 33, 42(5), 44, 47(1); *Atrichum undulatum* d 28, 31(10), 36, 37, 43(5); *Caltha laeta* 23(5), 27, 29(10); *Campanula trachelium* 6, 7(5); *Carpinus betulus* b 27(5), 47(1); *Corylus avellana* a 35(10); *C. avellana* b 6(5), 33(10), 37(20); *C. avellana* c 6(10); *Dentaria bulbifera* 6, 44(10), 17(5), 28(1); *D. glandulosa* 17, 24, 28, 41(5), 18, 29, 44(10), 43(1); *Euonymus europaea* b 33(5); *Euphorbia dulcis* 35(1); *Fagus sylvatica* a 31(20); *Galium odoratum* 15(10), 23(5), 40(1); *G. schultesii* 30, 36(1); *Lathraea squamaria* 4(1); *Lathyrus vernus* 15, 17(1); *Lonicera xylosteum* b 5(1), 9, 32(5); *Luzula luzuloides* 19(1); *Melica nutans* 15(10); *Millium effusum* 36(10); *Paris quadrifolia* 41(1), 45(5); *Phyteuma spicatum* 15(10), 29(1); *Polygonatum multiflorum* 35(10); *Primula elatior* 3, 40, 41(5), 5, 20, 25(1), 15, 35(10); *Pulmonaria obscura* 24, 35(5); *Scrophularia nodosa* 10, 17, 19(5), 22, 34, 37(1); *Symphytum tuberosum* 5, 11, 36, 47(1), 18, 27(5), 23(10); *Tilia cordata* b 33, 44(5); *T. platyphyllos* b 16(10); *Ulmus glabra* b 29(20); *U. glabra* c 47(1); *Valeriana simplicifolia* 16(10).																																																	
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):																																																	
Salix fragilis	a	.	.	.	10	30	10	20	20	10	10	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	10	20	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	10	.	5	10	40	.	.	
Salix fragilis	b	10	.	.	.	.	.	.	.	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Salix fragilis	c	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Urtica dioica		10	5	.	5	10	50	10	20	40	5	40	5	.	.	20	.	.	.	.	.	5	20	10	20	5	5	1	1	.	1	.	.	.	.	.	.	20	5	5	10	10	20	10	50	20	.	.	.	IV
Geum urbanum		.	.	.	1	10	1	.	5	5	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	10	.	1	.	5	1	.	0.5	.	1	.	.	.	1	.	5	1	.	.	5	1	.	1	5	5	5	.	III
Glechoma hederacea		.	.	.	40	10	20	.	10	10	.	5	10	.	.	.	.	5	10	.	1	5	40	.	5	40	.	10	.	10	20	.	.	.	.	.	.	10	5	30	.	.	.	20	20	5	10	.	III
Lamium maculatum		1	.	.	1	1	10	5	10	10	.	1	1	.	.	.	.	.	.	.	10	1	1	.	.	1	10	10	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	10	.	.	10	5	.	1	.	III
Myosotis palustris		.	1	1	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	1	10	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	1	1	5	10	.	.	10	II
Sambucus nigra		20	.	.	10	.	10	.	20	.	.	5	10	.	.	10	.	.	.	.	.	.	1	.	5	.	10	.	.	.	.	.	.	1	5	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Sambucus nigra		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Geranium robertianum		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	10	10	.	5	10	1	.	.	.	5	.	.	1	1	.	1	5	.	.	.	.	.	.	.	60	5	1	10	.	.	.	.	.	.	.	II
Galeopsis speciosa		.	.	.	.	1	.	5	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	10	.	.	.	.	5	.	.	1	0.5	.	5	.	.	1	5	.	.	.	.	.	.	.	II
Anthriscus sylvestris		.	.	.	.	0.5	20	.	.	.	.	40	.	.	.	10	10	.	5	30	5	.	20	.	.	.	.	.	.	10	.	70	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	20	II
Impatiens parviflora		10	.	.	0.5	0.5	.	10	5	.	.	.	5	1	.	.	.	20	.	.	.	.	5	5	5	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	20	5	.	.	.	II
Myosoton aquaticum		.	.	.	40	50	50	.	.	5	.	5	10	5	.	.	.	.	.	5	20	10	.	.	10	.	5	5	.	5	.	.	.	.	.	20	5	.	.	.	.	.	.	.	40	.	.	II
Chaerophyllum aromaticum		1	.	.	5	10	.	10	.	10	10	5	.	.	.	.	.	.	.	10	5	10	10	.	5	.	10	.	.	90	.	5	.	.	.	.	.	.	5	.	10	.	.	II
Lysimachia nummularia		.	.	.	10	1	0.5	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	.	10	.	1	.	.	.	0.5	.	.	.	5	.	5	.	.	.	.	1	.	.	.	.	II
Rubus idaeus		5	.	.	.	20	10	.	.	.	.	.	50	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	1	.	5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	5	.	.	10	.	30	.	II
Melandrium rubrum		.	5	5	10	1	.	.	10	5	5	.	5	.	.	.	.	10	.	.	5	.	.	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	5	5	5	.	.	10	.	.	.	II
Dactylis glomerata		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	10	5	10	5	10	.	5	0.5	5	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	10	II
Galium aparine		.	.	.	5	1	5	.	.	.	0.5	.	.	.	.	.	10	.	.	5	0.5	5	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Achillea millefolium* 7(20), 10(5); *Agrostis canina* 11(1); *A. capillaris* 4(30); *A. stolonifera* 20(30), 7, 21, 38(20), 22(10), 30(5); *Ajuga reptans* 15(10), 4, 20, 47(5), 44(1), 6(0,5); *Alchemilla glabra* 2, 19(5); *Alliaria petiolata* 22, 30(10), 8, 9, 37(5), 12, 27(1); *Angelica sylvestris* 15(20), 5, 19, 42(10), 7, 9(5), 6, 44(1); *Anthriscus nitida* 21(5); *Arctium lappa* 4(10), 21(1); *A. tomentosum* 39(5); *Aruncus dioicus* 3(1); *Barbarea vulgaris* 17(10), 7(5); *Brachythecium rivulare* d 16(20), 18(5); *B. rutabulum* 2(10), 4(30), 13(20), 20, 32(10), 6, 21, 30, 39, 40 (5); *B. salebrosum* d 18(10); *Calamagrostis villosa* 47(5); *Campanula persicifolia* 21(0,5); *Capsella bursa-pastoris* 34(1); *Cardamine amara* 16, 29(5); *C. hirsuta* 29(1); *C. impatiens* 7, 24(5), 22, 25(1), 4, 11(0,5); *C. trifolia* 11(5); *Chaerophyllum temulum* 11(10); *Cirsium arvense* 7(5), 20(1); *C. palustre* 47(10); *C. vulgare* 20(1); *Conocephalum conicum* d 16, 17(10), 19(1); *Convolvulus arvensis* 30(1); *Conyza canadensis* 34(80); *Cornus sanguinea* b 23(60); *C. sanquinea* c 23(5); *Crataegus laevigata* b 47(20), 23(10); *C. monogyna* c 21(1); *Deschampsia caespitosa* 30, 37, 45(5), 42(1); *Dicranella heteromalla* 31(10); *Dicranum scoparium* 17(10); *Dryopteris carthusiana* 42, 47(1); *Elymus repens* 18, 46(10), 7, 10(5); *Epilobium collinum* 13(1); *Equisetum arvense* 1(1), 11, 32(0,5); *E. palustre* 19(10), 3, 29, 39(5); *E. pratense* 12(5); *E. sylvaticum* 36(1); *Euphorbia lathyris* 39(1); *Festuca pratensis* 34(10), 30(5); *Filipendula ulmaria* 4, 5(5), 11, 20, 32(1); *Fissidens taxifolius* d 35(5); *Fragaria vesca* 19(10); *Galeopsis bifida* 10, 23, 27(5), 47(1); *G. pubescens* 16(10); *Galium uliginosum* 14(1); *Gentiana asclepiadea* 3(10), 13(5), 47(1); *Geranium pratense* 11(0,5); *Geum rivale* 2, 3, 10, 26(5), 21(1); *Hedera helix* 6(0,5); *Heracleum sosnovskyi* 34(10); *H. sphondylium* 4, 42(1), 6, 21(0,5); *Impatiens glandulifera* 13, 32(40), 21, 38(20), 6, 23(5), 20, 22, 47(1); *Juncus effusus* 31(5), 33(1); *Lapsana communis* 10(5), 4, 12, 25(1); *Marchantia polymorpha* d 34(50); *Melilotus albus* 7(5); *Mentha longifolia* 20(30), 39(10), 25(1), 4(0,5); *Moehringia trinervia* 47(1); *Mycelis muralis* 17(10); *Myosotis sylvativa* 16, 22(10), 20(0,5); *Orobanche flava* 2, 8(10), 7, 10(5), 1, 5(1); *Oxalis europaea* 17(10), 16(5); *Oxyrrhynchium hians* d 16(10), 15, 35(5); *Petasites albus* 15, 19, 24, 27, 36, 45(20), 31(10), 25(5), 33(1); *Picea abies* a 39(20), 5, 17, 16, 18, 19, 16, 31(10), 44, 29(5), 14, 19(1); *Pimpinella major* 10(5); *Plagiomnium affine* d 5, 20(10), 6, 21, 22, 30(5); *Plagiothecium laetum* d 36(5); *P. nemorale* d 37(1); *Plantago maior* 34(0,5); *Platanthera bifolia* 47(5); *Poa annua* 26(5); *P. palustris* 10, 17, 18, 19(10), 45(5); *P. trivialis* 6, 37(1), 4(0,5); *Polygonum hydropiper* 31(1); *Polytrichum commune* d 39(10); *Populus balsamifera* a 12(10); *P. nigra* a 23(30); *Prunella vulgaris* 5, 22(1), 30(0,5); *Prunus spinosa* 6(5); *Quercus robur* c 17(10), 33(5), 26(1); *Ranunculus acris* 15(5), 5, 46(1); *Reynoutria japonica* 26(20), 1(10), 27(5); *Rhizomnium punctatum* d 15(5); *Ribes uva-crispa* 5(30); *Rorippa palustris* 34(5); *Rosa canina* 17(10); *Rubus caesius* 46(40), 38(20), 5, 21, 30(10), 22, 23, 33(5), 4, 25, 11(1); *R. hirtus* 33(70), 17(20), 15, 19(10), 16, 18, 40(5); *R. plicatus* 13, 21, 38(5); *R. sp* . 46(40), 27(5); *Rumex acetosa* 15(10), 19(5), 2(1); *R. obtusifolius* 15, 19(20), 22(5), 44(1), 6, 30(0,5); *Rythidiadelphus squarrosus* d 18(10), 17(5); *Salix alba* a 23, 47, 5(10), 21, 38, 39(5); *S. caprea* b 28(10), 13(5), 9(1); *S. eleagnos* b 10(10); *S. purpurea* b 12(30), 46(20), 12(10); *Sambucus racemosa* 31, 36(5), 14(1); *Senecio fuchsi* 22 (1), 7(20), 31(10), 13, 36, 43(5); *Solidago canadensis* 7(1); *S. gigantea* 12(5), 21, 38(1); *Sonchus asper* 34(0,5); *Sonchus sp* . 10(5); *Sorbus aucuparia* 31(20), 17(10), 13, 32, 20, 37(5); *Tanacetum vulgare* 34(5); *Taraxacum officinale* 24(10), 34, 37(1); *Telekia speciosa* 20(1); *Thalictrum aquilegifolium* 6(5), 21(1); *Trifolium repens* 45(10), 42(1); *Valeriana officinalis* 3(20), 20(10); *Verbascum nigrum* 34(1); *Veronica beccabunga* 15, 19(10),

Załącznik 2 (Annex 2) – *Salicetum albo-fragilis*

Numer kolejny zdjęcia Successive No of relevé	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	Stopień stałości – Constancy degree
Numer zdjęcia w terenie Field No of relevé	58	61	62	152	153	154	155	156	157	158	159	160	36	37	38	39	40	41	42	43	161	162	163	63	64	35	56	45	46	47	48	71	4	5	164	60	65	49	66	67	68	70	72	73	74	55	53	52	44	50	75	
Data Date	22.05.2016	25.07.2016	07.06.2016	06.08.2023	25.07.2017	25.05.2017	07.05.2017	21.06.2017	16.05.2017	06.06.2017	16.05.2017	01.06.2017	07.06.2016	06.07.2016	06.07.2016	06.07.2016	06.07.2016	06.07.2016	06.07.2016	06.07.2016	28.04.2017	18.08.2017	01.08.2017	01.08.2017	07.06.2016	20.06.2016	16.06.2016	20.06.2016	20.06.2017	20.06.2018	16.06.2016	01.06.2016	20.06.2017	20.06.2018	20.06.2019	01.06.2016	16.06.2016	07.04.2016	07.04.2016	12.07.2016	12.07.2016	07.06.2016	07.06.2016	12.07.2016	07.06.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	
Pasmo górskie/Region Mountain range/Region	BŚ	PR	DGW	BŻ	KO	KO	BŚ	WK	BŻ	BŻ	BŻ	BŻ	BŚ	KR	KR	KR	KR	KR	KR	KR	BŚ	PW	RP	RP	BŚ	BŻ	BŚ	BŻ	BŻ	BŻ	BŚ	BŚ	BŻ	BŻ	BŻ	BŚ	BŚ	BŚ	BŚ	PR	PR	DGW	RP	PR	RP	BŻ	BŚ	BŻ	BŻ	BŚ	BŚ	
Lokalizacja Location	Wis	Two	GZd	Krzyż	Ośw	GZd	Ust	Olz	Raj	Żyw	Raj	Raj	Ust	Ska	Ska	Ska	Ska	Ska	Ska	Ska	Ust	Zas	Bie	NoBie	Ust	Żyw	Ust	Cis	Mil	Raj	Ust	Wis	Raj	Raj	Raj	Wis	Ust	Ust	Ust	Rac	Ros	Grz	NoBie	Rac	NoBie	Żyw	Ust	Raj	Mil	Ust	Ust	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] Area of relevé [m^2]	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Wysokość n.p.m. [m] Altitude a.s.l. [m]	492	185	247	552	229	239	384	192	488	357	483	486	394	450	420	428	420	410	430	475	379	253	229	236	389	397	416	426	466	488	433	430	484	480	499	419	427	385	420	183	190	230	234	182	233	376	380	480	450	394	410	
Zwarcie warstwy a [%] Density of layer a [%]	70	60	60	80	50	80	70	40	70	90	80	70	50	20	80	80	80	80	50	20	60	70	60	50	50	70	80	60	50	70	10	40	60	70	50	40	70	70	80	60	50	40	50	50	90	80	60	60	70	70	80	
Zwarcie warstwy b [%] Density of layer b [%]	30	40	5	30	10	0	0	0	0	30	30	5	60	50	60	30	90	80	100	5	20	10	10	10	10	70	40	80	60	40	80	20	30	20	80	40	70	5	50	50	80	50	30	30	30	20	50	60	30	5	80	
Pokrycie warstwy c [%] Cover of layer c [%]	80	100	100	100	100	90	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	90	100	100	100	100	100	100	100	100	100	90	100	100	100	80	100	100	100	80	100	80	80	50	70	90	70	100	100	60	100	90	90	100	100	80	
Pokrycie warstwy d [%] Cover of layer d [%]	20	0	10	1	0	0	0	0	30	0	10	1	10	0	0	0	0	0	0	0	50	0	0	5	10	20	10	20	10	30	0	0	1	0	10	0	0	0	5	0	0	0	5	0	10	30	0	60	0	20	10	
Liczba gatunków w zdjęciu Number of species in relevé	33	21	29	24	29	19	35	42	19	40	55	60	40	16	31	30	40	28	36	40	27	22	9	21	25	41	22	31	28	39	62	61	35	19	45	52	28	38	32	42	19	26	16	27	21	30	52	39	29	20	23	
Ch.* + D. *Salicetum albo-fragilis* :																																																				
**Salix alba* a	10	60	40	60	50	80	70	40	50	30	60	60	10	20	20	40	40	20	10	30	60	70	10	20	20	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
**Salix alba* b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	10	20	5	20	10	.	5	10	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
**Salix alba* c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Phalaris arundinacea	.	.	30	.	20	70	.	.	.	60	.	.	10	10	40	5	20	10	10	10	10	.	100	20	10	5	5	.	.	10	10	.	5	10	1	.	.	1	.	.	40	5	.	.	10	5	.	.	.	.	.	III
Angelica sylvestris	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	.	5	1	.	10	5	5	.	5	5	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Mentha longifolia	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	10	10	5	10	20	5	40	.	0.5	.	.	.	.	.	.	.	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Ch.* + D. *Salicion albae* :	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Urtica dioica	1	40	50	30	5	30	1	10	50	20	5	20	1	10	60	10	10	10	5	.	100	10	5	80	40	.	30	5	10	10	5	20	20	30	1	5	5	20	5	60	40	10	70	40	20	10	10	10	10	.	.	V
Rubus caesius	.	.	10	.	40	5	.	10	.	20	10	.	30	5	5	10	5	.	10	.	10	10	10	5	.	30	.	10	.	.	.	.	30	.	.	.	10	.	.	5	.	.	.	.	60	.	20	.	.	.	III
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Salix amygdalina* a 17(40), 19, 31(10); *S. amygdalina* b 4(10), 44(20); *S. viminalis* b 5(10), 19(5); *Calystegia sepium* 4, 10(5), 5, 6(0,5), 21(1); *Humulus lupulus* 2(1), 3(10), 22(5); *Symphytum officinale* 6(1), 7(1), 11(0,5), 18, 19(5).																																																				
Ch. *Salicetea pupureae* +																																																			
Salix fragilis a	.	.	.	.	.	.	.	.	20	60	20	10	30	.	20	10	60	20	40	.	.	.	60	30	30	30	50	30	40	70	10	40	60	50	40	40	70	40	70	50	50	40	30	10	10	40	30	30	70	40	60	
Salix fragilis b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	10	20	60	10	5	.	.	.	10	.	5	.	.	.	.	1	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	V
Salix fragilis c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	1	5	.	5	.	.	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Salix purpurea a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	5	.	5	10	40	5	50	10	20	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Acer platanoides a	30	.	.	.	.	.	10	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	30	.	.	.	.	.	10	10	20	20	5	
Acer platanoides b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Acer platanoides c	10	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	5	.	1	.	.	.	1	10	5	5	.	
Acer pseudoplatanus a	10	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	.	.	.	.	10	.	.	20	5	
Acer pseudoplatanus b	10	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	30	.	20	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	II
Acer pseudoplatanus c	.	.	.	1	.	.	5	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	1	1	
Alnus incana a	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	10	30	30	.	.	20	.	.	.	.	.	.	10	20	10	40	10	.	
Alnus incana b	.	.	.	10	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	70	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	II
Alnus incana c	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Acer pseudoplatanus	.	.	.	1	.	.	5	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	1	1	
Alnus incana a	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	10	30	30	.	.	20	.	.	.	.	.	.	10	20	10	40	10	.	
Alnus incana b	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Alnus incana c	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Acer pseudoplatanus	.	.	.	1	.	.	5	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	1	1	
Alnus incana a	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	10	30	30	.	.	20	.	.	.	.	.	.	10	20	10	40	10	.	
Alnus incana b	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	70	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	
Alnus incana c	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Fraxinus excelsior a	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	10	10	.		
Fraxinus excelsior b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.	30	.	10	.	10	.	.	.	.	.	.	10	.	.			II
Fraxinus excelsior c	.	.	.	.	.	.	10	10	.	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	20	.	1	.	1	.	1	.	.	.	5	.	.	5	1		
Padus avium a	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	10	10	10	10	.	10	.	.	10	10	30	.	20	10	.	.	.	30	.	.	10	20	.	.	.	II
Padus avium b	.	.	.	.	.	5	.	.	.	20	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	10	.	.	5	1	.	5	.	.	1	.	.	.	5	5	.	.	.	
Sambucus nigra b	.	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	20	.	.	.	.	.	10	.	10	5	5	.	20	.	10	10	.	.	10	.	.	.	.	5	II
Sambucus nigra c	5	1	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	1	10	1	5	.	.	5	.	.	.	.	1	.	.	.	
Aegopodium podagraria	20	20	10	30	1	.	50	.	30	10	60	50	20	.	.	10	.	.	10	5	5	.	.	.	40	10	1	30	40	.	40	10	20	60	30	60	10	.	40	.	.	50	40	10	10	60	30	10	50	50	IV
Glechoma hederacea	10	10	.	.	.	5	40	1	30	10	5	10	10	.	10	5	.	.	.	.	20	20	.	90	20	10	5	1	40	40	40	.	70	50	5	.	.	30	.	5	1	.	60	.	40	20	20	20	20	60	5	IV
Alliaria petiolata	.	1	5	.	.	.	0.5	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	5	5	.	10	10	5	5	5	.	10	5	.	.	5	30	10	5	10	5	.	1	.	III
Galium aparine	10	30	40	.	.	.	.	.	.	.	.	.	40	.	10	10	.	.	.	.	.	.	.	80	70	10	.	10	10	5	1	20	10	5	5	5	.	.	.	10	60	.	10	.	10	1	20	10	20	.	.	III
Geum urbanum	.	1	5	.	.	.	1	.	.	1	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	5	10	1	1	1	5	.	1	1	1	1	.	.	.	1	5	10	5	10	5	1	1	III
Impatiens glandulifera	10	5	.	.	90	.	1	10	.	20	.	.	5	.	5	20	.	.	.	5	5	100	.	1	30	5	10	.	.	.	1	30	10	5	.	10	5	5	1	.	.	10	.	10	.	.	5	5	.	1	5	III
Padus avium	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	90	.	40	40	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Stachys sylvatica	.	.	.	5	.	.	5	.	.	1	5	5	5	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	5	.	5	.	.	10	20	1	5	10	20	1	.	.	.	.	.	10	5	10	5	.	5	.	10	III
Agrostis stolonifera	.	.	1	.	10	5	.	.	70	40	.	.	.	5	5	5	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Athyrium filix-femina	1	.	10	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	.	5	.	1	5	1	5	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Brachypodium sylvaticum	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	10	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	1	.	5	10	.	5	5	.	.	.	II
Carex sylvatica	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	5	5	.	1	.	.	.	20	.	.	.	.	1	5	.	1	.	.	II
Elymus caninus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	1	10	1	.	.	5	5	.	5	5	10	10	.	.	.	.	.	5	.	5	1	.	10	.	.	.	II
Festuca gigantea	1	.	.	5	.	.	.	.	1	.	1	1	.	5	20	10	20	20	5	5	1	.	.	.	1	10	.	.	.	5	.	5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	1	5	.	5	.	.	II
Galeobdolon luteum	20	.	.	5	.	.	.	.	.	.	1	1	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	40	.	5	.	.	.	.	.	.	30	10	.	20	.	.	.	.	1	.	.	.	.	30	II
Galeopsis bifida	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	5	.	1	.	1	5	.	5	1	.	1	.	.	.	5	.	5	.	1	.	1	.	.	II
Geranium robertianum	1	.	.	.	.	.	1	.	.	10	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	10	.	10	5	5	.	5	.	.	.	.	.	5	5	20	.	.	.	II
Impatiens parviflora	1	10	.	.	.	.	1	5	.	0.5	1	.	.	.	.	5	.	.	1	5	.	1	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	1	.	1	5	.	5	.	.	1	1	5	5	.	.	.	II
Lamium maculatum	.	20	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	10	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	5	.	5	.	5	5	.	20	10	5	.	20	.	1	.	II
Lysimachia nummularia	.	.	.	10	.	20	.	.	30	.	5	.	10	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	10	.	.	5	.	1	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	II
Myosoton aquaticum	5	.	1	5	.	.	1	.	.	5	1	10	.	.	.	.	.	.	.	.	10	30	1	.	10	.	.	.	.	30	80	.	5	.	30	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	II
Petasites hybridus	.	.	.	.	5	.	.	.	100	40	10	50	10	10	10	60	.	.	.	5	.	5	.	.	.	1	.	10	10	20	5	.	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	II
Petasites kablikianus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	80	10	.	10	10	10	10	20	20	10	.	.	.	.	.	10	.	30	.	40	.	.	20	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	II
Poa nemoralis	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	1	.	.	.	10	.	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	20	5	.	.	II
Reynoutria japonica	.	.	.	.	.	.	5	100	.	.	5	.	50	10	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	20	.	.	30	.	.	.	.	50	.	5	.	.	10	30	.	.	5	10	II
Rubus idaeus	.	1	.	.	.	.	.	.	.	50	10	.	.	.	.	.	5	.	4	.	.	.	20	.	.	30	.	60	10	5	10	10	100	10	.	20	.	.	5	5	.	10	.	.	10	.	.	50	.	.	II
Brachythecium rutabulum d	10	.	.	1	.	.	.	.	30	.	5	.	5	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	5	10	10	.	20	10	10	.	.	1	.	10	.	.	.	.	5	.	10	.	.	20	.	20	.	.	III

Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Acer campestre* b 5(40); *A. negundo* a 13(30); *A. negundo* b 6(10), 8(5); *Achillea millefolium* 16(10), 18(5); *Adoxa moschatellina* 39(20); *Stellaria nemorum* 43(5); *A. canina* 6(20), 20(10); *A. capillaris* 10(10), 29(5), 30(5), 46(1); *A. gigantea* 24(1), 20(5); *Ajuga reptans* 39(5); *Alchemilla glabra* 31(5); *Alisma plantago-aquatica* 15(5); *Allium ursinum* 2(1), 7(1); *Alnus glutinosa* a 41(5), 47(30); *A. glutinosa* b 27(10), 39(5); *Alopecurus pratensis* 24(5); *Anemone nemorosa* 1(10), 7(40), 11, 12(1); *A. ranunculoides* 1(10); *Anthoxanthum odoratum* 18(5); *Anthriscus nitida* 10(1); *A. sylvestris* 9, 11, 12, 44(10), 10(5), 21(1); *Arctium tomentosum* 18(5); *Artemisia vulgaris* 16, 31(5), 20(10), 24(1); *Aruncus dioicus* 1(10); *Asarum europaeum* 11(0,5), 34(1), 35(10); *Aster novi-belgii* 11(5); *Astragalus glycyphyllos* 41(1); *Astrantia major* 15(5), 35(10); *Atriplex patula* 17(1); *Betula pendula* a 3(10), 27(5), 48(20); *Bidens tripartita* 22(0,5); *Bromus hordaceus* 20(10); *Calamagrostis arundinacea* 46(1); *C. epigeios* 20(5); *C. pseudophragmites* 32(5), 44, 46, 49(1); *Caltha laeta* 1, 47(1), 21, 36, 38(5); *Campanula trachelium* 7, 26(1), 29, 48(5); *Cardamine hirsuta* 1(5); *C. impatiens* 9(0,5), 8, 19(5), 11, 12(1), 28, 29(10); *C. pratensis* 20, 39(1), 47(5); *Carduus personata* 9, 12(1), 24(5); *Carex brizoides* 3(10), 45, 47(20); *C. hirta* 20, 31(5); *C. pallescens* 31(5); *C. remota* 1, 6, 31(1), 33(5), 38(30), 39(10), 51(5); *Carpinus betulus* a 51(20); *C. betulus* b 37(5), 39(20); *C. betulus* c 26, 51(5); *Centaurea jacea* 18(5); *C. phrygia* 15(5); *Cerastium holosteoides* 20(1), 21(5); *Cerasus avium* a 12(5), 45(1); *C. avium* c 12(5); *Chaerophyllum aromaticum* 13, 18, 47(5), 15, 25, 26, 29, 33(10), 28(20); *C. hirsutum* 9, 12(5), 10(10); *C. temulum* 2(30), 12(5), 41(1); *Chenopodium album* 20(1); *Chrysosplenium alternifolium* 7, 21, 25(20), 11(1), 29, 30(10), 47(5); *Circaea lutetiana* 4(1), 37, 39(5); *Cirsium arvense* 15(5); *C. oleraceum* 10, 11(1), 13(5); *C. palustre* 31(10); *C. vulgare* 20(1); *Convolvulus arvensis* 10(1), 21(5); *Cornus mas* b 30(5), 46(10); *C. sanguinea* b 2, 29(20), 26(1), 28(60), 37, 39, 48(5), 41, 44, 46(10); *C. sanguinea* c 10(20), 26, 39(1), 40, 46(5); *Corylus avellana* b 26(30), 30, 33, 47(10); *C. avellana* c 26(5); *Crataegus laevigata* b 26, 37, 39, 48(1), 38(5); *C. laevigata* c 27(5), 39(10); *C. rhipidophylla* 37(5); *Crepis biennis* 18(1), 31(5); *Cruciata glabra* 22(1); *Cucubalus baccifer* 46(5); *Cynosurus cristatus* 31(5); *Dactylis glomerata* 10(0,5); *Dentaria bulbifera* 1, 7, 47(10), 30(5), 50(1); *D. glandulosa* 1(20), 35(1), 47, 51(5); *Deschampsia caespitosa* 5, 9, 12, 21, 22(5); *Dryopteris carthusiana* 17(1), 48(5); *D. filix-mas* 19(10), 35, 37, 47(1), 36, 39, 48, 51(5); *Elymus repens* 18, 19(5), 30(1); *Epilobium collinum* 31(1); *E. hirsutum* 20(5); *E. montanum* 1(1); *E. obscurum* 23(5); *E. palustre* 20(5); *Equisetum arvense* 1(5), 15, 31(5); *E. palustre* 38(5); *E. pratense* 10, 31, 33, 49(1), 13, 35(5); *Euonymus europaeus* b 23(5), 43(10), 45(30); *E. europaeus* c 23(1), 40(1), 43(5); *Eupatorium cannabinum* 10, 42(5), 35(10); *Euphorbia cyparissias* 17(10), 18(5); *Festuca pratensis* 9(30), 12, 31(5); *Ficaria verna* 2(1), 7(50), 11, 12(5), 21(50), 40, 41(10); *Filipendula ulmaria* 11, 49(1); *Fragaria vesca* 31, 48(5); *Frangula alnus* 48(10); *Galeopsis speciosa* 3, 4(5), 11, 12(0,5), 21(10), 27, 29(1), 37(1), 39(5); *Galium aparine* 5, 9(5), 7, 11, 12(1), 21(80), 22(0,5); *G. mollugo* 17(10), 30(1); *G. odoratum* 33, 39(5); *G. schultesii* 26(1), 29, 48(10), 46(20), 49(5); *G. uliginosum* 11, 17(1), 20(5), 38(10); *G. verum* 35, 46(1); *Geranium phaeum* 49(10); *Geum rivale* 46(1); *Hedera helix* 7(1); *Heracleum sosnovskyi* 1, 31(5); *Holcus lanatus* 15(10), 16, 17, 19, 20, 30(5); *Hypericum maculatum* 17(1), 18, 31(10); *H. perforatum* 13(1), 31(5); *Impatiens noli-tangere* 10(0,5), 28, 48(5), 32(1); *Iris pseudoacorus* 21(1); *Juglans regia* b 51(5); *J. regia* c 11(30); *Juncus articulatus* 15(5), 19, 31(1); *J. effusus* 31(20), 38(1); *J. tenuis* 31(10); *Lapsana communis* 31(5), 35, 46(1); *Leontodon autumnalis* 31(1); *Leucanthemum vulgare* 20(1); *Lonicera xylosteum* b 48(20); *L. xylosteum* c 48(5); *Lotus corniculatus* 17(10), 20(5); *Luzula multiflora* 31(5); *Lychnis flos-cuculi* 14, 31(1); *Lycopus europaeus* 15, 17(5), 38(10); *Lysimachia nemorum* 13, 24(1), 26, 31(5), 35(10); *L. vulgaris* 30(5), 49(1); *Lythrum salicaria* 20(1); *Malva sylvestris* 20(5); *Matteucia struthiopteris* 7, 50(100); *Medicago falcata* 31(5); *M. lupulina* 19(1); *Melandrium rubrum* 10, 11(0,5), 18, 19, 33(5),

Załącznik 3 (Annex 3) – *Populetum albae*

Numer kolejny zdjęcia Successive No of relevé		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	Stopień stałości – Constancy degree
Numer zdjęcia w terenie Field No of relevé		50	60	62	66	51	57	52	53	54	76	78	79	80	81	82	83	55	84	86	87	88	89	85	97	94	113	110	90	106	95	96	98	99	91	92	93	111	112	100	101	102	103	105	114	104	56	
Data Date		23.08.2017	20.05.2017	18.07.2017	22.05.2017	02.08.2017	04.08.2017	11.08.2017	23.08.2017	23.08.2017	06.07.2016	06.07.2016	28.04.2017	18.08.2016	01.08.2017	01.08.2017	07.06.2016	20.06.2016	16.06.2016	20.06.2016	20.06.2017	20.06.2018	16.06.2016	01.06.2016	20.06.2017	20.06.2018	20.06.2019	01.06.2016	16.06.2016	07.04.2016	07.04.2016	12.07.2016	07.06.2016	07.06.2016	12.07.2016	07.06.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.04.2016	07.07.2016	07.07.2016	07.07.2016	29.06.2016	29.06.2016	29.06.2016	29.06.2016	
Pasmo górskie/Region Mountain range/Region		PW	PW	WK	PWi	PWi	WK	WK	PW	PWi	PWi	KW	BŻ	KR	BŻ	DGW	BŚ	DGW	DGW	KR	KR	DGW	BŚ	BŚ	BŻ	DGW	GTen	WC	KR	RO	BŚ	BŚ	BŚ	BŚ	KR	KR	BŚ	PŚ	PŚ	BŚ	BŚ	BŚ	BŚ	RO	GTa	RO	BŚ	
Lokalizacja Location		ZaB	Ośw	Uch	Grodz	Kęt	Uch	Uch	ZaB	Kęt	Kob	Żyw	Cis	Odra	Żyw	Gocz	Och	Gocz	NoB	Rac	Rac	NoB	GóW	GóW	Raj	NoB	Por	Jas	Rac	KrM	Wis	Ust	Ust	Ust	Odra	Odra	GóW	Ciso	Ciso	Ust	Ust	GóW	GóW	KrM	Sie	KrM	Wis	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] Area of relevé [m^2]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	200	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	150	
Wysokość n.p.m. [m] Altitude a.s.l. [m]		256	228	196	231	269	195	196	259	267	281	375	451	190	374	241	317	244	241	180	181	233	321	325	506	233	315	236	180	235	405	401	410	395	187	188	321	362	384	390	370	381	325	234	300	235	243	
Zwarcie warstwy a [%] Density of layer a [%]		70	60	70	70	40	70	70	30	10	70	70	80	70	90	70	70	60	80	70	50	50	80	80	80	60	90	50	70	90	90	60	90	70	60	70	80	90	90	70	80	80	80	100	90	100	70	
Zwarcie warstwy b [%] Density of layer b [%]		0	10	5	10	20	0	0	5	40	30	40	20	70	20	30	20	10	40	20	20	50	60	60	30	20	10	10	40	90	0	40	40	50	70	30	65	5	30	30	40	40	30	60	50	60	5	
Pokrycie warstwy c [%] Cover of layer c [%]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	50	100	100	80	50	90	90	100	40	100	90	70	60	70	70	100	100	100	80	30	30	70	40	80	70	80	80	60	80	90	60	100	100	60	50	90	70	
Pokrycie warstwy d [%] Cover of layer d [%]		0	5	1	0	0	0	0	0	0	60	10	10	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0	10	0	0	0	0	0	0	10	30	5	5	0	0	1	0	0	40	5	0	0	5	0	0	1	
Liczba gatunków w zdjęciu Number of species in relevé		30	12	11	5	14	3	4	5	3	25	10	25	18	20	7	16	4	18	12	16	20	21	19	11	11	15	8	17	16	24	40	21	26	23	16	39	35	30	9	25	7	24	14	10	14	7	
Ch.*+ D. *Populetum albae*:																																															
**Populus nigra*	a	70	50	20	60	40	40	20	30	10	20	30	40	60	30	30	30	60	80	70	50	50	80	80	80	60	90	50	70	90	90	60	90	70	60	70	80	90	90	70	80	80	80	100	90	100	70	V
**Populus nigra*	b	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Aegopodium podagraria		10	1	1	.	.	.	.	.	.	.	10	30	5	20	30	.	.	10	5	10	10	.	.	20	10	60	.	.	10	10	30	.	50	.	5	5	5	10	20	20	.	30	40	.	70	.	IV
Ch.*+ D. *Salicion albae*:		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
**Salix alba*	a	40	10	40	10	.	30	50	.	.	20	20	30	30	30	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	
**Salix alba*	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	II
**Salix alba*	c	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Phalaris arundinacea		.	40	10	30	50	.	20	50	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	5	.	.	.	.	10	50	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Calystegia sepium* 1, 8(1), 3(10), 4, 5, 7(5); *Humulus lupulus* 3, 6, 7, 41(5), 13, 15, 41(30); **Salix viminalis* b 4(10).																																														
Ch.*+ D. *Salicetea pupureae*:																																															
**Salix fragilis*	a	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	20	10	.	.	.	.	.	10	50	20	40	30	50	20	10	70	50	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	
**Salix fragilis*	b	5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	II
**Salix fragilis*	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): **Salix purpurea* 3, 12, 31(5), 11(10).																																														
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):																																														
Fraxinus excelsior	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	20	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Fraxinus excelsior	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	III
Fraxinus excelsior	c	.	1	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	5	5	.	5	.	1	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	5	5	.	.	5	5	1	.	1	.	5	.	1	.	.	
Padus avium	a	.	.	.	.	10	.	.	.	.	60	10	.	.	10	.	.	.	60	.	.	10	30	40	20	10	5	.	.	20	.	20	5	10	.	.	30	40	10	.	10	.	30	20	30	30	.	III
Padus avium	b	5	.	.	.	.	.	.	.	.	50	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	10	20	1	.	.	.	.	.	.	5	1	1	1	.	.	5	.	1	.	5	.	5	.	.	10	.	
Quercus robur	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Quercus robur	b	0.5	0.5	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	5	5	.	5	5	1	.	.	5	5	.	5	.	1	.	III
Quercus robur	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	.	50	20	30	30	.	10	.	60	.	.	30	50	.	.	.	60	70	30	70	70	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Acer pseudoplatanus	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	10	5	.	.	30	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	
Acer pseudoplatanus	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	5	.	5	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	II
Acer pseudoplatanus	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	5	5	.	.	30	10	1	.	5	.	.	.	.	.	.	.	
Cornus sanguinea	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	20	10	30	20	.	.	.	.	20	20	.	.	20	.	.	.	.	20	.	.	.	10	.	5	10	10	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	II
Cornus sanquinea	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	5	5	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Corylus avellana	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	50	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Corylus avellana	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	20	.	.	.	10	.	.	10	.	5	5	.	.	10	25	.	.	.	.	.	II
Corylus avellana	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	.	.	
Euonymus europaea	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	10	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	
Euonymus europaea	c	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	5	.	10	.	.	10	.	1	.	.	.	.	5	.	5	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	II
Sambucus nigra	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	5	.	.	.	.	.	.	10	40	5	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	5	60	20	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	
Sambucus nigra	b	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	II
Sambucus nigra	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	20	.	.	5	.	10	.	.	.	.	.	.	.	10	.	1	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Tilia cordata	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	50	.	.	.	.	.	.	40	90	20	.	.	.	20	.	10	.	.	.	.	80	40	.	.	.	
Tilia cordata	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30	.	.	.	.	.	.	60	.	.	.	.	.	10	.	10	.	.	.	.	20	.	.	.	.	II
Tilia cordata	c	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	5	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Rubus caesius		10	100	10	5	80	5	.	80	40	.	70	80	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	30	10	.	.	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	1	20	II
Urtica dioica		5	20	100	10	.	10	50	.	.	.	5	30	5	.	70	.	30	30	60	20	30	.	.	.	.	70	80	.	20	5	5	.	.	.	20	10	1	5	1	.	.	5	.	10	70	5	IV
Geum urbanum		1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	.	5	.	5	.	.	5	.	.	.	5	1	.	5	1	5	.	.	1	5	5	1	.	5	1	.	.	.	1	1	.	.	.	.	II
Alliaria petiolata		.	0.5	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	10	10	10	5	.	20	40	.	20	.	.	1	10	.	.	20	.	1	5	5	5	60	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Impatiens parviflora		.	.	30	.	.	.	.	5	.	5	.	.	10	5	20	20	.	5	.	.	1	1	.	.	.	10	5	.	.	.	.	.	5	70	5	.	.	.	.	.	5	5	30	.	.	.	II
Brachypodium sylvaticum		.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	5	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	.	.	.	.	1	.	.	1	5	10	5	.	1	1	1	1	1	.	5	.	.	.	.	II
Rubus idaeus		.	.	.	.	.	.	20	.	.	.	20	20	.	1	.	5	.	10	5	.	5	.	.	1	20	60	.	.	.	.	5	.	1	.	1	.	1	1	10	.	.	.	.	.	.	.	II
Impatiens glandulifera		.	10	.	.	40	.	.	10	.	.	.	.	.	5	.	.	.	10	30	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	5	5	.	.	10	5	.	1	.	.	.	20	II
Stachys sylvatica		.	0.5	5	.	.	.	.	.	.	.	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	.	10	.	.	.	.	1	.	1	1	.	1	.	.	1	.	.	.	.	.	II
Glechoma hederacea		20	0.5	10	.	.	.	.	.	.	20	.	1	.	.	.	.	.	10	10	.	50	.	5	.	80	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	II
Galeobdolon luteum		.	.	30	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	5	.	30	30	.	.	40	20	10	.	10	.	10	.	.	.	.	II
Lamium maculatum		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	20	.	20	.	1	5	.	.	1	5	.	.	5	.	.	1	.	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Festuca gigantea		5	.	.	5	.	.	.	.	10	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	1	10	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	II
Circaea lutetiana		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	30	.	5	5	1	.	.	.	.	II
Ajuga reptans		.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	30	5	.	.	.	.	.	.	10	.	5	1	.	.	1	.	.	1	.	.	40	.	.	.	.	II

Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Abies alba* a 30, 31(5); *Acer campestre* b 19(10); *A. platanoides* a 11, 29, 30, 40(1), 14, 31, 32, 33(5); *A. platanoides* b 33(10), 31(20), 14(40), 24(60); *A. platanoides* c 14, 31(5), 33(10); *Agrostis gigantea* 25(5); *A. canina* 9, 19(1); *A. capillaris* 42(1); *A. stolonifera* 4(30); *Allium ursinum* 13(5); *Alnus glutinosa* a 33(5), 43(10); *A. glutinosa* b 23(10), 43(20), 44(50), 40, 41(70), 42(80); *A. incana* 10(10); *Alopecurus pratensis* 25, 46(5), 21(10); *Anemone nemorosa* 36, 42(1), 30(5), 43(10); *Angelica sylvestris* 1(1); *Anthriscus sylvestris* 8, 13, 19(1); *Artemisia vulgaris* 4, 9(1); *Asarum europaeum* 36(1), 30, 32, 37, 38, 42(5); *Aster salicifolius* 19(5); *Athyrium filix-femina* 37, 40, 41, 46(1), 10, 42(5); *Atrichum undulatum* d 36(1), 40(5); *Betula pendula* 30, 32(10), 31(30); *Brachythecium rutabulum* d 3, 46(1), 2(5); *Calamagrostis pseudophragmites* 2, 25(10); *Callitriche cophocarpa* 46(1); *Campanula trachelium* 8, 38(1), 33(5), 31(10); *Cardamine impatiens* 10(5), 7(70); *C. pratensis* 31(1), 30(5); *Carex brizoides* 25, 29, 31(5), 43(10); *C. remota* 42(1), 10, 46(5); *C. sylvatica* 22, 23, 36, 42(1), 37, 40(5), 38(10); *Carpinus betulus* a 40(10), 32(60); *C. betulus* b 40(10), 32(30); *C. betulus* c 32, 37, 38(1); *Centaurea cyanus* 9(1); *Cerastium holosteoides* 4(5); *Chaerophyllum aromaticum* 38(1), 19(5), 12(10); *C. temulum* 35(1); *Chelidonium majus* 44(1), 16(5); *Circaea alpina* 37, 38(1), 36(5); *C. intermedia* 36(5); *Cirsium oleraceum* 9(1); *C. vulgare* 5, 19(1); *Convolvulus arvensis* 2(1); *Cornus mas* 9, 26(20); *C. sanquinea* c 12, 23, 34, 35(1), 13, 14, 22, 36(5); *Crataegus laevigata* b 32, 33, 36(5), 10(10), 14(20); *C. laevigata* c 28, 35, 40(1), 33(5); *C. monogyna* c 1(1); *C. rhipidophylla* 2(5); *Cucubalus baccifer* 46(1); *Dactylis glomerata* 4(1), 2(5); *Daphne mezereum* 37(1); *Daucus carota* 9(1); *Dentaria bulbifera* 30(1), 22(20); *D. glandulosa* 30(1); *Deschampsia caespitosa* 4, 9(1), 38(5), 1, 29(10), 45(20); *Dryopteris carthusiana* 22, 37(1), 30, 36, 45(5); *D. filix-mas* 33, 36, 42(1), 37(5), 45(10); *Echinocystis lobata* 20(5); *Elymus caninus* 2, 4, 11, 18, 25, 31, 46(1), 7, 12(5); *E. repens* 2, 17, 46(1); *Epilobium obscurum* 1(1); *Equisetum arvense* 24(5); *E. palustre* 46(1); *Erigeron annuus* 4, 5(5); *Euphorbia amygdaloides* 10(1); *Festuca arundinacea* 37(1), 38(10); *Ficaria verna* 13, 22(1), 20(30), 34(40), 28, 35(50), 36(60), 1(80); *Filipendula ulmaria* 1, 2, 8, 46(1); *Fragaria vesca* 22(5), 31(10), 23(30); *Galeopsis bifida* 25, 30(1); *Galium aparine* 17(1), 1, 2(5), 3(30); *G. odoratum* 37(5), 38(10); *G. schultesii* 31(10); *Geranium robertianum* 32, 33, 37(1), 31(5), 16, 23(20); *Geum rivale* 10, 35, 37(1); *Glyceria maxima* 46(5); *Heracleum sphondylium* 17(1); *Hieracium lachanelii* 31(1); *H. sabaudum* 31(5); *Hypericum maculatum* 9(1), 31(5); *H. perforatum* 5, 33(5); *Impatiens noli-tangere* 36, 37, 38(1), 34(5); *Iris pseudoacorus* 46(5); *Juglans regia* 10(5), 11(10); *Juncus conglomeratus* 4(5); *Lactuca serriola* 13, 34(5); *Lapsana communis* 16(1); *Lathyrus latifolius* 5, 9(1); *L. pratensis* 8(1); *L. vernus* 37(1); *Lilium martagon* 38(1); *Lonicera xylosteum* b 31(1), 38(10); *L. xylosteum* c 38(1); *Lycopus europaeus* 1(5); *Lysimachia nemorum* 14, 29, 42(1), 12(5), 44(10); *L. nummularia* 12, 23, 32(1), 1, 31, 33(5), 19(10); *L. vulgaris* 17(1), 18, 31(5), 43(10); *Lythrum salicaria* 27(10); *Matteucia struthiopteris* 36(5), 41, 42(80); *Melandrium album* 17(1); *Melica nutans* 29, 31(1); *Mentha aquatica* 27(5); *Mercurialis perennis* 37(10), 38(20); *Millium effusum* 37, 38(1); *Moehringia trinervia* 24, 25, 34, 35(1), 10(5); *Myosotis sylvatica* 1(1); *Myosoton aquaticum* 25(1), 20(5); *Oxalis acetosella* 36(5), 41(10), 40(20); *O. fontana* 15(5); *Padus serotina* b 45(10); *P. serotina* c 29, 43(10); *Paris quadrifolia* 22(5); *Parthenocissus inserta* 36(1), 33(5), 23(10); *Petasites hybridus* 1, 2(5), 8(10); *Phragmites australis* 46(30); *Phyteuma spicatum* 31(1); *Picea abies* b 43(10); *Plagiomnium affine* d 46(20); *P. undulatum* d 40(5), 39(40); *Poa nemoralis* 24(1), 1, 3, 28, 31(5), 11, 16(10); *P. palustris* 17(20); *P. trivialis* 4(5); *Polygonatum multiflorum* 22, 37(1), 36(5), 40(10); *Polygonum hydropiper* 1(1); *P. lapathifolium* 27(10); *Primula elatior* 37(1), 36(5); *Prunus spinosa* b 12, 21(5); *P. spinosa* c 21(1), 34(5); *Pulmonaria obscura* 36, 37(5), 38(20); *Quercus petraea* 30, 43(1); *Q. rubra* c 6(0,5), 13(1); *Ranunculus acris* 1(1); *R. lanuginosus* 37(10), 38(20); *R. repens* 46(1); *Reynoutria bohemica* 33(20); *R. japonica* 30, 31, 36(1), 2, 11(5), 19, 20, 26(10), 13(60); *R. sachalinensis* 20(1); *Robinia pseudoaccacia* a 45(1); *R. pseudoaccacia* b 9(10); *R. pseudoaccacia* c 39(70); *Rosa canina* 12(5), 31(10); *R. sp* . 12(1), 31(5); *Rubus hirtus* 40(5), 16, 33(20), 2, 41(30), 39(60); *R. plicatus* 2(0,5), 24(1), 5(20), 4(30); *R. sp* . 21, 28, 37(1), 11, 19(10); *Rudbeckia laciniata* 4, 17(1), 1(100); *Salix caprea* b 17(5); *S. caprea* c 26(20); *Salvia glutinosa* 38(1), 22(5); *Solanum dulcamara* 46(1); *Solidago canadensis* 33(1), 39(5), 9(80), 4(100); *S. gigantea* 4, 15, 17, 46(5); *Sorbus aucuparia* a 31(10); *S. aucuparia* c 27(5); *Stellaria media* 9(0,5), 15(5); *Symphytum tuberosum* 10, 22, 36, 38(1), 24, 31(5), 14, 30(10); *Tanacetum vulgare* 39(1), 4, 9(5); *Thalictrum aquilegifolium* 14(5); *Tilia platyphyllos* a 45(20); *T. platyphyllos* b 45(5); *Ulmus glabra* a 45(10); *U. glabra* b 45(90); *U. laevis* b 46(1); *Valeriana officinalis* 45(5), 29(10); *Veronica chamaedrys* 19(1); *Viburnum opulus* b 14, 42(1), 11, 22, 23, 36, 40(5), 29(10); *Vicia cracca* 5(0,5), 4, 24(1), 9(5); *Viola canina* 10(1); *V. reichenbachiana* 40(1), 10, 22, 23, 31, 32, 33, 36(5).

Objaśnienia (Explanations):

ZaB – Zasole Bielańskie; PW – Pogórze Wilamowickie; WK – Wysoczyzna Kończycka; Ośw – Oświęcim; Uch – Uchylsko; KŻ – Kotlina Żywiecka; Grodz – Grodzisko; PWi – Pogórze Wielickie; Kęt – Kęty; Cis – Cisiec; KR – Kotlina Raciborska; BŻ – Beskid Żywiecki; BŚ – Beskid Śląski; GóW – Górki Wielkie; Rac – Racibórz; Żyw – Żywiec; Wis – Wisła; Ust – Ustroń; Sie – Siewierz; Gocz – Goczałkowice; DGW – Dolina Górnej Wisły; Ciso – Cisownica; PŚ – Pogórze Śląskie; Kob – Kobiernice; GTen – Garb Tenczyński; GTa – Garb Tarnogórski; WC – Wyżyna Częstochowska; Jas – Jaskrów; RO – Równina Opolska; KrM – Krupski Młyn.

Załącznik 4 (Annex) – Ogólna charakterystyka badanych powierzchni

Numer powierzchni badawczej	Zespół roślinny	Numer zdjęcia fitosocjologi-cznego	Lokalizacja (rzeka)	Wysokość nad poziom morza [m]	Wyniesienie nad poziom lustra wody [m]	Odległość od brzegu koryta rzeki [m]	Brzegi rzeki	Zalew (rok)	Zwarcie koron drzew [%] (średnia z 3 lat)	Zwarcie podszytu [%] (średnia z 3 lat)	Pokrycie runa [%] (średnia z 3 lat)	Pokrycie warstwy mchów [%] (średnia z 3 lat)	Typ runa	Wysokość runa [cm] (średnia z 3 lat)	Średnia liczba gatunków	Uwagi
I	*Alnetum incanae* (zał. 5)	1–3	Sopotnia Mała	474	1.7	10	naturalne	Dunajec	90	10	100	30	MR	105	49	–
II		4–6	Białka	601	3.5	60	naturalne	2017, 2018.	80	30	96	0.3	MR	109	31	Po powodzi, część roślin pokryta mułem.
III		7–9	Dunajec	542	2.0	20	naturalne	2019	80	33	100	10	MR	110	36	Zmiana dominacji gatunku – *Chaerophyllum aromaticum* /*Agrostis stolonifera.*
IV		10–12	Białka	622	3.1	32	naturalne	2019	63	47	100	10	Z	104	55	Długo utrzymujące się grząskie podłoże po powodzi.
V		13–15	Sopotnia Wielka	473	1.1	20	naturalne	2017, 2019	90	10	100	4	Z	109	41	Redukcja zwarcia koron z 90% do 30% po wichurze w sezonie 2019. Ponadto wycięcie jednej olszy (*Almus incana*).
VI		16–18	Dunajec	550	2.5	15	naturalne	–	53	10	100	13	MR	85	33	Zmiana dominacji gatunku – *Anthriscus sylvestris* (sezon 2017) ustąpił *Aegopodium podagraria* (sezony 2018, 2019).
VII		19–21	Dunajec	549	3.0	10	naturalne	5	90	30	100	30	Z/MR	90	44	Zmiana typu runa – runo zróżnicowane florystycznie (sezon 2017), w kolejnych 2 sezonach runo zdominowane przez *Aegopodium podagraria* .
VIII		22–24	Koszarawa	398	0.9	55	naturalne	–	90	0	100	23	Z/MR	82	40	Zmiana typu runa – runo zróżnicowane florystycznie (sezon 2017 i 2018), dominacja *Agrostis stolonifera* i *Myosoton aquaticum* (sezon 2019).
IX		25–27	Dunajec	552	3.0	20	naturalne	–	70	40	100	10	MR	96	33	Ślady antropopresji, oznaki żerowania zwierzyny płowej.
X		28–30	Dunajec	542	3.0	25	naturalne	2019	10	0	97	45	MO/MR	84	23	Powierzchnia zaburzona po próbach usunięcia *Heracleum sosnowskyi* . Zmiana typu runa – dominuje inwazyjny gatunek obcy *Conyza canadensis* (sezon 2017), *Marchantia polymorpha* (sezon 2018), *Elymus caninus* (sezon 2019).
XI	*Salicetum albo-fragilis* (zał. 6)	1–3	Soła	229	1.5	20	naturalne	2019	63	7	100	0	MO/MR	98	14	Zmiana typu runa – dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Impatiens glandulifera* (sezon 2017), *I. glandulifera* i rodzimego *Rubus caesius* (sezon 2018), *R. caesius* i *Galium aparine* (sezon 2019).
XII		4–6	Soła	488	1.5	38	naturalne	–	73	0	100	0	MR	151	18	Zmiana typu runa – dominacja *Petasites hybridus* i *Agrostis stolonifera* (sezon 2017), *Urtica diorica* (sezon 2018), *Galium aparine* (sezon 2019).
XIII		7–9	Wisła	379	2.5	25	regulacja	2019	60	12	100	50	MR	69	28	Współdominacja *Urtica dioica* razem z *Galium aparine* .
XIV		10–12	Wisła	239	1.5	45	naturalne	2017, 2018, 2019	80	0	97	0	MR	98	16	Zmiana typu runa – dominacja *Phalaris arundinacea* (sezon 2017), *Glechoma hederacea* (sezon 2018), współdominacja ww. wraz z *Agrostis stolonifera* (2019).
XV		13–15	Soła	357	0.9	60	naturalne	2019	77	37	100	0	Z/MR	109	41	Zmiana typu runa – dominacja *Phalaris arundinacea* (sezon 2017), *Rubus caesius* (sezon 2018), współdominacja *R. caesius* z *Calystegia sepium* (sezon 2019).
XVI		16–18	Soła	483	1.5	40	naturalne	–	67	34	97	17	MR/Z	67	48	Zmiana typu runa – współdominacja *Petasites kablikianus* z *Aegopodium podagraria* (sezony 2017 i 2019), dominacja *Aegopodium podagraria* (sezon 2018).
XVII		19–21	Soła	253	3.8	15	naturalne	2019	70	10	100	0	MO/Z	153	18	Zmiana typu runa – dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Impatiens glandulifera* (sezony 2017 i 2018), runo zróżnicowane florystycznie (sezon 2019).
XVIII		22–24	Soła	486	1.9	20	regulacja	–	77	0	100	1	Z/MR	67	32	Zmiana typu runa – runo zróżnicowane florystycznie (sezon 2017), współdominacja *Aegopodium podagraria* i *Petasites hybridus* (sezony 2018 i 2019).
XIX		25–27	Wisła	229	2.5	55	naturalne	2019	63	18	100	0	MR	138	10	Dominacja gatunku rodzimego *Phalaris arundinacea* .
XX		28–30	Wisła	384	0.9	25	regulacja	2017	70	0	100	0	MR	80	33	Zmiana typu runa – dominacja *Matteucia struthiopteris* (sezon 2017), współdominacja z *Aegopodium podagraria* i *Glechoma hederacea* (sezon 2018), współdominacja *M. struthiopteris* z *Aegopodium podagraria* (sezon 2019).
XXI		31–33	Olza	192	2.5	50	naturalne	2017, 2018, 2019	47	0	100	0	MO	304	13	Dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Reynoutria japonica* (sezony 2017–2019).
XXII	*Populetum albae* (zał. 7)	1–3	Soła	256	0.6	75	naturalne	2017, 2018, 2019	77	0	100	0	MO	158	28	Aspekt wiosenny runa dominacja *Ficaria verna* , letni – dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Rudbekia laciniata* (sezony 2017–2019).
XXIII		4–6	Soła	228	2.4	23	naturalne	2019	57	17	100	4	MR	102	24	Dominacja *Rubus caesius* (sezon 2017), współdominacja z *Urtica dioica* (sezony 2018–2019).
XXIV		7–9	Olza	196	3.1	95	naturalne	2019	63	5	100	1	MR	66	21	Dominacja *Urtica dioica* (sezony 2017–2018), współdominacja z *Galeobdolon luteum* (sezon 2019).
XXV		10–12	Skawa	231	3.2	22	regulacja	2019	63	7	100	0	MO	91	28	Dominacja inwazyjnego gatunku obcego – *Solidago canadensis* (sezony 2017–2019).
XXVI		13–15	Soła	269	3.1	30	naturalne	2017, 2019	40	20	100	0	MR/MO	122	16	Zmiana typu runa – dominacja *Rubus caesius* (sezon 2017), współdominacja *R. caesius* z inwazyjnym gatunkiem obcym *Impatiens glandulifera* (sezon 2018), dominacja *Impatiens glandulifera* (sezon 2019).
XXVII		16–18	Olza	195	2.1	52	naturalne	2018, 2019	73	0	100	0	MO	67	14	Zmiana typu runa – dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Reynoutria japonica* (sezony 2017 i 2018), współdominacja z *Impatiens glandulifera* (sezon 2019).
XXVIII		19–21	Olza	196	1.8	102	naturalne	2019	50	0	100	0	MO	153	10	Dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Impatiens glandulifera* (sezony 2017–2019).
XXIX		22–24	Soła	259	1.1	85	naturalne	2019	30	3	100	0	MR	76	8	Zmiana typu runa – dominacja *Rubus caesius* (sezony 2017 i 2018), współdominacja *R. caesius* z *Phalaris arundinacea* (sezon 2019).
XXX		25–27	Soła	267	0.4	70	naturalne	2017, 2019	27	37	100	0	MR/MO	140	19	Zmiana typu runa – dominacja inwazyjnego gatunku obcego *Solidago canadensis* (sezony 2017 i 2018), dominacja *Rubus caesius* (sezon 2019).

Objaśnienia (Explanations): Z – runo zróżnicowane florystycznie; MR – runo monotypowe z dominującym gatunkiem rodzimym; MO – runo monotypowe z dominującym gatunkiem obcym.

Załącznik 5 (Annex 5) – Powierzchnie badawcze z (Permanent plots with) *Alnetum incanae* Lüdi 1921

Numer powierzchni / No of plot		I			II			III			IV			V			VI			VII			VIII			IX			X			Stopień stałości – Constancy degree
Numer kolejny zdjęcia / Successive No of relevé		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	
Numer zdjęcia w terenie/rok / Field No of relevé/Year		12/17	12/18	12/19	9/17	9/18	9/19	24/17	24/18	24/19	8/17	8/18	8/19	28/17	28/18	28/19	22/17	22/18	22/19	14/17	14/18	14/19	20/17	20/18	20/19	23/17	23/18	23/19	25/17	25/18	25/19	
Koordynaty geograficzne / Geographic coordinates	N	49.634 226	49.634 226	49.634 226	49.437 392	49.437 392	49.437 392	49.474 408	49.474 408	49.474 408	49.431 117	49.431 117	49.431 117	49.635 448	49.635 448	49.635 448	49.478 081	49.478 081	49.478 081	49.478 186	49.478 186	49.478 186	49.658 945	49.658 945	49.658 945	49.478 198	49.478 198	49.478 198	49.474 657	49.474 657	49.474 657	
	S	19.300 099	19.300 099	19.300 099	20.150 061	20.150 061	20.150 061	20.184 241	20.184 241	20.184 241	20.130 795	20.130 795	20.130 795	19.301 589	19.301 589	19.301 589	20.160 237	20.160 237	20.160 237	20.163 802	20.163 802	20.163 802	19.284 706	19.284 706	19.284 706	20.158 364	20.158 364	20.158 364	20.183 821	20.183 821	20.183 821	
Data / Date		30.07	23.07	15.07	30.06	5.07	13.07	13.07	17.06	12.07	1.07	6.07	14.07	30.07	23.07	15.07	22.06	17.06	1.07	22.06	17.06	1.07	5.08	3.05	16.07	30.06	5.07	13.07	13.08	17.06	12.07	
Lokalizacja / Location		SopMł	SopMł	SopMł	Krem	Krem	Krem	Knu	Knu	Knu	NoBi	NoBi	NoBi	SopMł	SopMł	SopMł	Har	Har	Har	Har	Har	Har	Św	Św	Św	Har	Har	Har	Knu	Knu	Knu	
Wysokość n.p.m. [m] / Altitude a.s.l. [m]		474	474	474	601	601	601	542	542	542	622	622	622	473	473	473	550	550	550	549	549	549	398	398	398	552	552	552	542	542	542	
Wyniesienie płatu nad lustro wody [m] / Above the water level [m]		1.7	1.7	1.7	3.5	3.5	3.5	2	2	2	3	3	3	1.1	1.1	1.1	2.5	2.5	2.5	3	3	3	0.9	0.9	0.9	3	3	3	3	3	3	
Odległość od koryta [m] / From the riverbed [m]		10	10	10	90	90	90	20	20	20	50	50	50	20	20	20	40	40	40	10	10	10	85	85	85	45	45	45	35	35	35	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] / Area of relevé [m^2]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Zwarcie warstwy a [%] / Density of layer a [%]		90	90	90	60	90	90	70	90	80	50	80	80	90	90	30	50	50	60	90	90	90	90	90	90	70	70	70	10	10	10	
Zwarcie warstwy b [%] / Density of layer b [%]		10	10	10	10	50	30	30	40	30	40	50	50	10	10	10	10	10	10	30	30	30	0	0	0	40	40	40	0	0	0	
Pokrycie warstwy c [%] / Cover of layer c [%]		100	100	100	100	90	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	90	100	100	
Pokrycie warstwy d [%] / Cover of layer d [%]		30	30	30	0	0	1	10	10	10	10	10	10	5	5	1	10	10	20	30	30	30	10	10	50	10	10	10	50	80	5	
Liczba gatunków w zdjęciu / Number of species in relevé		44	41	56	32	29	23	36	38	32	58	63	48	47	37	31	23	34	39	45	40	41	56	40	40	32	29	33	21	20	17	
Ch.* + D. *Alnetum incanae*:																																
**Alnus incana*	a	80	80	90	50	80	80	70	90	80	50	80	80	80	80	30	50	50	60	90	90	90	70	80	80	70	70	70	10	10	10	
**Alnus incana*	b	5	.	.	10	20	20	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	V
**Alnus incana*	c	5	5	5	5	.	.	5	5	5	5	10	10	1	5	.	0.5	1	1	30	20	20	5	5	5	5	5	5	5	5	20	
**Geranium phaeum*		10	5	5	0.5	.	.	10	5	.	5	5	1	1	1	.	0.5	1	1	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	IV
Petasites kablikianus		60	60	60	10	10	10	.	.	.	50	30	30	5	10	5	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	III
Petasites hybridus		60	60	60	30	30	30	.	.	.	40	50	50	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	20	20	30	.	.	.	III
Carduus personata		5	10	10	1	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	1	5	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	III
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Euphorbia amylagdoides* 3(1), 5(5); *Symphytum cordatum* 19, 20(1), 22, 23(5); *Tussilago farfara* 6(20), 12(20).																																
Ch. *Alno-Ulmion*:																																
Padus avium	a	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	10	.	.	.	.	.	.	
Padus avium	b	.	.	.	.	.	.	10	20	10	.	.	.	.	.	.	10	.	.	30	30	30	.	.	.	40	40	40	.	.	.	V
Padus avium	c	1	1	.	.	.	.	5	5	5	5	5	5	5	5	.	5	10	10	0.5	.	.	10	10	5	10	20	10	.	0.5	1	
Festuca gigantea		5	5	5	5	5	.	1	1	5	5	5	5	.	.	.	1	1	5	10	5	10	.	.	.	5	5	5	.	.	.	IV
Chrysosplenium alternifolium		0.5	1	.	.	.	.	0.5	0.5	.	1	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	III
Elymus caninus		.	.	.	.	.	.	.	5	30	.	.	.	.	.	.	10	20	10	.	10	10	.	.	.	.	.	.	10	20	80	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Agropyron caninum* 8, 9(5), 20, 21(10); *Circaea lutetiana* 1, 2(0,5), 4(5), 10(5); *Plagiomnium undulatum* d 19, 20, 21(10), 26, 27(5).																																
Ch.* *Fagetalia* + *Querco-Fagetea*:																																
Acer pseudoplatanus	a	.	.	.	10	40	40	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Acer pseudoplatanus	b	.	.	.	20	30	5	.	.	.	20	30	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Acer pseudoplatanus	c	10	10	5	10	10	10	.	.	.	30	30	30	20	10	5	.	.	.	.	.	.	10	10	10	.	.	.	.	.	.	
Lonicera xylosteum	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	5	5	.	.	.	5	5	.	.	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	10	II
Fraxinus excelsior	c	10	5	5	1	1	.	.	.	.	1	1	.	20	5	.	.	.	.	5	5	5	5	5	.	.	.	1	.	.	.	IV
Aegopodium podagraria		20	30	40	70	60	90	30	30	30	50	40	50	50	40	50	10	60	60	40	90	90	20	40	40	90	80	80	1	1	.	V
**Stachys sylvatica*		5	5	5	1	5	.	5	5	.	10	5	5	5	5	10	30	10	10	30	40	50	5	10	1	30	5	1	.	.	.	V
Brachypodium sylvaticum		10	5	10	.	5	5	5	10	10	5	5	5	5	5	.	.	.	.	5	10	10	5	5	10	.	.	5	.	.	.	IV
**Ranunculus lanuginosus*		.	.	1	0.5	.	1	.	.	.	1	1	.	.	1	.	.	1	1	.	.	1	.	.	.	1	1	.	.	.	.	IV
**Impatiens noli-tangere*		0.5	0.5	1	.	0.5	1	.	.	.	5	5	5	.	.	10	0.5	.	1	1	.	1	0.5	.	10	5	5	5	.	.	.	IV
Poa nemoralis		.	.	.	.	.	.	5	5	5	5	5	5	5	5	.	.	5	5	1	1	5	30	30	50	.	.	.	.	.	.	III
**Asarum europaeum*		5	10	5	.	.	.	.	.	.	1	1	1	1	5	1	0.5	0.5	.	0.5	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
**Primula elatior*		.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	1	.	.	.	.	.	.	1	30	1	1	20	.	.	.	.	.	1	.	.	.	III
Salvia glutinosa		.	.	.	.	.	.	1	1	.	1	1	1	5	.	.	.	.	5	10	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
**Lysimachia nemorum*		5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	5	5	5	5	.	.	10	5	.	.	.	.	III
**Galeobdolon luteum*		.	.	1	5	5	.	.	1	1	.	.	.	1	5	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Stellaria nemorum		.	.	.	.	.	.	.	5	.	5	5	0.5	.	.	.	.	1	1	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Alnus glutinosa* b 7, 8, 9, 10, 11, 12(10); *Alnus glutinosa* c 10, 11, 12(5); *Anemone nemorosa* 9(1); *Astrantia major* 9(1); *Campanula persicifolia* 22(0,5); **C. trachelium* 11(1), 13(5); **Carex sylvatica* 3, 8, 9(1), *avellana* 10, 19(0,5); *C. avellana* b 13(5), 14, 15(10); *Dentaria bulbifera* 3(5), 13, 14, 15(10); *D. glandulosa* 13, 14(10), 15(5); **Dryopteris filix-mas* 22, 23, 24, 25, 26, 27(1); *Galium schultesii* 7, 8(1); *Lathraea squamaria* 1(1), 2(0,5); *Lunaria rediviva* 3, 8(1); *Matteucia struthiopteris* 10, 11, 12, 24(5); **Pulmonaria obscura* 11, 12(5); *Rumex sanguineus* 3, 21(1); **Scrophularia nodosa* 25, 26(1), 28, 29(1), 30(5); *Symphytum officinale* 3(1); **Veronica montana* 25(1); **Viola reichenbachiana* 10, 11, 12, 19(0,5), 17, 18(1).																																
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):																																
Salix fragilis	a	10	10	10	.	.	.	.	.	.	30	30	30	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Sambucus nigra	b	5	10	10	5	5	5	.	.	.	10	10	10	10	10	5	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	IV
Sambucus nigra	c	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	1	.	.	
Myosoton aquaticum		40	40	40	5	5	5	5	5	5	50	10	10	50	50	10	5	5	5	5	5	10	20	5	60	10	5	10	.	1	.	V
Glechoma hederacea		40	30	10	5	5	5	20	20	10	10	20	10	20	30	20	.	5	5	1	1	1	5	40	10	40	10	5	.	.	.	V
Galium aparine		5	5	1	0.5	5	5	1	30	30	1	1	1	5	5	1	.	30	30	5	30	30	0.5	0.5	.	5	10	10	.	.	.	V
Lamium maculatum		1	0.5	0.5	1	1	.	5	1	5	1	1	.	10	5	.	.	5	30	10	10	10	1	1	1	1	1	1	.	.	.	V
Anthriscus sylvestris		.	.	10	40	5	5	10	20	.	0.5	0.5	5	20	10	.	70	30	20	5	30	10	.	1	1	20	20	20	.	.	.	V
Urtica dioica		5	10	5	40	40	5	1	10	5	10	10	5	50	30	40	1	10	10	.	.	.	5	5	5	20	20	20	.	.	.	IV
Chaerophyllum aromaticum		5	5	.	5	.	.	90	90	30	10	10	5	.	.	.	5	5	5	10	10	10	5	5	10	10	40	40	.	.	.	IV
Geum urbanum		1	5	5	.	.	.	0.5	1	.	10	10	1	1	.	.	1	1	5	1	5	5	1	5	1	1	1	1	.	.	.	IV
Rubus caesius		1	5	1	1	1	1	10	20	10	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	15	30	50	5	5	1	.	.	.	III
Melandrium rubrum		10	1	10	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	5	.	.	1	.	.	.	5	1	1	.	.	.	.	.	.	III
Oxalis acetosella		0.5	.	0.5	1	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.	5	1	1	1	.	.	5	.	.	.	.	.	.	III
Cardamine impatiens		0.5	1	1	0.5	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	1	1	.	.	1	.	III
Ranunculus repens		.	.	1	.	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	5	5	5	.	.	5	.	.	.	.	.	.	III
Lysimachia nummularia		10	10	5	.	.	.	.	10	10	1	.	5	0.5	10	.	0.5	0.5	5	.	.	.	5	30	5	.	.	.	.	.	.	III
Agrostis stolonifera		.	.	.	.	.	10	5	70	60	.	.	.	.	.	.	.	.	5	30	30	30	20	10	80	10	30	10	.	.	.	III
Filipendula ulmaria		5	5	.	1	1	.	.	.	.	5	1	1	.	.	.	1	1	10	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Impatiens glandulifera		.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	5	1	5	40	5	10	1	.	10	20	20	20	1	.	.	.	.	.	III
Rubus idaeus		.	.	.	.	.	.	5	10	10	20	20	10	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	1	.	.	.	II
Equisetum arvense		.	.	.	0.5	0.5	0.5	.	.	.	.	0.5	0.5	.	.	.	0.5	0.5	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	II
Ajuga reptans		5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	5	.	.	5	5	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Heracleum sphondylium		1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	1	.	.	.	.	.	.	1	0.5	1	1	.	.	.	.	.	.	II
Valeriana officinalis		1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	5	10	10	10	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Mentha longifolia		0.5	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	30	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	20	II
Impatiens parviflora		0.5	0.5	0.5	.	0.5	1	.	.	.	0.5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	II
Veronica chamaedrys		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	0.5	0.5	0.5	.	.	5	.	.	.	10	10	20	II
Alliaria petiolata		.	.	.	.	.	.	10	10	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	10	5	1	.	.	.	.	II
Poa trivialis		0.5	0.5	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	1	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	II
Conyza canadensis [1]		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	80	30	5	I
Brachythecium rutabulum	d	30	30	30	.	.	.	5	5	5	.	.	.	5	5	5	10	10	10	10	.	.	5	5	20	.	.	5	.	.	.	IV
Plagiomnium affine	d	.	.	.	.	.	.	5	5	5	10	10	10	5	5	5	.	.	.	10	10	10	5	5	30	5	5	5	.	.	.	III
Marchantia polymorpha [1]	d	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	50	80	5	I

Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Abies alba* c 3, 15(0,5); *Agrostis canina* 4, 5(1), 12, 17(5), 18, 30(30); *A. capillaris* 1(30), 2, 3(20), 6(5); *Angelica sylvestris* 3(5), 10(10), 11(5), 13, 14(1); *Anthriscus nitida* 22, 23, 24, 27(5); *Arctium lappa* 1, 2, 3(10), 22, 30(1); *A. tomentosum* 12(5), 21(5); *Artemisia vulgaris* 29(1), 30(10); *Athyrium filix-femina* 9(1), 15(5); *Caltha palustris* 18(5), 28(10); *Campanula patula* 11, 29(1), 30(5); *Capsella bursa-pastoris* 28, 30(1); *Cardamine trifolia* 4(5); *Chaerophyllum temulum* 4, 5(10); *Cirsium arvense* 12, 19, 20, 21, 29, 30(1); *C. oleraceum* 10(5), 11, 12, 19(1), 18(5); *C. vulgare* 19(1), 30(5); *Convolvulus arvensis* 7, 8(1); *Cornus sanguinea* b 15(30); *Corylus avellana* c 1, 3(0,5), 2(5), 13(10), 14, 15(5); *Crepis paludosa* 20, 21(1); *Crataegus monogyna* c 22, 23, 24(1); *Dactylis glomerata* 7, 8(1), 9, 21(5), 24(1); *Deschampsia caespitosa* 7, 8, 9, 21(5), 24(1); *Elymus repens* 29(5); *Euphorbia cyparissias* 30(10); *Festuca pratensis* 3, 7, 8(5), 28, 29(10), 30(30); *Galeopsis speciosa* 13(1), 15(5), 22(1), 23(0,5), 24(5), 30(1); *Geranium pratense* 4(0,5); *G. robertianum* 3(5), 7, 9, 19, 20, 21(1); *Geum rivale* 22, 23, 24(1); *Hedera helix* 13(0,5); *Heracleum sosnowskyi* 28(10), 29, 30(30); *Holcus mollis* 7(1); *Juncus articulatus* 29(1); *Lapsana communis* 1, 2, 3, 7, 12(1); *Lathyrus pratensis* 3, 23(0,5); *Lolium perenne* 21(1); *Maianthemum bifolium* 14(5); *Muscari botryoides* 7(1); *Myosotis palustris* 6, 12(1); *M. sylvatica* 3(1), 19(0,5), 25, 27(10), 23(5); *Orobanche flava* 3, 10, 11(1); *Phalaris arundinacea* 4, 5(1), 6(5), 10, 11(10), 12(40); *Picea abies* c 10, 11, 12(10), 13(5), 27(0,5); *Plantago major* 28(0,5), 30(1); *Pleurozium schreberi* d 24(5); *Polytrichum commune* d 15(1); *Prunella vulgaris* 7(0,5), 8, 10, 11, 25, 26(1); *Prunus spinosa* b 13, 14(5); *Quercus robur* c 15(0,5); *Ranunculus acris* 5, 10, 11(1), 12(0,5); *Ribes uva-crispa* 10, 11, 12(30); *Rorippa palustris* 3(1), 6(20), 28(5), 29(1); *Rubus plicatus* 3(1), 15(30), 22, 23(5), 24(10); *Rumex obtusifolius* 7, 13, 14(0,5), 25(5); *Salix alba* a 22, 23(5), 24(10); *S. alba* b 10, 11, 12(10); *S. fragilis* c 1, 2(5); *Sanguisorba minor* 15(1); *Senecio ovatus* 3, 25(1); *Solidago gigantea* 22(1), 23, 24(10); *Sonchus asper* 3(1), 28, 29, 30(0,5); *Sorbus aucuparia* b 16, 17, 18, 19, 20, 21(5); *Symphytum tuberosum* 4, 10, 11(1), 12 (5); *Tanacetum vulgare* 28, 29(5), 30(30); *Taraxacum officinale* 15, 28(1); *Telekia speciosa* 19, 20, 21, 27(1); *Thalictrum aquilegiifolium* 12, 13, 14(5), 22, 23, 24(1); *Trisetum flavescens* 3(1); *Veronica beccabunga* 19, 20, 21(1), 29(30), 30(1); *Verbascum nigrum* 28(1); *Vicia cracca* 28(0,5), 29(1), 30(10); *V. sepium* 28(0,5), 29(1).

Objaśnienia (Explanations): SopMł – Sopotnia Mała; Krem – Krempachy; Knu – Knurów; NoBi – Nowa Biała; Har – Harklowa; Św – Świnna.

Załącznik 6 (Annex 6) – Powierzchnie z (Permanent plots with) *Salicetum albo-fragilis* R.Tx. 1955

Numer powierzchni / No of plot		XI			XII			XIII			XIV			XV			XVI			XVII			XVIII			XIX			XX			XXI			Stopień stałości – Constancy degree
Numer kolejny zdjęcia / Successive No of relevé		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	
Numer zdjęcia w terenie/rok / Field No of relevé/Year		15/17	15/18	15/19	3/17	3/18	3/19	10/17	10/18	10/19	7/17	7/18	7/19	11/17	11/18	11/19	2/17	2/18	2/19	26/17	26/18	26/19	6/17	6/18	6/19	16/17	16/18	16/19	1/17	1/18	1/19	18/17	18/18	18/19	
Koordynaty geograficzne / Geographical coordinates	N	50.048 662	50.048 662	50.048 662	49.512 434	49.512 434	49.512 434	49.700 087	49.700 087	49.700 087	49.937 511	49.937 511	49.937 511	49.665 220	49.665 221	49.665 222	49.520 499	49.520 499	49.520 499	49.951 693	49.951 693	49.951 693	49.523 001	49.523 001	49.523 001	50.059 134	50.059 134	50.059 134	49.693 893	49.693 893	49.693 893	49.945 000	49.945 000	49.945 000	
	S	19.225 784	19.225 784	19.225 784	19.115 772	19.115 772	19.115 772	18.830 403	18.830 403	18.830 403	18.992 22	18.992 22	18.992 22	19.185 104	19.185 104	19.185 104	19.114 832	19.114 832	19.114 832	19.195 435	19.195 435	19.195 435	19.112 57	19.112 57	19.112 57	19.174 308	19.174 308	19.174 308	18.834 656	18.834 656	18.834 656	18.351 925	18.351 925	18.351 925	
Lokalizacja / Location		Ośw	Ośw	Ośw	Raj	Raj	Raj	Ust	Ust	Ust	GZd	GZd	GZd	Żyw	Żyw	Żyw	Raj	Raj	Raj	Zas	Zas	Zas	Raj	Raj	Raj	Bie	Bie	Bie	Ust	Ust	Ust	Olz	Olz	Olz	
Data / Date		25.07	20.07	26.07	16.05	08.07	08.06	21.06	29.04	10.06	29.05	01.08	05.07	08.07	06.06	17.07	16.05	06.06	08.06	18.08	02.08	01.08	28.05	01.06	09.06	01.08	11.08	20.07	07.05	28.04	17.06	03.08	23.07	25.06	
Wysokość n.p.m. [m] / Altitude a.s.l. [m]		229	229	229	488	488	488	379	379	379	239	239	239	357	357	357	483	483	483	253	253	253	486	486	486	229	229	229	384	384	384	192	192	192	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] / Area of relevé [m^2]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Zwarcie warstwy a [%] / Density of layer a [%]		50	70	70	70	70	80	60	60	60	80	80	80	90	90	50	80	50	70	70	70	70	70	80	80	60	70	60	70	70	70	40	50	50	
Zwarcie warstwy b [%] / Density of layer b [%]		10	10	20	0	0	0	20	10	5	0	0	0	30	40	40	30	50	50	10	10	10	5	5	5	10	15	30	0	0	0	0	0	0	
Pokrycie warstwy c [%] / Cover of layer c [%]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	90	100	100	100	100	100	100	90	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Pokrycie warstwy d [%] / Cover of layer d [%]		0	0	0	30	30	50	50	50	50	0	0	0	0	0	0	10	10	30	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Liczba gatunków w zdjęciu / Number of species in relevé		14	15	14	18	18	19	26	29	30	15	19	15	43	48	33	54	45	45	21	18	15	36	32	27	9	12	10	36	33	31	14	14	12	
Ch.* + D. *Salicetum albo-fragilis* :																																			
**Salix alba*	a	50	70	70	50	50	50	60	60	60	80	80	80	30	30	30	60	60	70	70	70	70	60	50	70	10	10	10	70	70	70	40	50	50	V
Deschampsia caespitosa		5	5	5	5	5	5	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	5	.	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Phalaris arundinacea		20	20	20	.	.	.	10	10	5	70	20	60	60	40	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	100	80	100	.	.	.	.	.	.	III
Lysimachia nummularia		.	.	.	30	30	30	20	30	50	20	30	30	.	.	1	5	5	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Agrostis stolonifera		10	10	30	70	50	30	.	.	.	5	40	60	40	40	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Mentha longifolia		.	1	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	0.5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Angelica sylvestris* 13, 14, 22, 23, 24(5); *Bidens tripartita* 11(1), 19(0,5), 20(1); *Cerastium holosteoides* 7(5); *Cirsium oleraceum* 13, 14, 16(1); *Corylus avellana* c 13(1); *Dactylis glomerata* 13(0,5), 15(1), 18(5); *Epilobium obscurum* 25(5), 26(1); *Festuca pratensis* 4, 5, 6(30), 22, 23, 24(5); *Filipendula ulmaria* 16(1), 17, 18(5); *Galium uliginosum* 16(1); *Geranium pratense* 14(1); *Iris pseudoacorus* 7, 8, 9(1); *Lysimachia vulgaris* 26(5), 27(1); *Poa pratensis* 12(10); *P. trivialis* 7, 8, 9(5), 21(20); *Potentilla reptans* 11(5); *Rumex obtusifolius* 19, 20, 21(1); **Salix alba* b 7, 8, 9(5), 19, 20, 21(10); *Taraxacum officinale* 4, 5, 6(1), 14, 16(0,5); *Veronica beccabunga* 7, 8(5), 16(1).																																			
Ch.*+ D. *Salicion albae* :																																			
Urtica dioica		5	30	30	50	70	50	100	100	100	30	30	30	20	5	10	5	10	5	10	5	5	20	50	30	5	10	.	1	5	1	10	5	1	V
Rubus caesius		40	50	90	.	.	.	10	10	10	5	5	40	20	70	90	10	10	20	10	10	30	.	.	.	10	10	10	.	.	.	10	10	5	IV
Calystegia sepium		0.5	10	30	.	.	.	.	.	.	0.5	5	10	5	10	70	.	.	.	1	5	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	III
Symphytum officinale		.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1	0.5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	15	30	20	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Humulus lupulus* 19, 20(5), 21(1); **Salix viminalis* b 1, 2(10), 3(20).																																			
Ch. *Salicetea pupureae + Salicetalia purpureae* :																																			
Salix fragilis	a	.	.	.	20	30	30	.	.	.	.	.	.	60	60	20	20	.	.	.	.	.	10	30	30	60	60	60	.	.	.	.	.	.	III
Salix fragilis	c	.	.	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Salix fragilis* b 25, 26, 27 (10).																																			
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):																																			
Fraxinus excelsior	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	10	1	5	5	5	.	.	.	5	5	5	.	.	.	10	5	1	10	10	10	III
Padus avium	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	5	20	10	5	1	10	5	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Tilia cordata	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	1	5	.	.	.	.	5	5	5	.	.	.	0.5	0.5	0.5	.	.	.	II
Acer platanoides	c	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	5	.	.	.	5	5	5	.	.	.	5	5	5	.	.	.	II
Glechoma hederacea		.	.	.	30	10	30	20	20	20	5	70	60	10	30	5	5	40	40	20	50	50	10	30	30	.	.	.	40	60	40	1	1	.	V
Galium aparine		5	10	60	5	5	60	80	60	70	.	.	.	10	10	.	1	1	5	0.5	30	30	1	.	1	.	.	.	1	1	1	.	.	.	IV
Aegopodium podagraria		1	1	1	30	5	.	5	5	50	.	.	.	10	10	10	60	60	60	.	.	.	50	60	80	.	.	.	50	60	60	.	.	.	IV
Impatiens glandulifera		90	100	5	.	.	.	5	5	5	.	1	.	20	30	20	.	.	.	100	100	.	.	.	.	.	.	.	1	1	5	10	10	1	IV
Petasites hybridus		5	5	5	100	60	80	.	.	.	.	.	.	40	30	40	10	10	10	5	10	10	50	90	80	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Festuca gigantea		.	.	.	1	1	1	1	5	5	.	.	.	.	10	5	1	1	5	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	5	III
Myosoton aquaticum		.	.	.	.	.	.	30	10	10	.	.	.	5	5	5	1	5	5	1	.	.	10	1	.	.	.	.	1	30	5	.	.	.	III
Stachys sylvatica		.	.	.	.	.	.	1	1	5	.	.	.	1	5	1	5	10	10	.	.	1	5	.	1	.	.	.	5	1	10	.	.	.	III
Geum urbanum		.	.	.	.	.	1	.	5	5	.	.	.	1	10	1	.	1	1	.	.	.	10	5	5	.	.	.	1	10	5	.	.	.	III
Galeopsis speciosa		.	.	.	.	.	.	10	5	5	.	.	.	.	.	.	0.5	1	1	.	.	.	0.5	0.5	0.5	.	20	.	1	1	1	.	.	.	III
Anthriscus sylvestris		.	.	.	10	10	10	1	.	.	.	.	.	5	5	.	10	30	50	.	.	.	10	10	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Reynoutria japonica		.	1	5	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	30	40	.	.	.	.	.	.	5	5	10	100	100	100	III
Alliaria petiolata		.	.	.	.	.	1	.	1	1	.	.	.	.	.	.	1	5	0.5	.	1	1	.	.	.	.	.	.	0.5	1	1	.	.	.	III
Chaerophyllum hirsutum		1	.	.	5	1	1	.	.	10	.	.	.	10	10	.	.	.	.	.	.	.	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Impatiens parviflora		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	.	.	.	.	1	0	.	.	.	.	0.5	20	.	1	.	.	5	1	.	III
Ficaria verna		.	.	.	.	.	.	50	50	50	.	.	.	.	.	.	5	5	5	.	.	.	5	5	.	.	.	.	50	50	30	.	.	.	II
Brachypodium sylvaticum		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	10	10	1	5	10	.	.	.	1	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	5	II
Cardamine impatiens		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	5	.	.	.	1	.	1	.	.	.	0.5	1	.	5	1	1	II
Chrysosplenium alternifolium		.	.	.	.	.	.	20	50	50	.	.	.	.	.	.	1	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	20	50	30	.	.	.	II
Carex sylvatica		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	5	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	.	.	.	II
Galeobdolon luteum		.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	.	.	.	.	.	1	.	5	.	.	.	1	1	5	.	.	.	.	5	5	.	.	.	II
Primula elatior		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	1	0.5	1	.	.	.	.	0.5	0.5	.	.	.	.	1	5	.	.	.	.	II
Geranium robertianum		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	1	10	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	II
Petasites kablikianus		.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	80	30	60	.	.	.	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Ranunculus lanuginosus		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	10	10	1	1	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.5	.	.	.	.	.	II
Matteucia struthiopteris		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	100	100	100	.	.	.	I
Brachythecium rutabulum	d	.	.	.	30	30	50	20	20	20	.	.	.	.	.	.	1	5	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	II
Plagiomnium undulatum	d	.	.	.	.	.	.	30	40	40	.	.	.	.	.	.	5	5	10	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	5	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Acer negundo* c 10, 11, 33(10), 12, 31, 32(5); *A. platanoides* a 16(5), 28, 29(10), 30(20); *A. platanoides* b 16, 17, 18(10); *A. pseudoplatanus* a 16(1), 28, 29(10), 30(20); *A. pseudoplatanus* c 28(5), 29(1), 30(10); *Agrostis canina* 10, 11, 12(20); *A. capillaris* 13, 14(10); *Allium ursinum* 28(1), 29(5); *Alnus incana* a 16, 17, 18(1); *A. incana* b 13(10), 14, 15(20); *A. incana* c 13, 14, 17, 18(5), 15, 16(1); *Anemone nemorosa* 16, 22, 23(1), 28(40), 29(60), 30(40); *Anthriscus nitida* 13(1); *Artemisia vulgaris* 20(0,5); *Asarum europaeum* 16(0,5), 17(1); *Aster novi-belgii* 16, 17, 18(5); *Athyrium filix-femina* 28, 29, 30(1); *Caltha laeta* 7(5), 8, 9(1), 26, 27(10); *Campanula trachelium* 28(1); *Carduus personata* 4, 5, 22(1), 23(5); *Carex remota* 10, 11, 12, 15(1); *Cardamine trifolia* 17(1); *Cerasus avium* b 22, 23(5); *C. avium* c 22, 23(5); *Chaerophyllum temulum* 22(5); *Convolvulus arvensis* 6, 7, 8, 9(5), 13, 14(1); *Cornus sanguinea* b 13, 14(20), 15(30); *Crataegus monogyna* c 31, 32(0,5); *Cruciata glabra* 19, 20(1); *Dentaria bulbifera* 28(10), 29, 30(30); *D. glandulosa* 8(30), 9(5), 14(0,5), 28, 29, 30(20); *Dryopteris filix-mas* 28, 29(1); *Echinocystis lobbata* 11(1), 24, 31, 32, 33(1); *Epilobium hirsutum* 13(0,5); *Euonymus europaeus* b 25, 26, 27(5); *E. europaeus* c 25, 26, 27(5); *Eupatorium cannabinum* 13, 14, 15(5); *Equisetum arvense* 1, 2, 3(1); *E. pratense* 13, 14, 15(1); *Fraxinus excelsior* a 16(10), 17, 18(5); *Galium schultesii* 14(5); *Hedera helix* 28(1); *Helianthus annuus* 29, 30(0,5); *Impatiens noli-tangere* 13, 14(0,5), 17(1), 18(5); *Juglans regia* b 16(30), 17, 18(50); *Lactuca serriola* 15(1); *Lamium maculatum* 16, 17, 28, 29, 30(1); *Lapsana communis* 13, 14(1); *Lycopus europaeus* 18(1); *Melandrium rubrum* 13, 14, 16(0,5), 17(1), 18(5); *Orobanche flava* 14(0,5); *Oxalis acetosella* 14, 16(1), 28(0,5); *Padus avium* b 16, 17, 19(5), 18, 20(10); *Plagiomnium affine* d 16, 17(5), 18(10), 22, 23, 24(1); *Plantago major* 14(0,5); *Poa nemoralis* 16, 17, 18(1); *Polygonum persicaria* 20(1); *Pulmonaria obscura* 24(1); *Quercus robur* c 10, 11, 12(1), 31, 32(0,5); *Ranunculus acris* 10(0,5), 18(1); *Reynoutria sachalinensis* 31, 32, 33(5); *Ribes uva-crispa* 16(5); *Rubus idaeus* 13, 14(50), 15(40), 16, 17, 18(10); *Rudbekia hirta* 19, 20, 21(1); *Rumex conglomeratus* 27(10); *Sambucus nigra* b 22, 23, 24(5); *S. nigra* c 30, 7(1); *Saponaria officinalis* 19, 21(1); *Solidago canadensis* 11, 19(1), 12, 21(5); *Stellaria nemorum* 14(20); *Symphytum tuberosum* 22, 23(1); *Tanacetum vulgare* 19(0,5); *Thalictrum aquilegiifolium* 22, 23(1); *Ulmus minor* c 10, 11(1); *Veronica chamaedrys* 8, 28, 30(1); *Vicia sepium* 13, 14(0,5).																																			

Objaśnienia (Explanations): Raj – Rajcza; Żyw – Żywiec; Ust – Ustroń; GZd – Goczałkowice-Zdrój; Bie – Bieruń; Ośw – Oświęcim; Zas – Zasole.

Załącznik 7 (Annex 7) – Powierzchnie z (Permanent plots with) *Populetum albae* Br.-Bl. 1931

Numer powierzchni No of plot		XXII			XXIII			XXIV			XXV			XXVI			XXVII			XXVIII			XXIX			XXX			Stopień stałości – Constancy degree
Numer kolejny zdjęcia Successive No of relevé		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	
Numer zdjęcia w terenie/rok Field No of relevé/Year		19/17	19/18	19/19	13/17	13/18	13/19	5/17	5/18	5/19	21/17	21/18	21/19	30/17	30/18	30/19	4/17	4/18	4/19	17/17	17/18	17/19	27/17	27/18	27/19	29/17	29/18	29/19	
Koordynaty geograficzne Geographic coordinates	N	49.934 048	49.934 048	49.934 048	50.049 262	50.049 262	50.049 262	49.938 000	49.938 000	49.938 000	49.965 573	49.965 573	49.965 573	49.890 819	49.890 819	49.890 819	49.937 222	49.937 222	49.937 222	49.936 189	49.936 189	49.936 189	49.935 686	49.935 686	49.935 686	49.891 686	49.891 686	49.891 686	
	S	19.193 451	19.193 451	19.193 451	19.223 831	19.223 831	19.223 831	18.372 208	18.372 208	18.372 208	19.451 87	19.451 87	19.451 87	19.197 06	19.197 06	19.197 06	18.371 119	18.371 119	18.371 119	18.381 697	18.381 697	18.381 697	19.192 420	19.192 421	19.192 422	19.194 943	19.194 943	19.194 943	
Lokalizacja Location		ZaB	ZaB	ZaB	Ośw	Ośw	Ośw	Uch	Uch	Uch	Grod	Grod	Grod	Kęt	Kęt	Kęt	Uch	Uch	Uch	Uch	Uch	Uch	ZaB	ZaB	ZaB	Kęt	Kęt	Kęt	
Data Date		04.08	02.05	20.05	18.07	11.08	26.07	20.05	07.07	10.05	11.08	05.07	13.07	23.08	01.08	26.07	22.05	15.06	30.06	02.08	30.07	30.06	18.08	03.05	07.07	16.07	11.08	23.08	
Wysokość n.p.m. [m] Altitude a.s.l. [m]		256	256	256	228	228	228	196	196	196	231	231	231	269	269	269	195	195	195	196	196	196	259	259	259	267	267	267	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] Area of relevé [m^2]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Powierzchnia zdjęcia [m^2] Area of relevé [m^2]		70	80	80	60	70	40	70	70	50	70	70	50	40	40	40	70	70	80	70	70	70	30	30	30	10	40	40	
Zwarcie warstwy b [%] Density of layer b [%]		0	0	0	10	10	5	5	5	5	10	10	10	20	20	20	0	0	0	0	0	0	5	5	0	40	40	30	
Pokrycie warstwy c [%] Cover of layer c [%]		100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
Pokrycie warstwy d [%] Cover of layer d [%]		0	0	0	5	5	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Liczba gatunków w zdjęciu Number of species in relevé		31	34	20	27	23	23	18	21	23	28	27	30	16	16	16	15	12	14	9	9	11	10	8	7	22	21	15	
Ch.*+ D. *Populetum albae*:																													
**Populus nigra*	a	70	80	80	50	60	20	20	20	20	60	60	50	40	40	40	40	40	40	20	20	20	30	30	30	10	40	40	V
**Populus nigra*	b	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
Aegopodium podagraria		10	5	1	1	0.5	0.5	1	1	5	.	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Euonymus europaeus* b 1(20), 2(10) 4, 5, 6(5); *Padus avium* c 1, 2(5), 3(1).																													
Ch.*+ D *Salicion albae*:																													
**Salix alba*	a	40	40	40	.	.	.	40	40	40	10	10	.	.	.	.	30	30	40	50	50	50	.	.	.	.	.	.	III
Rubus caesius		10	10	10	100	100	100	10	10	30	5	5	.	80	80	10	5	5	.	.	.	.	80	100	100	40	30	80	V
Urtica dioica		5	10	1	20	60	1	100	100	80	10	10	5	.	.	.	10	1	1	50	50	40	.	.	.	.	1	0	IV
Phalaris arundinacea		.	5	10	40	50	20	10	10	.	30	30	30	50	20	20	.	.	.	20	10	10	50	50	70	.	.	.	IV
Calystegia sepium		1	1	.	.	.	.	10	40	10	5	5	5	5	5	10	.	.	.	5	5	20	1	.	10	.	.	.	IV
Humulus lupulus		.	.	.	.	.	.	5	10	50	1	10	10	.	.	.	5	5	5	5	5	10	.	.	.	.	.	.	III
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): **Salix triandra* c 12(5); **S. alba* c 1(10), 2(1); *Symphytum officinale* 1, 2(5).																													
Ch.*+ D. *Salicetea pupureae* + *Salicetalia purpureae*:																													
**Salix fragilis* a	a	.	.	.	10	10	30	30	30	30	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Gatunki sporadyczne (Sporadic species): **Salix fragilis* b 1, 2(5), 22, 23(5); **S. purpurea* b 7, 8(5).																													
Gatunki towarzyszące (Accompanying species):																													
Quercus robur	c	0.5	0.5	0.5	0.5	1	1	.	.	0.5	.	.	1	.	.	.	0.5	.	1	.	.	.	.	.	.	5	5	5	IV
Fraxinus excelsior	c	.	.	.	1	.	1	.	.	0.5	.	.	1	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	III
Impatiens glandulifera		.	0.5	.	10	10	1	.	1	10	.	.	.	40	100	70	.	10	60	70	90	100	10	10	.	.	.	.	IV
Reynoutria japonica		.	.	.	5	10	5	.	1	.	.	.	20	.	1	5	100	100	100	.	.	1	.	.	.	.	.	.	IV
Galium aparine		5	10	.	5	5	5	30	40	50	.	.	.	.	.	.	5	.	20	.	.	.	.	.	.	.	5	0.5	III
Petasites hybridus		5	.	5	5	5	1	.	.	.	.	.	5	.	.	5	.	.	.	.	.	.	10	10	.	.	.	.	III
Glechoma hederacea		20	50	50	0.5	5	.	10	10	10	.	.	.	.	.	.	.	.	20	.	.	5	.	.	.	.	.	.	III
Festuca gigantea		5	5	5	.	.	.	.	.	5	5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	50	30	III
Rubus plicatus		.	.	.	20	20	10	.	.	.	30	30	5	20	20	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Tanacetum vulgare		.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	10	5	5	1	II
Vicia cracca		.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	0.5	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	5	0.5	II
Impatiens parviflora		.	.	.	.	.	.	30	40	.	.	.	.	.	.	.	10	5	5	.	.	.	5	1	.	.	.	.	II
Solidago canadensis		.	.	.	.	.	.	.	.	.	100	100	90	.	5	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	80	90	50	II
Ficaria verna		80	80	80	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	50	50	40	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II
Filipendula ulmaria		1	5	30	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	II
Rudbeckia laciniata		100	100	100	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5	.	II
Elymus caninus		.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	.	.	.	.	.	.	1	5	5	5	.	.	.	.	.	.	II
Calamagrostis pseudophragmites		.	.	.	10	10	10	.	.	.	.	.	20	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	40	40	II
Lathyrus latifolius		.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	10	1	II
Brachythecium rutabulum	d	.	.	.	5	5	1	1	1	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	II

Gatunki sporadyczne (Sporadic species): *Acer platanoides* c 17(0,5); *Agrostis canina* 17, 25, 26(1); *A. stolonifera* 10, 11(30); *Angelica sylvestris* 1(1); *Anthriscus sylvestris* 22(1); *Artemisia vulgaris* 10, 11, 25, 26(1); *Alliaria petiolata* 4(0,5), 9(1); *Allium ursinum* 9(1); *Betula pendula* c 25, 26, 27(10); *Brachypodium sylvaticum* 16, 17, 18, 27(1); *Campanula patula* 27(1); *C. trachelium* 22(1); *Centaurea cyanus* 25, 26, 27(1); *Cerastium holosteoides* 10(5), 15(1); *Chenopodium album* 12(1); *Cirsium arvense* 11(1); *C. oleraceum* 1(10), 25, 26, 27(1); *C. vulgare* 13, 14(1), 15(5), 26(0,5), 27(1); *Convolvulus arvensis* 4(1), 5(10), 6(20); *Cornus mas* b 25, 26(20), 27(40); *Coronilla varia* 6(1); *Crataegus monogyna* c 1, 2(1); *C. rhipidophylla* c 4, 5, 6, 12(5); *Dactylis glomerata* 4, 5(5), 10, 11(1); *Daucus carota* 22(1), 25(1); *Deschampsia caespitosa* 1(10), 10, 11, 25(1); *Elymus caninus* 4, 5, 6(1); *E. repens* 4, 5(1); *Epilobium obscurum* 1, 2(1); *Erigeron annuus* 10, 11, 13(5), 11(1); *Equisetum palustre* 2(0,5); *Galeobdolon luteum* 7(30), 8(10), 9(60); *Galeopsis speciosa* 1(5), 2, 13, 14(1); *Geranium robertianum* 12(5); *Geum urbanum* 1(1), 2(5); *Hesperis matronalis* 24(5); *Hypericum maculatum* 25(1); *H. perforatum* 13(5), 11(1); *Iris pseudoacorus* 2, 3(1); *Juncus conglomeratus* 10, 11(5); *Lamium maculatum* 6(1), 9(10); *Lathyrus pratensis* 11(5), 12, 22(1); *Lycopus europaeus* 1(5), 2(1), 3(10); *Lysimachia nummularia* 1(5), 2, 3(20); *L. vulgaris* 12, 15(5), 26(0,5); *Melandrium rubrum* 24(1); *Mentha. arvensis* 12(1); *M. longifolia* 11(5); *Myosotis sylvatica* 1, 2(1); *Oxalis acetosella* 12(5); *Padus serotina* b 13, 14, 15(10); *Poa nemoralis* 1, 2, 7, 8, 9(5); *P. trivialis* 10, 11, 12(5), 18(1); *Polygonum hydropiper* 1(1); *P. persicaria* 12(1); *Populus nigra* b 13(10), 14, 15(20); *Potentilla anserina* 12(5); *Prunella vulgaris* 25(0,5); *Ranunculus acris* 1(1), 2, 3(5); *R. repens* 3(5); *Robinia pseudoaccacia* b 25(10), 26(20), 27(30); *Rorippa palustris* 2(5); *Rubus hirtus* 4, 5(30), 6(10); *R. idaeus* 12(5), 19, 20, 21(20); *Salix pentandra* c 12(5); *S. viminalis* b 10, 11, 12(10); *Sambucus nigra* b 7, 8, 9(10); *S. nigra* c 8, 9(5), 17(0,5); *Scrophularia nodosa* 12(1); *Solidago gigantea* 10, 11, 12(5); *Saponaria officinalis* 6(1), 11(1); *Stachys sylvatica* 4(0,5), 7, 8(5); *Stellaria media* 25(0,5); *S. nemorum* 10(5); *Symphytum tuberosum* 9(5); *Tilia cordata* c 2(0,5), 13, 14, 15(5); *Tussilago farfara* 12(1); *Veronica chamaedrys* 16(1); *Viburnum opulus* c 2(5); *Vicia sepium* 6(1).

Objaśnienia (Explanations): Uch – Uchylsko; Ośw – Oświęcim; ZaB – Zasole Bielańskie; Biel – Bielany; Grod – Grodzisko; Kęt – Kęty.



Egzemplarz bezpłatny

ISBN 978-83-226-4430-0

9 788322 644300

Więcej o książce