

Ewa Jabłońska

Brzoza niska *Betula humilis* Schrank w Polsce
—
**status fitocenotyczny, warunki siedliskowe,
zagrożenia i ochrona**



Praca doktorska wykonana
pod kierunkiem prof. dr hab. Stanisława Kłosowskiego
w Zakładzie Ekologii Roślin i Ochrony Środowiska
w Instytucie Botaniki na Wydziale Biologii
Uniwersytetu Warszawskiego

Warszawa, lipiec 2009

Dziękuję:

mgr Andrzejowi Różyckiemu, dr Pawłowi Pawlikowskiemu, dr hab. Tomaszowi Załuskiemu, dr Włodzimierzowi Pisarkowi, dr Jerzemu Kruszelnickiemu, za pomoc w lokalizacji kilku z przedstawionych w pracy stanowisk brzozy niskiej w Polsce;

dr Hansowi Joostenowi i dr Franzisce Tannenberger z Uniwersytetu w Greifswaldzie, mgr Jensowi Kulbe z organizacji Peenetal-Landschaft w Anklam oraz dr Ute Clausnitzer za pomoc w odnalezieniu stanowisk brzozy niskiej w północno-wschodnich Niemczech;

prof. dr hab. Ryszardowi Ochryze za konsultacje i weryfikacje oznaczeń mszaków;

dr Elenie Lapshina z Uniwersytetu w Chanty-Mansyjsku za udostępnienie zdjęć fitosocjologicznych z brzozą niską z terenu Zachodniej Syberii;

mgr Manueli Schult z Uniwersytetu w Greifswaldzie za wprowadzenie w metodykę analizy makroszczątków;

dr Wiktorowi Kotowskiemu, mgr Wojtkowi Kasprzakowi, mgr Kamili Brzezińskiej, mgr Paulinie Dzierży i mgr Filipowi Jarzombkowskiemu ze Stowarzyszenia Chrońmy Mokradła (Centrum Ochrony Mokradeł) oraz wszystkim innym pomocnikom przy sadzeniu krzewów brzozy niskiej na Bagnie Całowanie i montowaniu siatki zacieniającej;

dr Katarzynie Jadwiszczak z Uniwersytetu w Białymstoku, za udostępnienie wyników analiz kariotypowych;

moim Rodzicom i Siostrze, za cierpliwe chodzenie ze mną po bagnach;

i profesorowi Stanisławowi Kłosowskiemu, za pomoc we wszystkim, w czym potrzebowałam pomocy.

Badania sfinansowano z funduszy KBN na badania własne dla Wydziału Biologii UW.

Spis treści

1. Wprowadzenie	9
2. Brzoza niska w Polsce – wybrane zagadnienia	11
2.1. Rozmieszczenie stanowisk	11
2.1.1. Wstęp	11
2.1.2. Metody	11
2.1.3. Wyniki	11
2.2. Status fitocenotyczny	20
2.2.1. Wstęp	20
2.2.2. Metody	28
2.2.3. Wyniki	33
2.2.3.1. Klasyfikacja wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych	33
2.2.3.2. Ordynacja wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych	57
2.2.3.3. Ordynacja wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych z wyraźnym udziałem brzozy niskiej	62
2.2.3.4. Ordynacja zdjęć fitosocjologicznych własnych i z literatury z Polski i Niemiec	66
2.2.3.5. Ujęcie zespołu <i>Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis</i> przez autorów europejskich	68
2.2.3.6. Porównanie danych z europejskiej części zasięgu brzozy niskiej z danymi z obszaru Zachodniej Syberii	72
2.2.4. Dyskusja	82
2.3. Warunki siedliskowe	89
2.3.1. Wstęp	89
2.3.2. Metody	91
2.3.3. Wyniki	91
2.3.3.1. Poziom wody	91
2.3.3.2. Właściwości chemiczne	94
2.3.3.3. Zależności między składem gatunkowym zdjęć a właściwościami chemicznymi siedliska	100
2.3.4. Dyskusja	106
2.4. Warunki kształtowania się zarośli z brzozą niską w strefie przejścia między otwartym mechowiskiem i zbiorowiskiem zaroślowo-leśnym a procesy sukcesyjne	110
2.4.1. Wstęp	110
2.4.2. Metody	112
2.4.3. Wyniki	120
2.4.3.1. Gradient roślinności	120
2.4.3.2. Gradient warunków siedliskowych	128
2.4.3.3. Paleobotaniczna analiza wierzchniej warstwy torfu wzdłuż transektów	138
2.4.4. Dyskusja	142
2.5. Wpływ wilgotności i dostępności światła na kondycję brzozy niskiej – eksperyment terenowy	148
2.5.1. Wstęp	148
2.5.2. Metody	151
2.5.3. Wyniki	154
2.5.4. Dyskusja	160

2.6. Zależność między morfologią liści brzozy niskiej a warunkami siedliskowymi i karyotypem – zagadnienie hybrydyzacji u brzozy niskiej	163
2.6.1. Wstęp.....	163
2.6.2. Metody	165
2.6.2.1. Analizy genetyczne i morfometryczne dwóch wybranych populacji ze środkowej Polski	165
2.6.2.2. Analizy genetyczne i morfometryczne w układzie eksperymentalnym na Bagnie Całowanie	168
2.6.3. Wyniki.....	169
2.6.3.1. Analizy genetyczne i morfometryczne dwóch wybranych populacji ze środkowej Polski	169
2.6.3.2. Analizy genetyczne i morfometryczne w układzie eksperymentalnym na Bagnie Całowanie	171
2.6.4. Dyskusja	174
2.7. Zmienność genetyczna wybranych populacji brzozy niskiej w Polsce.....	179
2.7.1. Wstęp.....	179
2.7.2. Metody	181
2.7.3. Wyniki.....	183
2.7.4. Dyskusja	185
2.8. Uwagi na temat metod ochrony brzozy niskiej.....	188
2.8.1. Wstęp.....	188
2.8.2. Zachowanie właściwych warunków siedliskowych.....	189
2.8.3. Przeciwdziałanie sukcesji.....	190
2.8.4. Reintrodukcja	193
2.8.5. Wnioski	195
3. Podsumowanie	197
4. Literatura	200
5. Załączniki	217
Zał. 1. Zestawienie zezwoleń na wstęp na teren parków narodowych i rezerwatów przyrody.....	217
Zał. 2. Zestawienie wszystkich analizowanych zdjęć fitosocjologicznych własnych (ustawionych jak w tabeli 3A)	219
Zał. 3. Zestawienie nagłówków wszystkich wykonanych zdjęć fitosocjologicznych	221
Zał. 4. Zestawienie informacji dotyczących wykorzystanych w pracy zdjęć fitosocjologicznych pochodzących z literatury	230
Zał. 5. Rozmieszczenie sadzonek brzozy niskiej reintrodukowanych przez Stowarzyszenie Chrońmy Mokradła (Centrum Ochrony Mokradeł) na Bagnie Całowanie.....	243

1. Wprowadzenie

Brzoza niska jest krzewem o wysokości od kilkudziesięciu centymetrów do 2 (czasami 3-4) metrów. Rośnie na torfowiskach niskich i przejściowych. Reprezentuje borealno-eurosyberyjski typ zasięgu. Jej zasięg obejmuje Europę Wschodnią i częściowo Środkową oraz obszar Syberii Przyałtajskiej, a także północno-zachodnie krańce Mongolii. Najdalej na zachód wysunięte rozproszone stanowiska znajdują się w północnych Niemczech i w Alpach. Przez Polskę przebiega południowo-zachodnia granica zwartego zasięgu (Hultén i Fries 1986). Jest to gatunek uznawany za relikw borealny w naszej florze. W ostatnich dziesięcioleciach obserwuje się w Polsce zanikanie stanowisk brzozy niskiej w wyniku osuszania i zarastania torfowisk. Gatunek ten został na obszarze naszego kraju uznany za zagrożony (Załuski i in. 2001) oraz należy do roślin objętych ochroną ścisłą.

Zbiorowiska z dużym udziałem lub domieszką brzozy niskiej są różnie nazywane i klasyfikowane, co wskazuje na to, że ich miejsce w systemie zbiorowisk roślinnych nie jest jednoznacznie ustalone, a wiedza o warunkach występowania fitocenoz pozostaje niesprecyzowana. Pierwszym z celów tej pracy było dostarczenie wyczerpujących florystycznych i fitosocjologicznych podstaw do przeprowadzenia analizy statusu fitocenotycznego brzozy niskiej na skalę ponadregionalną.

Prowadzenie skutecznej ochrony gatunku wymaga wiedzy o jego wymaganiach ekologicznych. Zagadnienia związane z warunkami siedliskowymi, w których występują zbiorowiska z udziałem brzozy niskiej, nie zostały do tej pory kompleksowo opracowane na poziomie ponadregionalnym. Drugim celem pracy było określenie warunków siedliskowych, w jakich występuje brzoza niska na krańcu zwartego zasięgu gatunku – w Polsce i w północno-wschodnich Niemczech.

Podczas prowadzenia badań fitosocjologiczno-siedliskowych obejmujących stanowiska brzozy niskiej zadawałam sobie pytanie, czy w każdym przypadku badany przeze mnie osobnik to czysty gatunek, czy też, w pewnych warunkach siedliska, mam do czynienia z mieszańcami brzozy niskiej i brzozy drzewiastej – omszonej i brodawkowatej. Do chwili obecnej, wnioski na temat mieszańców brzozy niskiej wyciągane były jedynie na podstawie badań morfometrycznych. Brak jest jakichkolwiek danych na temat zróżnicowania genetycznego populacji brzozy niskiej występujących w Polsce, jak i w pozostałych częściach zasięgu, chociaż potrzeba tego

typu badań była podkreślana przez wielu autorów (m.in. Bońska 1974, Staszewicz i in. 1993). Ocena zasobów zmienności genetycznej brzozy niskiej jest ważna z punktu widzenia ochrony gatunku. W związku z powyższym, trzecim celem pracy było określenie zróżnicowania genetycznego wybranych populacji brzozy niskiej w Polsce i próba odpowiedzi na pytanie, czy w obrębie badanych populacji występuje zmienność genetyczna, mogąca wynikać z tworzenia przez nią mieszańców z innymi gatunkami brzozy i czy ewentualna zmienność genetyczna znajduje odzwierciedlenie w zmienności cech morfologicznych liścia.

Niniejsza praca porusza również zagadnienia skuteczności metod ochrony brzozy niskiej, w tym przeprowadzonej na Bagnie Całowanie reintrodukcji tego gatunku.

W związku z wieloaspektowym charakterem badań, praca została podzielona na rozdziały. W każdym z nich poruszone zostały odrębne zagadnienia. W rozdziale pierwszym zestawiałam dane dotyczące rozmieszczenia stanowisk gatunku. W rozdziale drugim przedstawiłam zagadnienia związane z jego statusem fitocenotycznym. W trzech kolejnych rozdziałach opisałam wyniki badań, dotyczących warunków siedliskowych, w których występuje brzoza niska: w rozdziale trzecim wyniki bardziej ogólnych badań hydrochemicznych na dużej grupie stanowisk w Polsce i Niemczech; w czwartym wyniki bardziej szczegółowych badań hydrochemicznych i paleobotanicznych na kilku wybranych torfowiskach; w rozdziale piątym wyniki eksperymentu terenowego, w którym analizowałam wpływ takich czynników jak zacienienie i wilgotność podłoża na rozwój brzozy niskiej. W dwóch następnych rozdziałach przedstawiłam zagadnienia związane ze zróżnicowaniem genetycznym populacji i kwestią mieszańców. W ostatnim rozdziale poruszam zagadnienia dotyczące metod ochrony brzozy niskiej.

2. Brzoza niska w Polsce – wybrane zagadnienia

2.1. Rozmieszczenie stanowisk

2.1.1. Wstęp

W ramach niniejszej pracy nie analizowałam zmian rozmieszczenia stanowisk brzozy niskiej w ujęciu paleobotanicznym ani w ujęciu historycznym. Jako, że celem pracy było przede wszystkim zbadanie stanowisk brzozy niskiej pod kątem fitosocjologicznym i siedliskowym a nie weryfikacja wszystkich znanych stanowisk, dla celów pracy sprawdzałam stanowiska opisane lub potwierdzone po 1945 roku. Badaniami objęłam stanowiska brzozy niskiej pochodzące ze wszystkich regionów występowania tego gatunku w Polsce oraz na krańcu jego zwartego zasięgu w północno-wschodnich Niemczech.

2.1.2. Metody

Informacje o stanowiskach zgromadziłam na podstawie literatury florystycznej i fitosocjologicznej oraz danych zawartych w bazie ATPOL. Dodatkowo uwzględniłam stanowiska potwierdzone przez materiały zielnikowe zgromadzone w zielniku Zakładu Lasów Naturalnych IBL w Białowieży i w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu Warszawskiego. Nie uwzględniłam stanowisk, z których, według najnowszych znalezionych źródeł literaturowych, brzoza niska ustąpiła.

2.1.3. Wyniki

Poniżej zestawione zostały stanowiska brzozy niskiej i odpowiadające im źródła informacji. Z wyjątkiem Lubelszczyzny (patrz niżej) w wykazie znalazły się wszystkie odnalezione w literaturze potwierdzone po 1945 roku stanowiska brzozy niskiej na obszarze Polski. Stanowiska, które eksplorowałam w ramach pracy doktorskiej zostały zaznaczone przez podkreślenie. Badania na terenie obszarów chronionych prowadziłam zgodnie ze stosownymi zezwoleniami (**Zał. 1**). Stanowiska, na których potwierdziłam występowanie brzozy niskiej zaznaczone zostały pogrubioną czcionką. Dodatkowo w

wykazie umieszczone zostały potwierdzone w ramach moich badań stanowiska brzozy niskiej w północno-wschodnich Niemczech. Nazwy makroregionów geograficznych Polski (wyróżnione kapitalikiem) podałam za Kondrackim (2001).

PÓLNOCNA POLSKA

NIZINA PÓLNOCNOPODLASKA:

Dolina Biebrzy (w tym Biebrzański Park Narodowy)

Górny Basen Biebrzy:

okolice Lipska – Pałczyński (1975), Sokołowski (1980), Czerwiński (1991), (Oświt 1991);

zielnik ZLN IBL: Żurawski (1974) – Lipsk pow. Dąbrowa Białostocka, Sokołowski (1987) – Jałowo na płn. od Dąbrowy Białostockiej.

Środkowy Basen Biebrzy:

Czerwone Bagno - Jasnowski (1952), Lorenc (1965), Pałczyński (1975, 1983)
na południe od Grzęd - Pałczyński (1983)

Kuwasy – Pacowski (1970) za Pałczyńskim (1975), Dudek (1983)

Woźna Wieś – Karczmarz (1973)

nad Kanałem Rudzkim koło Sojczyzna Gradowego – S. Żurek, inf. ustna
pozostały obszar Basenu Środkowego - Pałczyński (1983)

Dolny Basen Biebrzy – Oświt (1973)

Bagno Wizna:

Rezerwat „Bagno Wizna II” – (Pałczyński 1963), Kołos (2004) (osobniki brzozy niskiej występują również poza terenem rezerwatu, na obszarze starych potorf)

nad jeziorem Maliszewskim – zielnik ZGiSR UW: Tomaszewicz (1978)

Chlebotki, 12 km na wschód od Wizny, na skraju podsuszanej olszynki –
zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1991)

Puszcza Knyszyńska:

Rezerwat „Kozłowy Ług” – Karczmarz i Sokołowski (1987), Sokołowski (1995b), Rąkowski i in. (2005); zielnik ZLN IBL: Kawecka (1975) – Lipina koło Sokółki, Sokołowski (1975) – Lipina koło Sokółki, Sokołowski (1985) – nadleśnictwo Sokółka, oddz. 61, rezerwat Kozłowy Ług.

Rezerwat „Bahno w Borkach” – Sokołowski (1995b); zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1979) - na południe od Łąźnie, oddz. 313, Wołkowycki (2001), Rąkowski i in. (2005)

Torfowisko w nadleśnictwie Złota Wieś - Kawecka (1965), Sokołowski (1980, 1995b); zielnik ZLN IBL: Kawecka (1963) – nadleśnictwo Złota Wieś, linia oddz. 35/47, Sokołowski (1963) – nadleśnictwo Złota Wieś, oddz. 59, Dawidziuk (1973) – Buksztel.

Pieczonka pow. Białystok – zielnik ZLN IBL: Kawecka (1972)

Rezerwat „Gorbacz” – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1973)

Uroczysko Pietuchowszczyzna koło Michałowa – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1976)

Kowalowy Gród koło Michałowa – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1976)

Piotrowy Gród na wschód od Michałowa – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1976)

Michałowo (torfowisko wśród wydym) – Karczmarz (1973)

Knyszyn, na pld. od jeziora – Karczmarz (1973)

Korycin-Jasionowa koło Sokółki (torfowisko niskie) – Karczmarz (1973)

Puszcza Białowieska (Białowieski Park Narodowy = BPN):

BPN, oddz. 191 – Szańkowski (1991)

BPN, oddz. 222 – Kobendza (1934), Faliński (1968), Sokołowski (1981), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a)

BPN, oddz. 223 – Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a); zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1966)

BPN, oddz. 254 – Sokołowski (1981), Sokołowski (1995a)

BPN, oddz. 283 – Paczoski (1930), Kobendza (1934), Faliński (1968), Sokołowski (1981), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a); zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1966)

BPN, oddz. 314 – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1958)

BPN, oddz. 340 – Faliński (1968), Sokołowski (1981), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a)

BPN, oddz. 369 – Faliński (1968), Sokołowski (1981), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a); zielnik ZLN IBL: Kamińska (1951), Sokołowski (1968)

BPN, oddz. 398 – Faliński (1968), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a)

nadleśnictwo Browek, oddz. 7 – Faliński (1968), Szańkowski (1991), Sokołowski (1995a)

Torfowisko koło miejscowości Żuki w powiecie Hajnówka - zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1968)

Babia Góra, powiat Hajnówka – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1968)

POJEZIERZE LITEWSKIE:

Puszcza Augustowska:

Dolina Rospudy – Sokołowski (1988a, 1996)

„torfowisko wysokie Szczebra” – zielnik ZGiSR UW: Szafer (1929)

Torfowisko nad kanałem Augustowskim koło śluzy Perkuć (torfowisko Borsuki) – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1988) – Pniewo n/ kanałem Augustowskim, torfowisko „Borsuki”

Torfowisko nad Czarną Hańczą w Wigierskim Parku Narodowym – Sokołowski (1988b); zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1982) – nadleśnictwo Wigry, oddz. 197.

Bagienne lasy w dolinie Blizny i Szczerberki – E. Jabłońska, npbl.

Uroczysko Kozia Szyja na północ od wsi Jurzdyka – E. Jabłońska, npbl.

Ostrów, powiat Augustów – zielnik ZLN IBL: Żurawski (1974)

Bargłów pow. Augustów – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1973)

Hruskie, pow. Augustów – zielnik ZLN IBL: Sokołowski (1972)

Pojezierze Wschodniosuwalskie:

Magdzie Bagno koło Romanowów - P. Pawlikowski, inf. ustna

Torfowisko nad jeziorem Druce na Żegarskim Bagnie - P. Pawlikowski, inf. ustna

Bobrowe Bagno - Karczmarz i Sokołowski (1984); zielnik ZLN IBL: Wołkowycki (1972), Sokołowski (1972, 1982)

Torfowisko koło wsi Poluńce – P. Pawlikowski, inf. ustna
Krasnopol – Czerwiński (1967)

POJEZIERZE MAZURSKIE:

Rezerwat „Struga Żytkiejmska” – Czerwiński (1986), Polakowski (1962), Rąkowski i in. (2005); Olesiński (1960) - mat npbl. za ATPOL (NA ZACH OD ZYTKIEJM DUBENINKI)

Rezerwat „Jeziorko koło Drozdowa” – Olkowski i Olesiński (1963), Boińska (1974), Staszkiwicz i in. (1991a), Łachacz i Olesiński (2000), Rąkowski i in. (2005)

Rezerwat „Soltyszek” – Polakowski (1962, 1963), Boińska (1974), Panfil (1975), Staszkiwicz i in. (1991a), Załuski i in. (2001), Rąkowski i in. (2005), stanowisko objęte państwowym monitoringiem

Rezerwat „Zabrodzie” – Polakowski (1962), Olkowski i Olesiński (1963), Boińska (1974), Panfil (1975), Staszkiwicz i in. (1991a), Endler i Duriasz (1998), Rąkowski i in. (2005)

Rezerwat „Nietlickie Bagno” – Łachacz i Pisarek (2002), Rąkowski i in. (2005)
Zmeliorowane torfowisko na płd. od Paprotek – Polakowski (1962)

Jezioro Godle – W. Pisarek, inf. ustna; Załuski i in. (2001)

Mikolajki – Kruszelnicki (2000); J. Kruszelnicki, inf. ustna; stanowisko objęte państwowym monitoringiem

Torfowisko w nadleśnictwie Szczytno, oddz. 36 – Panfil (1975)

Torfowisko przy jeziorze Ławki – Polakowski (1962), Boińska (1974)

Łąki Staświńskie koło Wydmin – Polakowski (1962), Łachacz (1996)

Torfowisko przejściowe w nadleśnictwie Kostkowo – Polakowski (1962)

Torfowisko niskie w nadleśnictwie Dłużek – Polakowski (1962)

Torfowisko niskie koło Szymonek – Polakowski (1962)

Torfowisko niskie w leśnictwie Mleczno – Polakowski (1962)

Torfowisko przy jeziorze Druglin – Polakowski (1962)

Torfowisko przejściowe koło Barcian – Polakowski (1962)

Torfowisko przy jeziorze Niegocińskim – Polakowski (1962)

Torfowisko przy jeziorze Wojsak – Polakowski (1962)

Torfowisko niskie między Dobrzynami i Celkami – Polakowski (1962)

Torfowisko koło Talk – Polakowski (1962)

POBRZEŻE GDAŃSKIE:

Rezerwat „Ciełownik” – Polakowski (1962), Boińska (1974), Panfil (1975), Staszkiwicz i in. (1991a), Załuski i in. (2001), Rąkowski i in. (2005) – brzoza niska występuje w rezerwacie już niezmiernie rzadko, łatwiej znaleźć ją obecnie na mniej zarośniętych terenach sąsiednich.

POJEZIERZE POŁUDNIOWOPOMORSKIE:

Rezerwat „Jezioro Mętne” (Bagno Wiersze) – Wodziczko (1926), Kulesza (1927), Boińska (1974), Boiński i in. (1975), Ceynowa-Giełdoń i Rutkowski (1993), Boińska i in. (1999), Rąkowski i in. (2005)
Jezioro Obrowskie – Wodziczko (1923), Kulesza (1927), Boińska (1974), Ceynowa-Giełdoń (1988), Ceynowa-Giełdoń i Rutkowski (1993)
Rezerwat „Kozie Brody” – Żukowski (1961), Rąkowski i in. (2006)

POBRZEŻE SZCZECIŃSKIE:

Brzozowo, nadleśnictwo Przybiernów, oddz. 237 – Jasnowski i in. (1965)
Torfowisko koło Dargobądza na Wyspie Wolin – Piotrowska (1966) - stanowisko nie potwierdzone od 1905 roku, ale stale cytowane w literaturze

POJEZIERZE CHELMIŃSKO-DOBZYŃSKIE:

Rezerwat „Torfowisko Mieleńskie” – Kępczyński (1956, 1960), Kępczyński i Załuski (1988), Boińska (1974), Staszkiwicz i in. (1991a), Załuski i in. (2001), Rąkowski i in. (2005); T. Załuski, inf. ustna
Projektowany rezerwat „Ostoje Koszelewskie” – Polakowski (1962), Boińska (1974), Kamiński i in. (2000), Załuski i in. (2001)

Jezioro Patana – Kępczyński (1960)
Torfowisko koło Ławiczka – Kępczyński (1956)
Torfowisko nad Mienią koło Wólki Małej - Kępczyński i Załuski (1988)
Rezerwat „Linie” – okaz zielnikowy (z 1901 roku) potwierdzony przez Browicz i Gostyńską-Jakuszewską (1967)

PRADOLINA TORUŃSKO-EBERSWALDZKA:

Nowa Huta – Załuski (1998), Załuski i in. (2001); T. Załuski, inf. ustna
Rezerwat „Łąki Ślesieńskie” – Wodziczko (1925), Staszkiwicz i in. (1991a), Rąkowski i in. (2005)
Dziembówko nad Notecią – Wodziczko (1925), Szulczewski (1951)

POJEZIERZE WIELKOPOLSKIE:

Rezerwat „Mielno” – Pacyniak i Przybylski (1959), Staszkiwicz i in. (1991a), Rąkowski i in. (2006)
Brzozowiec pod Trzemesznem – Wodziczko (1925), Kulesza (1927), Chmiel (1986, 1995)
Sompolno - Szulczewski (1951)

ŚRODKOWA POLSKA

Z terenu Lubelszczyzny podawane jest ponad 240 stanowisk brzozy niskiej – stan sprzed okresu melioracji w latach 70. i 80. (Fijałkowski i Lorens 1998). Ze względu na bardzo niedokładną lokalizację stanowisk podaną przez Fijałkowskiego (1959a), Fijałkowskiego i Chojnacką-Fijałkowską (1990) oraz Fijałkowskiego i Lorensa (1998), a zarazem ze względu na informacje w późniejszych opracowaniach o wycofaniu się brzozy niskiej z części jej stanowisk na tym obszarze (w roku 1987 ubytek jej stanowisk, wobec stanu z lat 1947-1967, określono na 99% – Fijałkowski (1988)), do badań wytypowałam wybrane obiekty, dla których odnalazłam bardziej szczegółowe i aktualne informacje.

POLESIE ZACHODNIE:

Poleski Park Narodowy:

Jeziro Moszne – Jasnowski (1955), Fijałkowski (1959a, 1972), Sugier i Popiołek (1998), stanowisko objęte państwowym monitoringiem

Jeziro Długie – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990)

Jeziro Karaśne – Jasnowski (1955), Fijałkowski (1959a), Sugier i Popiołek (1995), Nowicka-Falkowska (2002)

Jeziro Łukie (Bagno Sławy, Blizionki) – Jasnowski (1955), Fijałkowski (1959a)

Bagno Bubnów – A. Różycki, inf. ustna

Bagno Staw – A. Różycki, inf. ustna

Durne Bagno – Paszewski i Fijałkowski (1970), Fijałkowski (1972), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990)

Krowie Bagno – Jargiełło (1976a, b)

Jeziro Lubowierz i Lubowierzek – Fijałkowski (1959a)

Jeziro Łaskie – Fijałkowski (1959a)

Rezerwat „Jeziro Orchowe” – Fijałkowski i in. (1993b), Rąkowski i in. (2006)

Rezerwat „Jeziro Obradowskie” – Fijałkowski (1954, 1959a), Kozak (1968), Karczmarz i Sokołowski (1988), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990), Rąkowski i in. (2006)

Rezerwat „Jeziro Brzeziczno” – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1982), Rąkowski i in. (2006)

Rezerwat „Jeziro Świerszczów” – Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990), Rąkowski i in. (2006)

Rezerwat „Torfowisko przy jeziorze Czarnym” (Jeziro Czarne Sosnowickie) – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Kozak (1970)

Rezerwat „Żółwiowe Błota” (jeziro Koseniec, Spilno, Perespilno) – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i in. (1994b), Wawer i Urban (1999), Rąkowski i in. (2006)

Rezerwat „Trzy jeziora” (jeziro Płotycze, Brudzieniec i Brudno) – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i in. (1993a), Rąkowski i in. (2006)

Projektowany rezerwat „Uroczysko Uściwierskie” (jeziro Nadrybie, Uściwierz, Ciesacin) – Jasnowski (1955), Fijałkowski (1959a, 1972), Fijałkowski i Urban (1997)

Projektowany rezerwat „Ciesacin” (jezioro Sumin) – Fijałkowski (1959a)
Projektowany rezerwat „Żłobek” koło Włodawy – Fijałkowski i Pękala (1972),
Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990), Fijałkowski i Pietras (1990)
Projektowany rezerwat „Torfowisko Dubeczno” (Jezioro Hańskie) – Fijałkowski
(1959a, 1960), Krajewski (1979), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990),
Fijałkowski i in. (1994a)
Jezioro Bikcze – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990)
Bagno Ochoża – Jasnowski (1955)
Jezioro Czarne Gościńskie – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Chojnacka-
Fijałkowska (1990)
Jezioro Uściwierzek – Fijałkowski (1959a)
Jezioro Karaśne (na wsch. od Wiązowca) – Fijałkowski (1959a)
Jezioro Wąskie – Fijałkowski (1959a), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990)
Jezioro Wytyckie – Fijałkowski (1959a), Staszkievicz i in. (1991a)
Jezioro Płotycze koło Urszulina – Jasnowski (1955)
Bilsko (Uroczysko Zgniła Struga) – Łuczycka-Popiel i Urban (1995a)
Uroczysko Jezioro koło Dorohucz – Łuczycka-Popiel (1993), Łuczycka-Popiel i
Urban (1995b)
Podlaski – Fijałkowski i in. (1995)

POLESIE WOŁYŃSKIE:

Rezerwat „Torfowisko Sobowice” – Buczek i Buczek (1996), Grądziel (2000)

NIZINA POŁUDNIOWOPODLASKA:

PK Podlaski Przełom Bugu:

Nad rzeką Czyżówką koło Romanowa – Sienkiewicz-Paderewska (2007)

Wysoczyzna Siedlecka:

Okniny Małe – Falkowski (2002)

Golice (przy stawach rybnych w dolinie Liwca) – Załuski i in. (2001),
Falkowski (2002)

Rezerwat „Wielosil” koło Nasutowa – Ołtuszewski i Filipek (1956), Łuczycka-Popiel
i Urban (1993)

ROZTOCZE:

Łąki nad Wieprzem w okolicach Tarnawatki: Izdebski (1960), Fijałkowski (1959b),
Izdebska (1963, 1969), Izdebski (1963)

NIZINA PÓLNOCNOMAZOWIECKA:

Kleczkowo – Zych i Werblan-Jakubiec (2005)

NIZINA ŚRODKOWOMAZOWIECKA:

Bagno Całowanie – Podbielkowski (1959, 1960), Staszkievicz i in. (1991a); zielnik ZGiSR UW: Nowak (1963)
Bagno Pulwy koło Wyszkowa – Kobendza (1951)

WZNIESIENIA POŁUDNIOWOMAZOWIECKIE:

Pakosław – Staszkievicz i in. (1991a)

POŁUDNIOWA POLSKA

KOTLINA SANDOMIERSKA:

Puszcza Niepołomska, torfowisko "Błoto" – Pawłowski (1932), Staszkievicz i in. (1991a), Załuski i in. (2001), stanowisko objęte państwowym monitoringiem

BESKIDY LESISTE:

Bieszczady - między Wołosatem a górnym biegiem Sanu – Jasiewicz (1965), stanowisko uznane jako wątpliwe przez Browicz i Gostyńską-Jakuszczyk (1967)

PÓLNOCNO-WSCHODNIE NIEMCY

Rezerwat „Birkbuschwiesen” – Jeschke i in. (2003), Beitz (2004)

Rezerwat „Landgrabenwiesen bei Werder” – Jeschke i in. (2003)

Rezerwat „Beseritzer Torfwiesen” – Jeschke i in. (2003)

Rezerwat “Schwingetal und Peenewiesen bei Trantow” – Jeschke i in. (2003)

Torfowisko nad rzeką Peene koło Alt Plestin (przy NSG “Schwingetal und Peenewiesen bei Trantow” – J. Kulbe inf. ustna

Rezerwat “Peenetal westlich des Gützkower Fährdammes” – Jeschke i in. (2003), J. Kulbe inf. ustna

Rezerwat “Peenewiesen bei Gützkow” – Fischer U. (1995, 2001), Jeschke i in. (2003), J. Kulbe inf. ustna

Torfowisko nad rzeką Peene koło Stolpe – J. Kulbe inf. ustna

Rezerwat “Unteres Peenetal” – Jeschke i in. (2003)

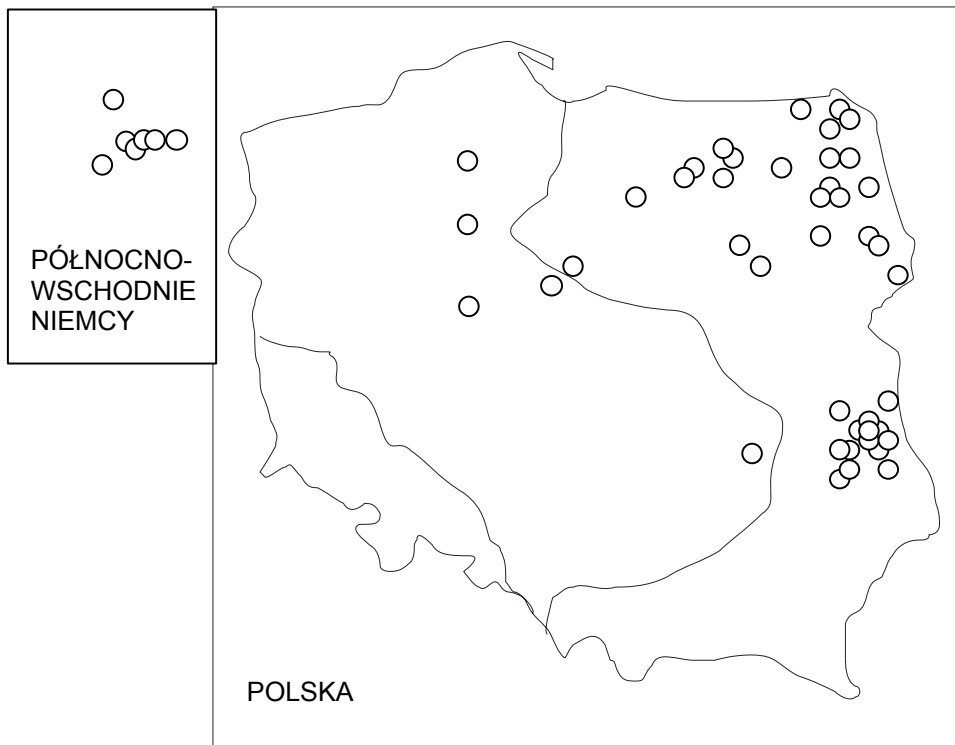
Torfowisko nad rzeką Peene koło Anklam (przy NSG „Unteres Peenetal”) – J. Kulbe inf. ustna

Rezerwat “Grenztalmoor” – Succow i Runze (2001), Jeschke i in. (2003)

Rezerwat “Torfstichgelände bei Carlewitz” – Jeschke i in. (2003), U. Clausnitzer inf. ustna

Rezerwat “Unteres Recknitztal” – Jeschke i in. (2003), U. Clausnitzer inf. ustna

Rozmieszczenie stanowisk i grup stanowisk brzozy niskiej, objętych badaniami fitosocjologicznymi i siedliskowymi zestawiałam na **rycinie 1**.



Ryc. 1. Rozmieszczenie stanowisk i grup stanowisk brzozy niskiej, objętych badaniami fitosocjologicznymi i siedliskowymi w Polsce i w północno-wschodnich Niemczech.

2.2. Status fitocenotyczny

2.2.1. Wstęp

Fakt tworzenia przez brzozę niską własnych autonomicznych zbiorowisk z wyraźną jej dominacją został stwierdzony już dawno (np. Steffen 1931), ale pozycja syntaksonomiczna fitocenozy tworzonych przez ten w Europie rzadki, reliktowy gatunek okazała się trudna do jednoznacznego określenia. Ujęcie zespołu brzozy niskiej i jego przynależność do wyższych jednostek zmieniały się na przestrzeni lat. Najczęściej zbiorowiska te wiązano z rzędem *Alnetalia* i klasą *Alnetea glutinosae*. Różnice dotyczyły natomiast nazewnictwa zespołu i jego przynależności do związku zbiorowisk (**Tab. 1**).

Katz (1929), opisując zbiorowiska z brzozą niską z okolic Moskwy, stosował reguły fitosocjologiczne szkoły uppsalskiej (a nie popularnej w Europie Zachodniej szkoły francusko-szwajcarskiej) i wyróżniał zbiorowiska na podstawie gatunków dominujących w poszczególnych warstwach roślinności. Na torfowiskach położonych na północ od Moskwy wyróżnił on cztery grupy zbiorowisk, dla których jednym z gatunków dominujących była *Betula humilis*. Były to grupy zbiorowisk: *Aulacomnium palustre-Pinus sylvestris-Betula humilis*, *Aulacomnium palustre-Betula humilis*, *Camptothecium (=Tomentypnum) nitens-Pinus sylvestris-Betula humilis*, *Camptothecium nitens-Betula humilis*.

Steffen (1931), powołując się już na metody fitosocjologiczne zaproponowane przez Brauna-Blanqueta (szkoła francusko-szwajcarska), jednak nie grupując jeszcze zbiorowisk w klasy, rzędy i związki, opisał zbiorowisko *Betuletum humilis* z torfowisk źródliskowych w Puszczy Rominckiej. Oprócz brzozy niskiej z dużą stałością w tym zespole występowały: *Salix rosmarinifolia*, *Betula pubescens*, *Eriophorum latifolium*, *Carex rostrata*, *Epipactis palustris*, *Dactylorhiza incarnata*, *Saxifraga hirculus*, *Parnassia palustris*, *Pyrola rotundifolia*, *Myosotis palustris*, *Galium palustre*, *Aulacomnium palustre*, *Tomentypnum nitens*. Steffen (1931) podkreślił, że zespół *Betuletum humilis* ma podobną ekologię jak zespoły reprezentujące roślinność mszysto-turzycową torfowisk źródliskowych i nie różni się od otwartych zbiorowisk mszysto-turzycowych w zasadzie niczym więcej poza większym udziałem krzewów, nieco mniejszą wilgotnością podłoża oraz większym zacienieniem runa, co prowadzi do

większego udziału gatunków leśnych w warstwie zielnej (*Melampyrum nemorosum*, *Pyrola rotundifolia*, *Melandrium rubrum*).

Tab. 1. Pozycja syntaksonomiczna zarośli tworzonych przez brzozę niską według różnych autorów.

Autor	Klasa	Rząd	Związek	Zespół
Katz (1929)	-	-	-	<i>Aulacomnium palustre</i> - <i>Betula humilis</i> ; <i>Tomentypnum nitens</i> - <i>Betula humilis</i>
Steffen (1931)	-	-	-	<i>Betuletum humilis</i>
Fijałkowski (1959)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> Vlieger 1937	<i>Alnion glutinosae</i> (Malcuit) Meijer Dress 1936	<i>Betuletum humilis</i> prov.
Oberdorfer (1964)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> R. Tx. 1937	<i>Alnion glutinosae</i> (Malc. 1929) Meijer Dress 1936	<i>Betulo-Salicetum repentis</i> ass. nov.
Succow (1974)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Salicetalia auritae</i> Doing 1962	<i>Betulo-Salicion repentis</i>	<i>Betulo-Salicetum repentis</i> (Kloss 1962) Oberd. 1964
Pałczyński (1975)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> R. Tx. 1943	<i>Carici-Betulion pubescentis-verucosae</i> fed. nov. prov.	<i>Betuletum humilis</i> (Sinicyn. 1936) Fijałk. 1959
Fijałkowski (1991)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> R. Tx. 1937	<i>Alnion glutinosae</i> (Malc. 1929) Meijer Dress 1936	<i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1959 <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
Oberdorfer (1992)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> R. Tx. 1937 em. Th. Müll. et Görs 1958	<i>Salicion cinereae</i> Th. Müll. et Görs 1958	<i>Betulo humilis-Salicetum repentis</i> (Fijał. 1960) Oberd. 1964
Matuszkiewicz (2001)	<i>Alnetea glutinosae</i> Br.-Bl. et R. Tx. 1943	<i>Alnetalia glutinosae</i> R. Tx. 1937	<i>Alnion glutinosae</i> (Malc. 1929) Meijer Dress 1936	<i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
Clausnitzer (2004)	<i>Molinio-Betuletea pubescentis</i> Passarge et G. Hoffmann 1968	<i>Salici pentandrae-Betuletalia pubescentis</i> Clausnitzer 2004	<i>Salici pentandrae-Betuletation pubescentis</i> Clausnitzer 2004	<i>Betuletum humilis</i> Steffen 1931

Zagadnienie rangi i pozycji syntaksonomicznej fitocenozy brzozy niskiej podjął następnie Fijałkowski (1959). Opisał on z przesuszonych torfowisk niskich na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim zespół *Betuletum humilis*, przybierający postać zwartych zarośli, w których dominuje brzoza niska, a domieszkę stanowią: *Salix cinerea*, *S. rosmarinifolia*, *Betula pendula* i *B. pubescens*. W warstwie zielnej z dużą stałością występują: *Thelypteris palustris*, *Lycopus europaeus*, *Lythrum salicaria*,

Festuca rubra, *Molinia coerulea*; w warstwie mszystej: *Campylium stellatum*, *Calliergonella cuspidata*. Przy opisie *Betuletum humilis* Fijałkowski (1959) nie nawiązał do podanego wcześniej przez Steffena (1931) zespołu o tej samej nazwie.

Szeroko obecnie akceptowana pozycja syntaksonomiczna zarośli z brzozą niską została w Europie określona przez Oberdorfera (1964). Początkowo jednak autor przewidział zupełnie inne syntaksonomiczne miejsce dla takich zbiorowisk, mianowicie w rzędzie *Vaccinio-Piceetalia* (Oberdorfer 1957), podobnie jak Eggler (1962), który wykonał zdjęcie fitosocjologiczne na stanowisku brzozy niskiej na przedgórzu Alp, nazywając zbiorowisko, w którym występowała brzoza *Pino-Betuletum humilis* i podając, że odpowiada to najprawdopodobniej opisanemu przez Oberdorfera (1957) reliktowemu zbiorowisku *Betuletum humili-pubescentis* Oberd. 1957, zaliczonemu przez autora do *Vaccinio-Piceetalia*.

Oberdorfer zmienił swoje zdanie odnośnie syntaksonomicznej pozycji zbiorowisk z udziałem brzozy niskiej po wizycie w północno-wschodniej Polsce w 1963 roku (Oberdorfer 1965). W wyżej cytowanej pracy przyznaje on, że wcześniej wyciągnął wnioski odnośnie zbiorowisk z brzozą niską na podstawie układów przyrodniczych na torfowiskach w południowych Niemczech, silnie zmienionych przez działalność człowieka i dlatego mylnie uznał brzozę niską za relik pozostający po degradacji zbiorowiska *Betuletum humili-pubescentis* zaliczonego do *Vaccinio-Piceetalia*. Jego spostrzeżenia poczynione w północno-wschodniej Polsce stały w sprzeczności z jego wcześniejszym poglądem. Okazało się bowiem, że na nieprzekształconych lub tylko nieznacznie przekształconych przez człowieka torfowiskach zarośla brzozy niskiej stanowią często naturalne zbiorowisko pionierskie, wkraczające na otwarte mezotroficzne torfowiska. Takie spostrzeżenie skłoniło Oberdorfera do głębszej analizy problemu, w wyniku której zaproponował on zbiorowisko *Betulo-Salicetum repentis* w ramach związku *Alnion glutinosae*. Jako gatunki charakterystyczne: podał *Betula humilis*, *Salix rosmarinifolia* i *S. myrtilloides* (zaznaczając, że obecność brzozy niskiej nie jest konieczna do wyróżnienia tego zespołu). Przyznał, że zbiorowisko leśne tworzone m.in. przez *B. pubescens* może być kolejnym etapem sukcesji zarośli brzozy niskiej, ale z pewnością nie jest optymalnym miejscem występowania *B. humilis*. Uznał, że układy obserwowane przez niego w południowych Niemczech wykształciły się w wyniku wycięcia bagiennych lasów z *B. pubescens* i wtórnego odtworzenia się zarośli brzozy niskiej z nielicznych przetrwałych w obrębie lasu okazów (Oberdorfer 1965).

Succow (1974) wyróżnił w obrębie klasy *Alnetea glutinosae* rząd obejmujący zbiorowiska zaroślowe – *Salicetalia auritae* Doing 1962 a w jego obrębie związek *Betulo-Salicion repentis*, do którego należy jeden zespół – *Betulo-Salicetum repentis* (Kloss 1962) Oberd. 1964. Za charakterystyczne dla związku *Betulo-Salicion repentis* i zarazem zespołu *Betulo-Salicetum repentis* Succow uznał następujące grupy gatunków: Grupa-*Salix pentandra* (*Salix pentandra*, *S. rosmarinifolia*, *Betula humilis*), Grupa-*Eriophorum angustifolium* (*Eriophorum angustifolium*, *Carex rostrata*, *C. lasiocarpa*, *Comarum palustre*, *Menyanthes trifoliata*, *Calamagrostis stricta*), Grupa-*Caliergonella cuspidata* (*Caliergonella cuspidata*, *Plagiomnium elatum*), Grupa-*Molinia coerulea* (*Molinia coerulea*, *Potentilla erecta*), Grupa-*Valeriana dioica* (*Valeriana dioica*, *Juncus articulatus*, *Pedicularis palustris*), Grupa-*Cirsium palustre* (*Cirsium palustre*, *Galium uliginosum*, *Lotus uliginosus*, *Holcus lanatus*, *Lychnis flos-cuculi*, *Festuca rubra*, *Anthoxanthum odoratum*, *Rumex acetosa*, *Ranunculus repens*, *Poa trivialis*, *P. pratensis*).

Pałczyński (1975) zaliczył zarośla brzozy niskiej (*Betuletum humilis* (Sinicyń. 1936) Fijałk. 1959) w dolinie Biebrzy, obok takich zbiorowisk jak: *Betuletum pubescentis-verucosae*, zbiorowisko *Salix cinerea-Betula pubescens* i zbiorowisko *Calamagrostis canescens* do związku *Carici-Betulion pubescentis-verucosae* w rzędzie *Alnetalia glutinosae*. Za gatunki charakterystyczne dla tego zespołu Pałczyński (1975) uznał *Betula humilis*, *Helodium blandowii* i *Chiloscyphus pallescens* (dwa ostatnie lokalnie charakterystyczne). Stwierdził, że *Salix rosmarinifolia* nie może być tu gatunkiem charakterystycznym, ponieważ swoje optimum znajduje w zaroślach wierzbowo-brzozowych (*Salix cinerea-Betula pubescens*), które stanowią odrębną jednostkę i występuje też w różnych innych zbiorowiskach. Gatunki wyróżniające *Betuletum humilis* w stosunku do zbiorowiska *Salix cinerea-Betula pubescens* to: *Aulacomnium palustre*, *Sphagnum subsecundum*, *Carex lasiocarpa*, *Menyanthes trifoliata*, *Hamatocaulis vernicosus*, *Carex chordorhiza*, *Hylocomium splendens*, *Brachythecium retabulum*. Duży udział mają również gatunki wyróżniające związek *Carici-Betulion pubescentis-verucosae*: *Comarum palustre* i *Carex appropinquata*.

Warto zwrócić przy okazji uwagę, że Sinicyńówna (1936), na którą powołuje się Pałczyński opisała zespół *Betuletum humilis* na podstawie, jak można sądzić, stosunkowo niepełnych danych. Wskazuje na to liczba gatunków w przedstawionych przez nią zdjęciach fitosocjologicznych. Liczba gatunków w zdjęciach fitosocjologicznych zespołu *Betuletum humilis* wynosi w jej pracy od 3 do 12.

Natomiast zestaw gatunków podany dla zespołu *Betuletum humilis* przez Fijałkowskiego (1959), na którego również powoływał się Pałczyński, odbiega zarówno od tego co podaje Sinicynówna (1936) jak i Pałczyński (1975).

Fijałkowski (1991) podał brzozę niską jako jeden z gatunków charakterystycznych (obok: *Calamagrostis canescens*, *Carex elongata*, *Dryopteris cristata*, *Lycopus europaeus*, *Osmunda regalis*, *Ribes nigrum*, *Salix aurita*, *S. cinerea*, *S. pentandra*, *Solanum dulcamara*, *Sphagnum squarrosum* i *Thelypteris palustris*) dla związku *Alnion glutinosae* (Malc. 1929) Mejer Dress 1936. Podał ją również jako jedyny gatunek charakterystyczny dla zespołu *Betuletum humilis* Fijałkowski 1959 oraz jako jeden z gatunków wyróżniających zespół *Betulo-Salicetum repentis* Oberd. 1964, dla którego gatunkiem charakterystycznym ma być *Salix rosmarinifolia*. Oba te zespoły są wyróżnione w ramach związku *Alnion glutinosae*. Omawiając zespół *Betulo-Salicetum repentis* Fijałkowski (1991) podał, że największy udział mają tu *Salix rosmarinifolia*, czasem *S. nigricans*, *Betula pendula*, *B. pubescens* i *B. humilis*, a w runie dominują gatunki z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* lub (w siedliskach mniej zakwaszonych) ze związku *Magnocaricion*. Poza tym Fijałkowski (1991) zaznaczył, że powiązania florystyczne z zespołem *Betulo-Salicetum repentis* wykazuje zbiorowisko *Betulo-Salicetum cinereae* (Almq. 1929) Pass. 1961.

W szeroko stosowanej obecnie w Polsce klasyfikacji zaproponowanej przez Matuszkiewicza (2001) pozycja syntaksonomiczna zbiorowisk z brzozą niską jest zgodna z tym, co zaproponował Oberdorfer (1964). Jako gatunki charakterystyczne zespołu *Betulo-Salicetum repentis* podane są *Betula humilis* oraz *Salix rosmarinifolia*. Zaznaczono, że zespół wyróżnia się spośród innych zespołów z klasy *Alnetea glutinosae* znacznym udziałem gatunków przechodzących z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*.

Na szczególną uwagę zasługuje ujęcie zarośli brzozy niskiej zaproponowane ostatnio przez Clausnitzer (2004a,b) dla Mecklenburgii-Pomorza Przedniego w północnych Niemczech. Clausnitzer (2004a,b) dzieli lasy i zarośla zaliczane przez większość autorów do klasy *Alnetea glutinosae* na dwie odrębne klasy, wyróżnione ze względu na żyzność siedliska: klasę *Molinio-Betuletea pubescentis*, grupującą roślinność mezotroficznych torfowisk niskich i klasę *Alnetea glutinosae*, do której zalicza roślinność siedlisk eutroficznych. Clausnitzer (2004a) pisze, że w dotąd funkcjonujących systemach fitosocjologicznych nie było klasy, która obejmowałaby całe spektrum roślinności zaroślowo-leśnej na wilgotnych i mokrych siedliskach

mezotroficznych (od siedlisk kwaśnych do bogatych w węglan wapnia). Najczęściej roślinność o takim charakterze była zaliczana do *Alnetea glutinosae* lub *Vaccinio-Piceetea*. Clausnitzer (2004a) dzieli klasę *Molinio-Betuletea pubescentis* na dwa rzędy: jeden grupujący roślinność na siedliskach o odczynie obojętnym do zasadowego (*Salici pentandrae-Betuletalia pubescentis*) a drugi grupujący roślinność na siedliskach o charakterze kwaśnym (*Molinio ceruleae-Betuletalia pubescentis*). Pierwszy z wymienionych rzędów został podzielony na dwa związki, w zależności od wilgotności siedliska (mokre/wilgotne). Roślinność na siedliskach mokrych została zaliczona do związku *Salici pentandrae-Betulion pubescentis*, do którego należy m.in. zespół *Betuletum humilis*. Jako gatunki charakterystyczne zespołu *Betuletum humilis* Clausnitzer (2004a) podaje: *Aneura pinguis*, *Campylium stellatum*, *Carex panicea*, *C. pulcaris*, *Dactylorhiza majalis*, *Limprichtia revolvens*, *Eleocharis quinqueflora*, *Epipactis palustris*, *Eriophorum latifolium*, *Juncus subnodulosus*, *Ophrys insectifera*, *Paludella squarrosa*, *Philonotis calcarea*, *P. fontana*, *Pinguicula vulgaris*, *Plagiomnium ellipticum*, *Polygala amarella*, *Primula farinosa*, *Triglochin palustre*.

W klasyfikacji zaproponowanej przez Clausnitzer zwraca uwagę fakt, że projekt badawczy, w wyniku, którego ta klasyfikacja powstała, zakładał *a priori* podział roślinności na dwa typy: nieleśną i zaroślowo-leśną. Typy te były dalej traktowane niezależnie. W związku z tym, sporo z ww. gatunków jest charakterystyczne również dla syntaksonów nieleśnych, m.in. dla klasy *Parvo-Caricetea* i niższych jednostek w jej obrębie – w tym *Betula humilis*, która jest uznana za gatunek charakterystyczny podklasy *Drepanoclado revolventis-Caricenea diandrae* i wyróżnionego w jej obrębie rzędu *Caricetalia davalliana* (roślinność mszysto-turzycowa torfowisk soligenicznych o niskiej trofii i bogatych w węglan wapnia).

Poza zespołem utworzonym specjalnie dla zarośli brzozy niskiej różni autorzy podawali ten gatunek również z wielu innych typów roślinności.

Na torfowiskach na północ od Moskwy, oprócz grup zbiorowisk, w których brzoza niska dominowała w warstwie krzewów, Katz (1929) podał, że brzoza niska występowała z mniejszą stałością w niemal wszystkich pozostałych wyróżnionych przez niego grupach zbiorowisk. Były to grupy zbiorowisk: *Carex cespitosa-Alnus glutinosa*; *Carex cespitosa-Pinus sylvestris-Betula pubescens*; *Carex paradoxa (=appropinquata)-Pinus sylvestris-Betula pubescens*; *Aulacomnium palustre-Betula pubescens* i *Pinus sylvestris*-ziola i trawy; *Camptothecium (=Tomentypnum) nitens-*

Betula pubescens i *Pinus sylvestris*-ziola i trawy; *Camptothecium nitens*-ziola i trawy; *Drepanocladus* (= *Hamatocaulis*) *vernicosus*-ziola i trawy; *Sphagnum warnstorffii*- ziola i trawy.

Kulczyński (1940) wymienił brzozę niską jako gatunek osiągający na Bagnach Polesia stopień stałości III w obrębie asocjacji *Carex rostrata-Drepanocladus* cf. *aduncus*, typowej dla niskich mezotroficznych emmersyjnych torfowisk turzycowomyszystych *Parvocaricetum*.

Jargiełło (1976a, b) wykazał na Krowim Bagnie udział brzozy niskiej w: *Caricetum elatae* Koch 1926, *Caricetum paradoxae* Tx. 1947, *Caricetum buxbaumii* Wissler 1932, *Caricetum lasiocarpae* Koch 1926, *Caricetum davaliana* Koch 1926 i *Schoenetum ferruginei* (Fij. 1960) Pałcz. 1964, *Molinietum ceruleae carricetosum paniceae* Koch 1926, zbiorowisko z *Poa pratensis* i *Festuca rubra*, *Salicetum pentandro-cinereae* (Almq. 1929) Pass. 1961.

Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990) podali brzozę niską z terenu Lubelszczyzny z różnych zbiorowisk z klasy *Phragmitetea* (*Caricetum cespitosae* Pałcz. 1975, *Caricetum paradoxae* R. Tx. 1947), *Molinio-Arrhenatheretea* (*Molinietum medioeuropaeum* Koch 1926, *Carici flavae-Molinietum* Fijałkowski 1980) i *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* (*Caricetum limosae* Br.-Bl. 1921, *Caricetum diandrae* Jon. 1932 em. Oberd. 1957, *Caricetum lasiocarpae* Koch 1926, *Sphagno-Caricetum inflatae* Steffen 1931, *Caricetum davaliana* Dutoit 1924 em. Görs 1963).

W rezerwacie „Jezioro Mętne” Boiński i in. (1975) znajdowali brzozę niską w dwóch zbiorowiskach: w obrębie otaczającego jezioro pła mszarnego *Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi* M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 (torfowisko przejściowe) oraz (częściej) w mszarze kępowo-dolinkowym *Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi* M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 var. *Eriophorum vaginatum* (torfowisko wysokie), będącym następnym stadium sukcesji po zespole *Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi*.

Analizę zakresu występowania brzozy niskiej podjęli na Pojezierzu Dobrzyńskim Kępczyński i Załuski (1988). Optimum występowania brzozy niskiej stwierdzili w zespole *Betulo-Salicetum repentis*, ale opisali występowanie brzozy niskiej także w 9 innych zbiorowiskach roślinnych: w trzech z klasy *Alnetea glutinosae* (*Salicetum pentandro-cinereae* (Almq. 1929) Pass. 1961, *Carici elongatae-Alnetum* Koch 1926 i zbiorowisko z *Betula verrucosa*), w pięciu z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* (*Caricetum limosae* Br.-Bl. 1921, *Caricetum lasiocarpae* Koch 1926, *Caricetum*

diandrae Jon. 1932 em. Oberd. 1957, *Caricetum chordorhizae* Paul et Lutz 1941 i *Carici-Agrostietum caninae* R. Tx. 1937) oraz w jednym zbiorowisku z klasy *Molinio-Arrhenatheretea – Junco-Molinietum* Prsg 1951. Zdaniem autorów wskazuje to na szeroką skalę fitocenotyczną i ekologiczną tego gatunku.

Oświt (1991) wykazał na Bagnach Biebrzańskich udział brzozy niskiej w zbiorowiskach z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, zarówno ze związku *Caricion fuscae*, jak i *Caricion lasiocarpae*.

Pałczyński (1975) zaznaczył, że na Bagnach Biebrzańskich brzoza niska, oprócz zespołu *Betuletum humilis*, trafia się także w zbiorowisku *Betuletum pubescentis-verrucosae*.

Czerwiński (1991) podał, brzozę niską w obrębie lasów na Bagnach Biebrzańskich z dwóch zespołów: *Salici-Betuletum* Pałczyński 1975 (Czerwiński uznał tę nazwę za bardziej adekwatną dla wyróżnionego przez Pałczyńskiego (1975) zespołu *Betuletum pubescentis-verrucosae*) i boru mechowiskowego *Carici chordorhizae-Pinetum* Pałczyński 1975, obydwu ze związku *Alnion glutinosae*. Ostatni zespół cechuje się, jak zauważa Czerwiński (1991) wyraźnymi nawiązaniem do bagienno lasu sosnowo-brzozowego (bielu) *Dryopteridi thelypteris-Betuletum pubescentis* Czerwiński 1972.

Sokołowski (1980) podał z Puszczy Knyszyńskiej występowanie brzozy niskiej w obrębie sosnowo-brzozowego lasu bagienno *Dryopteridi thelypteris-Betuletum pubescentis* Czerwiński 1972 oraz borealnej świerczyny na torfie *Sphagno girgensohnii-Piceetum dryopteridetosum thelypteridis*.

Co ciekawe, Boińska (1974) w pracy poświęconej w całości brzozie niskiej, żadnego ze zbadanych płatów roślinności nie zaliczyła do *Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis*. Podała ona, że brzoza niska na badanych przez nią stanowiskach w Polsce północnej należy do *Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi* Jasn. Jasn. Mark. 1968, *Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi* Jasn. Jasn. Mark. 1968, *Caricetum lasiocarpae* Koch 1926 lub występuje w zbiorowiskach zaroślowych o niejasnej pozycji syntaksonomicznej (Koszelewki, Obrowo, Łąki Ślesińskie).

Z powyższego przeglądu wynika, że brzoza niska może występować w różnych typach zbiorowisk torfowiskowych, a fitocenozy, w których dominuje tworząc zwarte zarośla, są różnie nazywane i klasyfikowane. W związku z tym, celem badań prowadzonych w ramach niniejszej pracy było zarówno przedstawienie całego spektrum

zróznicowania zbiorowisk z udziałem brzozy niskiej w Polsce na tle roślinności europejskich i zachodnio-syberyjskich stanowisk tego gatunku (czego potrzebę podnosił już Oberdorfer 1964), jak i sprecyzowanie stanowiska syntaksonomicznego fitocenoz zdominowanych przez brzozę niską.

2.2.2. Metody

W ramach pracy wykonałam 248 zdjęć fitosocjologicznych z brzozą niską, z tego 234 w Polsce i 14 w północno-wschodnich Niemczech. Zdjęcia były wykonywane w jednorodnych płatach roślinności z udziałem brzozy niskiej. Reprezentują one całe zastane na stanowiskach brzozy niskiej zróznicowanie roślinności z udziałem tego gatunku. Zdjęcia wykonywałam metodą Brauna-Blanqueta. Powierzchnia zdjęć wynosiła 25 m² w przypadku roślinności zielnej, 50 m² w przypadku zarośli i 100 m² w obrębie zbiorowisk leśnych. Oprócz zdjęć własnych analizie poddałam 401 zdjęć fitosocjologicznych z brzozą niską z literatury europejskiej [Polska - Fijałkowski (1959), Kępczyński (1956, 1960), Polakowski (1962, 1963), Izdebska (1963), Kozak (1968), Boińska (1974), Boiński i in. (1975), Pałczyński (1975), Karczmarz i Sokołowski (1987, 1988), Kępczyński i Załuski (1988), Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska (1990), Głowacki i Celińska (1990), Szańkowski (1991), Fijałkowski i in. (1993), Łuczycka-Popiel i Urban (1995), Sugier i Popiołek (1995, 1998), Sokołowski (1996), Fijałkowski i Urban (1997), Załuski (1998), Łachacz i Olesiński (2000), Kołos (2004); Niemcy – Egger (1962), Oberdorfer (1964); Rosja –Tanneberger i Hahne (2003), Lapshina (2006); Białoruś – Sinicyówna (1936)], 67 zdjęć pochodzących z materiałów niepublikowanych Lapshiny (Zachodnia Syberia) oraz 78 zdjęć dostępnych w literaturze europejskiej [Polska – Steffen (1931), Niemcy – Oberdorfer (1964), Rosja – Katz (1929)] pod postacią tabel syntetycznych.

Nazwy roślin naczyniowych i paprotników przyjąłam za Mirkiem i in. (2002), mchów za Ochyra i in. (2003), a wątrobowców za Szweykowskim (2006). W całej pracy proponowana przez Mirka i in. (2002) nazwa *Salix repens subsp. rosmarinifolia* została skrócona do: *Salix rosmarinifolia*. Przynależność syntaksonomiczną gatunków w tabelach fitosocjologicznych przyjąłam za Matuszkiewiczem (2001) oraz Mucina (1997).

Sposób przeliczenia skali 10-stopniowej stosowanej w większości prac z Lubelszczyzny na skalę 5-stopniową przedstawiony został w **tabeli 2**.

Tab. 2. Przeliczanie skali 10-stopniowej na skalę 5-stopniową.

Skala 10-stopniowa		Skala 5-stopniowa	
pokrywanie	ilościowość	ilościowość	pokrywanie
<5%	+	+	<1%
5-10%	1	1	1-10%
10-20%	2	2	10-25%
20-30%	3		
30-40%	4	3	25-50%
40-50%	5		
50-60%	6		
60-70%	7	4	50-75%
70-80%	8		
80-90%	9		
90-100%	10	5	75-100%

Zdjęcia fitosocjologiczne zestawiałam przy pomocy programu Turboveg (Hennekens i Schaminée 2001). Następnie przeprowadziłam analizę zdjęć przy pomocy dwóch grup metod wielocechowych: klasyfikacji numerycznej i ordynacji. Są to dwie podstawowe grupy metod wielocechowych stosowane w ekologii. Uzyskiwane przy ich użyciu wyniki dopełniają się i uzupełniają. Klasyfikacja służy do podzielenia zbioru prób (zdjęć fitosocjologicznych) na wyraźnie odgraniczone od siebie grupy, co umożliwia następnie nadanie tym grupom nazw, opisujących cechy prób zaliczonych do danej grupy, czyli cechy grup fitocenoz wyróżnionych jako dana grupa zdjęć. Jednak, jako że zmienność zbiorowisk roślinnych jest często raczej ciągła niż w ostry sposób porozgraniczana, klasyfikacja jest metodą, której wyniki mogą nie w pełni reprezentować rzeczywiste zróżnicowanie roślinności. Do tego celu bardziej nadają się metody ordynacyjne, w wyniku których można uzyskać ciągły rozkład analizowanych prób. W niniejszej pracy przeprowadziłam analizę wykonanych przeze mnie zdjęć fitosocjologicznych przy pomocy obydwu ww. grup metod. Klasyfikacja posłużyła do wyróżnienia odrębnych typów roślinności, w których występuje brzoza niska. Dzięki metodom ordynacyjnym przedstawiłam wewnętrzną zmienność wyróżnionych grup i ich wzajemne podobieństwo, a także powiązania między grupami zdjęć a poszczególnymi gatunkami.

Wśród metod klasyfikacji numerycznej najczęściej wyróżnia się dwie grupy metod: hierarchiczne i niehierarchiczne. Metody hierarchiczne są bardziej popularne (Piernik 2007) i opierają się na założeniu, że różnice między obiektami wskazują na względny stopień podobieństwa lub niepodobieństwa między nimi, a to ułatwia ekologiczną interpretację uzyskanego podziału na grupy. Wyniki przedstawiane są

zwykle w postaci dendrogramu obrazującego hierarchię podobieństwa. Techniki niehierarchiczne nie zakładają takiej struktury danych. Kolejny podział metod klasyfikacji numerycznej grupuje je na metody kumulujące i dzielące. Techniki dzielące wychodzą od ogólnego zbioru prób i następnie dzielą go w pierwszym etapie na dwie mniejsze podgrupy, następnie każdą z podgrup znów na dwie podgrupy itd. Założeniem tego typu klasyfikacji jest to, że duże różnice powinny dominować nad mniejszymi w procesie wyróżnianie grup (Piernik 2007). Techniki kumulujące wychodzą od pojedynczego zdjęcia i łączą obiekty tak, że tworzą one coraz większe klastry.

Przy pomocy algorytmu Twinspan w ramach programu Juice (Tichý 2002) przeprowadziłam klasyfikację hierarchiczną dzielącą. Zastosowałam 5 pseudogatunków – wartości poziomów odcięcia (*cut levels*): 0, 2, 5, 10, 20. Zamiast standardowych wartości *cut levels* (0, 5, 25) zastosowałam więcej niskich wartości celem podkreślenia znaczenia gatunków o niskiej ilościowości. Na podstawie podanych wartości poziomów odcięcia program Twinspan tworzy dla każdego gatunku w każdym zdjęciu określoną liczbę pseudogatunków, uzależnioną od ilościowości danego gatunku w danym zdjęciu. Gatunek o większej ilościowości ma więcej pseudogatunków. Pseudogatunki są następnie poddawane analizie. Zastosowana w niniejszej pracy skala wartości poziomów odcięcia (0, 2, 5, 10, 20) sprawia, że gatunki o ilościowości +, 1 i 2 są nieznacznie silniej reprezentowane w stosunku do gatunków o ilościowości 3, 4 i 5 niż przy standardowo stosowanej skali (0, 5, 25). Dzięki temu podczas klasyfikacji uwypuklone zostaje znaczenie kompozycji gatunkowej zdjęcia a nie gatunków dominujących. W klasyfikacji jako miarę niepodobieństwa zdjęć przyjął współczynnik Sorensena.

Termin „ordynacja” oznacza w ekologii uporządkowanie prób (zdjęć fitosocjologicznych) wzdłuż gradientów zmienności reprezentowanych przez każdą z czterech osi ordynacji na podstawie danych o składzie gatunkowym. Wynikiem ordynacji jest diagram, na którym próby reprezentowane są przez punkty w przestrzeni dwuwymiarowej. Układ dwóch osi x i y odpowiada wybranym dwóm z czterech osi ordynacji. Najczęściej przedstawia się wykres dla pierwszej i drugiej osi ordynacji – wówczas oś x odpowiada pierwszej osi ordynacji a oś y drugiej osi ordynacji. Celem analiz ordynacyjnych jest takie uporządkowanie prób, aby próby o podobnym składzie gatunkowym były położone blisko siebie, a oddalone od nich były próby odmienne. Im dalej od siebie położone są dwa punkty na wykresie ordynacji, tym są one mniej podobne do siebie. Wśród technik ordynacji można wyróżnić dwie główne grupy:

techniki ordynacji pośredniej (DCA, CA, PCA) i techniki ordynacji bezpośredniej (CCA, RDA) (Jongman i in. 1987). Termin „ordynacja pośrednia” odnosi się do grupy technik, które analizują wewnętrzne zróżnicowanie zbioru zdjęć fitosocjologicznych tylko na podstawie zróżnicowania gatunkowego zdjęć. Używając ordynacji pośredniej zakładamy, że analizowane dane posiadają ukrytą strukturę kompozycji gatunków, która z kolei zależna jest od jakiegoś nieznanego czynnika środowiska. Czynniki środowiskowe to zmienne teoretyczne i jest konstruowany w procesie ordynacji w taki sposób, aby w jak największym stopniu tłumaczyć zróżnicowanie analizowanych danych. Metody ordynacji bezpośredniej bazują na danych o występowaniu gatunków i zmierzonych zmiennych środowiskowych. Celem ordynacji bezpośredniej jest wykrycie głównego wzorca w zależnościach między występowaniem gatunków a zmierzonymi zmiennymi środowiskowymi.

Analizy ordynacyjne wykonałam przy pomocy pakietu Canoco (Ter Braak i Šmilauer 1998). Na początku każdej analizy przeprowadziłam ordynację DCA w celu wyboru modelu danych (Piernik 2007). Jeśli długość gradientu analizowanych danych wynosi ponad 3 SD do analizy tego zbioru danych należy zastosować unimodalne techniki ordynacji (DCA, CA lub CCA), jeśli zaś długość gradientu jest mniejsza niż 3 SD – liniowe techniki ordynacji (PCA lub RDA) (Piernik 2007). Dla każdej z analiz przeprowadzonych w tym rozdziale długość gradientu okazała się większa niż 3 SD – zastosowałam unimodalne techniki ordynacji pośredniej, eliminujące tzw. efekt łuku (DCA).

Przed wykonaniem właściwej analizy DCA za każdym razem przeprowadziłam analizę zgodności CA, celem sprawdzenia czy w badanym zbiorze danych występują próby wyraźnie odbiegające od pozostałych, czyli takie, których skład gatunkowy odbiega na tyle znacząco od pozostałych, że zaciera wzajemne różnice między nimi (Piernik 2007). Takie zdjęcia wyeliminowałam z dalszych analiz (Piernik 2007).

Analizę danych prowadziłam etapami (Piernik 2007) i zgodnie z tymi etapami przedstawione zostały wyniki analiz.

Jako pierwsze (podpunkt 2.2.3.1.) zestawiałam wyniki klasyfikacji przeprowadzonej dla własnych zdjęć fitosocjologicznych. W ramach tego najpierw przedstawiłam wyniki analiz dla wszystkich fitocenoz z mniejszym lub większym udziałem brzozy niskiej, zaś w następnej kolejności wyniki analiz dla zdjęć wykonanych w zbiorowiskach z wyraźnym udziałem brzozy niskiej – przyjąłam, że

były to zdjęcia, w których brzoza niska występowała z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta, jako że przy takiej ilościowości brzoza niska zaczyna już nadawać fizjonomię zbiorowisku, w którym występuje.

Następnie (podpunkt 2.2.3.2.) zestawiałam wyniki ordynacji przeprowadzonej dla własnych zdjęć fitosocjologicznych. W pierwszym kroku przeprowadziłam analizę ordynacyjną dla wszystkich fitocenoz z mniejszym lub większym udziałem brzozy niskiej, z uwzględnieniem przynależności zdjęć do grup uzyskanych w wyniku klasyfikacji. Ordynacja została przeprowadzona najpierw bez łączenia warstw, a następnie po połączeniu warstw. Wykonałam to w związku z planowanym porównaniem zdjęć własnych ze zdjęciami z literatury. Niektóre zdjęcia w literaturze są przedstawione bez uwzględniania warstw, zatem porównanie zdjęć własnych ze zdjęciami z literatury trzeba było przeprowadzić dla zdjęć z połączonymi warstwami. Ordynacja zdjęć własnych została wykonana na dwa sposoby, żeby sprawdzić, czy wyniki są porównywalne w przypadku analizowania zdjęć bez połączonych warstw i po połączeniu warstw. Kolejne analizy wykonałam dla połączonych warstw.

W następnej kolejności (podpunkt 2.2.3.3) przedstawiłam wyniki ordynacji dla zdjęć własnych wykonanych w zbiorowiskach z wyraźnym udziałem brzozy niskiej, czyli takich, w których brzoza niska występowała z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. Przy tej analizie również uwzględniłam przynależność zdjęć do grup uzyskanych w wyniku klasyfikacji.

Kolejnym etapem (podpunkt 2.2.3.4.) było porównanie zdjęć własnych ze zdjęciami z literatury dotyczącej obszaru Polski i Niemiec, a więc obszaru analogicznego do objętego badaniami własnymi. Analizie poddałam zdjęcia dla wszystkich fitocenoz z mniejszym lub większym udziałem brzozy niskiej.

Następnie (podpunkt 2.2.3.5.) przeprowadziłam ordynację zdjęć z literatury europejskiej, które przez ich autorów zostały nazwane jako zespół brzozy niskiej (*Betulo-Salicetum repentis* i *Betuletum humilis*).

W ostatnim etapie (podpunkt 2.2.3.6.) przeprowadziłam konfrontację własnych danych z danymi z obszaru Zachodniej Syberii. Przedstawione zostały wyniki ordynacji dla wszystkich zdjęć własnych i zdjęć z obszaru Zachodniej Syberii: Lapshina (2006 i mat. npbl.) oraz Tanneberger i Hahne (2003). Na zakończenie zestawiałam tabelę syntetyczną dla zarośli brzozy niskiej na podstawie: 1) danych własnych (brzoza z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta), 2) wykorzystanych w podpunkcie 2.2.3.5. zdjęć z literatury europejskiej, które przez ich autorów zostały

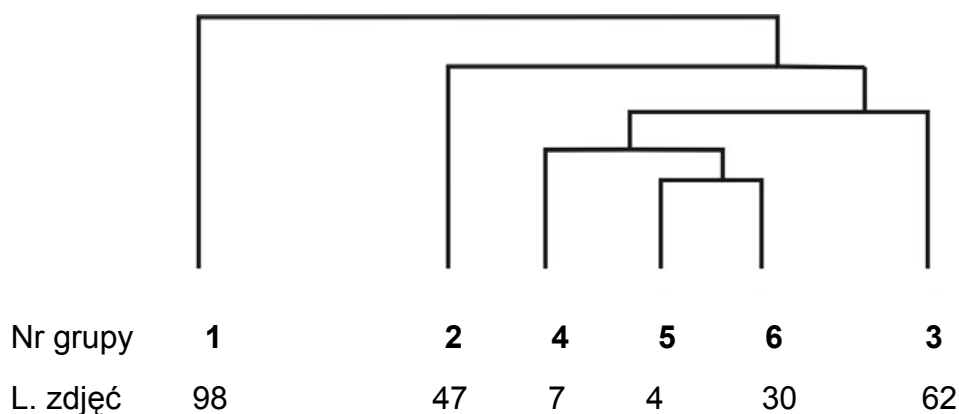
nazwane jako zespół brzozy niskiej, 3) nie uwzględnionych w podpunkcie 2.2.3.5. danych europejskich (w tym rosyjskich) dla zespołu brzozy niskiej, przedstawionych w literaturze jedynie w postaci tabel syntetycznych oraz 4) zdjęć z Zachodniej Syberii z brzozą z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta (Lapshina mat. npbl.).

2.2.3. Wyniki

2.2.3.1. Klasyfikacja wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych

2.2.3.1.a. Klasyfikacja wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych – bez łączenia warstw

Klasyfikacja zdjęć wykonanych przeze mnie w zbiorowiskach z udziałem brzozy niskiej dała w pierwszym dychotomicznym podziale grupy, z których pierwsza (grupa nr 1) liczy 98 zdjęć (39% analizowanych zdjęć) i nie uległa dalszym podziałom na kolejnych czterech etapach podziału (**Ryc. 2**). Jest to zatem grupa liczna i stosunkowo jednorodna w porównaniu ze zbiorem pozostałych prób. Druga z utworzonych przy pierwszym podziale grup, obejmująca łącznie pozostałe 61% analizowanych zdjęć, uległa kolejnym podziałom – przy drugim i trzecim podziale zostały wyróżnione dość liczne grupy (grupa 2 - 47 zdjęć, grupa 3 - 62 zdjęcia); grupy 4 i 5 liczą jedynie po kilka zdjęć; grupa 6 jest reprezentowana przez 30 zdjęć.



Ryc. 2. Dendrogram uzyskany w wyniku klasyfikacji hierarchicznej dzielącej dla 248 zdjęć fitosocjologicznych. Numery grup nadane zgodnie z kolejnością podziałów na dendrogramie.

Grupy zdjęć wyróżnione na podstawie klasyfikacji hierarchicznej dzielącej przedstawiłam w postaci tabeli syntetycznej (**Tab. 3**). Gatunki ustawiłam zgodnie z ich przynależnością syntaksonomiczną, podaną za Matuszkiewiczem (2001) – **Tab. 3A**, oraz za Muciną (1997) – **Tab. 3B**. Zestawiłam obok siebie dwie tabele, w których gatunki ustawione zostały wg dwóch ww. autorów, ze względu na to, że przynależność syntaksonomiczna podawana przez Matuszkiewicza (2001) znajduje obecnie w Polsce najszersze i najczęstsze zastosowanie, w związku z czym nie można pominąć tego ujęcia dyskutując kwestie przynależności syntaksonomicznej zbiorowiska; natomiast przynależność syntaksonomiczna gatunków zaproponowana przez Mucinę (1997) wydaje się lepiej odzwierciedlać ekologiczne zależności w obrębie roślinności torfowiskowej i została opracowana dla całej Europy, więc zestawiłam gatunki również zgodnie z tym ujęciem, aby spojrzeć na zróżnicowanie zbiorowisk z brzozą niską również w szerszym kontekście ekologicznym i geograficznym. W **tabeli 3A** uwzględniłam jedynie gatunki należące do klas: *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, *Oxycocco-Sphagnetetea*, *Phragmitetea*, *Alnetea glutinosae*, *Vaccinio-Piceetea*, *Quercu-Fagetea*, *Molinio-Arrhenatheretea*; a w **tabeli 3B** należące do klas: *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, *Oxycocco-Sphagnetetea*, *Phragmito-Magnocaricetea*, *Alnetea glutinosae*, *Vaccinio-Piceetea*, *Quercu-Fagetea*, *Molinio-Arrhenatheretea*.

Tab. 3. Tabela syntetyczna przedstawiająca grupy zdjęć wyróżnione na podstawie klasyfikacji hierarchicznej dzielącej wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych. Numeracja grup jak na rycinie 2. I-V – klasy stałości. Bez gatunków towarzyszących.

A. Przynależność syntaksonomiczna gatunków wg Matuszkiewicza (2001)

Nr grupy		1	3	5	2	6	4
Liczba zdjęć		98	62	4	47	30	7
<i>Scheuchzerio-Caricetea nigrae</i>							
<i>Comarum palustre</i>	c	IV	IV	IV	III	III	I
<i>Menyanthes trifoliata</i>	c	IV	IV	IV	I	I	.
<i>Carex lasiocarpa</i>	c	IV	II	II	I	I	.
<i>Stellaria palustris</i>	c	II	II	II	I	I	.
<i>Sphagnum teres</i>	d	IV	II	III	.	I	.
<i>Campylium stellatum</i>	d	I	I	.	III	I	.
<i>Carex nigra</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Straminergon stramineum</i>	d	II	I	.	.	I	.
<i>Viola palustris</i>	c	I	I	III	.	I	.
<i>Calamagrostis stricta</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Carex dioica</i>	c	I	I	III	.	.	.
<i>Carex echinata</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Hamatocaulis vernicosus</i>	d	II	I	.	I	.	.
<i>Eriophorum latifolium</i>	c	I	.	II	I	.	.
<i>Parnassia palustris</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Triglochin palustre</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Pedicularis sceptrum-carolinum</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Carex chordorrhiza</i>	c	II	I
<i>Drepanocladus aduncus</i>	d	I	I	.	.	I	.
<i>Carex diandra</i>	c	II	I	.	.	I	.
<i>Epipactis palustris</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Eriophorum angustifolium</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Carex canescens</i>	c	I	I	.	.	I	.
<i>Agrostis canina</i>	c	I	I
<i>Scheuchzeria palustris</i>	c	I
<i>Carex limosa</i>	c	I
<i>Baeothryon alpinum</i>	c	I
<i>Eleocharis quinqueflora</i>	c	I
<i>Pedicularis palustris</i>	c	I
<i>Sphagnum contortum</i>	d	I
<i>Sphagnum cuspidatum</i>	d	I
<i>Drosera anglica</i>	c	I
<i>Cinclidium stygium</i>	d	I
<i>Liparis loeselii</i>	c	I
<i>Carex flava</i>	c	I	.	.	II	.	.
<i>Carex lepidocarpa</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Juncus articulatus</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Limprichtia cossonii</i>	d	.	.	.	II	.	.
<i>Carex davalliana</i>	c	.	.	.	II	.	.
<i>Schoenus ferrugineus</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Carex hostiana</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Carex pulicaris</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Scorpidium scorpioides</i>	d	.	.	.	I	.	.

Oxycocco-Sphagnetea

<i>Aulacomnium palustre</i>	d	IV	IV	II	I	I	.
<i>Oxycoccus palustris</i>	c	V	I	IV	.	.	.
<i>Sphagnum fallax</i>	d	III	I	II	I	.	.
<i>Polytrichum strictum</i>	d	II	.	III	.	I	.
<i>Drosera rotundifolia</i>	c	III	I	.	I	.	.
<i>Andromeda polifolia</i>	c	II
<i>Sphagnum capillifolium</i>	d	I	.	II	.	.	.
<i>Eriophorum vaginatum</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Sphagnum russowii</i>	d	I	I
<i>Chamaedaphne calyculata</i>	c	I
<i>Rhynchospora alba</i>	c	I

Phragmitetea

<i>Equisetum fluviatile</i>	c	III	V	III	III	III	II
<i>Peucedanum palustre</i>	c	IV	III	IV	IV	III	I
<i>Phragmites australis</i>	c	III	III	II	IV	III	III
<i>Carex appropinquata</i>	c	II	IV	II	III	II	I
<i>Galium palustre</i>	c	II	IV	IV	II	III	II
<i>Carex elata</i>	c	II	II	III	I	II	.
<i>Scutellaria galericulata</i>	c	I	II	II	I	I	.
<i>Ranunculus lingua</i>	c	I	II	II	I	I	.
<i>Carex acutiformis</i>	c	I	I	.	I	II	I
<i>Carex rostrata</i>	c	IV	II	.	I	I	.
<i>Lysimachia thyrsiflora</i>	c	II	III	.	I	I	.
<i>Typha latifolia</i>	c	I	I
<i>Carex pseudocyperus</i>	c	I	I	.	.	I	.
<i>Carex buxbaumii</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Poa palustris</i>	c	I	.	.	I	I	.
<i>Cicuta virosa</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Carex paniculata</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Carex gracilis</i>	c	.	I	.	.	.	I
<i>Phalaris arundinacea</i>	c	.	I	.	I	I	.
<i>Carex disticha</i>	c	.	.	.	I	I	.
<i>Glyceria maxima</i>	c	.	I
<i>Rumex hydrolapathum</i>	c	.	I
<i>Sparganium erectum</i>	c	I	.
<i>Carex vesicaria</i>	c	I	.
<i>Alisma plantago-aquatica</i>	c	I	.

Alnetea glutinosae

<i>Betula humilis</i>	b	IV	V	III	III	V	V
<i>Betula humilis</i>	c	V	V	V	V	IV	IV
<i>Salix rosmarinifolia</i>	b	I	II	.	I	II	III
<i>Salix rosmarinifolia</i>	c	IV	IV	II	IV	II	V
<i>Salix cinerea</i>	b	II	IV	II	I	III	III
<i>Salix cinerea</i>	c	II	III	II	II	I	I
<i>Alnus glutinosa</i>	a	I	II	II	.	II	.
<i>Alnus glutinosa</i>	b	II	II	II	I	II	.
<i>Alnus glutinosa</i>	c	I	I	II	I	II	.
<i>Salix aurita</i>	b	I	I	.	I	II	.
<i>Salix aurita</i>	c	II	I	.	I	I	.
<i>Salix pentandra</i>	b	I	II	.	I	I	I
<i>Salix pentandra</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Ribes nigrum</i>	b	.	.	.	I	I	I
<i>Ribes nigrum</i>	c	.	I	.	.	I	I
<i>Thelypteris palustris</i>	c	IV	III	IV	II	III	.
<i>Lycopus europaeus</i>	c	I	II	IV	I	IV	I
<i>Calamagrostis canescens</i>	c	II	III	.	I	I	I
<i>Dryopteris cristata</i>	c	I	II	IV	I	II	.
<i>Sphagnum squarrosum</i>	d	II	II	III	I	II	.
<i>Carex elongata</i>	c	I	I	III	.	I	.
<i>Solanum dulcamara</i>	c	.	I	.	.	III	II

Vaccinio-Piceetea

<i>Pinus sylvestris</i>	a	I	I	III	I	.	.
<i>Pinus sylvestris</i>	b	II	I	.	.	I	.
<i>Pinus sylvestris</i>	c	III	I	.	I	.	.
<i>Picea abies</i>	a	I	I	IV	.	.	.
<i>Picea abies</i>	b	I	I	V	.	I	.
<i>Picea abies</i>	c	I	I	IV	.	I	.
<i>Ledum palustre</i>	b	I
<i>Ledum palustre</i>	c	I	.	III	.	.	.
<i>Pyrola rotundifolia</i>	c	II	I	IV	.	I	.
<i>Pleurozium schreberi</i>	d	I	I	V	.	I	.
<i>Hylocomium splendens</i>	d	I	I	IV	.	I	.
<i>Orthilia secunda</i>	c	I	.	V	.	.	.
<i>Dicranum scoparium</i>	d	I	I	II	I	.	.
<i>Trientalis europaea</i>	c	I	.	.	.	I	.
<i>Vaccinium myrtillus</i>	c	I	.	III	.	.	.
<i>Sphagnum girgensohnii</i>	d	I	.	III	.	.	.
<i>Ptilium crista-castrensis</i>	d	I	.	III	.	.	.
<i>Stellaria longifolia</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Corallorrhiza trifida</i>	c	I	I
<i>Vaccinium uliginosum</i>	c	I
<i>Dicranum majus</i>	d	I
<i>Dicranum polysetum</i>	d	I
<i>Melampyrum pratense</i>	c	.	I
<i>Vaccinium vitis-idaea</i>	c	.	.	III	.	.	.
<i>Moneses uniflora</i>	c	.	.	II	.	.	.
<i>Listera cordata</i>	c	.	.	II	.	.	.

Querco-Fagetea

<i>Ribes spicatum</i>	b	I	II
<i>Ribes spicatum</i>	c	.	I	.	.	I	I
<i>Padus avium</i>	b	.	.	.	I	.	.
<i>Plagiomnium undulatum</i>	d	I	.	II	I	I	I
<i>Epipactis helleborine</i>	c	I	I	II	.	I	II
<i>Chrusosplenium alternifolium</i>	c	.	I	II	.	I	I
<i>Festuca gigantea</i>	c	I	.	.	I	I	.
<i>Impatiens noli-tangere</i>	c	.	I
<i>Eurynchium angustirete</i>	d	.	.	III	.	I	.
<i>Paris quadrifolia</i>	c	.	.	II	.	I	.
<i>Atrichum undulatum</i>	d	.	.	.	I	I	.
<i>Coryllus avellana</i>	b	I	.
<i>Poa nemoralis</i>	c	I	.
<i>Aegopodium podagraria</i>	c	I	.
<i>Coryllus avellana</i>	c	I	.
<i>Daphne mezereum</i>	c	I	.

Molinio-Arrhenatheretea

<i>Lysimachia vulgaris</i>	c	III	III	IV	IV	V	II
<i>Cirsium palustre</i>	c	II	IV	IV	IV	IV	I
<i>Lythrum salicaria</i>	c	II	III	III	IV	IV	II
<i>Molinia coerulea</i>	c	II	II	IV	V	III	III
<i>Galium uliginosum</i>	c	III	IV	II	IV	III	II
<i>Festuca rubra</i>	c	II	III	III	III	II	III
<i>Poa trivialis</i>	c	I	III	V	I	III	III
<i>Valeriana officinalis</i>	c	I	I	II	I	.	II
<i>Filipendula ulmaria</i>	c	I	II	.	II	II	III
<i>Polygonum bistorta</i>	c	I	I	.	II	I	III
<i>Carex cespitosa</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Vicia cracca</i>	c	.	I	.	II	I	II
<i>Climacium dendroides</i>	d	II	IV	V	I	IV	.
<i>Lychnis flos-cuculi</i>	c	I	III	IV	I	II	.
<i>Caltha palustris</i>	c	I	I	IV	I	I	.
<i>Rumex acetosa</i>	c	I	I	III	I	I	.
<i>Crepis paludosa</i>	c	I	I	III	I	.	.
<i>Poa pratensis</i>	c	II	III	.	II	I	.
<i>Cardamine pratensis</i>	c	I	II	.	I	.	.
<i>Lotus uliginosus</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Lathyrus palustris</i>	c	I	I	.	II	I	.
<i>Cirsium oleraceum</i>	c	.	I	.	I	I	I
<i>Veronica longifolia</i>	c	.	I	.	I	.	III
<i>Deschampsia cespitosa</i>	c	I	I	.	I	II	I
<i>Angelica sylvestris</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Holcus lanatus</i>	c	.	.	.	I	I	II
<i>Cirsium rivulare</i>	c	.	I	.	I	I	II
<i>Ranunculus acris</i>	c	I	.	II	I	I	.
<i>Succisa pratensis</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Juncus effusus</i>	c	I
<i>Lathyrus pratensis</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Equisetum palustre</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Geranium palustre</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Stachys palustris</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Thalictrum flavum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Hypericum tetrapterum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Festuca pratensis</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Dactylis glomerata</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Cirsium canum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Arrhenatherum elatius</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Pimpinella major</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Juncus subnodulosus</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Inula salicina</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Ophiglossum vulgatum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Laserpitium prutenicum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Selinum carvifolia</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Galium boreale</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Gentiana pneumonanthe</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Trolius europaeus</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Sanguisorba officinalis</i>	c	.	.	.	I	I	.
<i>Avenula pubescens</i>	c	.	.	.	I	I	.
<i>Phleum pratense</i>	c	I	.
<i>Scirpus sylvaticus</i>	c	I	.
<i>Galium mollugo</i>	c	I	II
<i>Dianthus superbus</i>	c	I

B. Przynależność syntaksonomiczna gatunków wg Muciny (1997)

Nr grupy	1	3	5	2	6	4
Liczba zdjęć	98	62	4	47	30	7

		Scheuchzerio-Caricetea nigrae					
<i>Salix rosmarinifolia</i>	b	I	II	.	I	II	III
<i>Salix rosmarinifolia</i>	c	IV	IV	II	IV	II	V
<i>Calliergonella cuspidata</i>	d	IV	V	V	IV	IV	II
<i>Epilobium palustre</i>	c	II	IV	V	I	III	II
<i>Comarum palustre</i>	c	IV	IV	IV	III	III	I
<i>Carex nigra</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Menyanthes trifoliata</i>	c	IV	IV	IV	I	I	.
<i>Carex lasiocarpa</i>	c	IV	II	II	I	I	.
<i>Sphagnum teres</i>	d	IV	II	III	.	I	.
<i>Sphagnum fallax</i>	d	III	I	II	I	.	.
<i>Fissidens adianthoides</i>	d	I	I	.	III	II	.
<i>Campylium stellatum</i>	d	I	I	.	III	I	.
<i>Straminergon stramineum</i>	d	II	I	.	.	I	.
<i>Viola palustris</i>	c	I	I	III	.	I	.
<i>Carex dioica</i>	c	I	I	III	.	.	.
<i>Carex echinata</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Eriophorum latifolium</i>	c	I	.	II	I	.	.
<i>Carex panicea</i>	c	I	I	.	IV	.	.
<i>Parnassia palustris</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Triglochin palustre</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Pedicularis sceptrum-carolinum</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Epipactis palustris</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Eriophorum angustifolium</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Dactylorhiza incarnata subsp. incarnata</i>	c	I	I	.	I	.	.
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>	d	I	I	.	I	.	.
<i>Carex rostrata</i>	c	IV	II	.	I	I	.
<i>Sphagnum fimbriatum</i>	d	II	II	.	I	I	.
<i>Valeriana dioica</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Fissidens osmundoides</i>	d	I	I	.	I	I	.
<i>Calliergon giganteum</i>	d	II	I	.	I	I	.
<i>Sphagnum warnstorffii</i>	d	II	I	.	.	I	.
<i>Carex diandra</i>	c	II	I	.	.	I	.
<i>Carex canescens</i>	c	I	I	.	.	I	.
<i>Carex chordorrhiza</i>	c	II	I
<i>Agrostis canina</i>	c	I	I
<i>Sphagnum subnitens</i>	d	I	.	.	I	.	.
<i>Carex flava</i>	c	I	.	.	II	.	.
<i>Carex lepidocarpa</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Juncus articulatus</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Limprichtia revolvens</i>	d	I
<i>Eleocharis quinqueflora</i>	c	I
<i>Pedicularis palustris</i>	c	I
<i>Drosera anglica</i>	c	I
<i>Cinclidium stygium</i>	d	I
<i>Liparis loeselii</i>	c	I
<i>Carex limosa</i>	c	I
<i>Sphagnum cuspidatum</i>	d	I
<i>Sphagnum subsecundum</i>	d	I
<i>Sphagnum majus</i>	d	I
<i>Sphagnum balticum</i>	d	I
<i>Scheuchzeria palustris</i>	c	I
<i>Rhynchospora alba</i>	c	I

<i>Carex hostiana</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Juncus subnodulosus</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Carex pulicaris</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Schoenus ferrugineus</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Carex davalliana</i>	c	.	.	.	II	.	.
<i>Dactylorhiza majalis</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Carex disticha</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Oxycocco-Sphagnetea</i>							
<i>Betula humilis</i>	c	V	V	V	V	IV	IV
<i>Betula humilis</i>	b	IV	V	III	III	V	V
<i>Betula pubescens</i>	a	I	II	III	I	III	II
<i>Betula pubescens</i>	b	IV	IV	III	II	IV	III
<i>Betula pubescens</i>	c	III	II	II	II	I	I
<i>Ledum palustre</i>	b	I
<i>Ledum palustre</i>	c	I	.	III	.	.	.
<i>Aulacomnium palustre</i>	d	IV	IV	II	I	I	.
<i>Polytrichum strictum</i>	d	II	.	III	.	I	.
<i>Drosera rotundifolia</i>	c	III	I	.	I	.	.
<i>Oxycoccus palustris</i>	c	V	I	IV	.	.	.
<i>Eriophorum vaginatum</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Sphagnum magellanicum</i>	d	I	.	III	.	.	.
<i>Andromeda polifolia</i>	c	II
<i>Chamaedaphne calyculata</i>	c	I
<i>Vaccinium uliginosum</i>	c	I
<i>Cephalozia connivevs</i>	d	I
<i>Sphagnum angustifolium</i>	d	I
<i>Sphagnum fuscum</i>	d	I
<i>Calypogeia sphagnicola</i>	d	.	.	.	I	.	.
<i>Phragmito-Magnocaricetea</i>							
<i>Lycopus europaeus</i>	c	I	II	IV	I	IV	I
<i>Equisetum fluviatile</i>	c	III	V	III	III	III	II
<i>Peucedanum palustre</i>	c	IV	III	IV	IV	III	I
<i>Phragmites australis</i>	c	III	III	II	IV	III	III
<i>Carex appropinquata</i>	c	II	IV	II	III	II	I
<i>Galium palustre</i>	c	II	IV	IV	II	III	II
<i>Carex acutiformis</i>	c	I	I	.	I	II	I
<i>Carex elata</i>	c	II	II	III	I	II	.
<i>Scutellaria galericulata</i>	c	I	II	II	I	I	.
<i>Ranunculus lingua</i>	c	I	II	II	I	I	.
<i>Lysimachia thyrsoflora</i>	c	II	III	.	I	I	.
<i>Carex pseudocyperus</i>	c	I	I	.	.	I	.
<i>Typha latifolia</i>	c	I	I
<i>Calla palustris</i>	c	I	I
<i>Poa palustris</i>	c	I	.	.	I	I	.
<i>Phalaris arundinacea</i>	c	.	I	.	I	I	.
<i>Cicuta virosa</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Carex paniculata</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Carex gracilis</i>	c	.	I	.	.	.	I
<i>Glyceria maxima</i>	c	.	I
<i>Rumex hydrolapathum</i>	c	.	I
<i>Scrophularia umbrosa</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Sparganium erectum</i>	c	I	.
<i>Carex vesicaria</i>	c	I	.
<i>Alisma plantago-aquatica</i>	c	I	.
<i>Eleocharis uniglumis</i>	c	.	.	.	I	.	.

Alnetea glutinosae

<i>Frangula alnus</i>	b	II	I	IV	II	V	II
<i>Frangula alnus</i>	c	III	I	V	III	IV	III
<i>Salix cinerea</i>	b	II	IV	II	I	III	III
<i>Salix cinerea</i>	c	II	III	II	II	I	I
<i>Alnus glutinosa</i>	a	I	II	II	.	II	.
<i>Alnus glutinosa</i>	b	II	II	II	I	II	.
<i>Alnus glutinosa</i>	c	I	I	II	I	II	.
<i>Salix aurita</i>	b	I	I	.	I	II	.
<i>Salix aurita</i>	c	II	I	.	I	I	.
<i>Salix pentandra</i>	a	I	.
<i>Salix pentandra</i>	b	I	II	.	I	I	I
<i>Salix pentandra</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Ribes nigrum</i>	b	.	.	.	I	I	I
<i>Ribes nigrum</i>	c	.	I	.	.	I	I
<i>Dryopteris carthusiana</i>	c	I	I	IV	I	III	I
<i>Thelypteris palustris</i>	c	IV	III	IV	II	III	.
<i>Sphagnum squarrosum</i>	d	II	II	III	I	II	.
<i>Dryopteris cristata</i>	c	I	II	IV	I	II	.
<i>Carex elongata</i>	c	I	I	III	.	I	.

Vaccinio-Piceetea

<i>Pinus sylvestris</i>	a	I	I	III	I	.	.
<i>Pinus sylvestris</i>	b	II	I	.	.	I	.
<i>Pinus sylvestris</i>	c	III	I	.	I	.	.
<i>Picea abies</i>	a	I	I	IV	.	.	.
<i>Picea abies</i>	b	I	I	V	.	I	.
<i>Picea abies</i>	c	I	I	IV	.	I	.
<i>Pleurozium schreberi</i>	d	I	I	V	.	I	.
<i>Hylocomium splendens</i>	d	I	I	IV	.	I	.
<i>Corallorrhiza trifida</i>	c	I	I
<i>Trientalis europaea</i>	c	I	.	.	.	I	.
<i>Orthilia secunda</i>	c	I	.	V	.	.	.
<i>Vaccinium myrtillus</i>	c	I	.	III	.	.	.
<i>Ptilium crista-castrensis</i>	d	I	.	III	.	.	.
<i>Stellaria longifolia</i>	c	I	.	II	.	.	.
<i>Vaccinium vitis-idaea</i>	c	.	.	III	.	.	.
<i>Moneses uniflora</i>	c	.	.	II	.	.	.
<i>Listera cordata</i>	c	.	.	II	.	.	.

Quercu-Fagetea

<i>Populus tremula</i>	a	I	.
<i>Populus tremula</i>	b	I	.	.	I	I	.
<i>Populus tremula</i>	c	I	I	II	I	I	.
<i>Betula pendula</i>	a	.	.	.	I	.	I
<i>Betula pendula</i>	b	.	.	.	I	I	.
<i>Betula pendula</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Viburnum opulus</i>	b	I	.
<i>Viburnum opulus</i>	c	I	.	II	I	I	.
<i>Quercus robur</i>	c	I	I	II	I	I	.
<i>Padus avium</i>	b	.	.	.	I	.	.
<i>Pyrus communis</i>	b	.	.	.	I	.	.
<i>Daphne mezereum</i>	c	I	.
<i>Epipactis helleborine</i>	c	I	I	II	.	I	II
<i>Athyrium filix-femina</i>	c	I	I	II	.	I	.
<i>Festuca gigantea</i>	c	I	.	.	I	I	.
<i>Paris quadrifolia</i>	c	.	.	II	.	I	.
<i>Poa nemoralis</i>	c	I	.
<i>Moehringia trinervia</i>	c	.	I	.	.	I	.
<i>Carex pairae</i>	c	.	.	.	I	.	.

Molinio-Arrhenatheretea

<i>Lysimachia vulgaris</i>	c	III	III	IV	IV	V	II
<i>Cirsium palustre</i>	c	II	IV	IV	IV	IV	I
<i>Molinia coerulea</i>	c	II	II	IV	V	III	III
<i>Galium uliginosum</i>	c	III	IV	II	IV	III	II
<i>Festuca rubra</i>	c	II	III	III	III	II	III
<i>Poa trivialis</i>	c	I	III	V	I	III	III
<i>Agrostis stolonifera</i>	c	II	II	II	II	II	.
<i>Lychnis flos-cuculi</i>	c	I	III	IV	I	II	.
<i>Caltha palustris</i>	c	I	I	IV	I	I	.
<i>Rumex acetosa</i>	c	I	I	III	I	I	.
<i>Crepis paludosa</i>	c	I	I	III	I	.	.
<i>Valeriana officinalis</i>	c	I	I	II	I	.	II
<i>Ranunculus acris</i>	c	I	.	II	I	I	.
<i>Veronica chamaedrys</i>	c	.	.	III	.	I	III
<i>Ranunculus repens</i>	c	.	.	III	.	I	I
<i>Filipendula ulmaria</i>	c	I	II	.	II	II	III
<i>Polygonum bistorta</i>	c	I	I	.	II	I	III
<i>Carex cespitosa</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Vicia cracca</i>	c	.	I	.	II	I	II
<i>Myosotis palustris</i>	c	I	II	.	I	I	.
<i>Poa pratensis</i>	c	II	III	.	II	I	.
<i>Cardamine pratensis</i>	c	I	II	.	I	.	.
<i>Lotus uliginosus</i>	c	I	I	.	I	I	.
<i>Lathyrus palustris</i>	c	I	I	.	II	I	.
<i>Cirsium oleraceum</i>	c	.	I	.	I	I	I
<i>Veronica longifolia</i>	c	.	I	.	I	.	III
<i>Deschampsia cespitosa</i>	c	I	I	.	II	I	I
<i>Angelica sylvestris</i>	c	I	I	.	I	I	I
<i>Holcus lanatus</i>	c	.	.	.	I	I	II
<i>Cirsium rivulare</i>	c	.	I	.	I	I	II
<i>Anthoxanthum odoratum</i>	c	.	.	.	I	I	I
<i>Succisa pratensis</i>	c	I	.	.	I	.	.
<i>Juncus effusus</i>	c	I
<i>Lathyrus pratensis</i>	c	.	I
<i>Equisetum palustre</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Geranium palustre</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Symphytum officinale</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Melampyrum nemorosum</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Cerastium holosteoides</i>	c	.	I	.	I	.	.
<i>Anthriscus sylvestris</i>	c	.	I	II	.	.	.
<i>Mentha arvensis</i>	c	.	.	II	.	.	.
<i>Thalictrum flavum</i>	c	.	.	.	I	.	.
<i>Festuca pratensis</i>	c
<i>Dactylis glomerata</i>	c
<i>Festuca arundinacea</i>	c
<i>Mentha aquatica</i>	c
<i>Cirsium canum</i>	c
<i>Arrhenatherum elatius</i>	c
<i>Pimpinella major</i>	c
<i>Ophiglossum vulgatum</i>	c
<i>Laserpitium prutenicum</i>	c
<i>Selinum carvifolia</i>	c
<i>Galium boreale</i>	c
<i>Gentiana pneumonanthe</i>	c
<i>Trolius europaeus</i>	c
<i>Sanguisorba officinalis</i>	c
<i>Avenula pubescens</i>	c
<i>Potentilla anserina</i>	c
<i>Achillea millefolium</i>	c
<i>Phleum pratense</i>	c
<i>Scirpus sylvaticus</i>	c
<i>Galium mollugo</i>	c	I	II
<i>Dianthus superbus</i>	c	I

Pełne zestawienie wszystkich analizowanych zdjęć własnych (ustawionych jak w **tabeli 3A**), z uwzględnieniem również gatunków towarzyszących zostało zamieszczone w **załączniku 2**. Zestawienie nagłówków wszystkich wykonanych zdjęć fitosocjologicznych znajduje się w **załączniku 3**.

Na podstawie analizy stałości poszczególnych gatunków w poszczególnych grupach można wnioskować, że sześć grup zdjęć (**Ryc. 2, Tab. 3**) odpowiada następującym typom roślinności¹ (zastosowałam terminologię mechowisk i mszarów minerotroficznych zaproponowaną dla obszaru północno-wschodniej Polski przez Pawlikowskiego (2008)):

- grupa 1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne,
- grupa 2 – torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym,
- grupa 3 – zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe,
- grupa 4 – zarośla na zdegradowanych torfowiskach,
- grupa 5 – borealna świerczyna na torfie,
- grupa 6 – olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach.

Analiza **tabel 3A i 3B** wskazuje na podobne prawidłowości. Udział gatunków z klasy *Alnetea glutinosae* jest zbliżony we wszystkich sześciu grupach. Przede wszystkim są to drzewa i krzewy zaliczane do tej klasy: w ujęciu wg Matuszkiewicza (2001) – *Salix rosmarinifolia*, *S. cinerea*, *S. aurita*, *S. pentandra*, *Ribes nigrum*, *Alnus glutinosa*; w ujęciu wg Muciny (1997) – *Frangula alnus*, *Salix cinerea*, *S. aurita*, *S. pentandra*, *Ribes nigrum*, *Alnus glutinosa*. Spośród współwystępujących z brzoza niską gatunków roślin zielnych do klasy *Alnetea glutinosae* należą: w ujęciu Matuszkiewicza (2001) – *Thelypteris palustris*, *Lycopus europaeus*, *Calamagrostis canescens*, *Dryopteris cristata*, *Sphagnum squarrosum*, *Carex elongata*, *Solanum dulcamara*; w ujęciu Muciny (1997) – *Dryopteris carthusiana*, *Thelypteris palustris*, *Sphagnum squarrosum*, *Dryopteris cristata*, *Carex elongata*. Nie mniej jednak, w każdej z wyróżnionych grup roślinności liczniej reprezentowana jest inna lub kilka innych klas

¹ Zagadnienia związane ze zróżnicowaniem warunków siedliskowych w wyróżnionych grupach przedstawiłam w rozdziale 2.3.

niż klasa *Alnetea glutinosae*. Poniżej przedstawiłam poszczególne grupy, podając ich charakterystyczne cechy.

Grupa 1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne

Fitocenozy zaliczone do tej grupy charakteryzują się najliczniejszym udziałem gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* – zarówno w porównaniu z innymi grupami, jak i z liczbą stwierdzonych w obrębie fitocenozy z tej grupy gatunków należących do innych klas. Wysoką stałość osiągają następujące gatunki z tej klasy: w ujęciu wg Matuszkiewicza (2001) – *Comarum palustre*, *Menyanthes trifoliata*, *Carex lasiocarpa*, *Sphagnum teres*; w ujęciu wg Muciny (1997) – *Salix rosmarinifolia*, *Comarum palustre*, *Menyanthes trifoliata*, *Carex lasiocarpa*, *C. rostrata*, *Calliergonella cuspidata*, *Sphagnum teres*. Większy niż w innych grupach udział wykazują również gatunki z klasy *Oxycocco-Sphagnetea*. Z wysoką stałością występują: w ujęciu wg Matuszkiewicza (2001) – *Aulacomnium palustre*, *Oxycoccus palustris*; w ujęciu wg Muciny (1997) – *Betula pubescens*, *Aulacomnium palustre*, *Oxycoccus palustris*. W fitocenozach z tej grupy stwierdziłam największe zwarcie warstwy mszystej (**Ryc. 3**).

Omawiana grupa jest dość jednorodna, ale zaznacza się zróżnicowanie na dwie odrębne podgrupy: kwaśne mszary minerotroficzne oraz mechowiska i mszary subneutralne. Kwaśne mszary minerotroficzne cechuje wyraźnie większy udział gatunków torfowisk przejściowych i wysokich. W warstwie mszystej dominuje *Sphagnum fallax* i *Sph. palustre*, w warstwie zielnej *Carex rostrata*, *C. lasiocarpa*, *Comarum palustre*, *Menyanthes trifoliata*. W warstwie krzewów zaznacza się niekiedy obfita obecność sosny. Z większą stałością niż w fitocenozach drugiej podgrupy występuje *Andromeda polifolia*. Na niektórych stanowiskach wyraźny udział w tworzeniu warstwy zielnej ma *Eriophorum vaginatum*. Rozwijają się na torfowiskach przyjeziornych o tendencji do oligotrofizacji.

Drugą, liczniejszą podgrupę stanowią mechowiska i subneutralne mszary o warstwie mszystej tworzonej przede wszystkim przez *Tomantypnum nitens*, *Helodium blandowii*, *Aulacomnium palustre*, *Plagiomnum ellipticum*, *Hamatocaulis vernicosus*, *Calliergonella cuspidata*, oraz *Sphagnum teres* i *Sph. warnstorffii*. W warstwie zielnej z dużą stałością występują: *Carex diandra*, *C. rostrata*, *Festuca rubra*, *Comarum palustre*, *Menyanthes trifoliata*, *Peucedanum palustre*, *Thelypteris palustris*.

Grupa 2 – torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym

Fitocenozy zaliczone do tej grupy charakteryzują się najliczniejszym udziałem gatunków łąkowych z klasy *Molinio-Arrhenatheretea* – zarówno w porównaniu z innymi grupami, jak i z liczbą stwierdzonych w obrębie fitocenoz z tej grupy gatunków należących do innych klas. Z wysoką stałością występują: *Lysimachia vulgaris*, *Cirsium palustre*, *Lythrum salicaria*, *Molinia coerulea*, *Galium uliginosum*. Również w fitocenozach tej grupy występuje szereg gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, z tym, że pojawia się tu grupa gatunków nie spotykanych w grupach 1 i 3. Są to gatunki ze związku *Caricion davallianae*, takie jak: *Carex davalliana*, *C. hostiana*, *C. pulcaris*, *Schoenus ferrugineus*, *Scorpidium scorpioides*.

Grupa 3 – zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe (biele)

Fitocenozy zaliczone do tej grupy charakteryzuje podobny zestaw gatunków jak zbiorowiska z grupy 1, z tym, że zaznacza się mniej liczny udział gatunków otwartych torfowisk (z klas *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* i *Oxycocco-Sphagnetea*) oraz większe zwarcie warstwy krzewów (**Ryc. 3**).

Grupa 4 – zarośla na zdegradowanych torfowiskach

Grupa 4 obejmuje zbiorowiska na silnie przesuszonych, z wyraźnie zaznaczonymi procesami murszenia, torfowiskach, gdzie z wysoką stałością i ilościowością występują takie gatunki jak *Urtica dioica* i *Galium aparine*.

Grupa 5 – borealna świerczyna na torfie

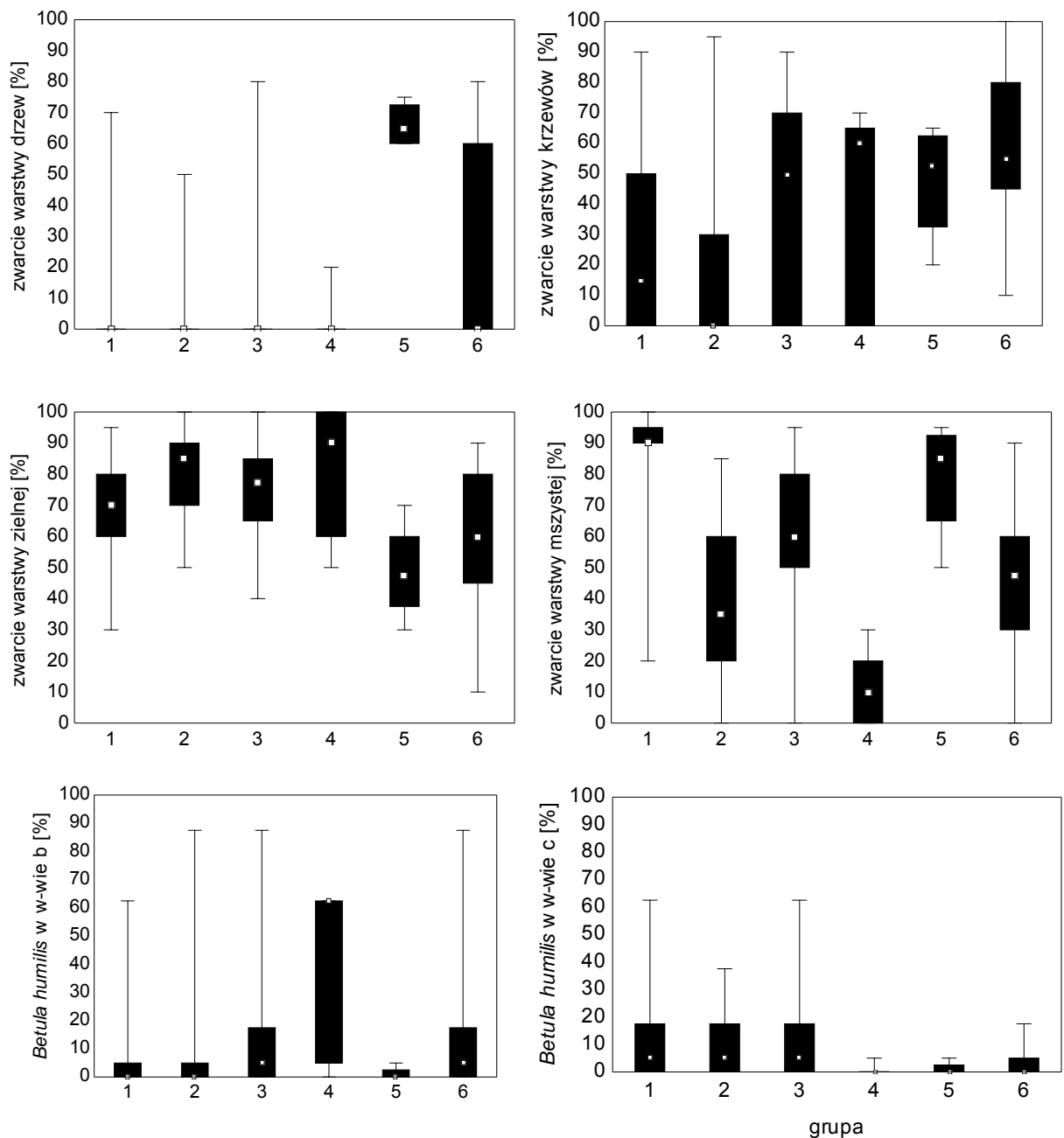
W grupie 5 zaznacza się występowanie z dużą stałością szeregu gatunków otwartych torfowisk – szczególnie z klasy *Oxycocco-Sphagnetea*. Poza tym w tej grupie najwyższą stałość spośród wyróżnionych grup osiągają gatunki z klasy *Vaccinio-Piceetea*. W fitocenozach z tej grupy stwierdziłam największe zwarcie warstwy drzew oraz duże zwarcie warstwy mszystej (**Ryc. 3**).

Grupa 6 – olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach

Grupa ta obejmuje olsy (zarówno dobrze uwodnione jak i przesuszone) oraz przesuszone biele. Od poprzednich grup różni się mniejszym udziałem gatunków z klas *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, *Oxycocco-Sphagnetea*, *Vaccinio-Piceetea*, *Molinio-Arrhenatheretea*.

Najwięcej zdjęć fitosocjologicznych zostało zaklasyfikowanych do grup 1, 2 i 3 (**Ryc. 2**). Okazuje się, że na badanym terenie brzoza niska występuje najczęściej na mechowiskach mezotroficznych subneutralnych i mszarach minerotroficznych, w zaroślach powstających na takich mechowiskach i w bagiennych lasach sosnowo-brzozowych, a także w obrębie torfowisk alkalicznych i bagiennych łąk o charakterze alkalicznym.

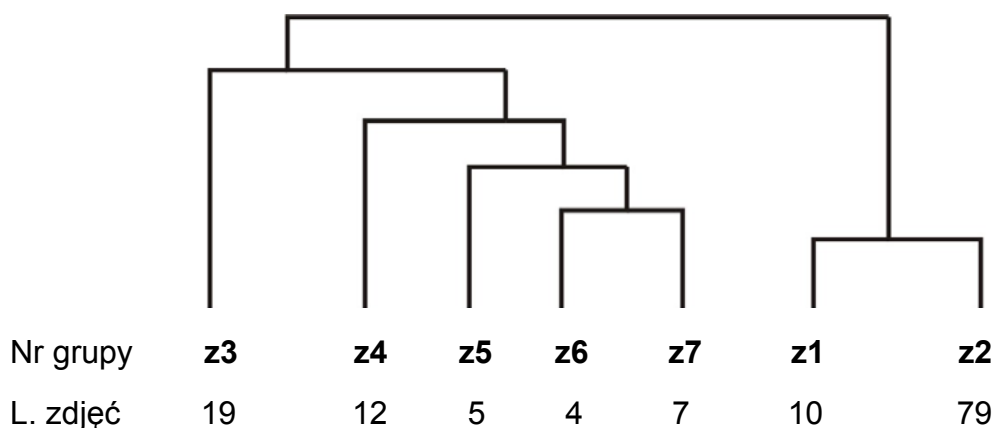
Na **rycinie3** przedstawiłam zwarcie warstw oraz pokrywanie brzozy niskiej w grupach fitocenoz 1-6 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji. W obrębie fitocenoz otwartych torfowisk, o najmniejszym zwarciu warstw drzew i krzewów (grupa 1 i 2) brzoza niska występuje obficie w warstwie zielnej niż w warstwie krzewów. Zbiorowisko zachowuje wówczas charakter otwarty. W przypadku grup 3 (zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagiennie lasy sosnowo-brzozowe) i 5 (borealna świerczyna na torfie) brzoza niska występuje w porównywalnej mierze w warstwie zielnej co w warstwie krzewów, z tym że w fitocenozach zaliczonych do grupy 5 udział brzozy niskiej jest najmniej obfity spośród wyróżnionych grup. W olsach oraz zaroślach i lasach na przesuszonych lub zdegradowanych torfowiskach (grupy 4 i 6) zaznacza się częstsze występowanie brzozy niskiej w warstwie krzewów niż w warstwie zielnej. Na zdegradowanych torfowiskach (grupa 4) brzoza niska prawie nie występuje w warstwie zielnej.



Ryc. 3. Zwarcie warstwy drzew, krzewów, zielnej i mszystej oraz pokrywanie brzozy niskiej w warstwie krzewów (b) i zielnej (c) w grupach fitocenoz 1-6 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wszystkich wykonanych zdjęć fitosocjologicznych. Na wykresach przedstawione zostały: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej.

2.2.3.1.b. Klasyfikacja wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych z wyraźnym udziałem brzozy niskiej – bez łączenia warstw

Klasyfikacja zdjęć wykonanych w zbiorowiskach z dużym udziałem brzozy niskiej dała w pierwszym dychotomicznym podziale klasy o różnej liczebności (**Ryc. 4**). Pierwsza z nich obejmuje grupy z1 i z2 (razem 89 zdjęć, czyli 66% analizowanych zdjęć), druga pozostałe pięć grup (razem 46 zdjęć, czyli 34% analizowanych zdjęć). Pierwsza klasa ulega podziałowi na grupy z1 i z2 w ostatnim z przeprowadzonych sześciu podziałów. Zatem grupy z1 i z2 wykazują wyraźne podobieństwo. W obrębie drugiej ww. klasy w przebiegu kolejnych podziałów nastąpił podział na liczące kilkanaście zdjęć grupy z3-z7.



Ryc. 4. Dendrogram uzyskany w wyniku klasyfikacji hierarchicznej dzielącej dla 135 zdjęć fitosocjologicznych, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. Numery grup nadane zgodnie z kolejnością podziałów na dendrogramie.

Grupy zdjęć wyróżnione na podstawie klasyfikacji przedstawiłam w postaci tabeli syntetycznej (**Tab. 4**). Gatunki ustawiłam zgodnie z ich przynależnością syntaksonomiczną, podaną za Matuszkiewiczem (2001). Uwzględniłam jedynie gatunki należące do klas: *Scheuchzeria-Caricetea nigrae*, *Oxycocco-Sphagnetetea*, *Phragmitetea*, *Alnetea glutinosae*, *Vaccinio-Piceetea*, *Querco-Fagetea*, *Molinio-Arrhenatheretea*. Ze względu na to, że ustawienie gatunków zgodnie z ich syntaksonomiczną, podaną przez Matuszkiewicza (2001) i Mucinę (1997) daje porównywalne wyniki (**Tab. 3**), zrezygnowałam z przedstawiania w tym podrozdziale dwóch wersji tabeli.

Tab. 4. Tabela syntetyczna przedstawiająca grupy zdjęć wyróżnione na podstawie klasyfikacji hierarchicznej dzielącej wykonanych w ramach pracy zdjęć

fitosocjologicznych, w których brzoza niska występowała z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. Numeracja grup jak na **rycinie 4**. I-V – klasy stałości. Przynależność syntaksonomiczna gatunków wg Matuszkiewicza (2001). Bez gatunków towarzyszących.

Nr grupy		z1	z2	z3	z7	z6	z4	z5
Liczba zdjęć		10	79	19	7	4	12	5
<i>Scheuchzerio-Caricetea nigrae</i>								
<i>Comarum palustre</i>	c	IV	IV	IV	I	II	III	.
<i>Menyanthes trifoliata</i>	c	II	IV	II	I	IV	.	.
<i>Carex lasiocarpa</i>	c	IV	II	II	.	IV	I	.
<i>Sphagnum teres</i>	d	.	IV	I	.	II	.	.
<i>Stellaria palustris</i>	c	.	II	.	II	II	I	.
<i>Viola palustris</i>	c	.	I	.	.	II	I	.
<i>Campylium stellatum</i>	d	.	I	IV	.	.	I	.
<i>Carex nigra</i>	c	.	I	I	I	.	.	I
<i>Epipactis palustris</i>	c	.	I	I
<i>Carex flava</i>	c	.	I	II
<i>Eriophorum angustifolium</i>	c	.	I	I
<i>Carex chordorrhiza</i>	c	.	I
<i>Carex limosa</i>	c	.	I
<i>Carex dioica</i>	c	I	I	I
<i>Calamagrostis stricta</i>	c	I	I	I	I	.	.	.
<i>Straminergon stramineum</i>	d	III	I
<i>Carex canescens</i>	c	II	I
<i>Sphagnum cuspidatum</i>	d	I
<i>Agrostis canina</i>	c	I	I
<i>Carex diandra</i>	c	.	II
<i>Hamatocaulis vernicosus</i>	d	.	III
<i>Carex lepidocarpa</i>	c	.	I
<i>Triglochin palustre</i>	c	.	I
<i>Scheuchzeria palustris</i>	c	.	I
<i>Carex echinata</i>	c	.	I
<i>Baeothryon alpinum</i>	c	.	I
<i>Eriophorum latifolium</i>	c	.	I
<i>Eleocharis quinqueflora</i>	c	.	I
<i>Drepanocladus aduncus</i>	d	.	I
<i>Pedicularis palustris</i>	c	.	I
<i>Sphagnum contortum</i>	d	.	I
<i>Pedicularis sceptrum-carolinum</i>	c	.	I	I
<i>Parnassia palustris</i>	c	.	I	I
<i>Juncus articulatus</i>	c	.	I	I
<i>Limprichtia cossonii</i>	d	.	.	II
<i>Carex davalliana</i>	c	.	.	II
<i>Carex pulicaris</i>	c	.	.	I
<i>Schoenus ferrugineus</i>	c	.	.	I
<i>Oxycocco-Sphagnetea</i>								
<i>Aulacomnium palustre</i>	d	IV	V	I	I	.	I	.
<i>Oxycoccus palustris</i>	c	IV	III	I
<i>Polytrichum strictum</i>	d	IV	I	I
<i>Andromeda polifolia</i>	c	II	I	I
<i>Sphagnum fallax</i>	d	V	II
<i>Drosera rotundifolia</i>	c	III	II
<i>Sphagnum capillifolium</i>	d	II	I
<i>Eriophorum vaginatum</i>	c	II
<i>Sphagnum russowii</i>	d	.	I

		<i>Phragmitetea</i>							
<i>Equisetum fluviatile</i>	c	I	V	IV	IV	V	III	II	
<i>Peucedanum palustre</i>	c	II	IV	V	I	III	III	.	
<i>Phragmites australis</i>	c	I	II	IV	III	IV	III	III	
<i>Carex appropinquata</i>	c	II	III	III	V	III	II	I	
<i>Galium palustre</i>	c	.	III	II	I	III	I	I	
<i>Carex acutiformis</i>	c	.	I	I	IV	III	I	I	
<i>Carex rostrata</i>	c	III	III	I	I	III	I	.	
<i>Lysimachia thyrsoflora</i>	c	II	II	I	.	IV	.	.	
<i>Carex elata</i>	c	III	II	I	I	.	II	.	
<i>Scutellaria galericulata</i>	c	.	II	II	.	.	II	.	
<i>Ranunculus lingua</i>	c	.	II	.	.	II	.	.	
<i>Typha latifolia</i>	c	.	I	.	.	II	.	.	
<i>Carex pseudocyperus</i>	c	.	I	.	.	II	.	.	
<i>Carex buxbaumii</i>	c	I	.	I	
<i>Poa palustris</i>	c	I	I	.	
<i>Cicuta virosa</i>	c	.	I	.	.	II	.	.	
<i>Carex gracilis</i>	c	.	I	I	
<i>Phalaris arundinacea</i>	c	.	.	.	II	.	.	.	
<i>Carex disticha</i>	c	.	.	I	.	.	I	.	
<i>Carex paniculata</i>	c	I	.	
		<i>Alnetea glutinosae</i>							
<i>Betula humilis</i>	b	IV	V	IV	V	V	V	V	
<i>Betula humilis</i>	c	V	V	V	IV	V	V	IV	
<i>Salix rosmarinifolia</i>	b	I	II	I	II	IV	III	IV	
<i>Salix rosmarinifolia</i>	c	III	IV	IV	IV	.	II	V	
<i>Salix cinerea</i>	b	.	IV	I	IV	III	I	III	
<i>Salix cinerea</i>	c	I	III	I	II	III	I	.	
<i>Alnus glutinosa</i>	a	.	I	
<i>Alnus glutinosa</i>	b	I	III	I	I	.	I	.	
<i>Alnus glutinosa</i>	c	I	I	I	I	.	I	.	
<i>Salix aurita</i>	b	II	I	II	II	.	II	.	
<i>Salix aurita</i>	c	I	I	II	
<i>Salix pentandra</i>	b	.	II	I	II	.	I	I	
<i>Salix pentandra</i>	c	.	I	I	I	.	.	.	
<i>Ribes nigrum</i>	b	II	I	
<i>Ribes nigrum</i>	c	I	I	
<i>Thelypteris palustris</i>	c	I	IV	III	.	II	III	.	
<i>Lycopus europaeus</i>	c	.	II	II	I	.	III	.	
<i>Calamagrostis canescens</i>	c	II	III	II	III	IV	.	.	
<i>Dryopteris cristata</i>	c	III	I	I	.	II	III	.	
<i>Sphagnum squarrosum</i>	d	I	II	I	.	II	I	.	
<i>Solanum dulcamara</i>	c	.	I	.	.	III	II	II	
<i>Carex elongata</i>	c	.	I	.	.	.	I	.	
		<i>Vaccinio-Piceetea</i>							
<i>Pinus sylvestris</i>	a	.	I	
<i>Pinus sylvestris</i>	b	III	I	
<i>Pinus sylvestris</i>	c	II	II	
<i>Picea abies</i>	a	.	I	
<i>Picea abies</i>	b	.	I	.	.	.	I	.	
<i>Picea abies</i>	c	.	I	.	.	II	I	.	
<i>Ledum palustre</i>	b	I	
<i>Ledum palustre</i>	c	II	
<i>Pleurozium schreberi</i>	d	I	I	.	.	.	I	.	
<i>Trientalis europaea</i>	c	I	I	
<i>Pyrola rotundifolia</i>	c	.	II	.	.	.	I	.	
<i>Orthilia secunda</i>	c	.	I	.	.	.	I	.	
<i>Hylocomium splendens</i>	d	.	I	
<i>Dicranum scoparium</i>	d	.	I	
<i>Corallorrhiza trifida</i>	c	.	I	
<i>Dicranum majus</i>	d	.	I	
<i>Melampyrum pratense</i>	c	.	I	

Quercu-Fagetea									
<i>Ribes spicatum</i>	b	II
<i>Ribes spicatum</i>	c	I
<i>Padus avium</i>	b	.	.	I
<i>Plagiomnium undulatum</i>	d	.	.	.	III	.	II	.	I
<i>Epipactis helleborine</i>	c	.	I	.	.	.	I	.	II
<i>Chrusosplenium alternifolium</i>	c	II	I	.	.
<i>Impatiens noli-tangere</i>	c	II	.	.	.
<i>Festuca gigantea</i>	c	II	.	.
<i>Paris quadrifolia</i>	c	I	.	.
<i>Atrichum undulatum</i>	d	I	.	.
<i>Coryllus avellana</i>	b	I	.	.
<i>Aegopodium podagraria</i>	c	I	.	.
<i>Coryllus avellana</i>	c	I	.	.
<i>Daphne mezereum</i>	c	I	.	.
Molinio-Arrhenatheretea									
<i>Lysimachia vulgaris</i>	c	IV	III	V	III	.	IV	I	.
<i>Lythrum salicaria</i>	c	I	III	V	IV	.	IV	II	.
<i>Molinia coerulea</i>	c	III	II	V	V	.	IV	I	.
<i>Polygonum bistorta</i>	c	.	I	I	III	.	I	.	III
<i>Vicia cracca</i>	c	.	I	II	III	.	I	.	I
<i>Cirsium palustre</i>	c	.	IV	IV	IV	V	IV	.	I
<i>Galium uliginosum</i>	c	.	IV	IV	V	IV	V	.	II
<i>Festuca rubra</i>	c	.	III	II	III	II	III	.	III
<i>Poa trivialis</i>	c	.	II	I	IV	IV	III	.	III
<i>Filipendula ulmaria</i>	c	.	II	II	V	IV	I	.	III
<i>Valeriana officinalis</i>	c	.	I	II	.	II	I	.	I
<i>Climacium dendroides</i>	d	.	III	I	I	III	IV	.	.
<i>Lychnis flos-cuculi</i>	c	.	II	I	III	III	II	.	.
<i>Cirsium oleraceum</i>	c	.	I	I	II	II	II	.	.
<i>Poa pratensis</i>	c	.	III	II	III	II	.	.	.
<i>Lathyrus palustris</i>	c	.	I	I	III	.	I	.	.
<i>Crepis paludosa</i>	c	.	I	I	II
<i>Rumex acetosa</i>	c	.	I	.	I	.	I	.	.
<i>Lotus uliginosus</i>	c	.	I	.	IV	.	II	.	.
<i>Caltha palustris</i>	c	.	I	.	.	II	I	.	.
<i>Cardamine pratensis</i>	c	.	I	I	.	III	.	.	.
<i>Veronica longifolia</i>	c	.	I	.	.	III	.	.	III
<i>Deschampsia cespitosa</i>	c	.	I	.	.	.	II	.	I
<i>Carex cespitosa</i>	c	.	I	I
<i>Angelica sylvestris</i>	c	.	I	.	III	II	.	.	I
<i>Holcus lanatus</i>	c	.	.	.	III	.	III	.	I
<i>Cirsium rivulare</i>	c	.	.	.	I	.	.	.	II
<i>Ranunculus acris</i>	c	.	I	II	I
<i>Succisa pratensis</i>	c	.	I	I	I
<i>Lathyrus pratensis</i>	c	.	I	.	II
<i>Stachys palustris</i>	c	.	I
<i>Equisetum palustre</i>	c	.	.	.	I
<i>Geranium palustre</i>	c	.	.	.	III
<i>Hypericum tetrapterum</i>	c
<i>Dactylis glomerata</i>	c	.	.	.	I
<i>Pimpinella major</i>	c	.	.	.	I
<i>Trollius europaeus</i>	c	.	.	.	I
<i>Galium boreale</i>	c	.	.	I	II
<i>Selinum carvifolia</i>	c	.	.	.	I
<i>Thalictrum flavum</i>	c
<i>Cirsium canum</i>	c
<i>Arrhenatherum elatius</i>	c
<i>Inula salicina</i>	c
<i>Gentiana pneumonanthe</i>	c	.	.	I
<i>Sanguisorba officinalis</i>	c	.	.	II	.	.	I	.	.
<i>Festuca pretensis</i>	c	I	.	.
<i>Scirpus sylvaticus</i>	c	I	.	.
<i>Galium mollugo</i>	c	I
<i>Dianthus superbus</i>	c	I

Na podstawie analizy stałości poszczególnych gatunków w poszczególnych grupach, można wnioskować, że siedem grup zdjęć (**Ryc. 4, Tab. 4**) odpowiada następującym typom roślinności² (zastosowałam terminologię mechowisk i mszarów minerotroficznych zaproponowaną dla obszaru północno-wschodniej Polski przez Pawlikowskiego (2008)):

- grupa z1 – zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych,
- grupa z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach,
- grupa z3 – zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych,
- grupa z4 – zarośla brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach,
- grupa z5 – zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach,
- grupa z6 – zarośla brzozy niskiej na kopolach źródliskowych,
- grupa z7 – zarośla brzozy niskiej na bagiennych łąkach o charakterze alkalicznym.

Wyróżnione grupy z1 – z5 znajdują swoje odpowiedniki wśród grup uzyskanych przy klasyfikacji wszystkich zdjęć (**rozdział 2.2.3.1.a**): grupy z1 i z2 odpowiadają grupom 1 i 3; grupy z3 i z7 – grupie 2; grupa z4 – grupie 6; grupa z5 – grupie 4. Spośród wszystkich zbiorowisk z udziałem brzozy niskiej grupa 5 (borealna świerczyna na torfie) nie znalazła swojego odpowiednika wśród zbiorowisk zaroślowych. W jej obrębie nie stwierdziłam występowania brzozy niskiej z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. Natomiast pośród zbiorowisk reprezentujących zarośla brzozy niskiej wyróżniona została grupa, która nie była na tyle charakterystyczna, żeby zostać wyróżnioną w obrębie zbioru wszystkich zdjęć – mianowicie grupa z6 (zarośla brzozy niskiej na kopolach źródliskowych).

Poniżej przedstawiłam grupy z1-z7, podając ich charakterystyczne cechy.

Grupa z1 – zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych

Fitocenozy z grupy z1 charakteryzują się występowaniem z dużą stałością gatunków z torfowisk przejściowych i wysokich oraz największym spośród wyróżnionych grup zwarcie warstwy mszystej (**Ryc. 5**). Rozwijają się na

² Zagadnienia związane ze zróżnicowaniem warunków siedliskowych w wyróżnionych grupach przedstawiłam w rozdziale 2.3.

torfowiskach przyjeziornych o wyraźnie zaznaczonej tendencji do oligotrofizacji (m.in. nad jeziorami: Mętne, Długie, Orchowe, Lubowierz i Lubowierzek).

Grupa z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach

Jest to najliczniejsza grupa (79 zdjęć), reprezentująca najczęściej występujący na badanym obszarze typ zbiorowisk z obfitym udziałem brzozy niskiej. Fitocenozy zaliczone do tej grupy charakteryzują się najliczniejszym udziałem gatunków z klasy *Scheuchzeria-Caricetea nigrae* – zarówno w porównaniu z innymi grupami, jak i z liczbą stwierdzonych w obrębie fitocenoz z tej grupy gatunków należących do innych klas. Stosunkowo licznie są również reprezentowane klasy *Phragmitetea* i *Molinio-Arrhenatheretea*. Tego typu fitocenozy rozwijają się na torfowiskach soligenicznych w dolinach rzek (np. doliny: Biebrzy, Rospudy (**Fot. 1**), na torfowisku Borsuki nad kanałem Augustowskim), a także na przyjeziornych (lub pojeziornych) torfowiskach topogeniczno-soligenicznych (np. nad jeziorami: Jeziorko, Godle, Maliszewskie, Druce, Moszne, Karaśne, na Nietlickim Bagnie, na Magdzim Bagnie, na Torfowisku Mieleńskim).



Fot. 1. Zarośla brzozy niskiej na mechowisku w dolinie Rospudy.

Grupa z3 – zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych

Grupa z3 obejmuje zbiorowiska zaroślowe rozwijające się na torfowiskach o charakterze alkalicznym, na co wskazuje obecność gatunków ze związku *Caricion davallianae*, jak np.: *Parnassia palustris*, *Limprichtia cossonii*, *Carex davalliana*, *C.*

pulicaris, *Schoenus ferrugineus*. Zbiorowiska zaliczone do tej grupy występują m.in. na torfowisku nad rzeką Peene w Niemczech, na Torfowisku Pakosław, na Torfowisku Sobowice, na Krowim Bagnie, na Bagnie Bubnów, na Bagnie Staw, na wschód od jeziora Moszne, na łąkach na zachód od Czerwonego Bagna.

Grupa z4 – zarośla brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach

Fitocenozy należące do tej grupy cechuje niewielki udział gatunków torfowiskowych z klas *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* i *Oxycocco-Sphagnetea* i obecność gatunków z klasy *Quercu-Fagetea*. Należą tu m.in. zarośla w rezerwacie „Kozłowy Ług”, w rezerwacie „Łąki Ślesińskie”, na Uroczysku Uściwierskim, w obrębie łąk na zachód od Czerwonego Bagna.



Fot. 2. Zarośla brzozy niskiej na zdegradowanym torfowisku koło Kleczkowa.

Grupa z5 – zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach

Fitocenozy z grupy z5 wyróżniają się brakiem gatunków torfowiskowych i dominacją *Urtica dioica* i *Galium aparine*. Do tej grupy zaliczone zostały m.in. fitocenozy na torfowisku koło Kleczkowa (**Fot. 2**), nad rzeczka Czyżówką w Parku Krajobrazowym Podlaski Przełom Bugu, w rezerwacie „Birkenbuschwiesen” w Niemczech.

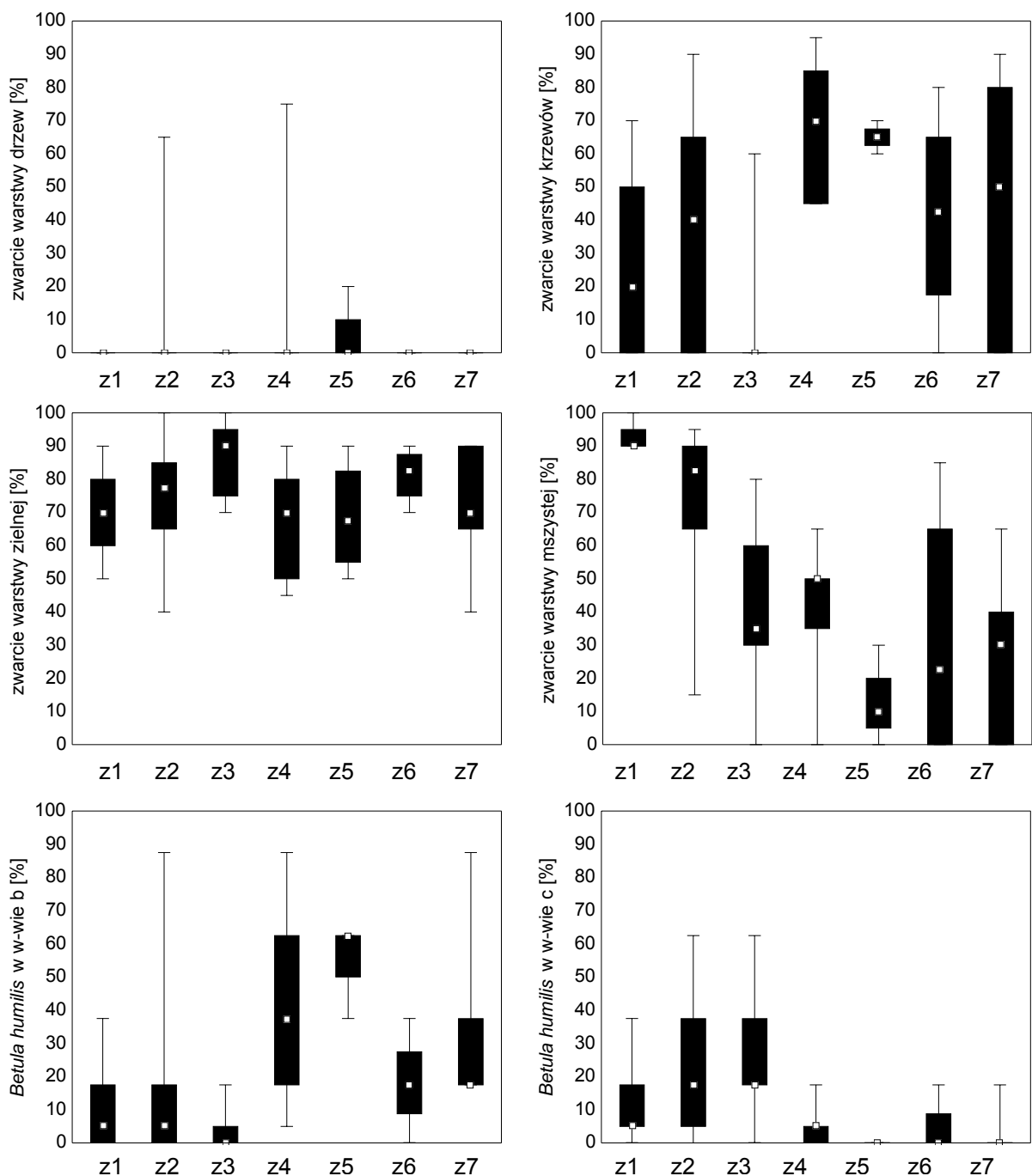
Grupa z6 – zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych

Jest to niewielka grupa obejmująca zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych w dolinie Żytkiejmskiej Strugi i w dolinie Narewki. Zbiorowiska te cechują się brakiem gatunków wysokotorfowiskowych i borowych, mniejszym udziałem gatunków łąkowych niż w fitocenozach należących do pozostałych grup oraz większą stałością gatunków z klasy *Phragmitetea*.

Grupa z7 – zarośla brzozy niskiej na bagiennych łąkach o charakterze alkalicznym

Grupa ta cechuje się znikomym udziałem gatunków torfowiskowych przy dużym udziale gatunków łąkowych z klasy *Molinio-Arrhenatheretea*, w tym gatunków związanych z łąkami trzęślicowymi. Tego typu fitocenozy rozwijają się na torfowiskach alkalicznych, nieznacznie bardziej przesuszonych niż w przypadku fitocenozy z grupy z3. Tego typu zbiorowiska wykształciły się m.in. nad rzeką Peene w Niemczech oraz nad Liwcem.

Na **rycinie5** przedstawiłam zwarcie warstw oraz pokrywanie brzozy niskiej w grupach fitocenozy z1-z7 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji. W fitocenozach z grup z1 (zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznym), z2 (zarośla brzozy niskiej na mezotroficznym subneutralnym mechowiskach) i z3 (zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych) zwarcie warstwy krzewów jest niższe niż w pozostałych grupach a brzoza niska występuje tam obficie w warstwie zielonej niż w warstwie krzewów. W fitocenozach z grup z4, z5, z6 i z7 brzoza niska występuje przede wszystkim w warstwie krzewów.

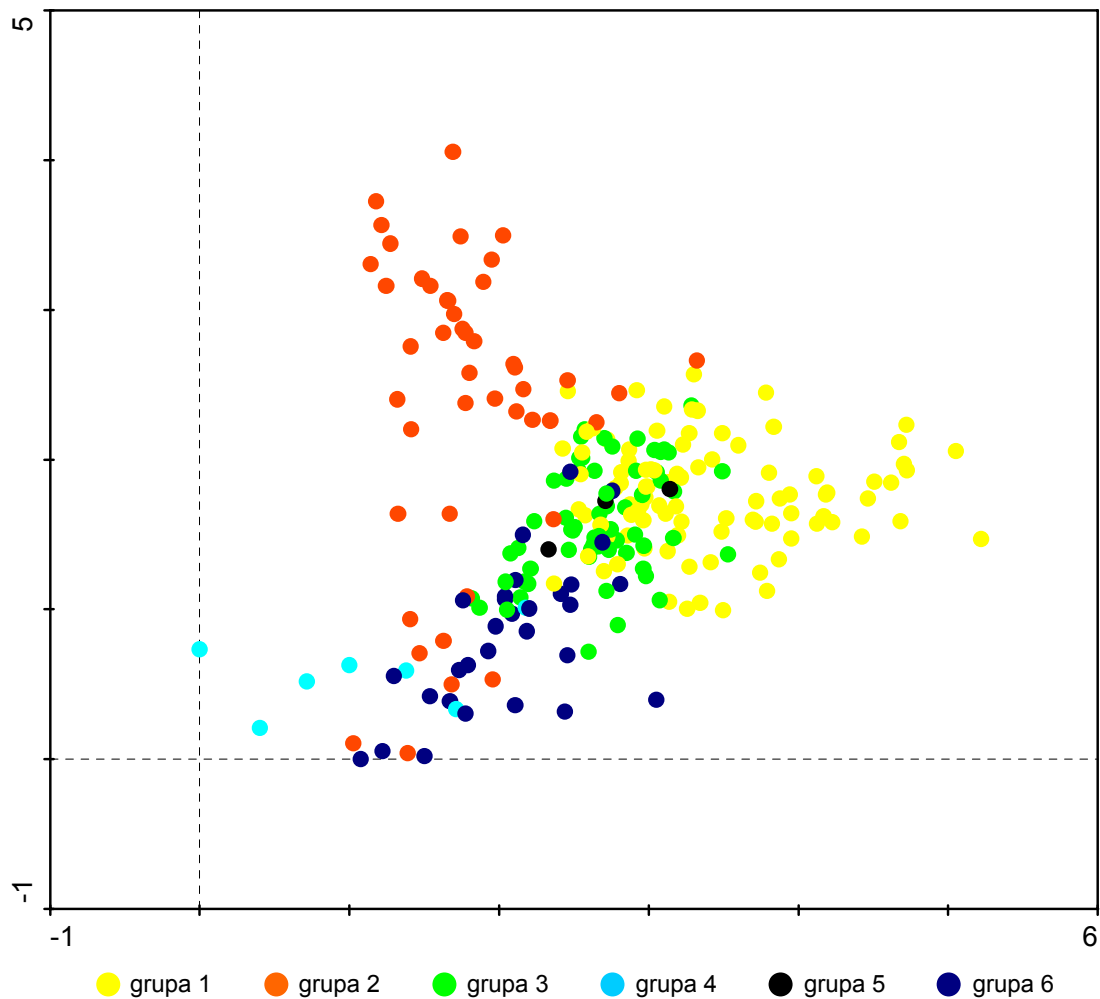


Ryc. 5. Zwarcie warstwy drzew, krzewów, zielnej i mszystej oraz pokrywanie brzozy niskiej w warstwie krzewów (b) i zielnej (c) w grupach fitocenozy z1-z7 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji zdjęć fitosocjologicznych, w których brzoza niska występowała z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. Na wykresach przedstawione zostały: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej.

2.2.3.2. Ordynacja wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych

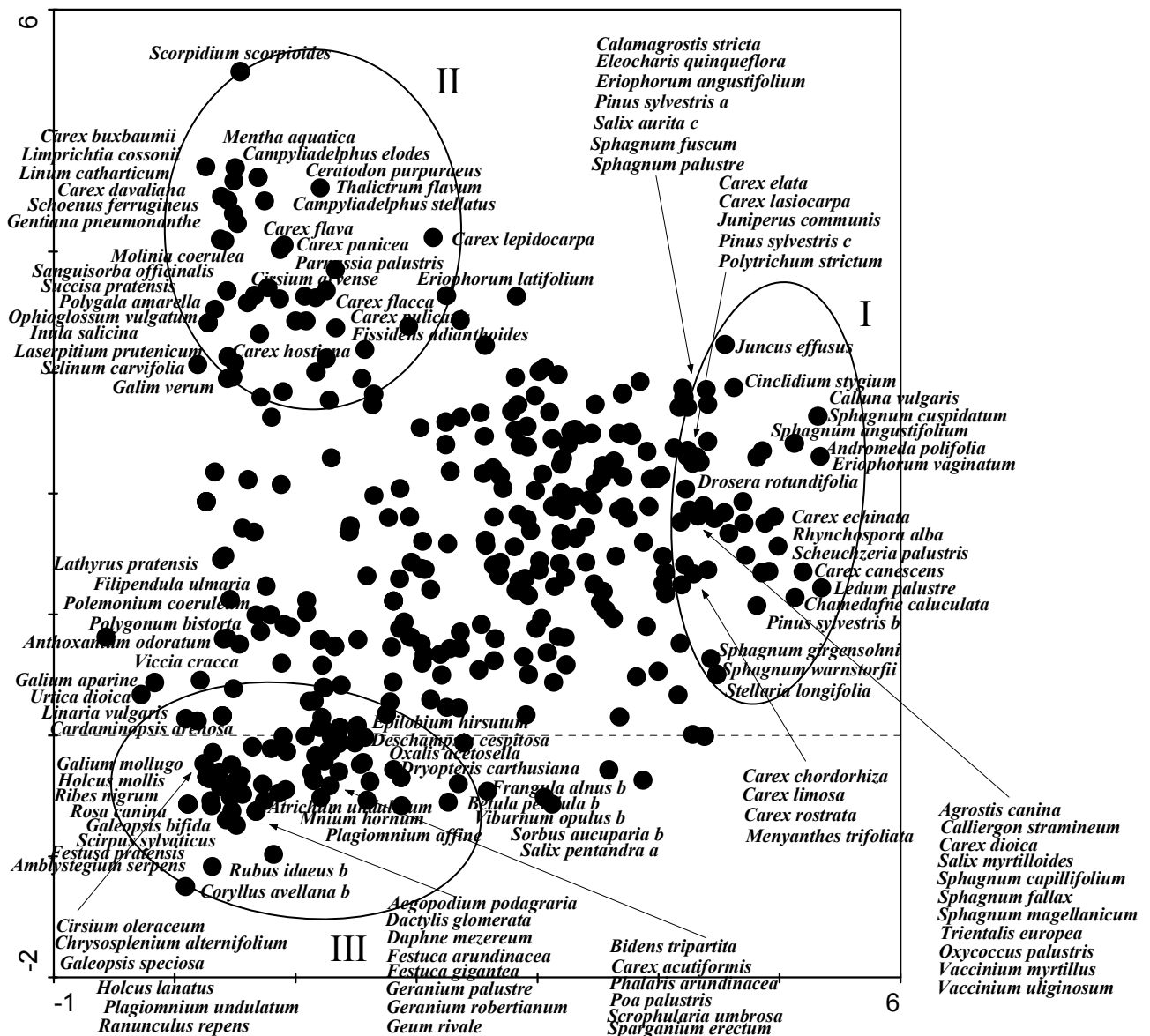
2.2.3.2.a. Ordynacja wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych – bez łączenia warstw

Na wykresie ordynacji DCA punkty odpowiadające zdjęciom fitosocjologicznym układają się w kształt przypominający trójkąt (**Ryc. 6**). Im dalej dane punkty położone są od siebie na wykresie ordynacji, tym są do siebie bardziej niepodobne. Zdjęcia układające się na wierzchołkach trójkąta tworzą zatem grupy najbardziej różniące się od siebie. Zdjęcia najbardziej do siebie podobne i najmniej odróżniające się od pozostałych tworzą chmurę punktów w środku trójkąta. Zgodnie z wynikami klasyfikacji zdjęcia z grupy 1 (mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne) okazały się najbardziej odmienne od pozostałych. Są one oddalone od reszty wzdłuż pierwszej osi ordynacji – tłumaczącej największą część zmienności (osi o najwyższej wartości własnej). Wzdłuż drugiej osi ordynacji najdalej od siebie układają się punkty odpowiadające grupie 2 (torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym) oraz grupom 4 (zarośla na zdegradowanych torfowiskach) i 6 (olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach), co również odpowiada wynikom klasyfikacji. Należy jednak zwrócić uwagę, że niektóre zdjęcia z grupy 2 znalazły się w pobliżu zdjęć z grupy 4, a zatem jest to grupa stosunkowo niejednorodna. Punkty odpowiadające zdjęciom z grupy 3 (zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe) znalazły się pośrodku wykresu, są to więc zdjęcia reprezentujące najbardziej „typowe” spośród analizowanych fitocenozy. Grupa 3 jest dość zwarta, co świadczy o jej jednorodności, nie mniej jednak należące do niej fitocenozy wykazują trójkierunkowe zróżnicowanie - niektóre z nich są bliższe fitocenozy z grupy 1, inne fitocenozy z grupy 2, a jeszcze inne fitocenozy z grup 4 i 6.



Ryc. 6. Ordynacja DCA zdjęć, bez łączenia warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.528, II – 0.424, III – 0.382, IV – 0.313. Z analizy usunięte zostały następujące próby wyraźnie odbiegając od pozostałych: 118 (Żytkiejmska Struga), 173 (jeziro Moszne), 177 (jeziro Długie) i 238 (torfowisko Pakosław). Analiza obejmuje 244 zdjęcia fitosocjologiczne. Kolorami zaznaczona została przynależność zdjęć do klas wyłonionych w klasyfikacji.

Na **rycinie 7a** przedstawiłam wyniki ordynacji DCA dla gatunków – podpisane zostały punkty położone na 3 „wierzchołkach trójkąta” utworzonego przez chmurę punktów na wykresie ordynacji. Na wierzchołkach trójkąta znajdują się gatunki najsilniej różnicujące analizowane zdjęcia, natomiast w środku trójkąta znajdują się gatunki wspólne dla wielu zdjęć. Na wierzchołkach trójkąta układają się dość jednorodne pod względem ekologicznym grupy gatunków. Zakreśliłam je elipsami.

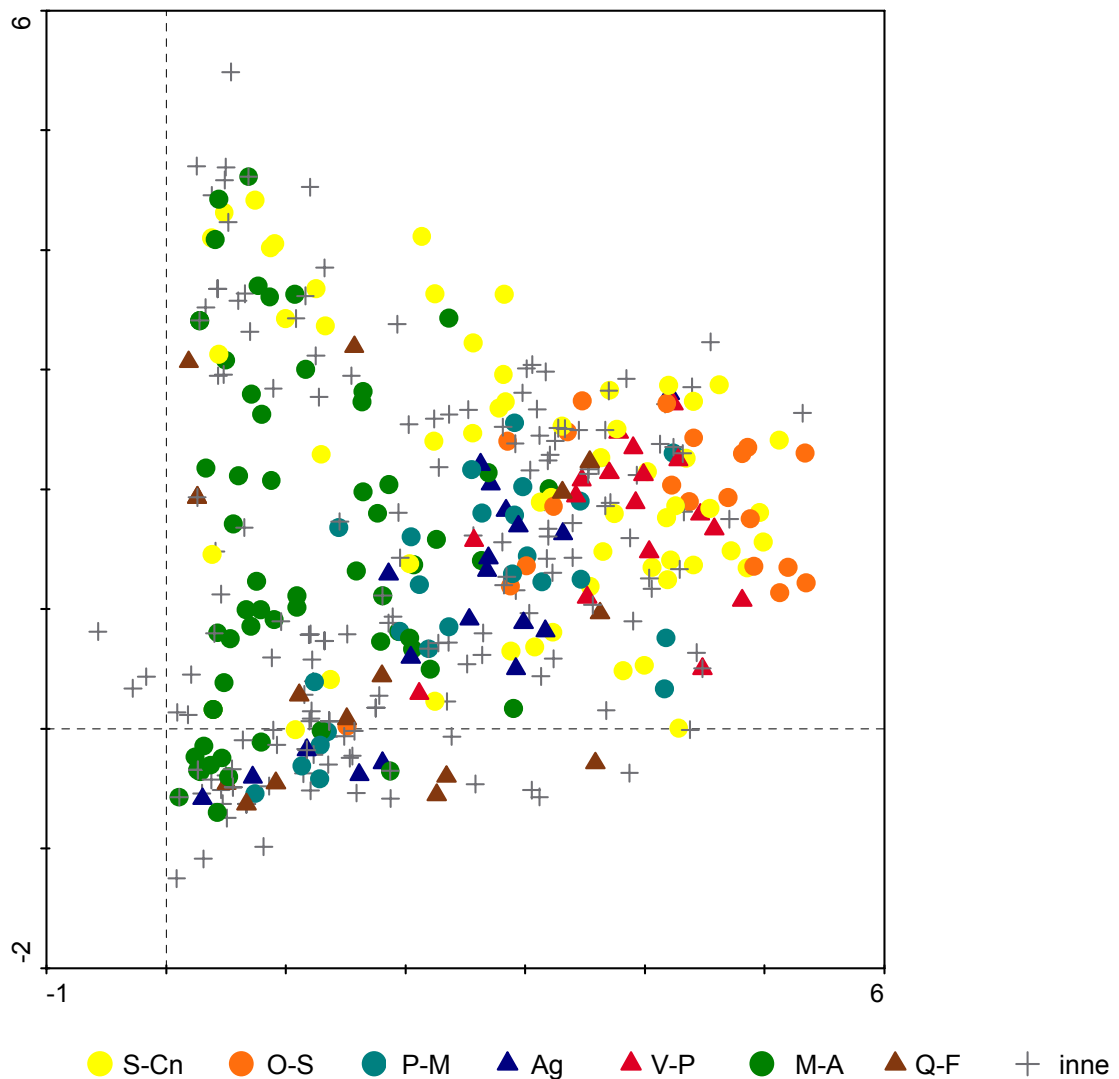


Ryc. 7a. Ordynacja DCA **gatunków**, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, bez łączenia warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.528, II – 0.424, III – 0.382, IV – 0.313. Elipsami zakreślone zostały dość jednorodnie pod względem ekologicznym grupy gatunków, najsilniej różnicujące analizowany zbiór danych.

Wyniki ordynacji gatunków (**Ryc. 7a**) pozwalają na interpretację opisaną powyżej ordynacji zdjęć fitosocjologicznych. W grupie I (**Ryc. 7a**) znalazły się gatunki torfowisk przejściowych, wysokich i gatunki borowe. Są to gatunki związane z grupą 1 (mechowiska mezotroficzne i subneutralne mszary minerotroficzne) uzyskaną w wyniku klasyfikacji. W grupie II znalazły się gatunki torfowisk alkalicznych i łąk trzęślicowych – związane z grupą 2 (torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym) uzyskaną w wyniku klasyfikacji. W grupie III znalazły się gatunki łąkowe,

szuwarowe i gatunki zdegradowanych torfowisk – odpowiadające grupom 4 (zarośla na zdegradowanych torfowiskach) i 6 (olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach). Względem pierwszej osi ordynacji grupa gatunków I odróżnia się wyraźnie od grup II i III, natomiast względem drugiej osi ordynacji silnie wyrażona jest różnica między II i III grupą gatunków. Chmurę punktów pośrodku wykresu (mało różnicujących analizowany zbiór danych) tworzą przede wszystkim częste gatunki torfowisk niskich, takie jak: *Carex nigra*, *C. appropinquata*, *Galium uliginosum*, *Stellaria palustris*, *Festuca rubra*, *Agrostis stolonifera*, *Equisetum fluviatile*, *Phragmites australis*, *Lychnis flos-cuculi*, *Lysimachia vulgaris*, *Helodium blandowii*, *Hamatocaulis vernicosus*, oraz krzewy: *Betula pubescens*, *Alnus glutinosa*, *Salix cinerea*, *S. aurita*, *S. rosmarinifolia*, *Frangula alnus*. Są to gatunki wspólne dla wielu zdjęć, szczególnie dla zdjęć z grupy 3 (zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe) i części zdjęć z grupy 1 (mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne). Brzoza niska znajduje się w centrum wykresu, jako że jest gatunkiem wspólnym dla wszystkich analizowanych zdjęć.

Analiza wykresu ordynacji DCA pod kątem przynależności gatunków do klas fitosocjologicznych *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, *Oxycocco-Sphagnetea*, *Phragmito-Magnocaricetea*, *Alnetea glutinosae*, *Vaccinio-Piceetea*, *Molinio-Arrhenatheretea*, *Quercu-Fagetea* potwierdza przynależność grup gatunków rozmieszczonych na poszczególnych „wierzchołkach trójkąta” do określonych typów roślinności (**Ryc. 7b**). Przynależność do klas podałam wg Muciny (1997), żeby lepiej odzwierciedlić ekologiczne zależności w obrębie roślinności torfowiskowej na badanych stanowiskach w Polsce i Niemczech. Gatunki z klas *Oxycocco-Sphagnetea* i *Vaccinio-Piceetea* grupują się przy wierzchołku I. Przy wierzchołku II znajdują się gatunki z klas *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* i *Molinio-Arrhenatheretea*. Gatunki z klasy *Quercu-Fagetea* grupują się przy wierzchołku III.

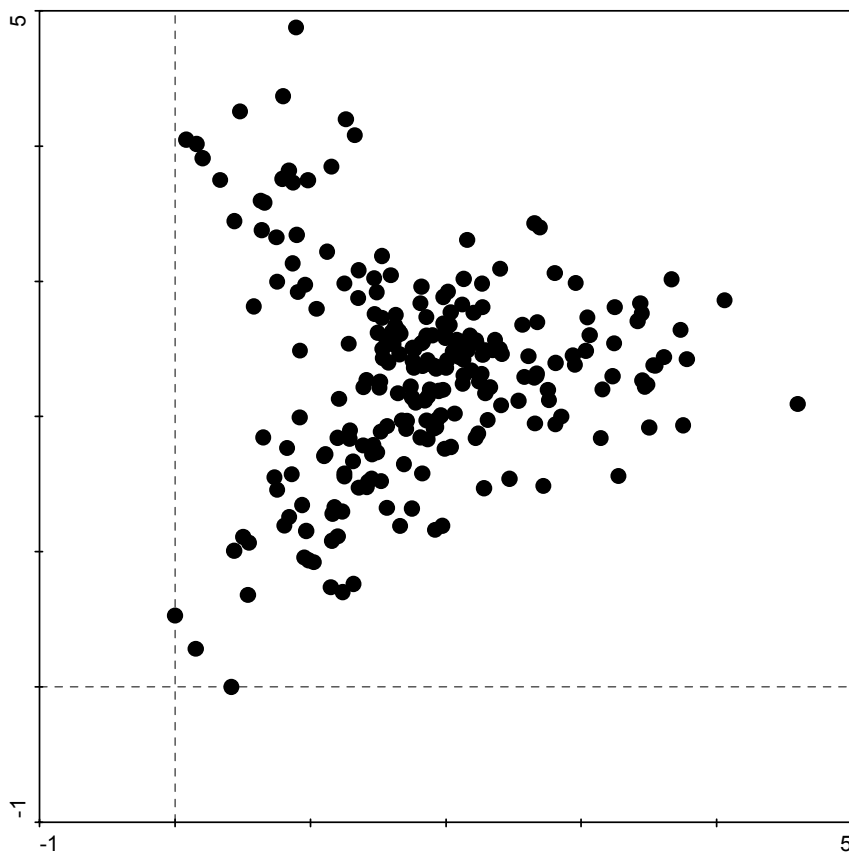


Ryc. 7b. Ordynacja DCA **gatunków**, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, bez łączenia warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.528, II – 0.424, III – 0.382, IV – 0.313. Zaznaczona została przynależność gatunków do klas wg Muciny (1997): S-Cn = *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, O-S = *Oxycocco-Sphagnetea*, P-M = *Phragmito-Magnocaricetea*, Ag = *Alnetea glutinosae*, V-P = *Vaccinio-Piceetea*, M-A = *Molinio-Arrhenatheretea*, Q-F = *Quercio-Fagetea*.

2.2.3.2.b. Ordynacja wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych – po połączeniu warstw

Na **rycynie 8** pokazane zostały wyniki ordynacji DCA po połączeniu warstw. Próby, podobnie jak na **rycynie 6**, układają się w kształt przypominający trójkąt. Rozkład chmury punktów, będący wynikiem analizy DCA dla gatunków jest również bardzo zbliżony do tego, przedstawionego na **rycynie 7**. Zatem dalsze analizy zdjęć z

uwzględnieniem połączenia warstw wydają się być uprawnione. Połączenie warstw nie powinno zmienić w znaczący sposób interpretacji analiz.

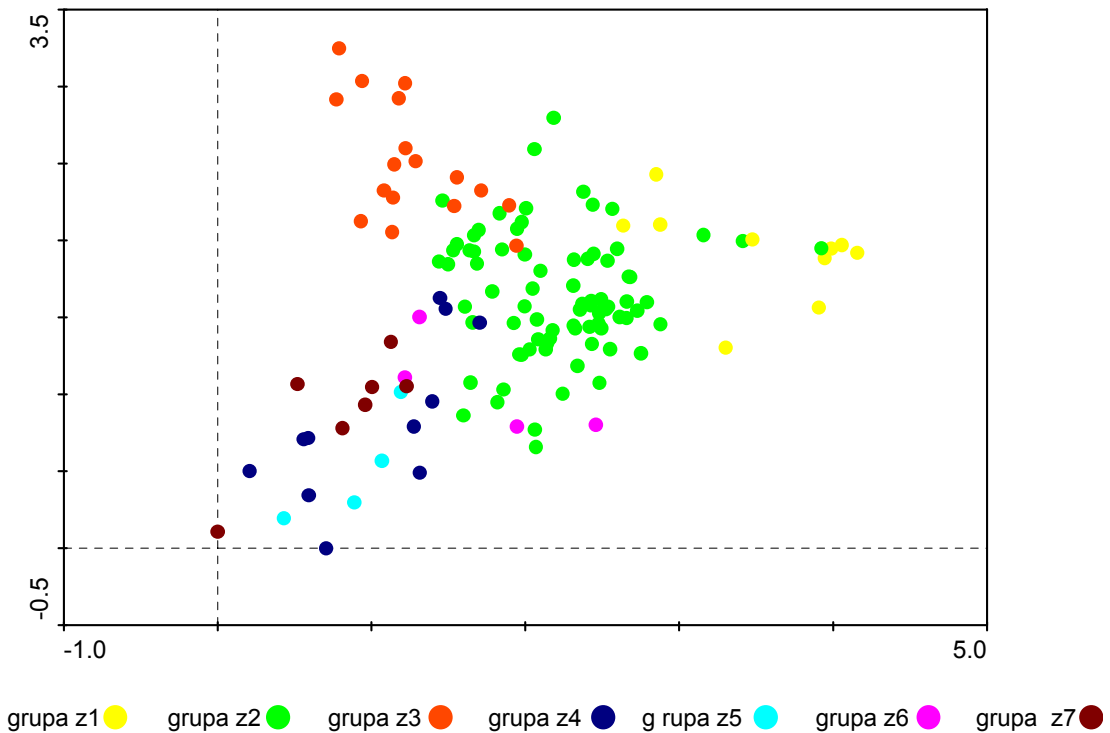


Ryc. 8. Ordynacja DCA zdjęć, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.508, II – 0.433, III – 0.324, IV – 0.291. Z analizy usunięte zostały następujące próby wyraźnie odbiegając od pozostałych: 93 (łąka w Mazurskim Parku Krajobrazowym), 118 (Żytkiejmska Struga), 173 (jezioro Moszne), 177 (jeziora Długie), 188 (Uroczysko Uściwierskie), 219 (Kleczkowo), 221 (Kleczkowo) i 238 (Pakosław). Analizą zostało objętych 240 zdjęć fitosocjologicznych.

2.2.3.3. Ordynacja wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych z wyraźnym udziałem brzozy niskiej

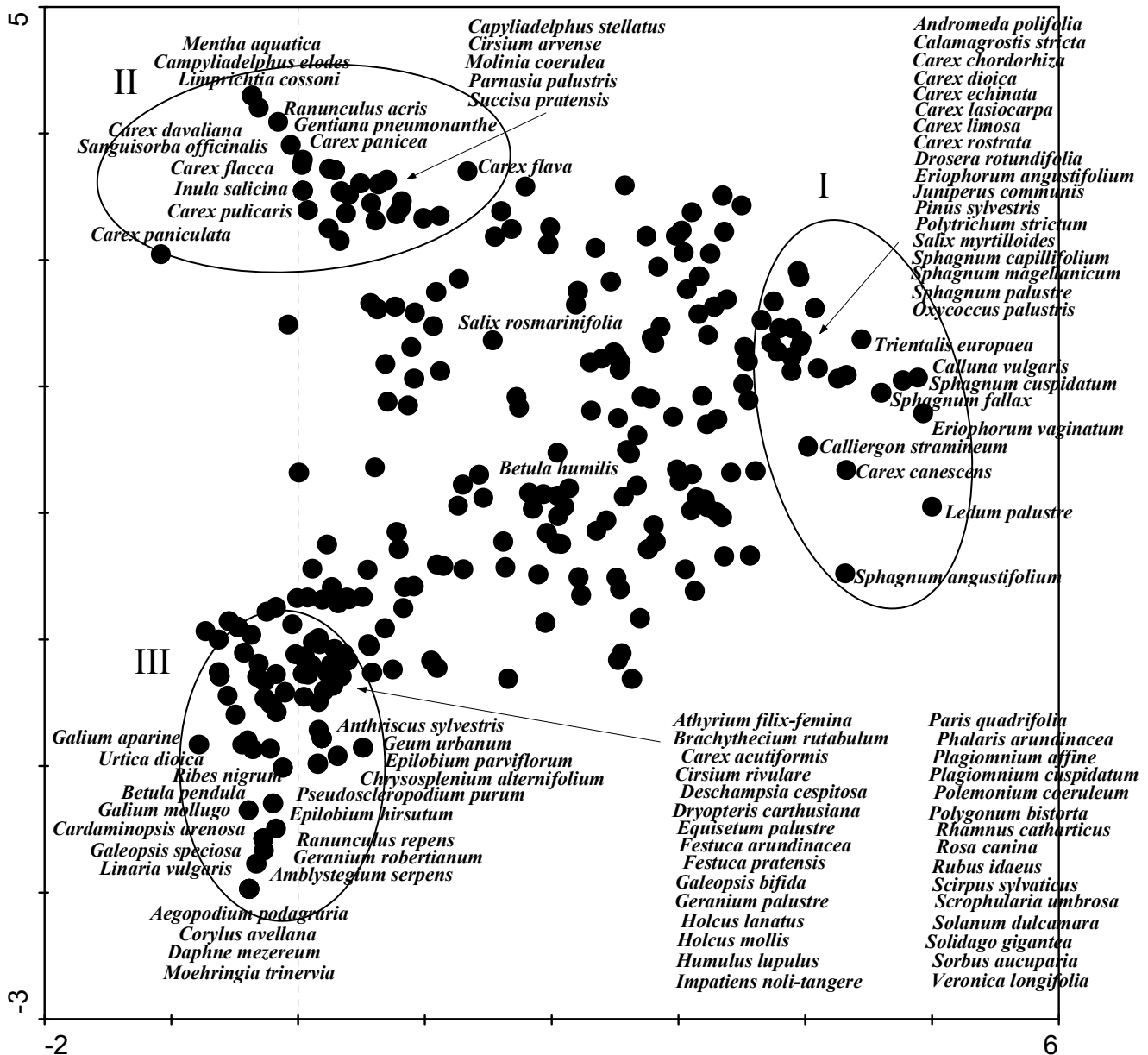
Ordynacja zdjęć ze znacznym udziałem *B. humilis* (Ryc. 9) wyraźnie odzwierciedla wyniki klasyfikacji: wzdłuż pierwszej osi zaznacza się podział na grupę z1 (zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych) i z2 (zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach) oraz na pozostałe grupy. Te różnicują się wzdłuż drugiej osi ordynacji na grupę z3 (zarośla brzozy niskiej

na torfowiskach alkalicznych) oraz na zbiór przemieszanych między sobą punktów należących do grup z4, z5, z6, z7.

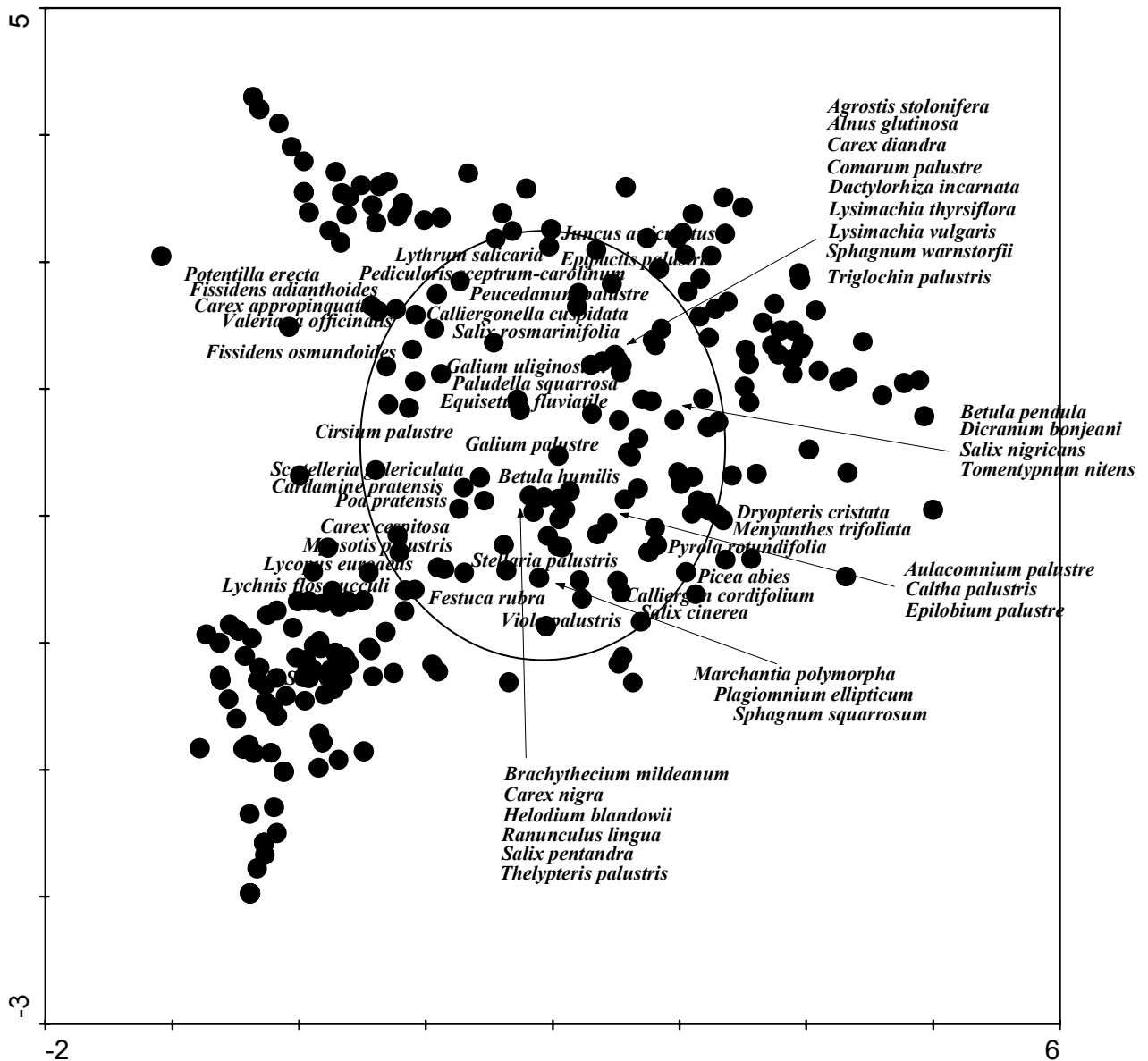


Ryc. 9. Ordynacja DCA zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.518, II – 0.358, III – 0.285, IV – 0.224. Z analizy usunięte zostały następujące próby wyraźnie odbiegając od pozostałych: 152 (jezioro Karaśne) i 188 (Uroczysko Usciwierskie). Analiza obejmuje 133 zdjęcia fitosocjologiczne. Kolorami zaznaczona została przynależność do grup fitocenz wyłonionych w klasyfikacji.

Ordynacja DCA gatunków (**Ryc. 10a, 10b**) w znacznej mierze powtarza obraz uzyskany w ordynacji wszystkich zdjęć fitosocjologicznych (**Ryc. 7a**) – punkty układają się w kształt trójkąta, tworząc dość jednorodny pod względem ekologicznym grupy gatunków na jego wierzchołkach (**Ryc. 10a**): w grupie I znalazły się gatunki torfowisk przejściowych, wysokich i gatunki borowe; w grupie II gatunki torfowisk alkalicznych i łąk trzęślicowych (można jednak zauważyć mniejszy udział gatunków torfowiskowych w tej grupie, niż w przypadku analizy uwzględniającej wszystkie zdjęcia); w grupie III znalazły się głównie gatunki łąkowe, olsowe i gatunki zdegradowanych torfowisk.



Ryc. 10a. Ordynacja DCA gatunków dla zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.518, II – 0.358, III – 0.285, IV – 0.224. Elipsami zakreślone zostały dość jednorodny pod względem ekologicznym grupy gatunków, najsilniej różnicujące analizowany zbiór danych.



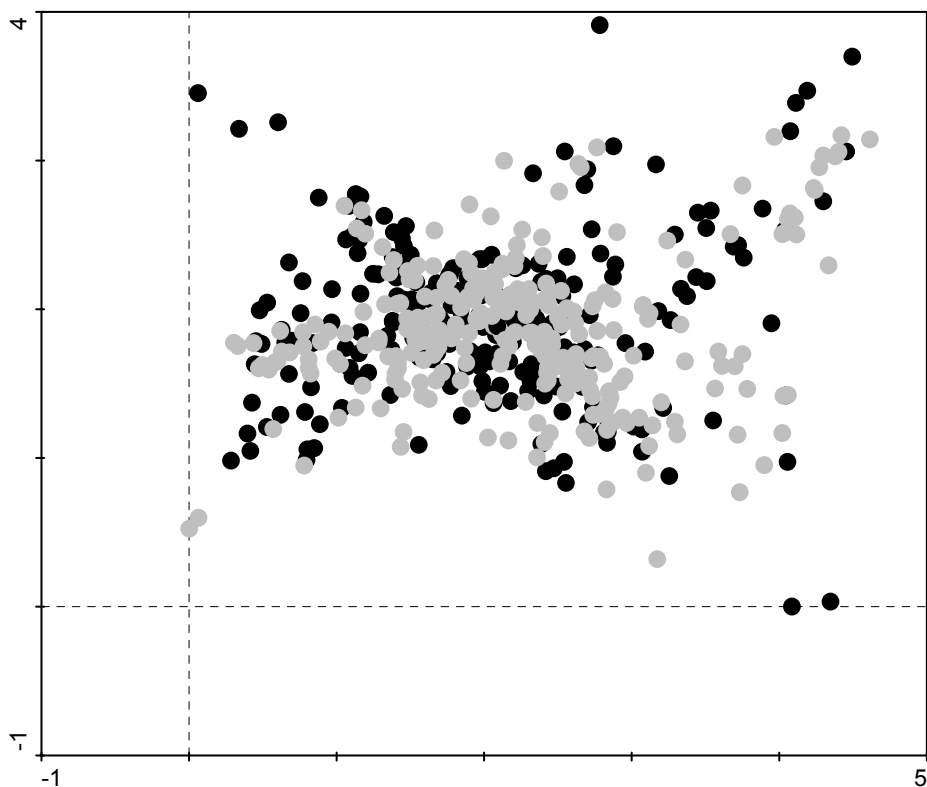
Ryc. 10b. Ordynacja DCA gatunków dla zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.518, II – 0.358, III – 0.285, IV – 0.224. Zaznaczone elipsą i podpisane zostały gatunki leżące w środku chmury punktów na wykresie.

Gatunki wspólne dla wielu zdjęć (ulożone pośrodku wykresu ordynacji) to, poza brzozą niską, grupa pospolitych gatunków torfowiskowych, a także m.in. *Dryopteris cristata*, *Helodium blandowii*, *Pedicularis sceptrum-carolinum*, *Tomentypnum nitens* (Bryc 10b).

2.2.3.4. Ordynacja zdjęć fitosocjologicznych własnych i z literatury z Polski i Niemiec

Zestawienie informacji dotyczących wykorzystanych w tej pracy zdjęć fitosocjologicznych z literatury przedstawiłam w **załączniku 4**.

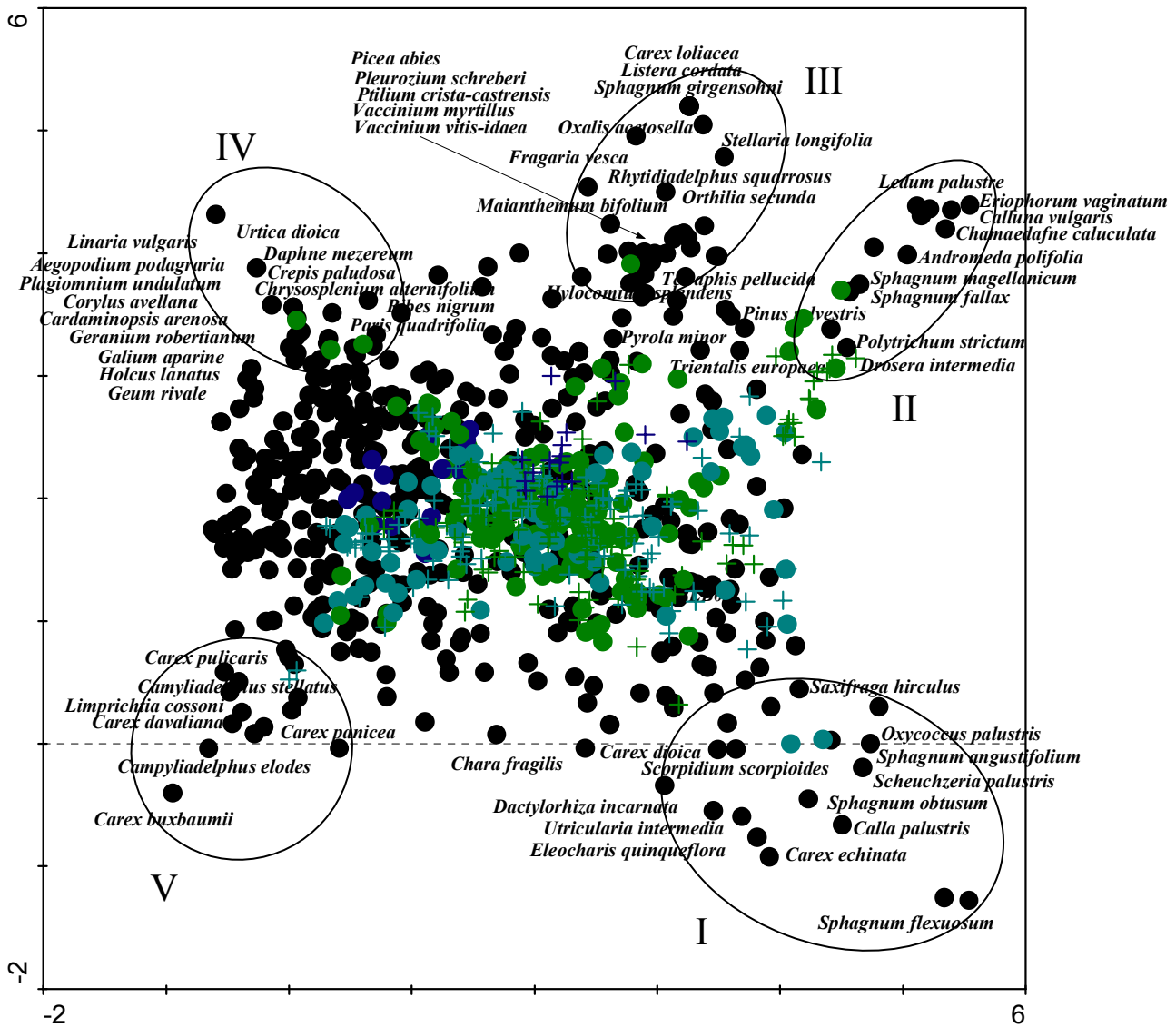
Analiza połączonych zbiorów zdjęć moich oraz zdjęć z literatury (łącznie 524 zdjęcia) umożliwia uzyskanie możliwie pełnego obrazu zróżnicowania zbiorowisk z brzozą niską na granicy zasięgu. Uwidoczniony w analizie DCA zdjęć (**Ryc. 11**) zakres zmienności zdjęć wykonanych przeze mnie pokrywa się z zakresem zmienności zdjęć dostępnych w literaturze – wykonane przeze mnie zdjęcia w pełni reprezentują zróżnicowanie roślinności z brzozą niską na badanym terenie.



Ryc. 11. Ordynacja DCA zdjęć własnych i z literatury, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.535, II – 0.407, III – 0.326, IV – 0.311. Czarne punkty – zdjęcia własne, szare punkty – zdjęcia zacytowane z literatury. Z analizy usunięte zostały następujące próby wyraźnie odbiegające od pozostałych: 152 (jeziro Karaśne), 183 i 188 (Uroczysko Uściwierskie), 238 (Pakosław), 325, 326 i 327 (Fijałkowski i Urban (1997) – Uroczysko Uściwierskie) oraz 469, 470 i 471 (Fijałkowski (1959) – Pojezierze Łęczyńsko-Włodawskie, *Caricetum paniculatae*). Analizą zostały objęte 524 zdjęcia fitosocjologiczne – 244 zdjęć własnych, 263 zdjęć z literatury z Polski i 19 zdjęć z literatury z Niemiec.

Na wykresie ordynacji DCA zdjęć i gatunków (**Ryc. 12**) chmura punktów odpowiadających gatunkom układa się w kształt nieregularnej pięcioramiennej gwiazdy. Punkty wyznaczające ramiona „gwiazdy” odpowiadają stosunkowo spójnym ekologicznie grupom gatunków. W grupie I znalazły się gatunki pionierskich zbiorowisk na torfowiskach alkalicznych i gatunki torfowisk przejściowych. Grupa II obejmuje gatunki wysokotorfowiskowe, grupa III gatunki świerczyny na torfie i gatunki borowe. W grupie IV znalazły się gatunki łąkowe i gatunki zdegradowanych torfowisk. Grupa V obejmuje gatunki torfowisk alkalicznych. Wyżej wymienione grupy gatunków obrazują najbardziej odróżniające się skrzydła roślinności z brzozą niską. Nieobecność wśród tych gatunków roślin łąkowych, wielu gatunków mechowiskowych, a także gatunków olsowych (te grupy gatunków są położone bliżej środka chmury punktów), świadczy o ich silniejszym związku ze zbiorowiskami z brzozą niską.

Zwraca uwagę położenie zdjęć zaczerpniętych z literatury z Niemiec (granatowe krzyżyki na **rycinie 12**). Są one wszystkie położone blisko grupy III – grupy gatunków świerczynowych i borowych. Z porównania wyników ordynacji wykonanej dla zdjęć własnych oddzielnie (**Ryc. 7a**) i ordynacji wykonanej dla zbioru zdjęć własnych i z literatury (**Ryc. 12**) wynika, że przy uwzględnieniu większej liczby zdjęć (w tym zdjęć z literatury z Niemiec) grupa gatunków po prawej stronie wykresu (grupa I na **rycinie 7a** – gatunki torfowisk przejściowych, wysokich i gatunki borowe) ulega podziałowi na trzy grupy (**Ryc. 12** – grupy I, II i III), różniące się między sobą względem drugiej osi ordynacji. Oddzieliła się m.in. odrębna grupa gatunków świerczynowych i borowych. Są to gatunki i zdjęcia pochodzące m.in. z fitocenozy, na podstawie których Oberdorfer (1957) zaliczył początkowo zbiorowiska brzozy niskiej do *Vaccinio-Piceetalia*. **Rycina 12** potwierdza późniejsze spostrzeżenia Oberdorfera (1965), że zbiorowiska z południowych Niemiec stanowią pewien specyficzny typ fitocenozy z brzozą niską i nie powinny służyć do opisanego zespołu. Grupy IV i V (**Ryc. 12**) odpowiadają odpowiednio grupom III i II na **rycinie 7a**.

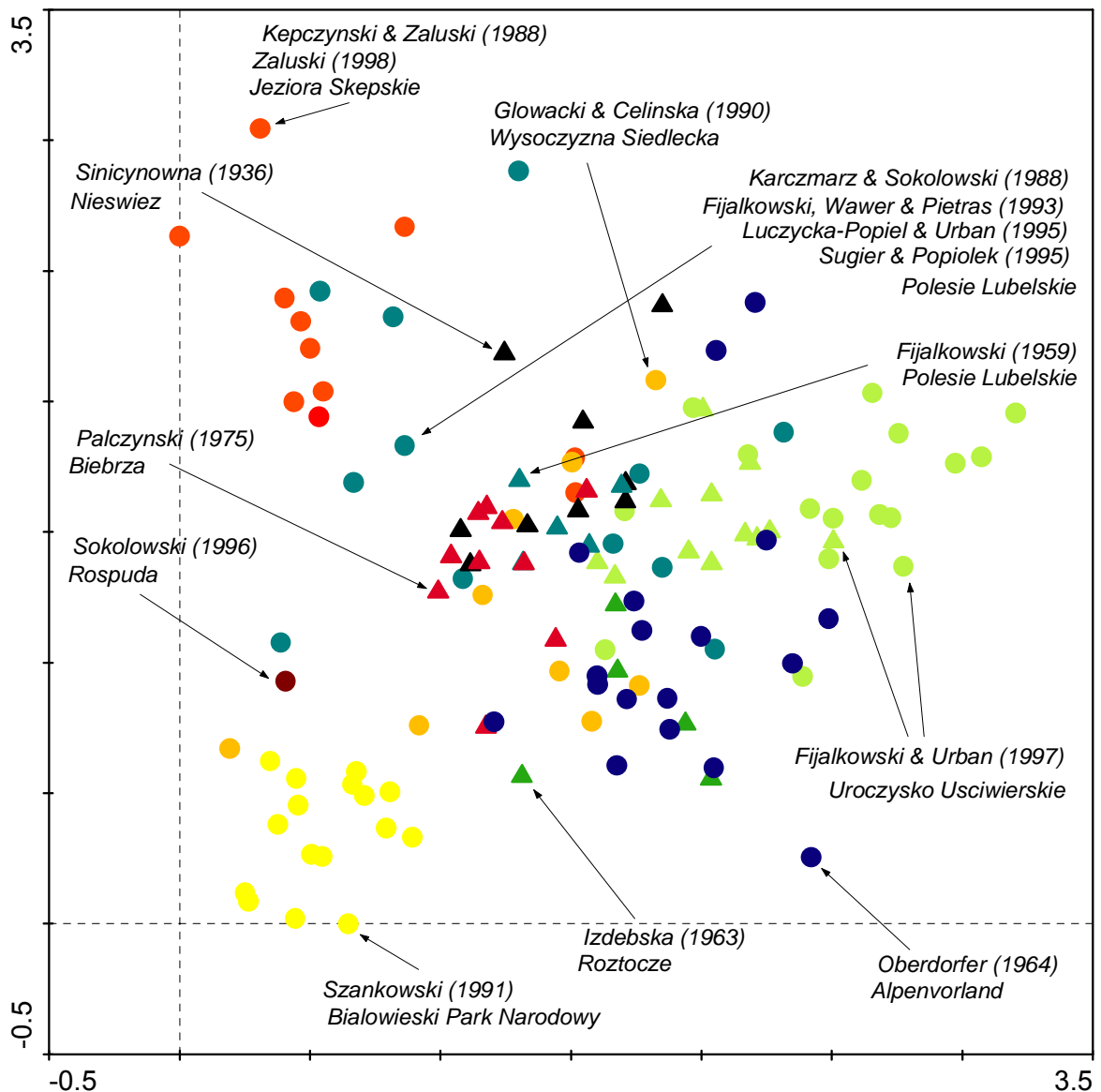


Ryc. 12. Ordynacja DCA zdjęć i gatunków dla prób własnych i z literatury, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.535, II – 0.407, III – 0.326, IV – 0.311. Kolorowe punkty – zdjęcia własne, krzyżyki – zdjęcia z literatury; symbole zielone – zdjęcia z północnej Polski, symbole niebieskie – zdjęcia ze środkowej Polski, symbole granatowe – zdjęcia z Niemiec. Czarne punkty – gatunki; podpisane zostały wybrane gatunki położone na zewnątrz chmury punktów na wykresie.

2.2.3.5. Ujęcie zespołu *Betulo-Salicetum repentis*/*Betuletum humilis* przez autorów europejskich

Na podstawie analizy CA uznałam, że w zbiorze nie występują próby odbiegające od pozostałych. Analizą objęłam 125 zdjęć fitosocjologicznych, ze zbiorowisk nazwanych przez autorów *Betulo-Salicetum repentis* (Oberdorfer 1964,

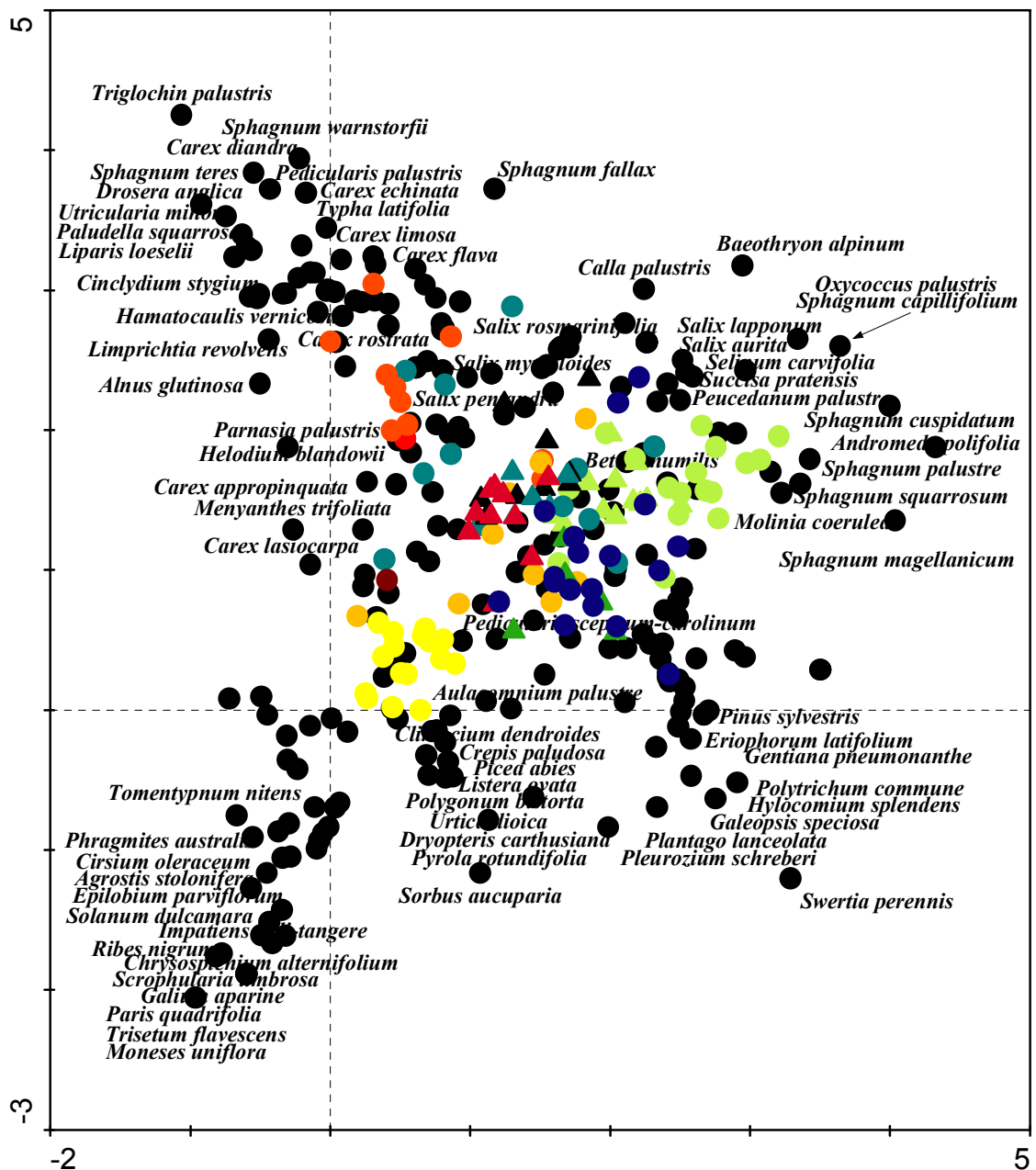
Karczmarz i Sokołowski 1988, Kępczyński i Załuski 1988, Głowacki i Celińska 1990, Szańkowski 1991, Fijałkowski i in. 1993, Łuczycka-Popiel i Urban 1995, Sugier i Popiołek 1995, Sokołowski 1996, Fijałkowski i Urban 1997, Załuski 1998) lub *Betuletum humilis* (Sinicyńowna 1936, Fijałkowski 1959, Izdebska 1963, Pałczyński 1975, Fijałkowski i Urban 1997) (Ryc. 13).



Ryc. 13. Ordynacja DCA zdjęć z literatury – zespół *Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis*, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.436, II – 0.364, III – 0.296, IV – 0.241. Punkty – *Betulo-Salicetum repentis*, trójkąty – *Betuletum humilis*. Strzałki wskazują źródło oznaczonych poszczególnymi kolorami grup zdjęć.

Przy analizowaniu wyników ordynacji, należy wziąć pod uwagę fakt, że poszczególni autorzy opracowywali swoje zdjęcia z różną dbałością m.in. o oznaczenie wszystkich gatunków mszaków, zatem różnice mogą częściowo wynikać po prostu z różnic w metodach stosowanych przez poszczególnych autorów. Zróżnicowanie jest jednak na tyle duże (**Ryc. 13**), że nie może wynikać tylko z różnic metodycznych. W centrum wykresu grupują się próby zaklasyfikowane przez różnych autorów jako *Betuletum humilis* (zdjęcia oznaczone jako trójkąty). Zdjęcia wykonane w fitocenozach nazwanych *Betulo-Salicetum repentis* znalazły się zarówno pośrodku wykresu jak i w pewnej odległości od jego środka. Najbardziej odmienne od pozostałych są grupy zdjęć z torfowisk rejonu Jezior Skępskich, znad Narewki w Białowieskim Parku Narodowym oraz z Uroczyska Uściwierskiego. Zdjęcia fitosocjologiczne z południowych Niemiec (Oberdorfer 1964) wykazują dość duże zróżnicowanie.

Na podstawie **ryciny 14** można wnioskować jakie grupy gatunków decydują o różnicach między poszczególnymi zdjęciami. Zdjęcia z Białowieskiego Parku Narodowego (Szańkowski 1991) wyróżniają się udziałem gatunków związanych z bagiennymi lasami sosnowo-brzozowymi (bielami) i olsami; próby z Uroczyska Uściwierskiego (Fijałkowski i Urban 1997) udziałem gatunków wysokotorfowiskowych; natomiast próby z rejonu Jezior Skępskich (Kępczyński i Załuski 1988, Załuski 1998) udziałem gatunków torfowisk alkalicznych. Chociaż grupy gatunków są w tym przypadku mniej jednorodne, ich rozkład wykazuje wyraźne podobieństwo do wyników zamieszczonych na **rycinach 7a i 10a** – można zatem wnioskować, że zróżnicowanie roślinności zaliczanej przez różnych autorów do zespołu *Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis* odzwierciedla zróżnicowanie całego zbioru prób grupującego fitocenozy z mniejszym lub większym udziałem brzozy niskiej.

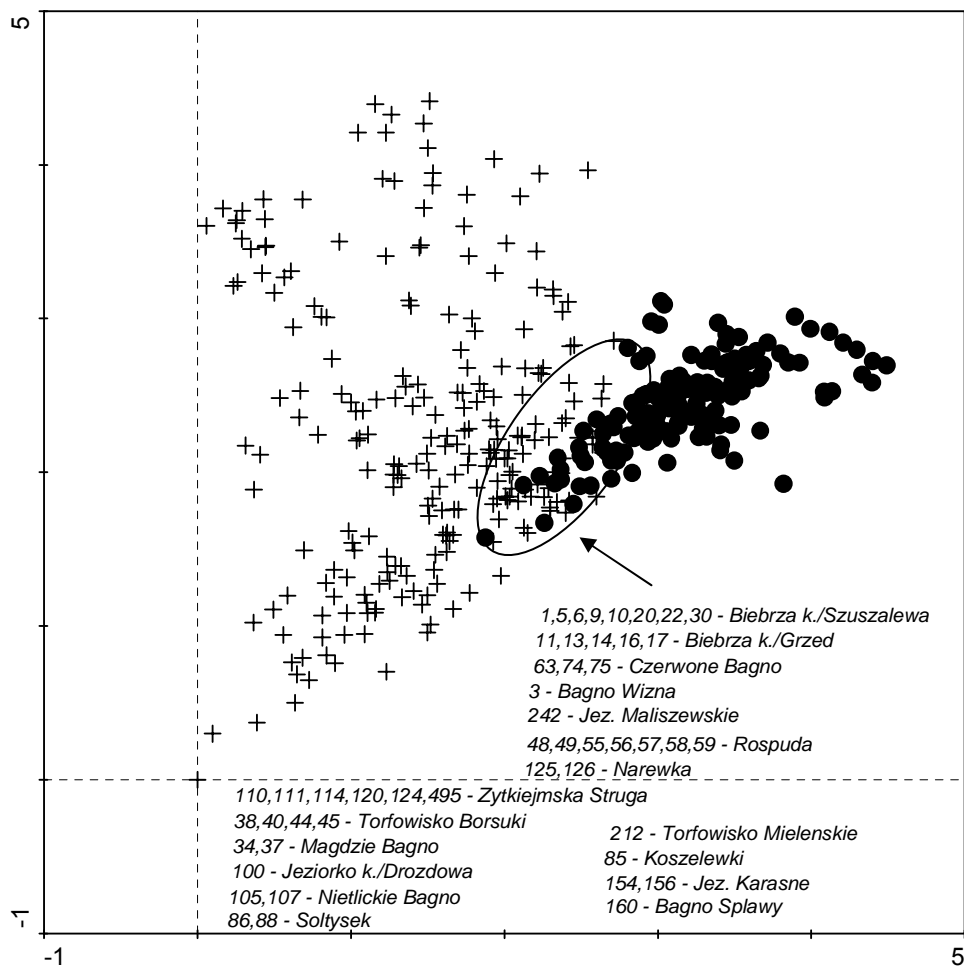


Ryc. 14. Ordynacja DCA zdjęć z literatury i gatunków – zespół *Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis*, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.436, II – 0.364, III – 0.296, IV – 0.241. Czarne punkty – gatunki; kolorowe symbole – zdjęcia, symbole zdjęć jak na rycinie 13.

2.2.3.6. Porównanie danych z europejskiej części zasięgu brzozy niskiej z danymi z obszaru Zachodniej Syberii

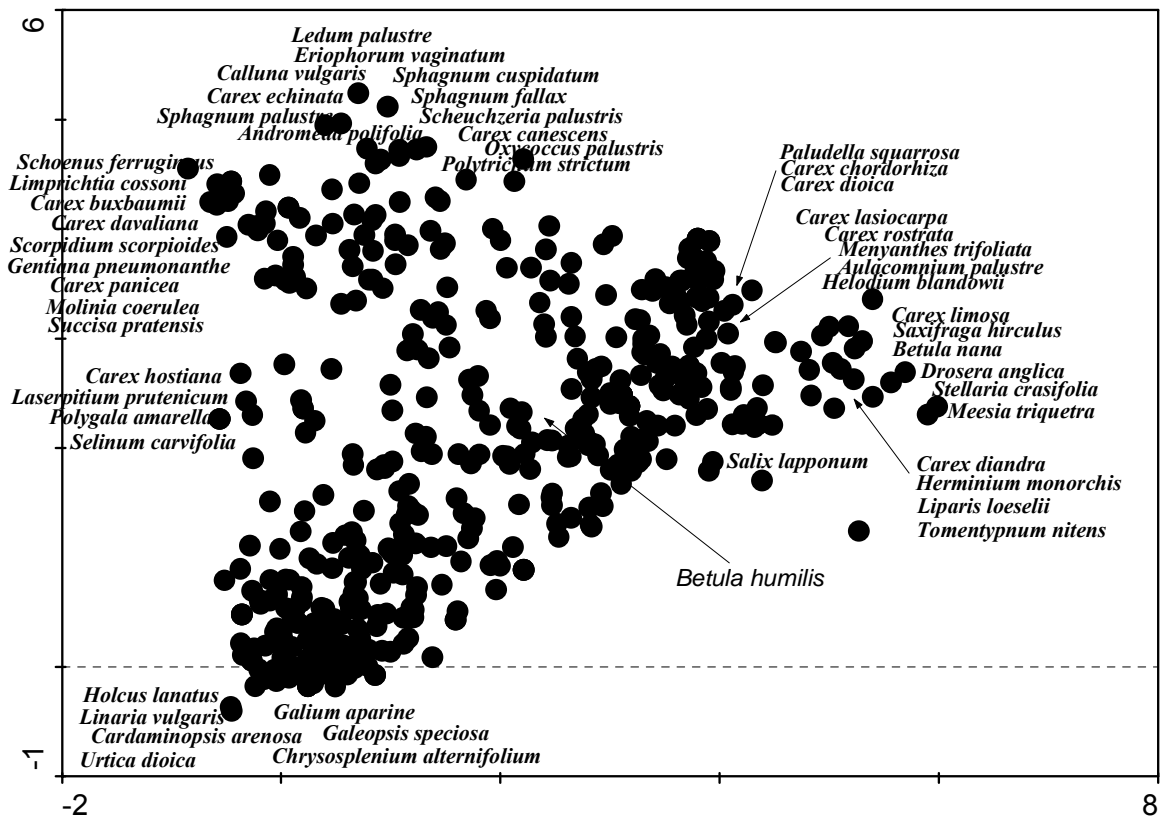
Do analizy włączone zostały wszystkie zdjęcia własne oraz dostępne zdjęcia z obszaru Zachodniej Syberii (Lapshina 2006 i mat. npubl., Tanneberger i Hahne 2003).

Wykonane przeze mnie zdjęcia różnicują się od zdjęć z Zachodniej Syberii wzdłuż pierwszej osi ordynacji (Ryc. 15). Na rycinie wypisane zostały numery zdjęć fitosocjologicznych najbardziej zbliżonych do zdjęć zachodniosyberyjskich. W dużej części są to zdjęcia wykonane na obszarze Podlasia i Mazur. Z Polesia są to jedynie dwa zdjęcia znad jeziora Karaśne i jedno z Bagna Splawy.



Ryc. 15. Ordynacja DCA zdjęć własnych i zachodniosyberyjskich, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.559, II – 0.463, III – 0.404, IV – 0.305. Z analizy usunięte zostały następujące próby wyraźnie odbiegając od pozostałych: 188 (Uroczysko Uściwierskie) i 238 (Pakosław). Analizą zostało objętych 398 zdjęć fitosocjologicznych. Krzyżyki – zdjęcia własne, czarne punkty – zdjęcia z Zachodniej Syberii.

Zdjęcia najdalej oddalone od zdjęć syberyjskich względem pierwszej osi ordynacji (**Ryc. 15**) wyróżniają się udziałem gatunków łąk i torfowisk alkalicznych (**Ryc. 16** – lewa strona wykresu). Zdjęcia z Zachodniej Syberii (prawa strona wykresu), poza oczywistym udziałem gatunków syberyjskich, takich jak np.: *Peucedanum salinum*, *Pedicularis karoï*, *Rubus arcticus*, *Lonicera altaica*, charakteryzują się występowaniem gatunków mechowiskowych, takich jak m.in.: *Carex chordorhiza*, *C. dioica*, *C. diandra*, *C. lasiocarpa*, *C. rostrata*, *Menyanthes trifoliata*, *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Paludella squarrosa*, *Tomentypnum nitens* (**Ryc. 16**). Druga oś ordynacji nie różnicuje zdjęć wykonanych przez ze mnie od zdjęć z Zachodniej Syberii, wykazuje natomiast znacznie większe zróżnicowanie zdjęć europejskich w porównaniu z fitocenozaami syberyjskimi.



Ryc. 16. Ordynacja DCA **gatunków** dla prób własnych i zachodniosyberyjskich, po usunięciu prób odbiegających od pozostałych, po połączeniu warstw (*detrending by segments*, bez transformacji). Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.559, II – 0.463, III – 0.404, IV – 0.305. Podpisane zostały wybrane gatunki.

W **tabeli 5** przedstawiony został zbiór tabel syntetycznych zestawionych na podstawie zdjęć autorów europejskich, omawiających zespół brzozy niskiej (w tym dane przedstawione w literaturze jedynie w postaci tabel syntetycznych) oraz tabele syntetyczne dla 7 grup własnych zdjęć obejmujących zarośla brzozy niskiej (**Tab. 4**) a także 2 tabele syntetyczne uzyskane w wyniku klasyfikacji programem Twinspan 67 zdjęć fitosocjologicznych Lapshiny (mat. npbl.) z zarośli brzozy niskiej w Zachodniej Syberii. Przynależność syntaksonomiczną gatunków podałam za Muciną (1997), ze względu na szeroki zasięg geograficzny, z którego pochodzą analizowane zdjęcia.

Tab. 5. Tabela syntetyczna zestawiona na podstawie: zdjęć autorów europejskich, omawiających zespół brzozy niskiej; grup uzyskanych w wyniku klasyfikacji programem Twinspan własnych zdjęć obejmujących zarośla brzozy niskiej (**Tab. 4**); grup uzyskanych w wyniku klasyfikacji programem Twinspan zdjęć fitosocjologicznych Lapshiny (mat. npbl.) z zarośli brzozy niskiej w Zachodniej Syberii. I-V – klasy stałości. Przynależność syntaksonomiczna gatunków wg Muciny (1997). Gatunki nie występujące w opracowaniach flory Polski (Mirek i in. 2002, Ochyra i in. 2003, Szweykowski 2006) zostały zamieszczone na końcu tabeli (z literą „s” przed nazwą).

Lp.	Stanowisko	Autor	Zespół	Nr tabeli	Liczba zdjęć
1	Nieśwież	Sinicynówna 1936	Bh	27	9
2	pln. od Moskwy	Katz 1929	Tn-Bh	592	27
3	pln. od Moskwy	Katz 1929	Ap-Ps-Bh	589	14
4	pln. od Moskwy	Katz 1929	Tn-Ps-Bh	591	9
5	pln. od Moskwy	Katz 1929	Ap-Bh	590	13
6	Zachodnia Syberia	Lapshina npbl.	A	31	18
7	Polska	EJ	z1	11	10
8	Zachodnia Syberia	Lapshina npbl.	B	32	49
9	Polska	EJ	z2	12	79
10	Polesie Lubelskie	różni autorzy	B-Sr	24	12
11	Polska/Niemcy	EJ	z3	13	19
12	Jeziora Skępskie	Kępczyński i Załuski 1988	B-Sr	25	10
13	Puszcza Romincka	Steffen 1931	Bh	593	5
14	Alpenvorland	Oberdorfer 1964	B-Sr	588	30
15	Biebrza	Pałczyński 1975	Bh	210	10
16	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997	Bh	22	12
17	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997	B-Sr	23	17
18	Puszcza Białowieska	Szańkowski 1991	B-Sr	21	16
19	Polska	EJ	z5	15	4
20	Polska/Niemcy	EJ	z4	14	7
21	Polesie Lubelskie	Fijałkowski 1959	Bh	28	5
22	Roztocze	Izdebska 1963	Bh	29	5
23	Polska	EJ	z6	16	12
24	Wysoczyzna Siedlecka	Głowacki i Celińska 1990	B-Sr	26	9
25	Polska/Niemcy	EJ	z7	17	5

Bh = *Betuletum humilis*
 B-Sr = *Betulo-Salicetum repentis*
 Ap-Bh = *Aulacomnium palustre-Betula humilis*
 Ap-Ps-Bh = *Aulacomnium palustre-Pinus sylvestris-Betula humilis*
 Tn-Bh = *Tomentypnum nitens-Betula humilis*
 Tn-Ps-Bh = *Tomentypnum nitens-Pinus sylvestris-Betula humilis*
 z1-z7 = grupy Twinspan zdjęć własnych
 A, B = grupy Twinspan zdjęć Lapshiny

Lp.	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	
Oxycocco-Sphagnetea																										
<i>Betula humilis</i>	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V	V
<i>Aulacomnium palustre</i>	.	III	V	V	V	V	IV	IV	V	II	I	II	V	IV	V	II	II	IV	.	I	I	II	I	.	.	.
<i>Betula pubescens</i>	.	.	II	IV	I	V	V	IV	V	IV	III	II	V	V	V	IV	V	III	III	II	I	III	IV	III	.	.
<i>Oxycoccus palustris</i>	.	I	III	II	V	III	IV	II	III	II	III	II	.	III	II	I	II
<i>Eriophorum vaginatum</i>	.	I	III	II	II	I	II	I	.	I	.	.	I	.	I	II
<i>Andromeda polifolia</i>	.	.	.	I	.	I	II	I	I	.	I	.	.	I	.	I	II
<i>Drosera rotundifolia</i>	I	III	II	II	II	.	III	.	.	.	II	I	I
<i>Polytrichum strictum</i>	I	IV	I	I	.	I	.	.	II	II
<i>Betula nana</i>	I	.	III
<i>Chamaedaphne calyculata</i>	II
<i>Mylia anomala</i>	I
<i>Sphagnum magellanicum</i>	I	II	.	I	I	II
<i>Ledum palustre</i>	II	II
<i>Vaccinium uliginosum</i>	II	II	.	I	I
<i>Sphagnum angustifolium</i>	I	I	.	I
<i>Sphagnum fuscum</i>	I	I	.	I
<i>Cephalozia connivevs</i>	I	I	I	I
<i>Sphagnum rubellum</i>	I
Scheuchzerio-Caricetea nigrae																										
<i>Salix rosmarinifolia</i>	IV	II	V	V	V	II	III	III	V	IV	IV	V	IV	IV	IV	V	V	V	IV	IV	IV	IV	III	IV	V	V
<i>Comarum palustre</i>	II	III	V	V	V	V	IV	II	IV	IV	IV	IV	.	IV	V	IV	III	III	II	I	III	II	III	.	.	.
<i>Menyanthes trifoliata</i>	II	IV	IV	III	IV	V	II	V	IV	II	II	IV	II	I	V	II	II	V	IV	I	I
<i>Carex rostrata</i>	II	V	II	V	III	III	III	V	III	III	I	IV	III	II	I	I	III	III	III	I	.	.	I	.	.	.
<i>Epilobium palustre</i>	I	III	IV	II	III	IV	I	IV	III	.	I	III	II	II	I	.	.	V	IV	I	II	II	III	I	.	.
<i>Calliergonella cuspidata</i>	.	I	III	.	I	IV	II	I	V	III	V	IV	.	I	V	III	I	V	V	III	IV	.	III	IV	II	.
<i>Carex lasiocarpa</i>	.	V	IV	V	IV	II	IV	V	II	I	IV	I	II	III	.	.	II	IV	I	II	.	.
<i>Carex chordorrhiza</i>	.	V	V	IV	V	II	.	II	I	I	.	IV	.	I	II
<i>Carex dioica</i>	.	V	V	V	V	III	I	III	I
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>	.	I	.	.	I	IV	.	IV	I	I	II	III	.	.	I	II	.	.
<i>Eriophorum angustifolium</i>	.	I	.	.	.	I	.	I	I	I	IV	.	I	I	.	I
<i>Carex diandra</i>	.	I	.	.	I	II	.	II	II	.	II	II	I
<i>Epipactis palustris</i>	.	I	.	IV	.	.	.	III	I	II	I	.	IV
<i>Fissidens adianthoides</i>	.	.	I	.	I	.	.	.	I	II	III	II	II	.	II
<i>Pedicularis sceptrum-carolinum</i>	.	I	I	I	I	.	I	.	.	I
<i>Eriophorum latifolium</i>	.	I	.	.	I	.	.	.	I	.	.	.	III	I
<i>Carex limosa</i>	.	III	I	I	.	II	I	I	I
<i>Pedicularis palustris</i>	.	I	.	I	I
<i>Sphagnum warnstorffii</i>	.	.	I	.	.	II	.	.	I	I	.	II
<i>Campylium stellatum</i>	III	.	II	I	.	IV	I	I	.	.	V	.	I
<i>Parnassia palustris</i>	I	.	I	I	I	I	III	I	I
<i>Fissidens osmundoides</i>	I	.	I	I	.	I
<i>Sphagnum teres</i>	I	IV	.	I	IV	II
<i>Carex panicea</i>	I	.	I	II	IV	II	II	I	III
<i>Valeriana dioica</i>	I	.	V	II	II	III	.	.	.	I	.	.	.
<i>Carex flava</i>	I	II	II	.	.	I
<i>Drosera anglica</i>	I	.	I
<i>Liparis loeselii</i>	I
<i>Dactylorhiza incarnata subsp. incarnata</i>	II	II	.	I	.	III
<i>Triglochin palustre</i>	I	I	.	I
<i>Calliergon giganteum</i>	I	I	.	II	.	.	IV
<i>Carex lepidocarpa</i>	I
<i>Cinclidium stygium</i>	I	.	I
<i>Carex davalliana</i>	II	.	.	I
<i>Schoenus ferrugineus</i>
<i>Carex pulicaris</i>	I
<i>Limprichtia revolvens</i>	I	II

Lp.	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		
<i>Straminegon stramineum</i>	I	III		
<i>Viola palustris</i>		
<i>Agrostis canina</i>	III		
<i>Carex nigra</i>	IV	.	.		
<i>Carex canescens</i>	II		
<i>Sphagnum cuspidatum</i>		
<i>Sphagnum fallax</i>	V	.	.	II		
<i>Sphagnum fimbriatum</i>	II		
<i>Eriophorum gracile</i>		
<i>Carex magellanica</i>	II		
<i>Campylium stellatum</i> var.		
<i>protensum</i>	II		
<i>Warnstorfia fluitans</i>	I		
<i>Campylium polygamum</i>	I		
<i>Sphagnum subnitens</i>	I		
<i>Scheuchzeria palustris</i>		
<i>Carex echinata</i>		
<i>Eleocharis quinqueflora</i>		
<i>Juncus articulatus</i>	I	I	I	II		
<i>Sphagnum subsecundum</i>	V		
<i>Carex disticha</i>	I	I	.		
<i>Dactylorhiza traunsteineri</i>	II		
<i>Dactylorhiza majalis</i>		
Phragmito-Magnocaricetea																											
<i>Equisetum fluviatile</i>	I	II	V	IV	III	IV	I	II	V	IV	IV	II	II	II	III	I	I	V	V	IV	.	II	III	V	II		
<i>Peucedanum palustre</i>	II	IV	V	V	III	.	II	.	IV	III	V	II	I	II	I	III	IV	I	III	I	III	.	III	.	.		
<i>Phragmites australis</i>	.	IV	V	V	II	I	I	.	II	II	IV	.	II	I	I	II	III	V	IV	III	.	.	III	I	III		
<i>Carex appropinquata</i>	II	I	V	V	V	V	II	IV	III	II	III	I	I	II	IV	.	.	V	III	V	II	.	II	III	I		
<i>Galium palustre</i>	.	IV	II	II	II	III	.	II	III	II	II	IV	III	II	II	.	.	V	III	I	I	V	I	.	I		
<i>Lysimachia thyrsiflora</i>	I	I	III	I	II	IV	II	III	II	II	I	IV	II	II	I	I	I	IV		
<i>Scutellaria galericulata</i>	I	II	.	I	II	.	II	I	.	I	I	I	I	.	.	.	I	I	II	.	.		
<i>Calla palustris</i>	II	I	I		
<i>Cicuta virosa</i>	II	.	III	II		
<i>Calamagrostis canescens</i>	IV	II	II	.	III	III	II	.	.	.	V	II	I	III	IV	III		
<i>Typha latifolia</i>	I	II	.	I	II		
<i>Carex elata</i>	III	.	II	I	I	IV	.	II	I	.	.	.	I	.	I	II	.	II	.	.		
<i>Carex acutiformis</i>	I	I	I	.	I	I	.	.	.	II	III	IV	I		
<i>Lycopus europaeus</i>	II	III	II	I	.	.	.	I	I	II	.	I	V	III	III	.	.		
<i>Ranunculus lingua</i>	II	III	.	III	.	.	II	.	.	.	II	.	I		
<i>Poa palustris</i>	I	I	V	.	.	III	I	.	.		
<i>Carex gracilis</i>	II	I	I		
<i>Carex pseudocyperus</i>	I	II		
<i>Carex paniculata</i>	I		
<i>Phalaris arundinacea</i>	I	.	II		
<i>Carex vesicaria</i>	I		
<i>Scrophularia umbrosa</i>	II	II	I		
<i>Calamagrostis pseudophragmites</i>	I		
<i>Eleocharis uniglimis</i>		
Anetea glutinosae																											
<i>Thelypteris palustris</i>	I	.	.	.	II	IV	I	III	IV	V	III	IV	.	I	V	III	III	I	II	.	V	.	III	I	.		
<i>Salix cinerea</i>	.	.	II	.	.	II	I	I	IV	III	II	V	I	II	V	IV	IV	V	III	IV	III	V	I	IV	III		
<i>Dryopteris carthusiana</i>	I	I	.	I	.	I	.	.	II	.	I	.	III	.	.	.	I	V	.	.		
<i>Frangula alnus</i>	I	III	.	II	III	IV	.	.	IV	.	IV	V	II	II	.	.	V	V	.	II		
<i>Alnus glutinosa</i>	II	.	.	III	III	I	II	.	.	.	I	I	V	I	I	II		
<i>Salix aurita</i>	III	.	I	I	II	I	.	.	III	II	.	.	.	II	.	.		
<i>Dryopteris cristata</i>	III	.	I	II	I	.	.	.	I	I	IV	II	III	II	.	.	III	III	.	.		
<i>Salix pentandra</i>	III	II	II	III	I	.	IV	III	I	II	.	III	.	.	I	II	I	.		
<i>Sphagnum squarrosum</i>	II	II	I	III	II	II		
<i>Ribes nigrum</i>	II	I	I		
<i>Carex elongata</i>	I	II		
Vaccinio-Piceetea																											
<i>Pinus sylvestris</i>	.	I	V	V	.	IV	III	III	II	I	I	I	I	III	I	.	II	I	.	.	.	V	.	.	.		
<i>Picea abies</i>	.	.	III	.	.	II	.	I	II	.	.	.	II	III	.	.	.	IV	II	.	.	I	I	.	.		
<i>s Picea obovata</i>	II	.	I	II		
<i>Pleurozium schreberi</i>	.	.	II	I	.	III	I	I	I	I	.	.	.	I	I	.	.		
<i>Orthilia secunda</i>	.	.	.	I	.	I	.	I	I	I	.	.		
<i>Moneses uniflora</i>	I	I		
<i>Trientalis europaea</i>	.	.	.	I	.	II	I	.	I		
<i>Corallorrhiza trifida</i>	I	.	.	I		
<i>s Pinus cembra</i> var. <i>sibirica</i>	III	.	I		
<i>Galium trifidum</i>	I	.	I		
<i>Stellaria longifolia</i>	I		

Lp.	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		
<i>Goodyera repens</i>						I																					
<i>Linnaea borealis</i>						I																					
<i>Ptilium crista-castrensis</i>						I																					
<i>Vaccinium vitis-idaea</i>						I																					
<i>Lonicera coerulea</i>			I																								
<i>Hylocomium splendens</i>								I							IV												
Quercu-Fagetea																											
<i>Betula pendula</i>										II	I	III	I		III	IV	V	I			III	II				I	
<i>Populus tremula</i>							I		I		I	III	I		I	IV	II							I			
<i>Viburnum opulus</i>																											
<i>Padus avium</i>																											
<i>Lonicera xylosteum</i>																											
<i>Poa nemoralis</i>																											
<i>Acer platanoides</i>																											
<i>Fraxinus excelsior</i>																											
<i>Quercus robur</i>																											
<i>Athyrium filix-femina</i>																											
<i>Epipactis helleborine</i>																										II	
<i>Paris quadrifolia</i>																											
<i>Festuca gigantea</i>																											
<i>Daphne mezereum</i>																											
<i>Moehringia trinervia</i>																											
<i>Carex pairae</i>																											
<i>Pyrus communis</i>																											
<i>Pyrola minor</i>																											
Molinio-Arrhrnatheretea																											
<i>Galium uliginosum</i>		IV	IV	V	V	V		V	IV	I	IV	IV	I	III	II	I		V	IV	V	III	IV	V	III	II		
<i>Rumex acetosa</i>		V	III	V	II	II		III	I		II	II	I							I	I	V	I				
<i>Poa pratensis</i>		I	II		II	II		II	III		II	II	I	I	II	I		II	III	III	II	II					
<i>Filipendula ulmaria</i>	II				I	III		I	II		II		II	I				IV	IV	V	II	I	III	III			
<i>Lysimachia vulgaris</i>			I			III	IV	II	III	IV	V	IV		III	V	IV	IV	IV		III	III	I	IV	V	I		
<i>Caltha palustris</i>				II	I	III		II	I	I		II	II	I		II	I	II	II		III		I				
<i>Cardamine pratensis</i>		II		II	I	I		I	I	I	I	II						III	III		I						
<i>Carex cespitosa</i>			I		I	III		I	I									I			I						
<i>Angelica sylvestris</i>			I		II	I							II	II				I	II	III							
<i>Veronica longifolia</i>	I					I												III	III						III		
<i>Lathyrus palustris</i>						II		I	I	I	I	I									III		I				
<i>Equisetum palustre</i>												II	I	I				III		I							
<i>Vicia cracca</i>											II										III						
<i>Sanguisorba officinalis</i>											II																
<i>Galium boreale</i>																					II						
<i>Cnidium dubium</i>																											
<i>Polygonum bistorta</i>		II	V	III	V														III		III	III	I		III		
<i>Molinia coerulea</i>	III		III	III	II		III		II	III	V	II	II	IV	I	IV	IV	III		V	III	V	IV		I		
<i>Lychnis flos-cuculi</i>			II	II	I				II				II	I	I			IV	III	III	I	I	II				
<i>Valeriana officinalis</i>											II																
<i>Cirsium palustre</i>									IV	III	IV	I	I	IV	I	II	I	IV	V	IV	I	II	IV	I	I		
<i>Festuca rubra</i>									III	I	II	V	I	I		II	I	III	II	III	III	V	III		III		
<i>Poa trivialis</i>									II		I							III	IV	IV		II	III		III		
<i>Agrostis stolonifera</i>									II		III	I						V	III	I		I					
<i>Crepis paludosa</i>																				II							
<i>Lotus uliginosus</i>												III								IV			II				
<i>Cirsium oleraceum</i>																		III	II	II			II				
<i>Deschampsia cespitosa</i>																							V	II			
<i>Ranunculus acris</i>											II	I									I		IV				
<i>Holcus lanatus</i>										II										III		III	III		I		
<i>Succisa pratensis</i>														II													
<i>Lathyrus pratensis</i>																				II							
<i>Selinum carvifolia</i>																					I						
<i>Gentiana pneumonanthe</i>																											
<i>Dianthus superbus</i>																											
<i>Scirpus sylvaticus</i>																											
<i>Galium mollugo</i>																											
<i>Leontodon hispidus</i>																											
<i>Potentilla anserina</i>																											
<i>Achillea millefolium</i>																											
<i>Mentha aquatica</i>																											
<i>Cirsium rivulare</i>																											
<i>Thalictrum flavum</i>																									II		
<i>Cirsium canum</i>																											
<i>Arrhenatherum elatius</i>																											
<i>Symphytum officinale</i>																					III						
<i>Geranium palustre</i>																					III						

Lp.	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		
<i>Dactylis glomerata</i>		
<i>Pimpinella major</i>		
<i>Trolius europaeus</i>		
<i>Festuca arundinacea</i>		
<i>Trisetum flavescens</i>		
<i>Plantago media</i>		
<i>Anthoxanthum odoratum</i>		
<i>Campanula patula</i>		
<i>Plantago lanceolata</i>		
<i>Veronica chamaedrys</i>		
<i>Ranunculus repens</i>		
<i>Cerastium fontanum</i>		
<i>Anthriscus sylvestris</i>		
<i>Festuca pretensis</i>		
<i>Mentha arvensis</i>		
<i>Stellaria graminea</i>		
Towarzyszące																											
<i>Calamagrostis stricta</i>	III	I	III	IV	III	II	I	I	I	I	III							I		I							
<i>Climacium dendroides</i>	.	I	.	I	IV	.	I	III	I	I	I	.	II	IV	II	II	IV	III	I	I	V	IV	V				
<i>Tomentypnum nitens</i>	V	V	V	V	III	IV	III	I	I	.	III	II	I					IV	II								
<i>Listera ovata</i>	.	I	I	I	I	.	I		
<i>Dicranum bonjeanii</i>	.	I	.	.	I	I	I	II	I	.	I	I	I					I					II				
<i>Pyrola rotundifolia</i>	I	.	I	.	IV	.	II	II	.	.	.	III	I	I				I					I				
<i>Hamatocaulis vernicosus</i>	II	II	.	.	I	I	II	III	.	.	III	.	.	V													
<i>Helodium blandowii</i>	.	I	.	I	V	IV	III											II									
<i>Plagiothecium denticulatum</i>	.	I	.	.	III	I	.	II	II	.	.	.	IV	.	.		
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>	.	.	.	I	III	II	.	II	II	II	.	.	IV	IV	.	I		
<i>Brachythecium mildeanum</i>	.	.	.	I	IV	III	I	I	II	.	I	.	I	.	.		
<i>Lophocolea heterophylla</i>	III	I	I	I	II	II	IV	II	.	.	.	III	.		
<i>Marchantia polymorpha</i>	I	.	I	.	.	.	II	II	I	IV	II		
<i>Dicranum undulatum</i>	I	.	.	I	I	I	.	.	.	II	.	.	II		
<i>Drepanocladus aduncus</i>	.	I	.	.	III	.	IV	I	II		
<i>Trisetum sibiricum</i>	.	I	.	I	I	II	I	III		
<i>Stellaria crassifolia</i>	.	I	.	.	I	.	I		
<i>Thuidium recognitum</i>	.	I	III	I	II	I		
<i>Triglochin maritimum</i>	.	I		
<i>Saxifraga hirculus</i>	.	III	.	II	.	.	.	I	.	.	.	III		
<i>Amblystegium serpens</i>	.	.	I	.	III	I		
<i>Plagiomnium ellipticum</i>	V	IV	III	V	.	.	.	I	.	I		
<i>Pohlia nutans</i>	III	II	I	I	I	.	.	I	.	I		
<i>Calliergon cordifolium</i>	III	.	I	I	II		
<i>Plagiomnium medium</i>	II		
<i>Chiloscyphus pallescens</i>	II	IV		
<i>Brachythecium salebrosum</i>	II	I	.	I		
<i>Sanionia uncinata</i>	III	.	I		
<i>Sphagnum russowii</i>		
<i>Rhizomnium pseudopunctatum</i>	II		
<i>Milium effusum</i>	I		
<i>Platanthera bifolia</i>	II		
<i>Dicranum polysetum</i>	II	I		
<i>Rhizomnium punctatum</i>	II		
<i>Plagiomnium rostratum</i>		
<i>Salix myrtilloides</i>	I	I	.	.	II		
<i>Callicladium haldanianum</i>		
<i>Aneura pinguis</i>		
<i>Polemonium coeruleum</i>	III	I		
<i>Maianthemum bifolium</i>		
<i>Juniperus communis</i>		
<i>Leptodictyum humile</i>		
<i>Hypnum pratense</i>		
<i>Salix lapponum</i>		
<i>Campyliadelphus chrysophyllus</i>		
<i>Lemna minor</i>		
<i>Calamagrostis purpurea</i>		
<i>Paludella squarrosa</i>	II	II		
<i>Utricularia intermedia</i>		
<i>Orthotheciella varia</i>		
<i>Agrostis gigantea</i>	I	II	I	.	.	.		
<i>Gymnadenia conopsea</i>	.	I	.	I		
<i>Plagiomnium affine</i>	.	.	V	I	IV	.		
<i>Stellaria palustris</i>	.	IV	III	V	IV	.	.	.	II	.	.	II	.	.	I	.	I	II	II	.	.	.	IV	IV	II		
<i>Lythrum salicaria</i>	II	I	.	III	IV	V	III	.	II	IV	V	II	V	.	IV	IV	III	IV	II	II		

Lp.	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	
<i>Sphagnum capillifolium</i>	=						=																			
<i>Myosotis palustris</i>	-																		V		IV					
<i>Plagiomnium elatum</i>	-																				IV					
<i>Geum rivale</i>																					IV					
<i>Eupatorium cannabinum</i>																					IV					
<i>Sphagnum palustre</i>							IV																			
<i>Potentilla erecta</i>																										
<i>Brachythecium rutabulum</i>																										
<i>Urtica dioica</i>																										
<i>Galium aparine</i>																										
<i>Solanum dulcamara</i>																										
<i>Rubus idaeus</i>																										
<i>Stachys palustris</i>																										
<i>Chiloscyphus polyanthos</i>																										
<i>Thuidium delicatulum</i>																										
<i>Polytrichastrum longisetum</i>																										
<i>Salix myrsinifolia</i>																										
<i>Plagiomnium undulatum</i>																										
<i>Lophocolea bidentata</i>																										
<i>Melampyrum nemorosum</i>																										
<i>Mentha sp.</i>																										
<i>Rhamnus cathartica</i>																										
<i>Galium verum</i>																										
<i>Hypericum maculatum</i>																										
<i>Epilobium parviflorum</i>																										
<i>Luzula multiflora</i>																										
<i>Hypericum tetrapterum</i>																										
<i>Chrusosplenium alternifolium</i>																										
<i>Sorbus aucuparia</i>																										
<i>Atrichum undulatum</i>																										
<i>Fissidens taxifolius</i>																										
<i>Carex buxbaumii</i>																										
<i>Calluna vulgaris</i>																										
<i>Bryum wegeli</i>																										
<i>Cephalozia bicuspidata</i>																										
<i>Briza media</i>																										
<i>Melampyrum pratense</i>																										
<i>Utricularia minor</i>																										
<i>Dicranum scoparium</i>																										
<i>Stellaria uliginosa</i>																										
<i>Baeothryon alpinum</i>																										
<i>Humulus lupulus</i>																										
<i>Cornus sanguinea</i>																										
<i>Carex flacca</i>																										
<i>Impatiens noli-tangere</i>																										
<i>Cardaminopsis arenosa</i>																										
<i>Geranium robertianum</i>																										
<i>Solidago gigantea</i>																										
<i>Galeopsis speciosa</i>																										
<i>Linum catharticum</i>																										
<i>Polytrichum commune</i>																										
<i>Sagina procumbens</i>																										
<i>Calamagrostis epigejos</i>																										
<i>Dactylorhiza fuchsii</i>																										
<i>Hydrocharis morsus-ranae</i>																										
<i>Dicranum majus</i>																										
<i>Sphagnum quinquefarium</i>																										
<i>Drepanocladus polycarpos</i>																										
<i>Salix starkeana</i>																										
<i>Dactylorhiza incarnata subsp. ochroleuca</i>																										
<i>Chara fragilis</i>																										
<i>Rumex obtusifolius</i>																										
<i>Lemna trisulca</i>																										
<i>Sonchus arvensis</i>																										
<i>Rumex conglomeratus</i>																										
<i>Sphagnum contortum</i>																										
<i>Limprichtia cossonii</i>																										
<i>Mnium hornum</i>																										
<i>Mentha x verticillata</i>																										
<i>Inula salicina</i>																										
<i>Cephalozia ambigua</i>																										
<i>Fallopia convolvulus</i>																										

Lp.	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	
<i>Vicia sp.</i>
<i>Cirsium arvense</i>
<i>Campyliadelphus elodes</i>
<i>Juncus alpino-articulatus</i>
<i>Brachythecium albicans</i>
<i>Carduus crispus</i>
<i>Bryum sp.</i>
<i>Galeopsis bifida</i>
<i>Fallopia dumetorum</i>
<i>Rosa canina</i>
<i>Veronica officinalis</i>
<i>Holcus mollis</i>
<i>Aegopodium podagraria</i>
<i>Coryllus avellana</i>
<i>Rubus sp.</i>
<i>Geum urbanum</i>
<i>Epilobium hirsutum</i>
<i>Ribes spicatum</i>
<i>Pseudoscleropodium purum</i>
<i>Myosotis arvensis</i>
<i>Linaria vulgaris</i>
<i>Galium rivale</i>
<i>Gymnadenia odoratissima</i>
<i>Agrostis capillaris</i>
<i>Melandrium rubrum</i>
<i>Utricularia vulgaris</i>
<i>Plantago major</i>
<i>Deschampsia flexuosa</i>
<i>Plagiothecium laetum</i>
<i>Calystegia sepium</i>
<i>Pellia epiphylla</i>
<i>Hypericum perforatum</i>
<i>Elymus caninus</i>
<i>Valeriana simplicifolia</i>
<i>Eurynchium angustirete</i>
<i>Cardamine amara</i>
<i>Veronica scutellata</i>
<i>Thuidium philibertii</i>
<i>Polygonum hydropiper</i>
<i>Festuca ovina</i>
<i>Eurynchium striatum</i>
<i>Ranunculus serpens subsp. nemorosus</i>
<i>Equisetum pratense</i>
<i>Rhytiadelphus triquetrus</i>
<i>Aconitum firmum</i>
<i>Euphrasia rostkoviana</i>
<i>Polytrichastrum formosum</i>
<i>Polygonatum verticillatum</i>
<i>Swertia perennis</i>
<i>Leptobryum pyriforme</i>
<i>Rumex aquaticus</i>
<i>Hypnum lindbergii</i>
<i>Timmia megapolitana</i>
<i>Plagiomnium drummondii</i>
<i>Ceratodon purpureus</i>
<i>Herminium monorchis</i>
<i>Riccardia latifrons</i>
<i>Tetraphis pellucida</i>
<i>Dactylorhiza maculata</i>
<i>Blepharostoma trichophyllum</i>
<i>Rubus saxatilis</i>
<i>Ptilidium pulcherrimum</i>
<i>Campylium sommerfeltii</i>
<i>Lophocolea minor</i>
<i>Carex disperma</i>
<i>Rosa acicularis</i>
<i>Plagiochila porelloides</i>
<i>Bryoerythrophyllum recurvirostrum</i>
<i>Dicranum flexicaule</i>
<i>Oncophorus wahlenbergii</i>
<i>Distichium capillaceum</i>

Lp.	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	
<i>Bryum creberrimum</i>	I
<i>Sphagnum centrale</i>	I
<i>Orthodicranum flagellare</i>	I
<i>Mnium stellare</i>	I
<i>Lepidozia reptans</i>	I
<i>Pohlia sphagnicola</i>	I
<i>Malaxis monophyllos</i>	I
<i>Sciuro-hypnum oedipodium</i>	I
<i>Fissidens viridulus</i>	I
<i>Cephalozia pleniceps</i>	I
<i>Calypogeia muelleriana</i>	I
<i>Chamerion angustifolium</i>	I
<i>Cornus alba</i>	I
<i>Epilobium ciliatum</i>	I
<i>Bryum pallens</i>	I
<i>Lophozia sp.</i>	I
<i>Radula complanata</i>	I
<i>Cephalozia lunulifolia</i>	I
<i>Carex loliacea</i>	I
<i>Oncophorus virens</i>	I
<i>Isopterygiopsis pulchella</i>	I
<i>Hypnum vaucheri</i>	I
<i>Drepanocladus sendtneri</i>	I
<i>Aulacomnium turgidum</i>	I
<i>Silene nutans</i>	I
<i>Plagiothecium nemorale</i>	I
<i>Larix sibirica</i>	III	.	I
s <i>Peucedanum salinum</i>	IV	.	II
s <i>Dactylorhiza hebridenis</i>	II	.	I
s <i>Calestania palustris</i>	II	.	I
s <i>Pedicularis karoii</i>	I	.	I
s <i>Rubus arcticus</i>	III
s <i>Lonicera altaica</i>	II
s <i>Orthilia obtusata</i>	II
s <i>Carex tenuiflora</i>	I
s <i>Carex juncella</i>	I
s <i>Sorbus sibirica</i>	I
s <i>Galium pseudorubroides</i>	I
s <i>Ribes procumbens</i>	I
s <i>Orthocaulis kunzeanus</i>	I
s <i>Cacalia hastata</i>	I
s <i>Petasites frigidus</i>	I
s <i>Mitella nuda</i>	I
s <i>Equisetum scirpoides</i>	I
s <i>Salix pyrolifolia</i>	I
s <i>Salix bebbiana</i>	I
s <i>Galium physocarpum</i>	I
s <i>Ribes hispidulum</i>	I
s <i>Leiocolea heterocolpos</i>	I
s <i>Lonicera pallasii</i>	I
s <i>Poa sibirica</i>	I
s <i>Leptogium sp.</i>	I
s <i>Cypripedium macranthon</i>	I
s <i>Lactuca sibirica</i>	I

Zachodniosyberyjskie zbiorowiska brzozy niskiej charakteryzują się dużym udziałem i wysoką stałością gatunków torfowiskowych, przede wszystkim z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, ale również *Oxycocco-Sphagnetea*, a także innych nie zaklasyfikowanych przez Mucinę (1997) gatunków torfowiskowych jak m.in. *Tomentypnum nitens*, *Helodium blandowii*, *Plagiomnium ellipticum*. W wyniku porównania klas stałości poszczególnych grup gatunków okazuje się, że najbardziej

zbliżone do fitocenoz rosyjskich są moje zdjęcia z grup z1 (zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych) i z2 (zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach), a także z3 (zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych), jak również np. fitocenozy z Polesia Lubelskiego, z Pojezierza Dobrzyńskiego (Kępczyński i Załuski 1988, Załuski 1998), z Puszczy Rominckiej (Steffen 1931), z doliny Biebrzy (Pałczyński 1975). Poza tym, w zachodniosyberyjskich zbiorowiskach brzozy niskiej wyraźnie mniejszy jest udział gatunków łąkowych, a większy – gatunków borowych, niż w Europie.

2.2.4 Dyskusja

Zebrany materiał i przeprowadzone porównania wskazują, że dotychczasowe trudności z syntaksonomicznym zaklasyfikowaniem zarośli brzozy niskiej związane są z ich dużym zróżnicowaniem florystycznym. Na jego podstawie, poszczególni autorzy wyróżniali w obrębie zespołu brzozy niskiej syntaksyony niższego rzędu. Przykładowo, Oberdorfer (1964, 1965) wydzielił trzy typy roślinności, które mogłyby zyskać miano podzespołów. Są to: zbiorowiska na siedlisku żyznym (gatunek wyróżniający – *Filipendula ulmaria*), zbiorowiska na siedlisku ubogim w biogeny (gatunek wyróżniający – *Vaccinium oxycoccus*) i fitocenozy o charakterze pośrednim, które najlepiej odzwierciedlają zdaniem Oberdorfera charakter zespołu *Betulo-Salicetum repentis* – roślinność na torfowiskach mezotroficznych. Kępczyński i Załuski (1988) również zaobserwowali, że zespół *Betulo-Salicetum repentis* nie ma jednorodnego charakteru, a występuje w dwóch postaciach. Jedna postać silnie nawiązuje do torfowisk przejściowych, głównie *Caricetum lasiocarpae*. Druga postać wyróżnia się obecnością wyraźnej warstwy krzewów i wydaje się zdaniem autorów stanowić ogniwo pośrednie w szeregu sukcesyjnym prowadzącym do rozwoju łożowiska lub olsu. Lorenc (1965) wyróżnił na terenie Czerwonego Bagna dwa warianty zespołu *Betulo-Salicetum repentis*. Zarośla brzozy niskiej sąsiadujące z *Caricetum appropinquatae* zaliczył do wariantu mezotroficznego, a zarośla występujące na obszarze otaczającym bór sosnowy do wariantu bardziej oligotroficznego. Jasnowski (1955) zauważył, że w dorzeczu Tyśmienicy brzoza niska występowała w zbiorowiskach mszysto-turzycowych na dobrze uwodnionych torfowiskach niskich z wyraźną tendencją rozwojową w kierunku torfowisk przejściowych, ale również, na torfowiskach lekko przesuszonych, w obrębie

łąk torfowiskowych o charakterze trawiastym oraz w zbiorowisku z trzęślicą modrą i turzycą prosowatą.

Również Kulczyński (1940) analizując szatę roślinną Bagien Polesia napotkał na pewne trudności klasyfikacyjne w przypadku roślinności z udziałem brzozy niskiej. Poddał on dwa razy analizie metodą Czekanowskiego kilkadziesiąt losowo wybranych torfowisk poleskich. W wyniku pierwszej analizy wyodrębniły się wyraźnie grupy torfowisk wysokich i przejściowych (w tych grupach nie występowała brzoza niska) oraz duża grupa torfowisk niskich. Grupa torfowisk niskich okazała się niejednorodna. W jej obrębie Kulczyński wyróżnił grupę torfowisk rzecznych (immersyjnych) oraz grupę torfowisk darniowych (emmersyjnych). Poza tymi, dość wyraźnie różniącymi się od siebie grupami, wśród torfowisk niskich występowała jeszcze grupa torfowisk, nie pasująca do pozostałych. Były to torfowiska wyróżniające się największą częstością występowania m.in. następujących gatunków: *Betula humilis*, *B. pendula*, *B. pubescens*, *Cirsium palustre*, *Climacium dendroides*, *Festuca rubra*, *Poa palustris*, *Salix rosmaronifolia*, *S. lapponum*, *Stellaria palustris*, *Scutellaria galericulata*, *Scheuchzeria palustris*, *Sphagnum subsecundum*, *Sph. squarrosum*, *Sph. obtusum*, *Valeriana officinalis*, czyli gatunków drzew, krzewów, gatunków łąkowych i gatunków torfowisk kwaśnych. Kulczyński wysunął wniosek, że torfowiska te wykazują odchylenie od szeregu typologicznego torfowisk niskich w kierunku torfowisk przejściowych albo w kierunku obiektów zajętych wtórnie przez elementy łąkowe i krzewiaste na skutek osuszenia torfowiska.

Wyniki moich badań potwierdzają tego rodzaju spostrzeżenia innych autorów. Ordynacja DCA, zarówno dla całego materiału zdjęciowego (**Ryc. 7a**) jak dla zbiorowisk ze znacznym udziałem *B. humilis* (**Ryc. 10a**), wyodrębniła trzy skrajne grupy gatunków, charakteryzujące roślinność z udziałem brzozy niskiej: (I) gatunki torfowisk przejściowych, wysokich i gatunki borowe, (II) gatunki torfowisk alkalicznych i łąk trzęślicowych oraz (III) gatunki łąkowe, szuwarowe i gatunki zdegradowanych torfowisk.

Autorzy opisujący dotychczas zespół *Betulo-Salicetum repentis/Betuletum humilis* w różnych rejonach Europy, w rzeczywistości opisywali odmienne płaty roślinności, chociaż ich cechą wspólną był duży udział lub dominacja brzozy niskiej (**Ryc. 14**). Przykładowo próby z Białowieskiego Parku Narodowego (Szańkowski 1991) wyróżniają się udziałem gatunków związanych z bielami i olsami, próby z Uroczyska Uściwierskiego (Fijałkowski i Urban 1997) udziałem gatunków

wysokotorfowiskowych, natomiast próby z rejonu Jezior Skępskich (Kępczyński i Załuski 1988, Załuski 1998) udziałem gatunków torfowisk alkalicznych.

W powyższym kontekście zasadne jest pytanie, czy samo występowanie brzozy niskiej, nawet z dużą ilościowością, jest na tyle silnym elementem wyróżniającym, że wystarcza do ustanowienia odrębnego zespołu. Niewykluczone, że podobne pytanie stawiał sobie Oberdorfer (1964) wyróżniając zespół *Betulo-Salicetum repentis*, do którego zaliczył także płaty bez udziału *Betula humilis*.

Kolejnym pytaniem, na które należałoby odpowiedzieć w kontekście przedstawionej analizy jest słuszność zaliczania zespołu wyróżnianego na podstawie dominacji *B. humilis* do klasy *Alnetea glutinosae*. Z tabeli 3 wynika, że brzoza niska występuje przede wszystkim na mechowiskach mezotroficznych subneutralnych i w rozwijających się na nich zaroślach (zbiorowiskach z grup 1 i 2). Olsy zostały zakwalifikowane do jednej grupy z degenerującymi się postaciami zarośli i lasów na przesuszonych torfowiskach, co sugeruje, że nie stanowią one optymalnego siedliska brzozy niskiej. W obrębie zarośli brzozy niskiej o wiele większy udział niż gatunki z klasy *Alnetea glutinosae* mają gatunki torfowiskowe (głównie z klasy *Scheuchzeria-Caricetea nigrae*) i gatunki łąkowe (Tab. 4, Ryc. 10b). Tą prawidłowość zauważyli również m.in. Kępczyński i Załuski (1988). Pisali oni, że poza *Betula humilis*, *Salix rosmarinifolia* i *Thelypteris palustris* udział gatunków z klasy *Alnetea glutinosae* w zespole *Betulo-Salicetum repentis* jest znikomy, liczne grupy tworzą natomiast przedstawiciele klas *Scheuchzeria-Caricetea nigrae*, *Phragmitetea* i *Molinio-Arrhenatheretea*.

Steffen (1922, 1931) podawał brzozę niską jako gatunek występujący w niewielkiej ilościowości ale ze stałością V w zbiorowisku *Hypneto-Caricetum* na torfowiskach źródłiskowych. Uważał on, że, podany przez niego z torfowisk źródłiskowych w Puszczy Rominckiej, zespół *Betuletum humilis* ma podobną ekologię co mszysto-turzycowe zespoły: *Hypneto-Caricetum*, *Equisetetum palustris*, *Rumicetum acetosae* i *Menyanthetum trifoliatae*. Steffen zaproponował połączenie ich w jedną formację, jako że wyróżniony przez niego zespół *Betuletum humilis* nie różni się od ww. otwartych zbiorowisk mszysto-turzycowych w zasadzie niczym więcej poza większym udziałem krzewów i trochę mniej wilgotnym podłożem. Jako główne gatunki (Leitarten) *Hypneto-Caricetum* Steffen (1922, 1931) podał: *Tomentypnum nitens*, *Aulacomnium palustre*, *Carex rostrata*, *C. paniculata*. Następnie podkreślił, że te

gatunki występują również z wysoką stałością w obrębie *Betuletum humilis*. Uważał on że, jeśli zrezygnuje się z nadawania fizjonomii roślinności kluczowego, wyróżniającego zespoły znaczenia, *Betuletum humilis* można uważać za podtyp (Nebentypus) zespołu *Hypneto-Caricetum*.

Kulczyński (1940) przeprowadził drugą analizę metodą Czekanowskiego dla innych losowo wybranych kilkudziesięciu poleskich torfowisk, ale jedynie niskich. W wyniku tej drugiej analizy wyodrębniły się wyraźniej dwie grupy – torfowisk immersyjnych i emmersyjnych. Nie wyodrębniła się trudna do zaklasyfikowania grupa torfowisk, tak jak w pierwszej analizie. Gatunki, wykazujące przywiązanie do tej wyłamującej się grupy z pierwszej analizy (m.in. brzoza niska), tym razem okazały się występować prawie wyłącznie w obrębie torfowisk darniowych, emmersyjnych.

Lapshina (2006) podała, że zarośla brzozy niskiej są pod względem florystycznym zbliżone do zbiorowisk *Caricetum lasiocarpae*, z tym, że ilościowość samej *Carex lasiocarpa* jest niższa. Według niej, chociaż zarośla brzozy niskiej fizjonomicznie są łatwe do odróżnienia, są one trudne do zaklasyfikowania pod kątem syntaksonomicznym, gdyż typowe dla nich gatunki mają szerokie amplitudy ekologiczne i fitosocjologiczne. Lapshina (2006) zaproponowała uznanie zarośli *B. humilis* za późne stadium sukcesji fitocenozy typu *Caricetum lasiocarpae*.

Na podstawie uzyskanych wyników uważam, że brzoza niska jest gatunkiem bliższym klasie *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, niż *Alnetea glutinosae*. Wydaje się, że jej zespół mógłby znaleźć się w klasie *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* na zasadzie analogii do zaroślowego zespołu *Ledo-Sphagnetum magellanici* Sukopp 1959 em. Neuhäusl 1969 w obrębie w zasadzie nieleśnej klasy *Oxycocco-Sphagnetea* (Matuszkiewicz 2001). W ten sposób do zespołu brzozy niskiej byłyby klasyfikowane jedynie w pełni wykształcone fitocenozy, czyli takie, w których oprócz dominacji brzozy niskiej występuje powtarzający się zestaw gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*. O przynależności do zespołu nie powinna decydować sama obecność brzozy niskiej, ale tzw. charakterystyczna kombinacja gatunków. Zarośla (nawet zwarte) brzozy niskiej w obrębie zdegradowanych czy przesuszonych torfowisk, pozbawione w zasadzie gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, nie reprezentują zespołu brzozy niskiej, a najwyżej jego kadłubowe lub degeneracyjne postaci.

Mucina (1997) zaliczył brzozę niską do gatunków charakterystycznych klasy *Oxycocco-Sphagnetea*. Z tym ujęciem trudno mi się zgodzić. Rzeczywiście w obrębie

mechowisk z udziałem brzozy niskiej występują gatunki z klasy *Oxycocco-Sphagnetea* (głównie *Aulacomnium palustre*, *Oxycoccus palustris*, *Drosera rotundifolia*), jednak są to gatunki również powszechnie występujące w obrębie zbiorowisk z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*. Brzoza niska na badanym obszarze nie występuje na typowych torfowiskach wysokich. Zbiorowiska z jej udziałem należą w przeważającej mierze do klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, mimo nieraz obfitego występowania ww. gatunków „wysokotorfowiskowych” (Porównaj **rozdział 2.4** odnośnie sukcesji zbiorowisk z brzozą niską i jej udziału w zbiorowiskach stanowiących kolejne etapy sukcesji.)

Niewykluczone, że analogicznie do wątpliwości, jakie pojawiły się w przypadku pierwszych prób zaklasyfikowania zarośli brzozy niskiej podejmowanych przez Oberdorfera (1964), wszyscy autorzy klasyfikujący zarośla brzozy niskiej w Europie dochodzili do niepełnych wniosków, gdyż analizowali to reliktowe zbiorowisko jedynie na krawędzi zasięgu, abstrahując od tego, jaka jest pozycja synekologiczna tego typu roślinności bliżej centrum jego występowania.

Porównanie wykonanych przeze mnie zdjęć z brzozą niską z terenu Polski i północno-wschodnich Niemiec ze zdjęciami z Zachodniej Syberii (**rozdział 2.2.3.6 – Ryc. 15 i 16, Tab. 5**) pokazuje, że zbiorowiska roślinne z brzozą niską na torfowiskach syberyjskich najsilniej nawiązują do roślinności torfowiskowej, przede wszystkim z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, a w dalszym stadium sukcesji dołączają się gatunki z klasy *Vaccinio-Piceetea* (**Tab. 5 – kolumna 6**). Gatunki z klasy *Alnetea glutinosae*, a także *Molinio-Arrhenatheretea* i *Phragmitetea* występują na zachodniosyberyjskich stanowiskach brzozy niskiej wyraźnie rzadziej niż w Europie. Jest to zatem kolejny argument za tym, aby traktować brzozę niską raczej jako gatunek z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae* niż z *Alnetea glutinosae*.

Oprócz gatunków syberyjskich, nie obejmujących swoim zasięgiem Europy, zachodniosyberyjskie zbiorowiska oraz najbardziej do nich zbliżone fitocenozy w Europie charakteryzują się występowaniem takich gatunków jak: *Carex diandra*, *C. dioica*, *C. chordorhiza*, *C. lasiocarpa*, *C. limosa*, *C. rostrata*, *Liparis loeselii*, *Menyanthes trifoliata*, *Saxifraga hirculus*, *Stellaria crassifolia*, *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Meesia triquetra*, *Paludella squarrosa*, *Tomentypnum nitens* (**Ryc. 15 i 16**). Są to w większości gatunki o borealnym typie zasięgu, w Europie rzadkie,

traktowane jako relikty glacialne, osiągające granice zasięgu (Hulten i Fries 1986). Współwystępowanie reliktowych gatunków borealnych z brzozą niską podkreślają też inni autorzy (m.in. Preuss (1908) – *Pedicularis sceptrum-carolinum*, *Polemonium coeruleum*, *Salix starkeana*, *Saxifraga hirculus*, *Swertia perennis*; Katz (1929); Perfilev (1935); Szańkowski (1991) – *Saxifraga hirculus*, *Swertia perennis*, *Tomentypnum nitens*). Stosunkowo często przytaczane jest współwystępowanie brzozy z gnidoszem królewskim *Pedicularis sceptrum-carolinum*, m.in. Nowak (1964), Podbielkowski (1960), Ołtuszewski i Filipek (1956), Pałczyński (1963), Karczmarz i Sokołowski (1987), Sugier i Popiołek (1995), Łachacz i Olesiński (2000). Nowak (1946) uważa, że gnidosza królewskiego można by było uznać za gatunek lokalnie wyróżniający dla zespołu *Betulo salicetum-repentis*. Oberdorfer (1992) podkreśla częste występowanie *Pedicularis sceptrum-carolinum* w zbiorowisku *Betulo-Salicetum repentis*, a Pott (1992) podaje gnidosza jako gatunek towarzyszący (Begleiter) dla tego zespołu. Nie należy zapominać, że podobnie jak inne gatunki reliktowe, brzoza niska jest w Europie również reliktem glacialnym i gdyby traktować ją w analogicznie do innych takich gatunków, nie należałoby tworzyć zespołu roślinnego w oparciu o jej występowanie. Wielu fitosocjologów nadawało jej większą wagę tylko dlatego, że jest krzewem i wyraźnie wpływa na fizjonomię zbiorowisk roślinnych, w których występuje. Moim zdaniem, godna rozważenia jest zmiana postrzegania tego gatunku i traktowanie go jako jednego z gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, niekoniecznie charakterystycznego dla konkretnego zespołu ale dla całej klasy.

Fakt, że brzoza niska ma w Europie prawdopodobnie szersze spektrum siedliskowe niż wiele innych pozostałych gatunków o charakterze reliktyw glacialnych, wynika z tego, że jako krzew jest w stanie dłużej utrzymać się w warunkach przesuszenia torfowiska niż gatunki zielne (Jabłońska i Pawlikowski 2004). Nie zmienia to jednak faktu, że w układach naturalnych brzoza niska jest gatunkiem związanym z klasą *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*.

Spośród obecnie powszechnie akceptowanych w Polsce klas roślinności brzoza niska i jej fitocenozy są najbliższe, jak wykazano powyżej, klasie *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, Nowe światło na sposób klasyfikacji roślinności z udziałem brzozy rzuca podejście zaproponowane przez Clausnitzer (2004a,b). Wyróżnia ona dodatkową (obok *Alnetea glutinosae* i *Vaccinio-Piceetea*) klasę torfowiskowych zbiorowisk zaroślowych i leśnych, a mianowicie klasę *Molinio-Betuletea pubescentis*. W tej klasie

lokuje ona roślinność zaroślowych mezotroficzných torfowisk niskich. Jest to zatem klasa, którą można by postawić pomiędzy *Alnetea glutinosae*, grupującą roślinność siedlisk eutroficzných, a *Vaccinio-Piceetea* z roślinnością bardziej oligotroficzną. Zarośla brzozy niskiej mogłyby znaleźć właściwą pozycję syntaksonomiczną w takiej klasie.

Powyższe ujęcie wydaje się bardzo interesujące, zasadność wydzielenia tej klasy wymaga jednak dalszych badań i porównań, tym bardziej, że system zaproponowany przez Clausnitzer (2004 a,b) opiera się na innych założeniach niż powszechnie akceptowane dotąd podejście fitosocjologiczne. Projekt badawczy, w wyniku którego powstała klasyfikacja zaproponowana przez Clausnitzer (2004 a,b) zakładał *a priori* podział roślinności na dwa typy: leśną i nieleśną i wyróżnianie syntaksonów oddzielnie dla tych dwóch typów, podczas gdy podejście do klasyfikacji roślinności stosowane w Europie uwzględnia fizjonomię roślinności co najwyżej jako cechę pomocniczą w klasyfikacji opartej na charakterystycznej kombinacji gatunków. Trudno zatem bezpośrednio porównywać wyniki Clausnitzer (2004 a,b) z poprzednimi opracowaniami, ze względu na różnice metodyczne. Przyjęcie zaproponowanej przez Clausnitzer pozycji zbiorowisk z brzozą niską wymagałoby zmiany całego systemu fitosocjologicznego. Poza tym, klasyfikacja zaproponowana przez Clausnitzer ma charakter regionalny (Mecklenburgia i Pomorze Przednie) i jej zastosowanie dla roślinności na większym obszarze wymaga uprzedniego potwierdzenia w szerszych badaniach.

Pomimo powyższych wątpliwości, spostrzeżenia Clausnitzer (2004 a,b) wydają się trafne i znajdują potwierdzenie w przedstawionej przeze mnie analizie zbiorowisk z udziałem *Betula humilis*. Wyróżniona przez nią klasa zbiorowisk zaroślowo-leśnych na torfowiskach mezotroficzných wydaje się w lepszy sposób tłumaczyć miejsce zbiorowisk z brzozą niską w ekosystemach torfowiskowych niż klasa *Alnetea glutinosae*, do której do tej pory je zaliczano. W klasie *Molinio-Betuletea pubescentis* Clausnitzer (2004 a,b) jest miejsce również dla bagienných lasów sosnowo-brzozowych, które często stanowią kolejny etap sukcesji zarośli brzozy niskiej, a dla których w obecnej klasyfikacji (np. Matuszkiewicz 2001) nie ma jednoznacznie określonego miejsca.

2.3. Warunki siedliskowe

2.3.1. Wstęp

Poszczególni badacze znajdowali brzozę niską w różnych warunkach siedliskowych. Przykładowo, opisując zespół *Betulo-Salicetum repentis* Fijałkowski (1991) podał, że na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim towarzyszy on brzegom jezior dystroficznych i kwaśnym młakom śródleśnym. Succow (1974) pisał natomiast, że zespół *Betulo-Salicetum repentis* zajmuje siedliska mezotroficzne, o odczynie obojętnym do zasadowego i jest typowy dla torfowisk w dolinach rzek w krajobrazie młodoglacjalnym, zasobnych w wapń torfowisk źródliskowych oraz torfowisk powstających na brzegu lądowiejących jezior o wodach zasobnych w wapń, oligo- do mezotroficznych. Steffen (1931) pisał, że roślinność z udziałem brzozy niskiej występowała w Puszczy Rominckiej na torfowiskach źródliskowych, w miejscach grząskich, silnie przesiąkniętych wodą źródlaną, gdzie torf obfituje w tuf wapienny. Również w Puszczy Białowieskiej największe skupiska brzozy niskiej zachowały się w obrębie kopuł źródliskowych (Szańkowski 1991).

Vassiljev (1965) podkreślił, że brzoza niska jest gatunkiem bardzo zmiennym pod względem ekologicznym. Podał on, że na terenie Rosji brzoza niska rośnie zarówno na torfowiskach, jak i na kamienistych stokach i na stepowych zasolonych glebach. Przy tym, na zachód od Uralu *B. humilis* zajmuje przeważnie wilgotne, torfowe podłoża, a im dalej na wschód od Uralu, tym częściej występuje podłożach suchszych. Wraz z klimatycznym i geograficznym zróżnicowaniem warunków siedliskowych *B. humilis* tworzy wg Vassiljeva rasy geograficzne (młode gatunki). Jednym z nich jest *B. extremiorientalis* Kuzyn. Et V. Vassil., opisana z północno-wschodniego krańca Azji, gdzie występuje na suchych, nie zalewanych tarasach rzek (Penżyna, Anadyr, Kołyma, Indygirka). Drugim jest *B. substepposa* V. Vassil., opisana z centralnej Jakucji (wododział Leny i Amuru), gdzie występuje na obszarze brzożowo-modrzewiowego lasostepu na słonych glebach typu sołodie.

Perfilev (1935) uznał, że brzoza niska może rosnąć na bardzo różnym podłożu, pod warunkiem, że jego wierzchnia warstwa jest dostatecznie wilgotna i zawiera odpowiednią ilość związków humusowych i mineralnych. Najczęściej *B. humilis* występuje na podłożach torfowych, jednak znajdowano ją również na podłożach gipsowych, tufie wapiennym lub łupkach. Zdaniem Perfileva, stałą cechą brzozy niskiej

jest jednak to, że nie występuje na luźnych piaskach – jest to dla niej podłoże zbyt ubogie. Tę samą prawidłowość podkreślił Cajander (1902). Pisał on, że w rejonie jeziora Onega (między miejscowościami Kargopol i Wytegra) brzoza niska występowała często razem z *Betula nana*, rozmiijając się jednak z nią w pewnym zakresie siedlisk – mianowicie brzoza niska nie występowała nigdy na ubogich, kwaśnych torfowiskach wysokich.

Dostępne w literaturze dane liczbowe na temat poszczególnych cech siedliska na stanowiskach brzozy niskiej były zbierane różnymi metodami, a poszczególni autorzy analizowali inne, wybrane przez siebie parametry. W związku z tym, trudno jest porównywać dane z literatury między sobą i z wynikami uzyskanymi w niniejszej pracy. Na badanych przeze mnie stanowiskach przeprowadziłam według jednolitych metod badania hydrochemiczne, aby możliwe było porównanie warunków siedliskowych.

Zdaniem wielu autorów europejskich (m.in. Wheeler i Proctor 2000), ekologiczne i florystyczne zróżnicowanie roślinności torfowiskowej determinowane jest w większości przez trzy główne gradienty siedliskowe: gradient zawartości zasad (siedliska kwaśne, ubogie w zasady → alkaliczne, bogate w zasady i węglany); gradient żyzności (niska → wysoka dostępność limitujących biogenów – zwłaszcza N i P) i gradient poziomu lustra wody.

Wszystkie stanowiska brzozy niskiej analizowane przeze mnie fitosocjologicznie zostały zbadane pod kątem trzech powyższych gradientów siedliskowych, w celu określenia podstawowych chemicznych cech siedlisk brzozy niskiej na granicy zasięgu oraz określenia stopnia zróżnicowania warunków siedliskowych między poszczególnymi regionami występowania brzozy niskiej na granicy zwartego zasięgu. Starłam się też odpowiedzieć na pytanie czy różnice w warunkach siedliskowych tłumaczą dlaczego w środkowo-wschodniej Polsce obfite populacje brzozy niskiej występują na przesuszonych torfowiskach podczas gdy w Polsce północno-wschodniej obfite populacje występują jedynie na dobrze zachowanych torfowiskach niskich, a w obrębie przesuszonych torfowisk charakteryzują się słabszą kondycją roślin i wykazują tendencję do zanikania. Za celowe uznałam też określenie, w jakich warunkach możliwe było przetrwanie populacji położonych na najbardziej zachodnim krańcu zwartego zasięgu – w północno-wschodnich Niemczech.

2.3.2. Metody

W obrębie każdego z wykonanych przeze mnie 248 zdjęć fitosocjologicznych, zmierzyłam poziom wody gruntowej w wykonanej do tego celu studziencie. Poziom wody mierzyłam każdorazowo przy wykonywaniu zdjęcia fitosocjologicznego – prezentowane wartości to wyniki jednorazowego pomiaru poziomu wody w czasie od czerwca do sierpnia. W 239 zdjęciach fitosocjologicznych pobrałam próby wody z powierzchni torfowiska lub ze studzienki (w przypadku stanowisk z głębszym poziomem wody), w których zmierzyłam przewodnictwo elektrolityczne, odczyn oraz stężenie N-NH_4^+ i P-PO_4^{3-} (w dniu pobrania prób) oraz stężenie jonów Ca^{2+} , Mg^{2+} (po przewiezieniu do laboratorium w Warszawie). Odczyn i przewodnictwo mierzyłam przy pomocy terenowego pH/konduktometru CPC-401. Stężenie azotu amonowego określałam kolorymetrycznie metodą salicylanową, a fosforu fosforanowego też kolorymetrycznie przy użyciu odczynnika PhosVer HACH. Stężenia jonów Ca^{2+} były mierzone przy pomocy fotometru płomieniowego FLAPHO 4, a jonów Mg^{2+} – przy pomocy spektrometru absorpcji atomowej UNICAM 939.

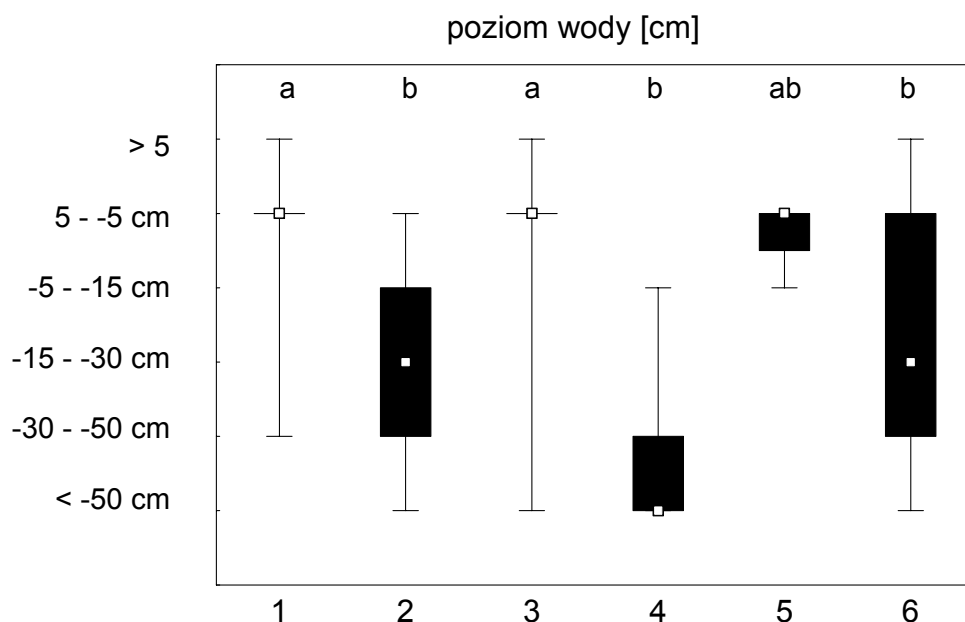
Przy opracowywaniu wyników zastosowałam nieparametryczne testy statystyczne oraz metody ordynacji bezpośredniej z pakietu Canoco (Ter Braak i Šmilauer 1998). W związku z długością gradientu analizowanych danych powyżej 3 SD (porównaj **rozdział 2.2.2**), do analizy związku pomiędzy składem gatunkowym, a parametrami siedliska zastosowałam metodę CCA, którą przeprowadziłam zarówno dla wszystkich zdjęć jak i oddzielnie dla zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta. W analizach CCA uwzględniłam parametry chemiczne jako czynniki siedliskowe zastosowane do kalkulacji modelu ordynacji, a przynależność prób do klas roślinności wyróżnionych w klasyfikacji (**rozdział 2.2.3.1**), region geograficzny i poziom wody gruntowej wykazałam na wykresach jako zmienne pasywne.

2.3.3. Wyniki

2.3.3.1. Poziom wody

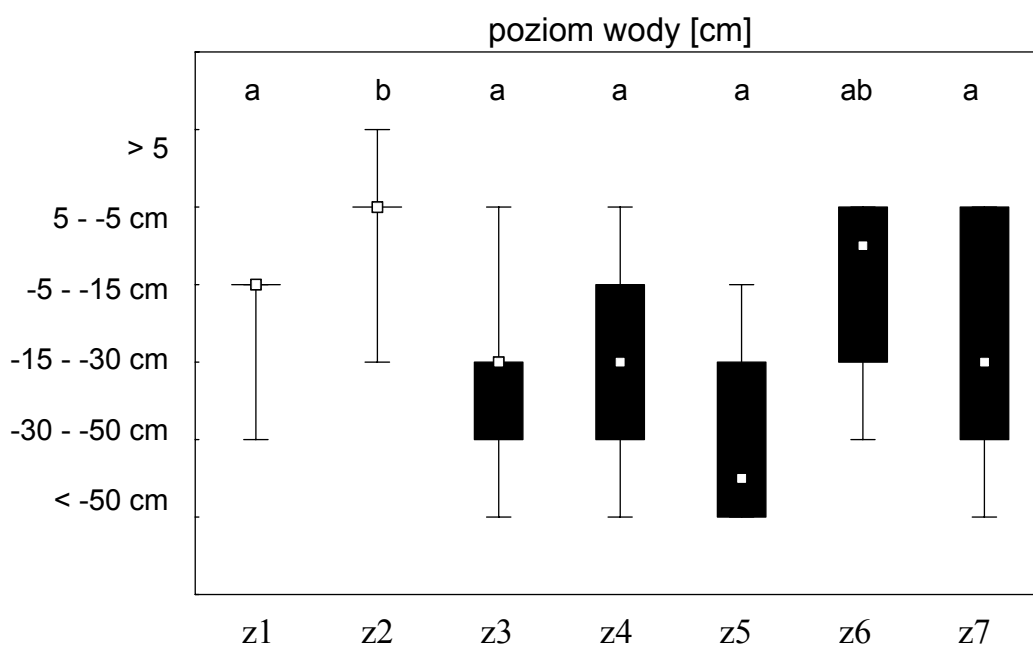
Poziom zwierciadła wody w fitocenozach z brzozą niską wynosił od 5 cm powyżej poziomu gruntu do ponad 50 cm poniżej poziomu gruntu (**Ryc. 17**). Wśród

grup fitocenoz wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych (**rozdział 2.2.3.1.a**) widać różnice zarówno odnośnie mediany poziomu wody, jak i w zakresie jego zmienności (**Ryc. 17**). Na wykresie przedstawiłam sześć klas poziomu wody. Wartość poziomu wody w każdej fitocenozie zaliczyłam do jednej z tych klas: ponad 5 cm powyżej poziomu gruntu, +5 – -5, -5 – -15, -15 – -30, -30 – -50 i ponad 50 cm poniżej poziomu gruntu. W fitocenozach należących do najliczniejszych grup – grupy 1 (mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne) i grupy 3 (zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe) poziom wody utrzymywał się przeważnie przy powierzchni torfowiska – od ok. 5 cm powyżej do ok. 5 cm poniżej poziomu gruntu. Również w fitocenozach z grupy 5 (borealna świerczyna na torfie) woda występowała dość blisko powierzchni. W pozostałych trzech grupach fitocenoz poziom wody układał się głębiej poniżej poziomu gruntu, najgłębiej w grupie 4 (zarośla na zdegradowanych torfowiskach).



Ryc. 17. Poziom wody w fitocenozach zaliczonych do grup 1-6 uzyskanych w wyniku klasyfikacji (**rozdział 2.2.3.1.a**). 1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne; 2 – torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym; 3 – zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe; 4 – zarośla na zdegradowanych torfowiskach; 5 – borealna świerczyna na torfie; 6 – olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach. Przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Test Kruskala-Wallisa istotny na poziomie $p < 0.0001$. Oznaczenia literowe nad słupkami oznaczają wyniki wielokrotnych porównań średnich rang; grupy nie oznaczone tą samą literą różnią się między sobą na poziomie istotności $p < 0.05$.

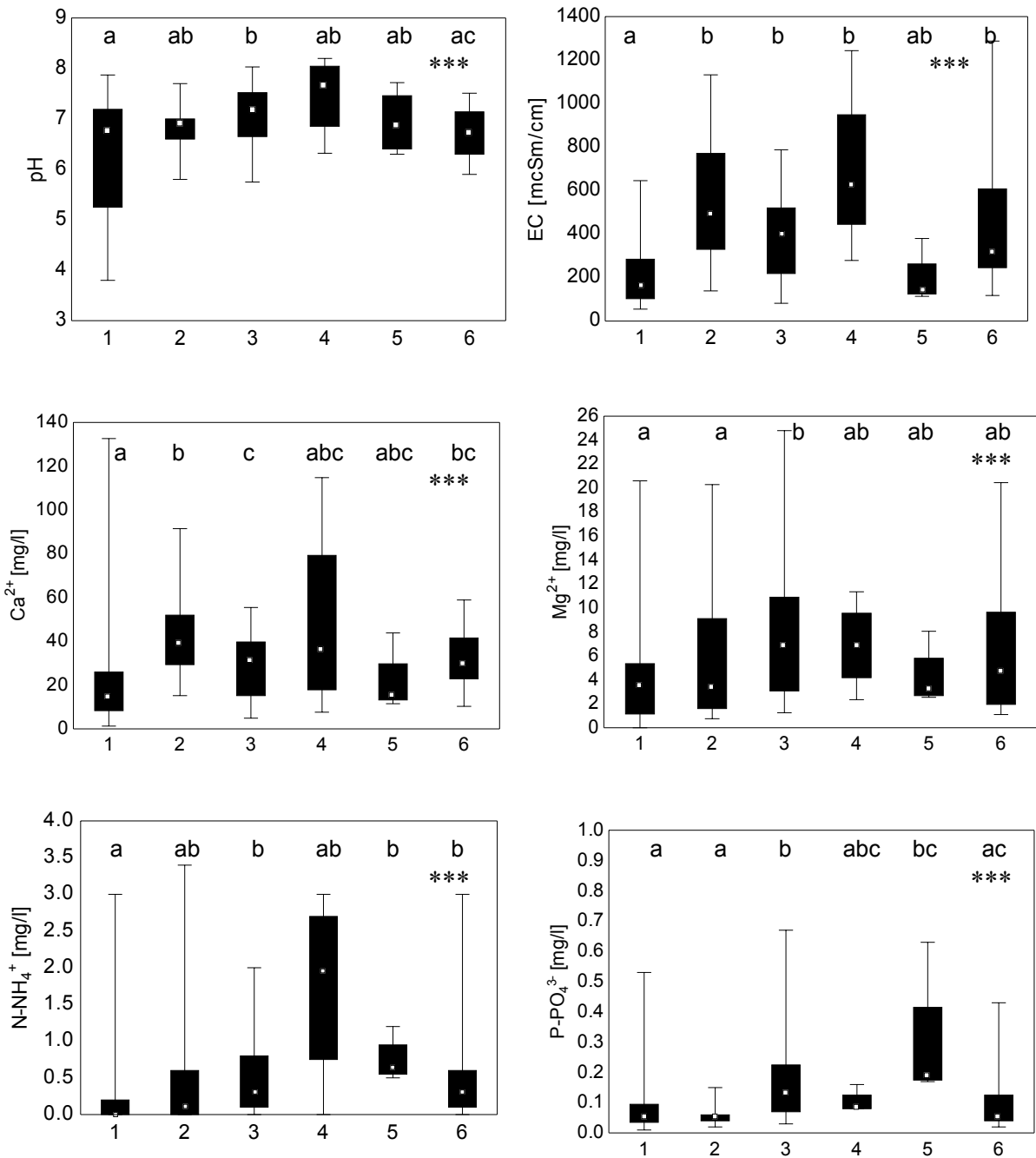
Zbliżony obraz uzyskałam porównując poziom wody w grupach fitocenoz z wyraźnym udziałem brzozy niskiej, wyróżnionych w **rozdziale 2.2.3.1.b (Ryc. 18)**. Grupa z2 (zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach) cechuje się występowaniem wody przeważnie przy powierzchni torfowiska. Dość wysoko kształtował się poziom wody także w fitocenozach z grupy z1 (zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych) oraz z6 (zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych).



Ryc. 18. Poziom wody w grupach z1-z7 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Braun-Blanqueta (**rozdział 2.2.3.1.b**). z1 – zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych; z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach; z3 – zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych; z4 – zarośla brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach; z5 – zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach; z6 – zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych; z7 – zarośla brzozy niskiej na bagiennych łąkach o charakterze alkalicznym. Przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Test Kruskala-Wallisa istotny na poziomie $p < 0.0001$. Oznaczenia literowe nad słupkami oznaczają wyniki wielokrotnych porównań średnich rang; grupy nie oznaczone tą samą literą różnią się między sobą na poziomie istotności $p < 0.05$.

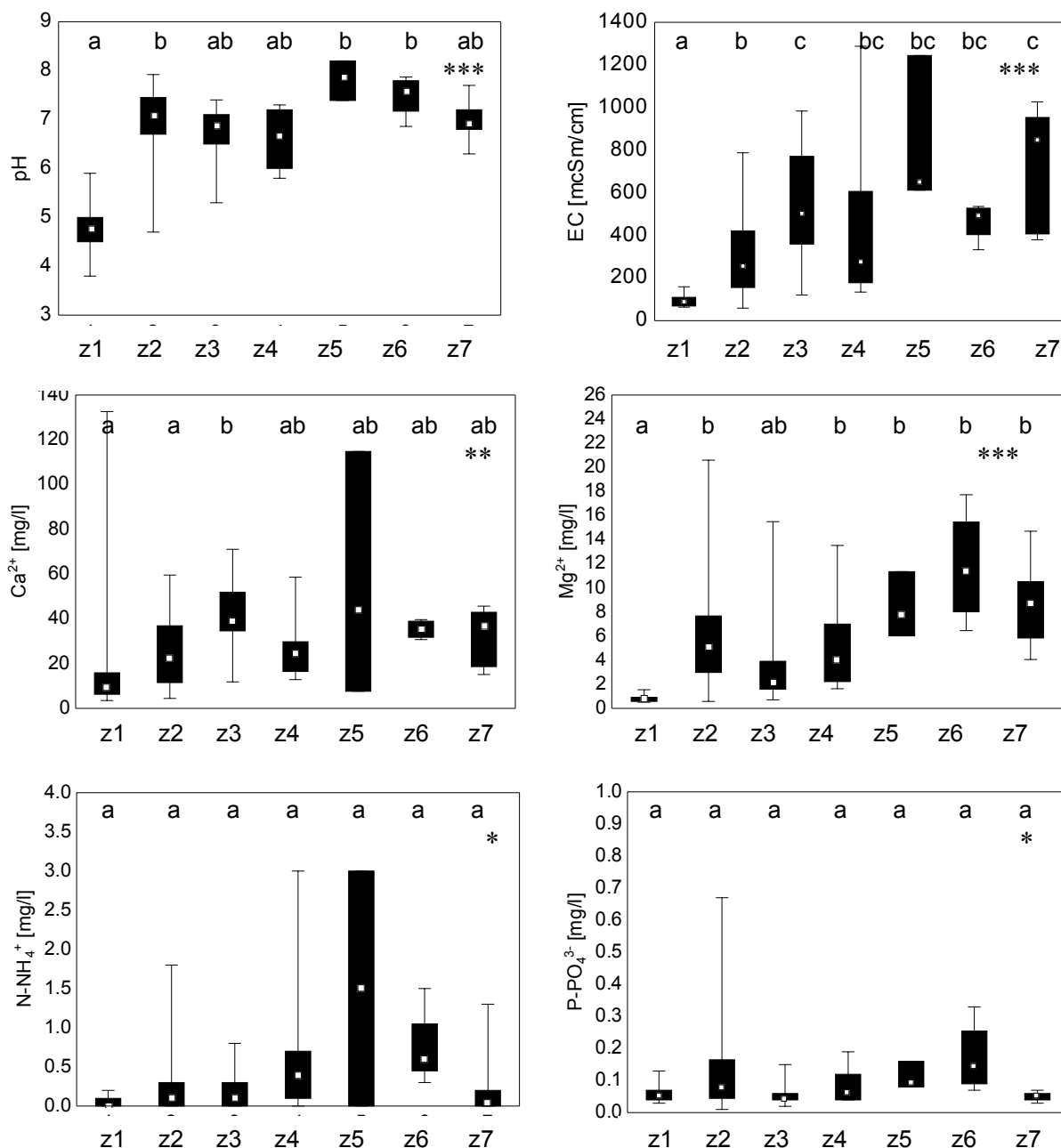
2.3.3.2. Właściwości chemiczne

Na **rycinie 19** przedstawiłam porównania właściwości chemicznych wody w obrębie grup fitocenoz, wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych (**rozdział 2.2.3.1.a**). Grupa 1 (mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne) cechuje się niskimi wartościami pH, przewodnictwa elektrolitycznego, stężenia Ca^{2+} , Mg^{2+} , N-NH_4^+ i P-PO_4^{3-} . Grupy: 2 (torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym), 4 (zarośla na zdegradowanych torfowiskach) i 6 (olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach) cechują się wyższym od pozostałych grup przewodnictwem elektrolitycznym i stężeniem wapnia. Grupa 4 różni się od wszystkich pozostałych grup wysokimi stężeniami N-NH_4^+ . Stężenie P-PO_4^{3-} jest niskie dla wszystkich wyróżnionych grup, z tym, że w grupie 3 i 5 nieznacznie ale istotnie wyższe od innych.



Ryc. 19. Właściwości chemiczne wody w grupach 1 – 6 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wszystkich wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych (**rozdział 2.2.3.1.a**). 1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne; 2 – torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym; 3 – zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe; 4 – zarośla na zdegradowanych torfowiskach; 5 – borealna świerczyna na torfie; 6 – olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach. Na wykresach przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Test Kruskala-Wallis istotny na poziomie: *** – $p < 0.0001$; ** – $p < 0.01$; * – $p < 0.05$; ns – nieistotny statystycznie. Oznaczenia literowe nad słupkami oznaczają wyniki wielokrotnych porównań średnich rang; grupy nie oznaczone tą samą literą różnią się między sobą na poziomie istotności $p < 0.05$.

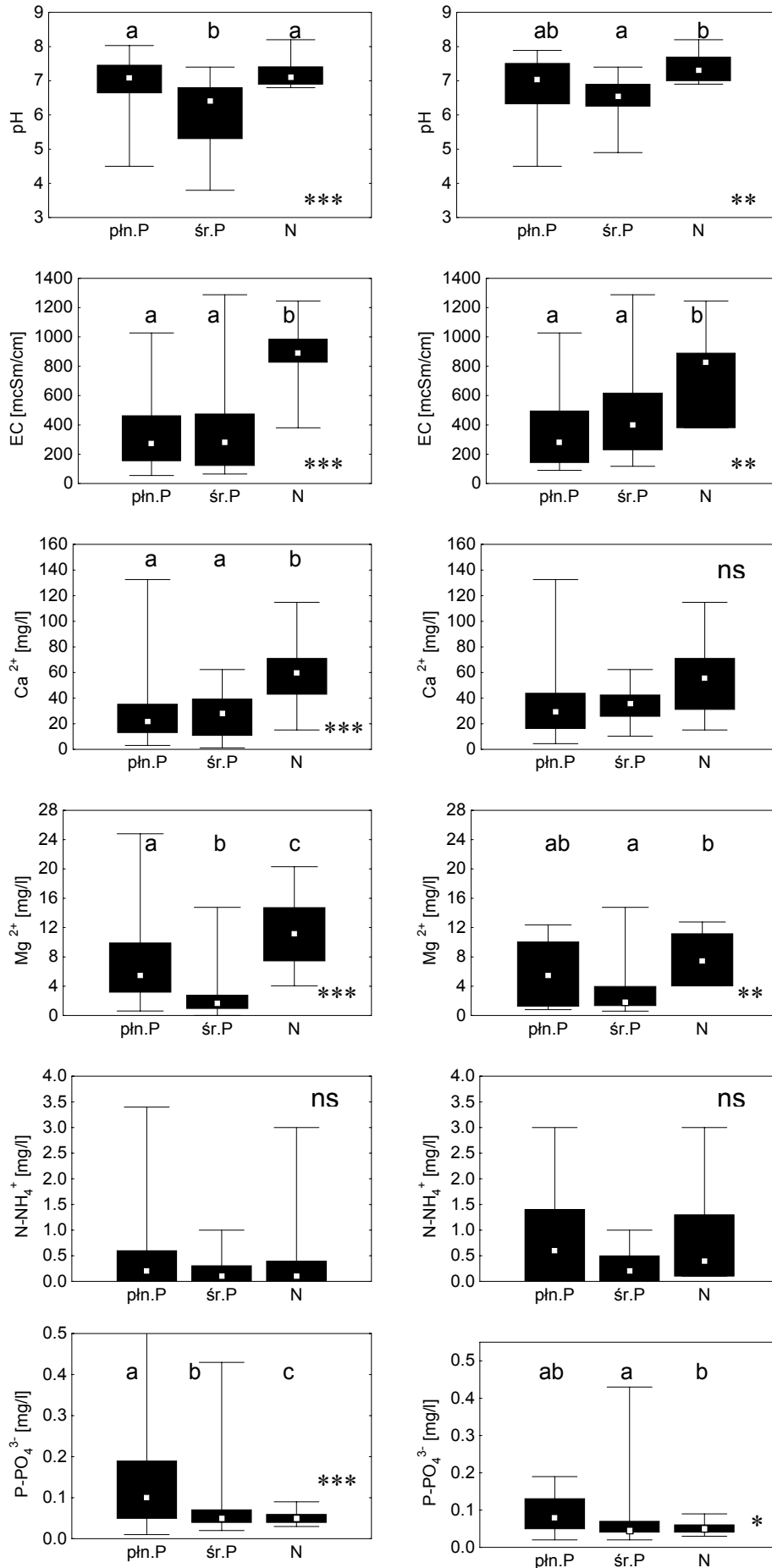
Na **rycinie20** przedstawiłam porównania właściwości chemicznych wody w grupach fitocenoz z wyraźnym udziałem brzozy niskiej, wyróżnionych w **rozdziale 2.2.3.1.b**. Grupa z1 (zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych) wyróżnia się najmniejszymi wartościami pH, EC, Ca^{2+} , Mg^{2+} i N-NH_4^+ . Najwyższe wartości parametrów pH, EC, Ca^{2+} , i N-NH_4^+ wystąpiły w fitocenozach zaliczonych do grupy z5 (zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach). Grupa z6 (zarośla brzozy niskiej na kopułach źródłiskowych) wyróżnia się wyższymi niż w innych grupach stężeniami magnezu w wodzie na powierzchni torfowiska. W grupie z3 (zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych) wystąpiły dość wysokie stężenia wapnia. Najliczniejsza grupa z2 cechuje się pH zbliżonym do neutralnego, wartościami EC przeważnie niższym od pozostałych grup (z wyjątkiem z1). Stężenia Ca^{2+} , Mg^{2+} przyjmują w tej grupie wartości pośrednie w stosunku do pozostałych grup. Stężenie P-PO_4^{3-} jest niskie dla wszystkich wyróżnionych grup.



Ryc. 20. Właściwości chemiczne wody w grupach z1 – z7 wyróżnionych w wyniku klasyfikacji wykonanych w ramach pracy zdjęć fitosocjologicznych, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Braun-Blanqueta (**rozdział 2.2.3.1.b**). z1 – zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznych; z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach; z3 – zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych; z4 – zarośla brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach; z5 – zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach; z6 – zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych; z7 – zarośla brzozy niskiej na bagiennych łąkach o charakterze alkalicznym. Na wykresach przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Test Kruskala-Wallis istotny na poziomie: *** – $p < 0.0001$; ** – $p < 0.01$; * – $p < 0.05$; ns – nieistotny statystycznie. Oznaczenia literowe nad słupkami oznaczają wyniki wielokrotnych porównań średnich rang; grupy nie oznaczone tą samą literą różnią się między sobą na poziomie istotności $p < 0.05$.

Trzy z sześciu badanych właściwości chemicznych wykazują istotne różnice pomiędzy północną a środkową Polską (**Ryc. 21**). Stanowiska w północnej Polsce charakteryzują się wyższymi wartościami pH oraz wyższym stężeniem Mg^{2+} i $P-PO_4^{3-}$. Ta tendencja jest również zachowana gdy porównywane są oddzielnie tylko stanowiska na przesuszonych torfowiskach (z poziomem wody znajdującym się głębiej niż 15 cm), chociaż różnice są wtedy istotne statystycznie jedynie dla fosforu.

Próby pochodzące z Niemiec różnią się istotnie od prób z zarówno północnej jak i środkowej Polski pod względem wartości przewodnictwa elektrolitycznego, stężenia jonów wapnia i magnezu – ww. parametry osiągają wyższe wartości w Niemczech niż w Polsce (**Ryc. 21**). Istotnie różniło się też stężenie fosforu między próbami z Niemiec i z północnej Polski. Na stanowiskach niemieckich jego wartości były niższe. Przy porównywaniu tylko przesuszonych torfowisk różnice między stanowiskami polskimi a niemieckimi stają się mniej wyraźne (mniej różnic istotnych statystycznie), jednak tendencje pozostają zachowane.

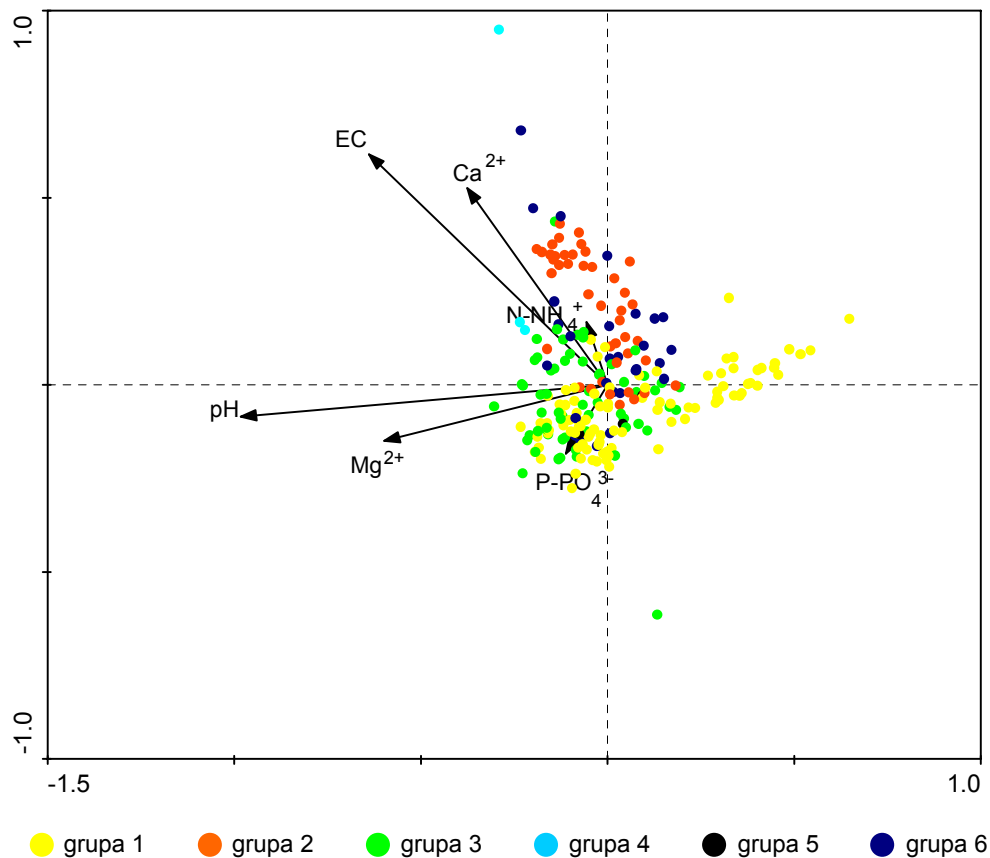


Ryc. 21. Właściwości siedliska z podziałem na regiony (północna Polska, środkowa Polska, Niemcy). Po lewej stronie – porównanie dla wszystkich; po prawej stronie – porównanie tylko przesuszonych stanowisk (poziomie wody < -15 cm). Przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Test Kruskala-Wallisa istotny na poziomie: *** – $p < 0.0001$; ** – $p < 0.01$; * – $p < 0.05$; ns – nieistotny statystycznie. Oznaczenia literowe nad słupkami – wyniki wielokrotnych porównań średnich rang; grupy nie oznaczone tą samą literą różnią się między sobą z $p < 0.05$.

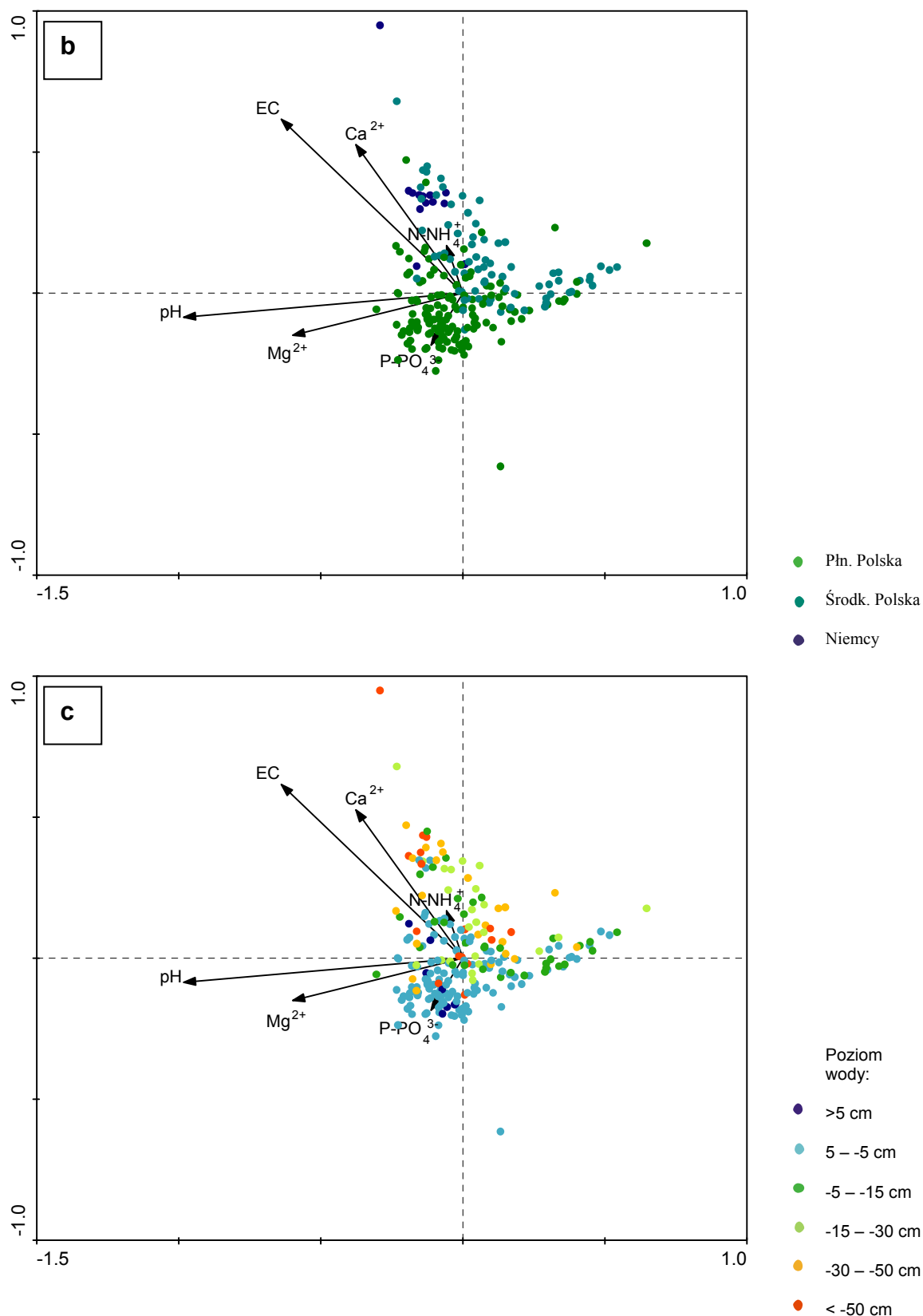
2.3.3.3. Zależności między składem gatunkowym zdjęć a właściwościami chemicznymi siedliska

Na wykresie ordynacji CCA dla wszystkich wykonanych zdjęć (**Ryc. 22a-c**), zdjęcia układają się, podobnie jak w przypadku analizy DCA (**rozdział 2.2.3.2, Ryc. 6**), w chmurę punktów przypominającą w kształcie trójkąt. Na wykresie CCA uwidocznione zostało przedstawione wcześniej zróżnicowanie roślinności, nie mniej jednak między „trójkątem DCA” i „trójkątem CCA” zaznaczyły się pewne różnice dotyczące rozkładu punktów należących do poszczególnych grup wyróżnionych w wyniku klasyfikacji (**rozdział 2.2.3.1.a**). Na wierzchołkach obydwu tych trójkątów, znajdujących się w wysokich wartościach pierwszej osi ordynacji, grupują się zdjęcia wykonane w obrębie mszarów minerotroficznych (część zdjęć zaklasyfikowanych do grupy 1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne) (**Ryc. 22a, Ryc. 6**). Z analizy CCA wynika, że są to fitocenozy związane z niskim pH i niskim stężeniu magnezu; pochodzące głównie z Polski środkowej (**Ryc. 22b**). Na wierzchołku „trójkąta CCA” wskazującym wysokie wartości drugiej osi znalazły się zdjęcia charakteryzowane przez wysokie stężenie wapnia, wysokie przewodnictwo elektrolityczne oraz niskie stężenie fosforu. Są to głównie zdjęcia z fitocenz o niskim poziomie wody gruntowej (**Ryc. 22c**), z Polski środkowej i z Niemiec (**Ryc. 22b**). Należą tu zdjęcia zaklasyfikowane do grupy 2 (torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym) oraz, w odróżnieniu od „trójkąta DCA”, zdjęcia z grupy 4 (zarośla na zdegradowanych torfowiskach) i 6 (olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach) (**Ryc. 22a**). W przypadku analizy DCA zdjęcia należące do grupy 2 uległy wyraźnemu zróżnicowaniu wobec zdjęć z grup 4 i 6 wzdłuż drugiej osi ordynacji – zdjęcia z grupy 4 i 6 znalazły się na wierzchołku trójkąta związanym z ujemnymi wartościami drugiej osi. Na wierzchołku „trójkąta CCA” wskazującym na ujemne wartości drugiej osi znalazły się zdjęcia reprezentujące mezotroficzne subneutralne mechowiska (pozostała część zdjęć z grupy 1) oraz zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe (grupa 3) (**Ryc. 22a**). Należące tu fitocenozy różnią się od pozostałych wyższymi stężeniami magnezu, wyższym pH, dość niskimi wartościami przewodnictwa elektrolitycznego. Wyróżniają się poza tym wysokim poziomem wody gruntowej (**Ryc. 22c**). Pochodzą głównie z Polski północnej (**Ryc. 22b**). W przypadku „trójkąta DCA” (**Ryc. 6**) punkty odpowiadające mezotroficznym subneutralnym mechowiskom (grupa

1) oraz rozwijającym się na nich zaroślom i lasom bagiennym (grupa 3) znalazły się pośrodku chmury punktów. Powyżej wspomniane różnice dotyczące położenia punktów z grup 1 i 3 na wykresie DCA i CCA wskazują na to, że fitocenozy reprezentujące mezotroficzne subneutralne mechowiska oraz zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe należą pod względem florystycznym do najbardziej typowych spośród analizowanego zbioru zdjęć (znalazły się pośrodku „trójkąta DCA”), nie mniej jednak tworzą grupę wyraźnie wyróżniającą się od pozostałych zdjęć pod względem warunków siedliskowych – przede wszystkim cechują się wysokim poziomem wody gruntowej, zasobnej w magnez.

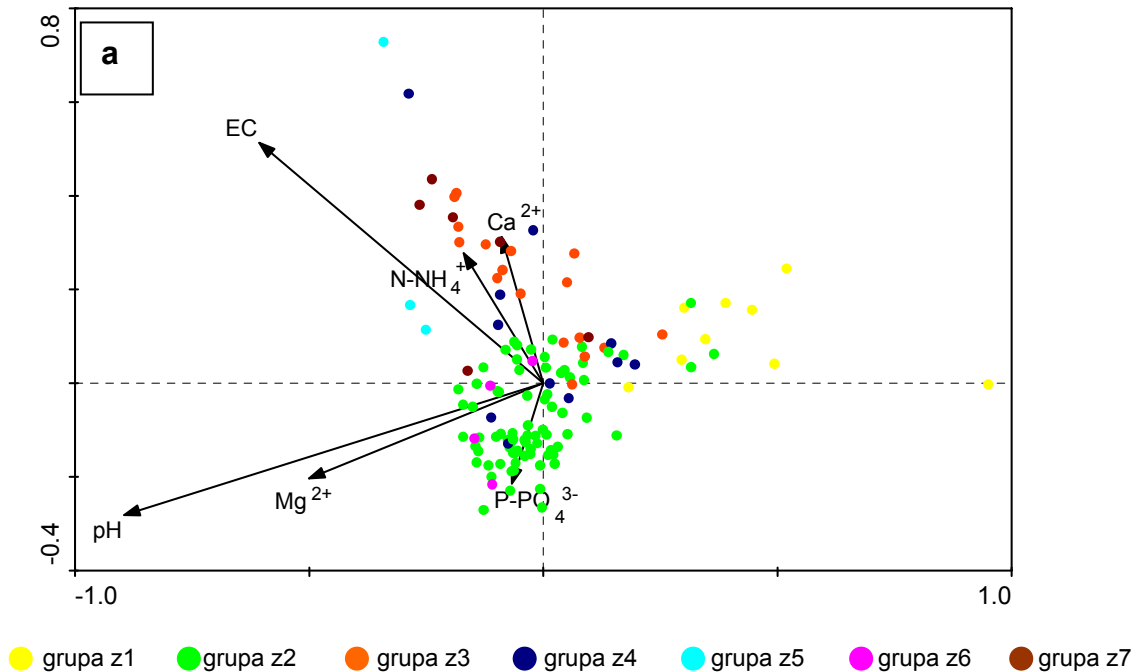


Ryc. 22a. Ordynacja CCA zdjęć względem cech siedliska z uwzględnieniem grup wyróżnionych w klasyfikacji w **rozdziale 2.2.3.1.a.** (1 – mechowiska mezotroficzne subneutralne i mszary minerotroficzne; 2 – torfowiska alkaliczne i bagienne łąki o charakterze alkalicznym; 3 – zarośla na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach i bagienne lasy sosnowo-brzozowe; 4 – zarośla na zdegradowanych torfowiskach; 5 – borealna świerczyna na torfie; 6 – olsy oraz zarośla i lasy na przesuszonych torfowiskach); po usunięciu prób odbiegających od pozostałych na podstawie analizy w **rozdziale 2.2.3.2;** po połączeniu warstw. Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.324, II – 0.225, III – 0.139, IV – 0.099.



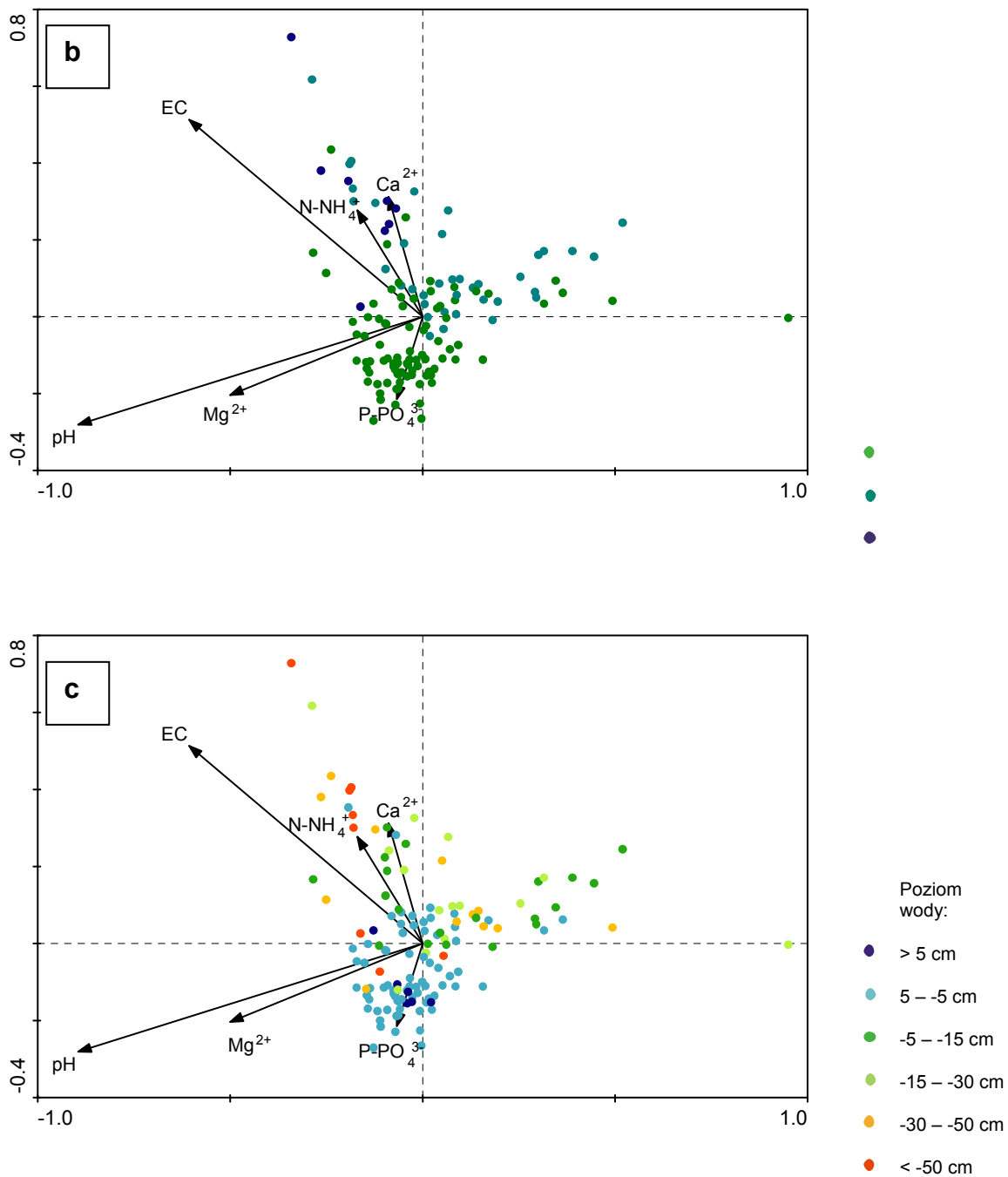
Ryc. 22b - c. Ordynacja CCA zdjęć względem cech siedliska z uwzględnieniem: **b** - regionu geograficznego, **c** – poziomu wody gruntowej; po usunięciu prób odbiegających od pozostałych na podstawie analizy w **rozdziale 2.2.3.2**; po połączeniu warstw. Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.324, II – 0.225, III – 0.139, IV – 0.099.

Na wykresie CCA dla zdjęć z wyraźnym udziałem brzozy niskiej (**Ryc. 23a-c**) zaznaczają się podobne zależności co omówione wyżej dla wszystkich zdjęć.



Ryc. 23a. Ordynacja CCA zdjęć względem cech siedliska z uwzględnieniem grup wyróżnionych w klasyfikacji w **rozdziale 2.2.3.1.b.** (z1 – zarośla brzozy niskiej na kwaśnych mszarach minerotroficznym; z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznym subneutralnym mechowiskach; z3 – zarośla brzozy niskiej na torfowiskach alkalicznych; z4 – zarośla brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach; z5 – zarośla brzozy niskiej na zdegradowanych torfowiskach; z6 – zarośla brzozy niskiej na kopułach źródliskowych; z7 – zarośla brzozy niskiej na bagiennych łąkach o charakterze alkalicznym); po usunięciu prób odbiegających od pozostałych na podstawie analizy w **rozdziale 2.2.3.3.**; po połączeniu warstw. Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.324, II – 0.225, III – 0.139, IV – 0.099.

W przypadku analizy CCA (**Ryc. 22a-c**) dla wszystkich zdjęć test Monte-Carlo wykazał, że osie ordynacji są istotne statystycznie ($p = 0.002$), a zatem cały model uzyskany w wyniku ordynacji CCA jest istotny statystycznie. Poza tym pięć z badanych cech hydrochemicznych (bez $P-PO_4^{3-}$) w istotny statystycznie ($p < 0.05$) sposób tłumaczy zmienność roślinności. W przypadku analizy CCA zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta (**Ryc. 23a-c**) również wszystkie osie ordynacji są istotne statystycznie a spośród cech hydrochemicznych tylko stężenie $P-PO_4^{3-}$ nie jest statystycznie istotne w modelu.



Ryc. 23b - c. Ordynacja CCA zdjęć, w których brzoza niska występuje z ilościowością co najmniej 2 w skali Brauna-Blanqueta, względem cech siedliska z uwzględnieniem: **b** – regionu geograficznego, **c** – poziomu wody gruntowej; po usunięciu prób odbiegających od pozostałych na podstawie analizy w **rozdziale 2.2.3.3**; po połączeniu warstw. Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.350, II – 0.246, III – 0.149, IV – 0.115.

Generalizując, analiza CCA (**Ryc. 22 i 23**) pokazała, że badane siedliska brzozy niskiej są zróżnicowane pod względem dwóch gradientów hydrochemicznych oraz pod względem poziomu lustra wody na torfowisku. Pierwszy gradient jest związany ze stężeniem magnezu oraz pH. Wyraźnie wyróżnia się niewielka grupa zdjęć nawiązujących do torfowisk przejściowych i wysokich (ubogich w magnez, o niskim pH). Pozostałe próby tworzą grupę z zaznaczonym gradientem zawartości wapnia i wartości przewodnictwa elektrolitycznego, na które nakłada się gradient poziomu wody. Na jednym biegunie znajdują się torfowiska bogate w wapń, o niskim poziomie wody, z Niemiec i Polski środkowej, a na drugim biegunie dobrze uwodnione torfowiska Polski północnej, z gatunkami występującymi typowo z brzozą na obszarze Syberii jak m.in. *Tomentypnum nitens*, *Helodium blandowii*, *Aulacomnium palustre*, *Liparis loeselii*, *Corallorhiza trifida*, *Polemonium coeruleum*, *Picea abies*.

Druga oś ordynacji wskazała istnienie negatywnej zależności pomiędzy zasobnością w magnez i w wapń. W gradiencie zasobności w magnez próby są rozmieszczone od fitocenoz występujących na torfowiskach przyjeziornych, o mniejszym wpływie zasilania soligenicznego, do zbiorowisk występujących na dobrze uwodnionych torfowiskach soligenicznych w dolinach rzek (dolina Rospudy, górny basen doliny Biebrzy, dolina Żytkiejmskiej Strugi). Gradient zasobności w wapń związany jest silniej z rozmieszczeniem geograficznym analizowanych torfowisk niż z ich typem. Na stanowiskach w środkowej Polsce i w Niemczech stężenie wapnia jest wyższe niż w północnej Polsce.

Gradient zasobności wód w azot i fosfor nie jest tak silnie wyrażony jak gradienty związane z zasobnością w zasady (wapń i magnez); nie mniej jednak stężenie azotu amonowego jest dodatnio skorelowane ze stężeniem wapnia i przewodnictwem elektrolitycznym, natomiast zawartość ortofosforanów ujemnie. Ze względu na dużą zmienność stężenia pierwiastków biogenych w wodzie na torfowisku, trudno w pełni ocenić zależności między stężeniem biogenów a roślinnością. Na podstawie uzyskanych wyników można jednak zauważyć, że na stanowiskach w południowej części Polski oraz w Niemczech wartości fosforu są generalnie niższe niż w północnej Polsce.

2.3.4. Dyskusja

Uzyskane wyniki analiz chemicznych wody z torfowisk, w których występuje brzoza niska w północno-wschodniej Polsce, porównałam z wartościami jakie podaje Pawlikowski (2008) dla torfowisk z polskiej części Pojezierza Litewskiego. Przeważająca część torfowisk z brzozą niską (**Ryc. 19** – zakres wartości od 25% do 75%) odpowiada, pod względem takich cech jak: pH, EC, stężenie jonów wapnia i magnezu, mechowiskom wykazującym nawiązania do rzędu *Caricetalia davaliana* (Pawlikowski 2008). Jest to kolejny argument za tym, że zbiorowiska z udziałem brzozy niskiej powinny być zaliczane do klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*.

Nawiązując do koncepcji, że ekologiczne i florystyczne zróżnicowanie roślinności torfowiskowej, determinowane jest w większości przez trzy główne gradienty siedliskowe (gradient zawartości zasad; gradient żyzności i gradient poziomu lustra wody) (m.in. Wheeler i Proctor 2000), należy zwrócić uwagę, że wyniki przeprowadzonych badań pokazały zróżnicowanie zbiorowisk z brzozą niską wzdłuż gradientu zasobności w zasady i gradientu poziomu lustra wody. Mniejsze zróżnicowanie warunków siedliskowych na stanowiskach brzozy niskiej zaobserwowałam pod względem gradientu zasobności w N-NH_4^+ i P-PO_4^{3-} (brak istotnych statystycznie różnic na **rycinie 20**, krótkie strzałki na **rycinach 22 i 23**), nie mniej jednak wydaje się, że gradient żyzności, a przede wszystkim stężenie fosforu, mogą również odgrywać istotną rolę różnicującą warunki występowania brzozy niskiej (porównaj też **rozdział 2.5**).

Na stanowiskach w środkowej Polsce oraz w Niemczech wartości fosforu są wyraźnie niższe niż w północnej Polsce. W tej prawidłowości można szukać wytłumaczenia przyczyn występowania obfitych populacji brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach w środkowo-wschodniej Polsce podczas gdy w północnej Polsce obfite populacje występują jedynie na dobrze zachowanych torfowiskach niskich, a populacje w obrębie przesuszonych torfowisk są mniej zwarte i wykazują tendencję do zanikania. Niewykluczone, że warunki siedliskowe na osuszonych torfowiskach w środkowej Polsce są bardziej korzystne dla brzozy niskiej niż na osuszonych w północnej Polsce właśnie ze względu na niższe stężenie fosforu.

Z prac innych autorów wynika, że brzoza niska może należeć do gatunków siedlisk, w których produkcja pierwotna jest limitowana fosforem. W zbiorowiskach

leśnych występujących na torfowisku soligenicznym przy krawędzi doliny, jak udowodnili Schep i in. (2003) dla torfowisk w dolinie rzeki Ob na Syberii (zbiorowisko *Betula pubescens-Menyanthes trifoliata*), zaznacza się najsilniejszy wypływ wód gruntowych, a co za tym idzie warunki są tam silnie zredukowane, co z kolei prowadzi do wysokich stężeń rozpuszczonych form żelaza (Fe^{2+}) i fosforu. W tych siedliskach fosfor jest dostępny w wystarczającej ilości, a pierwiastkiem limitującym jest azot. Również przy samej rzece, w strefie wpływu wód rzecznych, nie brakuje fosforu. Natomiast im dalej w kierunku środka torfowiska (im dalej od rzeki i im dalej od krawędzi), tym bardziej zmniejsza się dostępność fosforu i zaczynają przeważać siedliska limitowane tym pierwiastkiem (Schep i in. 2003). W środkowej części torfowiska występują otwarte torfowiska mszysto-turzycowe, a w strefie przejścia zarośla z *Betula humilis*. Z tych badań wynika zatem, że *B. humilis* może rozwijać się na siedliskach limitowanych przez fosfor. Potwierdzili to również El Kahloun i in. (2005) w dolinie Biebrzy, wykazując, że zbiorowisko z brzozą niską jest limitowane fosforem i brzoza niska jest eliminowana z miejsc zajmowanych przez wysokoproduktywną roślinność przy rzece i przez zbiorowiska leśne przy krawędzi doliny. Być może właśnie dzięki możliwości dobrego rozwoju na stanowiskach limitowanych fosforem brzoza niska jest jednym z pierwszych krzewów, które pojawiają się w obrębie otwartych torfowisk mszysto-turzycowych. Ta właściwość być może tłumaczy także w pewnym stopniu rozmieszczenie zarośli brzozy niskiej w obrębie roślinności torfowiska, czyli (w przypadku torfowisk soligenicznych) występowanie ich na granicy otwartych zbiorowisk mszysto-turzycowych – na granicy położonej albo od strony rzeki, albo od strony mineralnej krawędzi doliny. Również Lapshina (2006) pisze, że zarośla brzozy niskiej na torfowiskach nad rzeką Ob rozwijają się na granicy otwartego torfowiska soligenicznego, w miejscach w jakiś sposób odrębnych od głównego złoża torfu i w związku z tym charakteryzujących się mniejszą stabilnością hydrologiczną.

W kontekście stwierdzonych przeze mnie różnic w stężeniu fosforu na badanych stanowiskach brzozy niskiej, pojawia się istotne pytanie o przyczyny niskich jego stężeń na stanowiskach w Polsce środkowej i w Niemczech. Czynnikiem różnicującym dostępność fosforu na torfowiskach jest m.in. stężenie jonów wapnia (np. Koerselman i Verhoeven 1995). Jony wapnia poprzez tworzenie nierozpuszczalnych fosforanów z jonami PO_4^{3-} przyczyniają się do zmniejszenia puli rozpuszczonego, a zatem dostępnego dla roślin fosforu. Wysokie stężenie wapnia może być zatem jednym z

istotnych czynników umożliwiających trwanie populacji brzozy niskiej w warunkach przesuszonego torfowiska. Na stanowiskach w środkowej Polsce zawartość wapnia jest wyższa niż na północy, co wynika zapewne z odmienności budowy geologicznej badanych rejonów Polski. Na Polesiu utwory czwartorzędowe podścielone są grubą i zwartą warstwą utworów kredowych – wapieni, margli i kredy, wychodzących w wielu miejscach na powierzchnię (Harasimiuk i in. 2002), natomiast w północnej Polsce na powierzchni znajduje się grubsza warstwa utworów czwartorzędowych, młodoglacjalnych. Na uwagę zasługuje fakt, że stanowiska niemieckie charakteryzują się niskim poziomem wody a jednocześnie jednymi z najwyższych stężeń wapnia spośród badanych torfowisk (**Ryc. 22b-c**).

Grupa zdjęć pochodząca z Niemiec jest stosunkowo jednolita – w większości były one zlokalizowane na torfowiskach o obniżonym poziomie wody, wysokim stężeniu wapnia i niskim stężeniem fosforu (**Ryc. 22b**). Stanowiska ze środkowej Polski grupują się na wykresie ordynacji CCA po części w sąsiedztwie zdjęć z Niemiec, ale niewielka część z nich reprezentuje zupełnie inny typ siedlisk – o niskim pH i małej zawartości magnezu i wapnia (**Ryc. 22b**), a związane z nimi gatunki odpowiadają grupie I na **rycinie 7a** (gatunki torfowisk przejściowych, wysokich i gatunki borowe). To zróżnicowanie siedliskowe w obrębie stanowisk brzozy niskiej w środkowej Polsce można tłumaczyć tym, że większość torfowisk niskich na Polesiu Lubelskim została osuszona (Gawlik i Dembek 2002) i brzoza niska występuje tu albo w obrębie osuszonych torfowisk niskich, albo stosunkowo mało zmienionych torfowisk o charakterze przejściowym. Uzyskane wyniki odnośnie siedlisk brzozy niskiej na Lubelszczyźnie są zgodne z obserwacjami Jasnowskiego (1955). Podaje on brzozę niską ze zbiorowisk mszysto-turzycowych, torfowisk lekko przesuszonych – z łąk torfowiskowych o charakterze trawiastym (na torfie o odczynie od słabo kwaśnego do alkalicznego, przesuszonym wskutek wadliwej melioracji) oraz ze zbiorowiska z trzęślicą modrą i turzycą prosowatą (na torfie o odczynie od obojętnego do alkalicznego), ale również z dobrze uwodnionych torfowisk niskich z wyraźną tendencją rozwojową w kierunku torfowisk przejściowych.

Obserwowana na badanym obszarze zmienność warunków siedliskowych zbiorowisk z brzozą niską jest skorelowana z rozmieszczeniem geograficznym stanowisk. Stanowiska w północno-wschodniej Polsce pod względem florystycznym i, można przypuszczać, że również siedliskowym, silniej nawiązują do zbiorowisk z brzozą niską bliżej centrum zasięgu, natomiast stanowiska występujące na samej

granicy zasięgu – na Polesiu i w Niemczech mają już inne warunki siedliska – charakteryzują się niższym poziomem wody i w większości wyższym stężeniem jonów wapnia. To zróżnicowanie może nawiązywać do gradientu klimatycznego, ale może też być skutkiem silniejszego przekształcenia przez człowieka torfowisk w południowej i zachodniej części badanego obszaru i po prostu brakuje tam dobrze uwodnionych torfowisk soligenicznych podobnych do tych w Polsce północno-wschodniej.

Podsumowując, mogę stwierdzić, że brzoza niska ma stosunkowo szeroką amplitudę ekologiczną. Jest to związane zarówno ze zróżnicowaniem geograficznym jak i ze zróżnicowaniem siedliskowym w obrębie poszczególnych obszarów występowania. Na terenie Polski obfite populacje występują najczęściej w warunkach zbliżonych do siedlisk mechowiskowych z rzędu *Caricetalia davaliana*. Wydaje się, że do istotnych dla *B. humilis* czynników siedliskowych należy limitowanie produkcji pierwotnej fosforem, jako że w takich warunkach hamowany jest rozwój silniejszych konkurencyjnie gatunków roślin – np. wysokich turzyc, trzciny, czy drzew. Pod względem badanych cech siedliska, typowe fitocenozy z wyraźnym udziałem brzozy niskiej (grupa z2) najbardziej odróżniają się od pozostałych grup pod względem poziomu wody. W fitocenozach z grupy z2 poziom wody układa się w przybliżeniu równo z poziomem gruntu. Prawdopodobnie jest to drugi czynnik działający w podobny sposób co limitowanie fosforem, czyli ograniczający zarastanie stanowisk brzozy niskiej przez roślinność leśną. Zagadnienia związane z rozwojem zbiorowisk leśnych w miejsce zarośli brzozy niskiej omawiam szerzej w **rozdziałach 2.4 i 2.5**.

2.4. Warunki kształtowania się zarośli z brzozą niską w strefie przejścia między otwartym mechowiskiem i zbiorowiskiem zaroślowo-leśnym a procesy sukcesyjne

2.4.1. Wstęp

Z rozdziału 2.2 wynika, że spektrum fitosocjologiczne, w jakim występuje brzoza niska jest szerokie i obejmuje m.in. mechowiska, mszary minerotroficzne, łąki, bagienne lasy sosnowo-brzozowe, borealną świerczynę na torfie, olsy. Udział ilościowy brzozy niskiej w poszczególnych typach zbiorowisk jest zróżnicowany, czego przyczyn można szukać zarówno w zróżnicowaniu warunków siedliskowych jak i w historii przebiegu procesów sukcesji na torfowiskach.

Zagadnienia sukcesji w zbiorowiskach roślinnych z udziałem brzozy niskiej były poruszane przez wielu autorów.

Przykładowo Kulczyński (1940) wymieniał brzozę niską jako gatunek występujący z dużą stałością w obrębie asocjacji *Carex rostrata-Drepanocladus* cf. *aduncus*, typowej dla niskich mezotroficznych torfowisk emmersyjnych turzycowo-mszystych *Parvocaricetum*, jak również w obrębie torfowisk wierzbowo-brzozowych (rokicinowych), gdzie brzoza tworzy zarośla wraz z: *Betula pendula*, *B. pubescens*, *Salix rosmarinifolia*, *S. cinerea*, *S. pentandra*, *S. lapponum*, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*. Kulczyński podkreślał, że ww. zbiorowisko zaroślowe wykazuje wyraźne florystyczne podobieństwo do zespołu *Carex rostrata-Drepanocladus* cf. *aduncus*, co przejawia się w występowaniu takich gatunków jak: *Carex rostrata*, *C. limosa*, *C. chordorhiza*, *Eriophorum angustifolium*, *Menyanthes trifoliata* itp. Podobieństwo tych zbiorowisk znajduje swoje potwierdzenie również w stratygrafii złoża. Dalej Kulczyński pisał, że opisywane zbiorowisko zaroślowe wykształciło się z torfowiska typu *Parvocaricetum* wskutek pomelioracyjnego obniżenia poziomu wód. Udział brzozy drzewiastych w budowie zarośli wskazuje, że aspekt zaroślowy jest zjawiskiem przejściowym. W dalszej sukcesji zarośla ustąpią miejsca zespołowi lasu brzozowego, jako roślinności ostatecznej ustalającej się na tego typu torfowisku po obniżeniu poziomu wody. Kulczyński uważał jednak, że w pewnych warunkach zbiorowisko wierzbowo-brzozowe może być zbiorowiskiem trwałym – wówczas, gdy występuje na powierzchni umiarkowanie osuszonych torfowisk, na których rozwój wysokopiennego lasu jest utrudniony z powodu niedostatecznie niskiego poziomu wód torfowych i niedostatecznie zahamowanego przyrostu torfowiska.

Oberdorfer (1965) uważał, że zarośla brzozy niskiej rozwijają się na torfowiskach przejściowych *Caricion lasiocarpae* i w toku sukcesji przekształcają się w bagienne lasy brzozowe *Betuletum pubescentis*. Z tym spojrzeniem nie zgadzał się Pałczyński (1975), według którego z badań stratygraficznych wynika, że zespół *Betuletum humilis* nie zasiedlał wskazanych przez Oberdorfera (1965) torfowisk przejściowych a raczej rozwijał się na dalszym etapie sukcesji roślinności z rzędu *Caricetalia nigrae* lub *Caricetalia davallianae*. Succow (1974) uważał, że zarośla brzozy niskiej stanowią kolejny etap sukcesji roślinności mszysto-turzycowej należącej do *Caricetalia diandrae* (przede wszystkim *Scorpidio-Caricetum* i *Drepanoclado-Caricetum*).

Nad przebiegiem dalszych etapów sukcesji w zbiorowiskach brzozy niskiej zastanawiał się m.in. Pałczyński (1975). Podejrzał on, że zarośla brzozy niskiej mogą przekształcać się w ols brzozowy *Betuletum pubescentis-verrucosae*, mimo tego, że zarówno *Betula humilis*, jak i inne gatunki charakterystyczne zespołu *Betuletum humilis*, występują w *Betuletum pubescentis-verrucosae* w śladowych ilościach.

Sokołowski (1980) zauważył, że zespół sosnowo-brzozowego lasu bagiennego *Dryopteridi thelypteris-Betuletum pubescentis* może stanowić stadium w procesie sukcesji prowadzącej w kierunku świerczyny na torfie *Sphagno girgensohnii-Piceetum*. W prezentowanych przez niego materiałach fitosocjologicznych brzoza niska występowała w obrębie tych typów zbiorowisk leśnych. Szańkowski (1991) zauważył, że brzoza niska może utrzymywać się w lepiej nasłonecznionych miejscach w obrębie bagiennego lasu sosnowo-brzozowego jako pozostałość roślinności nieleśnej. Podkreślał jednak, że nie można wykluczyć, iż bagienne lasy sosnowo-brzozowe mogą stanowić odwieczne refugium brzozy niskiej, z którego następowała ekspansja tego gatunku na tworzone przez człowieka łąki.

Zwarte zarośla brzozy niskiej zajmują często położenie pośrednie w gradiencie roślinności od otwartego mechowiska do zarośli wierzbowo-brzozowych, bagiennego lasu sosnowo-brzozowego lub olsu. Na podstawie tego układu przestrzennego można by wnioskować o przebiegu procesów sukcesji i stwierdzić, zgodnie z przytoczonymi wyżej opiniami innych autorów, że zarośla brzozy niskiej stanowią przejściowy etap sukcesji pomiędzy otwartymi mechowiskami a zbiorowiskami leśnymi, często o charakterze bagiennego lasu sosnowo-brzozowego.

W ramach części badań opisanej w tym rozdziale przeanalizowałam zmienność przestrzenną roślinności i warunków siedliskowych na transektach obejmujących zarośla brzozy niskiej w strefie przejścia między mechowiskiem a bagiennymi zbiorowiskami leśnymi i zaroślowymi. Chciałam uzyskać odpowiedź na pytanie, czy przestrzennej zmienności roślinności w gradiencie otwarte mechowisko – zarośla brzozy niskiej – bagienne zbiorowiska zaroślowe i leśne odpowiada zmienność warunków siedliskowych. Miało to na celu sprecyzowanie optymalnych warunków występowania brzozy niskiej, a także warunków w których w obrębie tworzonych przez nią zarośli pojawiają się inne drzewa i krzewy. Uzyskane wyniki powinny poszerzyć wiedzę na temat przebiegu procesów sukcesji w zbiorowiskach brzozy niskiej.

2.4.2. Metody

Badania prowadziłam w obrębie 3 torfowisk w północno-wschodniej Polsce: 1) w południowej części doliny Rospudy, po wschodniej stronie rzeki; 2) na torfowisku nad kanałem Augustowskim koło śluzy Perkuć (torfowisko Borsuki) oraz 3) w górnym basenie Biebrzy w pobliżu miejscowości Szuszałewo.

Na ww. torfowiskach wyznaczyłam 5 transektów prostopadłych do tworzonych przez zarośla brzozy niskiej układów pomiędzy otwartymi mechowiskami a bagiennymi zbiorowiskami leśnymi i zaroślowymi: jeden transekt (R) nad Rospudą o długości 80m, jeden transekt na torfowisku koło śluzy Perkuć (P) o długości 76m i trzy transekty nad Biebrzą o długości 88m (B2d), 32m (B2k) i 40m (B1). Wzdłuż każdego z transektów został wyznaczony pas o szerokości 4m podzielony na kwadraty 4x4m. W każdym kwadracie wykonałam zdjęcia fitosocjologiczne, dokumentujące zmieniającą się wzdłuż transektu roślinność. Zdjęcia fitosocjologiczne w zbiorowiskach leśnych na transektach B1, B2k i B2d wykonałam na dwóch połączonych kwadratach, a więc na powierzchni 4x8m.

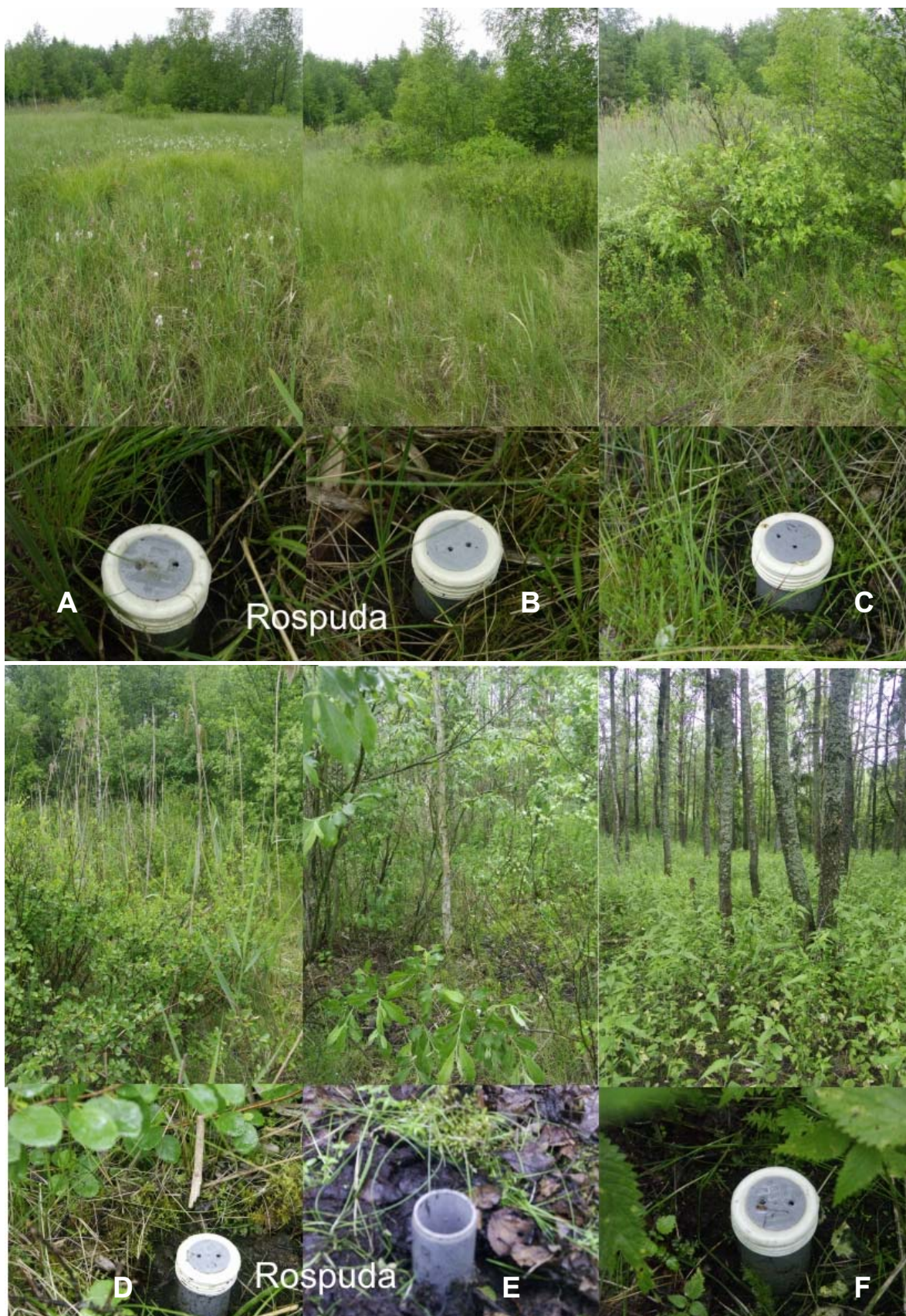
Zdjęcia fitosocjologiczne zostały zestawione przy pomocy programu Turboveg (Hennekens i Schaminée 2001). Przy pomocy programu Twinspan w ramach programu Juice (Tichý 2002) przeprowadziłam klasyfikację hierarchiczną dzielącą. Zastosowałam 3 standardowo używane pseudogatunki – wartości poziomów odcięcia (*cut levels*): 0, 5, 25. W klasyfikacji jako miarę niepodobieństwa zdjęć przyjął współczynnik Sorensena.

Poza tym, przy pomocy nieparametrycznego testu korelacji rang Spearmana, przeprowadziłam analizę korelacji między ilościowością brzozy niskiej a ilościowością innych gatunków w zdjęciach fitosocjologicznych wzdłuż transektów. Analiza korelacji między występowaniem brzozy niskiej a występowaniem innych gatunków została przeprowadzona najpierw dla wszystkich zdjęć z pięciu transektów łącznie, a następnie osobno dla transektów R, P i B1 oraz potraktowanych łącznie B2d i B2k. Transekty B2d i B2k zostały potraktowane łącznie ze względu na ich podobieństwo fizjonomiczne, bliskie położenie w przestrzeni oraz stosunkowo niewielką długość (po połączeniu uzyskano większą próbę statystyczną). W celu zmniejszenia ryzyka popełnienia błędu pierwszego rodzaju wynikającego z dużej liczby przeprowadzonych analiz, zmniejszyłam zakładany poziom istotności do $p < 0.001$, w miejsce zwykle stosowanego $p < 0.05$.

W obrębie każdego transektu zostały zamontowane piezometry z PCV, o długości 1 m, z osłoniętym gazą filtracyjną w dolnej części. Nad Rospudą (**Fot. 3**) i koło śluzy Perkuć (**Fot. 4**) zamontowałam po sześć piezometrów, na transektach nad Biebrzą odpowiednio pięć (**Fot. 5**), trzy (**Fot. 6**) i trzy (**Fot. 7**). Trzy razy w ciągu sezonu wegetacyjnego 2006 roku (maj, lipiec i wrzesień) zmierzyłam poziom wody w piezometrach oraz pobrałam próby wody z piezometrów oraz z płytkich (ok. 15 cm) studzienek umiejscowionych obok piezometrów. W próbach wody badałam przewodnictwo elektrolityczne, pH, twardość węglanową oraz stężenia Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+ , Fe ogólnego, NH_4^+ , PO_4^{3-} , NO_3^- , SO_4^{2-} i Cl^- . Wyniki zostały opracowane metodami ordynacji bezpośredniej przy pomocy algorytmów z pakietu Canoco (Ter Braak i Šmilauer 1998). Model ordynacji wybrałam każdorazowo na podstawie oceny długości gradientu danych w analizie DCA (Piernik 2007): dla gradientu powyżej 3 SD zastosowałam unimodalną technikę (CCA), a dla gradientu poniżej 3 SD - liniową technikę ordynacji (RDA).

W trzech punktach (przy piezometrze A – na otwartym mechowisku, przy piezometrze D – w zaroślach brzozy niskiej i przy piezometrze F – w zbiorowisku zaroślowo-leśnym) transektów Rospuda i Perkuć pobrałam rdzenie torfowe z warstwy 0-50 cm, w celu paleobotanicznej analizy zmian roślinności na przestrzeni ostatnich stuleci. Z rdzeni pobrałam próbki o objętości ok. 30cm^3 , co 10 cm. W celu wyflukowania rozłożonej substancji organicznej próby gotowałam przez ok. 5 minut w 10% roztworze

KOH (Tobolski 2000), a następnie przemywałam pod bieżącą wodą na 3 sitach – o średnicy oczek: 1 mm, 0,5 mm i 0,25 mm. Zatrzymane na sitach szczątki roślinne przełożyłam do trzech szalek Petriego. Przy pomocy papieru milimetrowego oszacowałam objętość szczątków roślinnych pochodzących z każdego z sit. Po dodaniu objętości próbek z poszczególnych sit otrzymałam łączną objętość nierozłożonych szczątków roślinnych w próbce, co pozwoliło obliczyć zawartość rozłożonej substancji organicznej w próbkach torfu oraz zawartość makroszczątków należących do różnych grup. Na każdej z szalek oceniłam procentowy udział makroszczątków należących do następujących kategorii: 1) mchy; 2) korzenie i radicle turzycowatych; 3) drewno (w tym korzenie drzew i krzewów; nie prowadziłam mikroskopowych analiz drewna); 4) liście drzew lub krzewów. Najobficiej występujące w próbach mchy oznaczyłam do gatunku lub rodzaju i oszacowałam procentowy udział każdego z wyróżnionych taksonów w próbce. Ponadto oznaczyłam do gatunku szczątki wybranych gatunków roślin zielnych, drzew i krzewów, tzn.: kłacza *Phragmites australis*, kłacza *Equisetum fluviatile*, kłacza, korzenie oraz pęcherzyki/orzeszki *Carex limosa*, pęcherzyki/orzeszki *C. rostrata*, pęcherzyki/orzeszki *C. diandra*, nasiona *Menyanthes trifoliata*, liście *Oxycoccus palustris*, orzeszki/łuski owocowe *Betula humilis*, liście *Pinus sylvestris*. Przy oznaczaniu makroszczątków korzystałam z opracowań: Bertsch (1941), Nilsson i Hjelmquist (1967), Berggren (1969), Grosse-Brauckman (1972), Beijerinck (1976), Smith (1980), Grosse-Brauckman i Streitz (1992), Tobolski 2000, Michealis (2001).



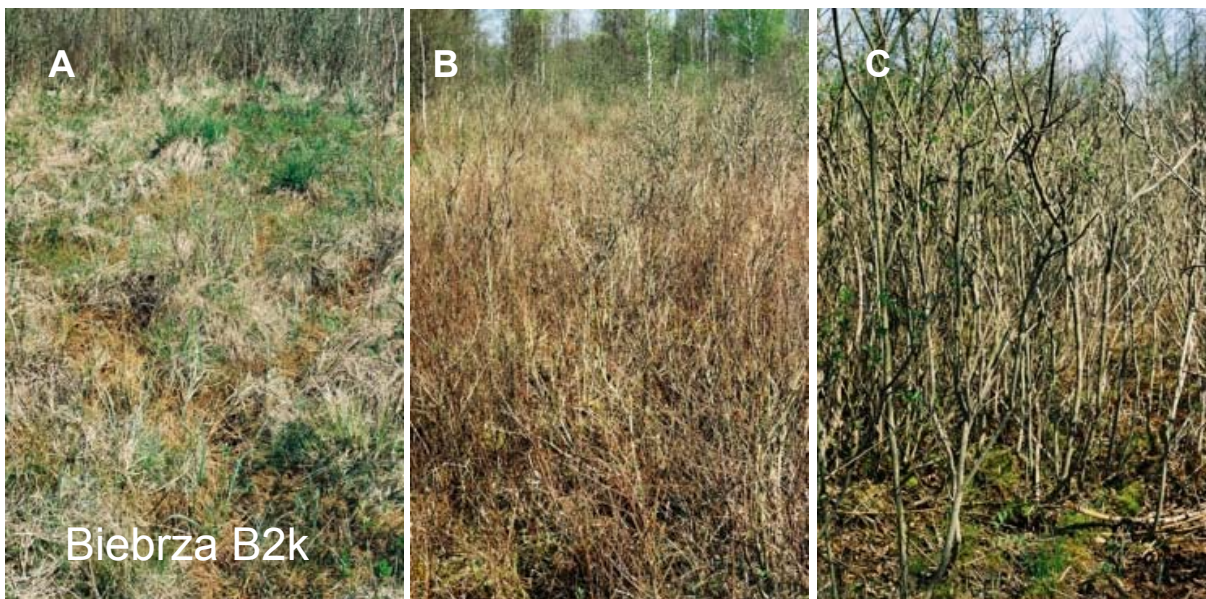
Fot. 3. Miejsca lokalizacji piezometrów wzdłuż transektu Rospuda – od otwartego torfowiska, przez zarośla brzozy niskiej do zbiorowiska leśnego. A-F – numery piezometrów.



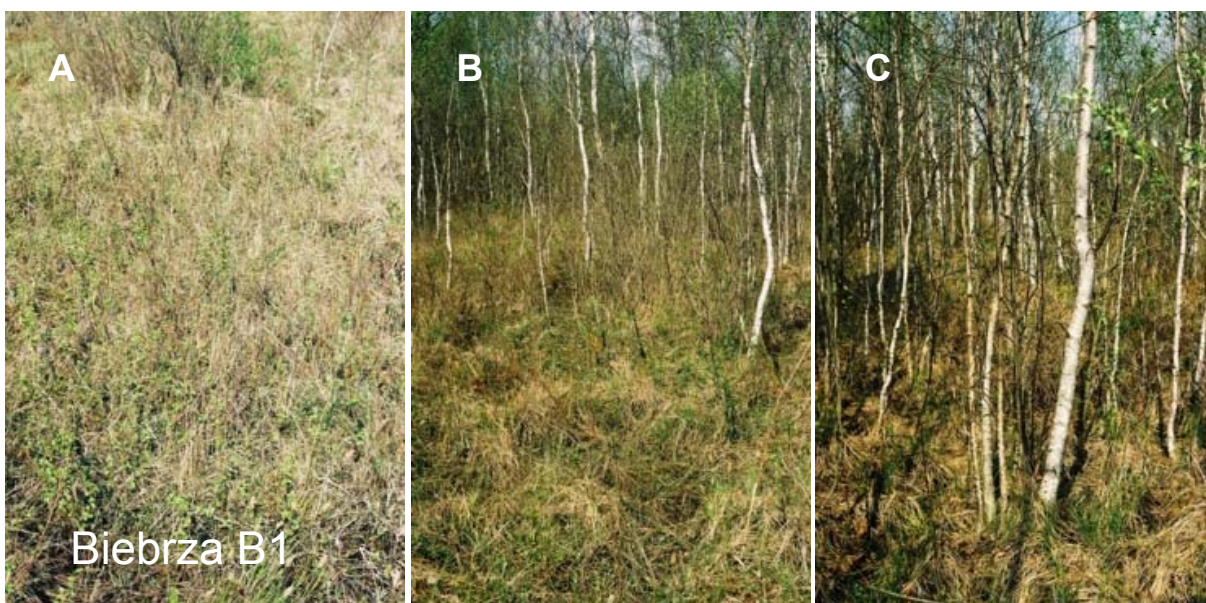
Fot. 4. Miejsca lokalizacji piezometrów wzdłuż transektu Perkuć – od otwartego torfowiska, przez zarośla brzozy niskiej do zbiorowiska zaroślowo-leśnego. A-F – numery piezometrów.



Fot. 5. Miejsca lokalizacji piezometrów wzdłuż transektu Biebrza B2d – od otwartego torfowiska, przez zarośla brzozy niskiej do zbiorowiska leśnego. A-E – numery piezometrów.

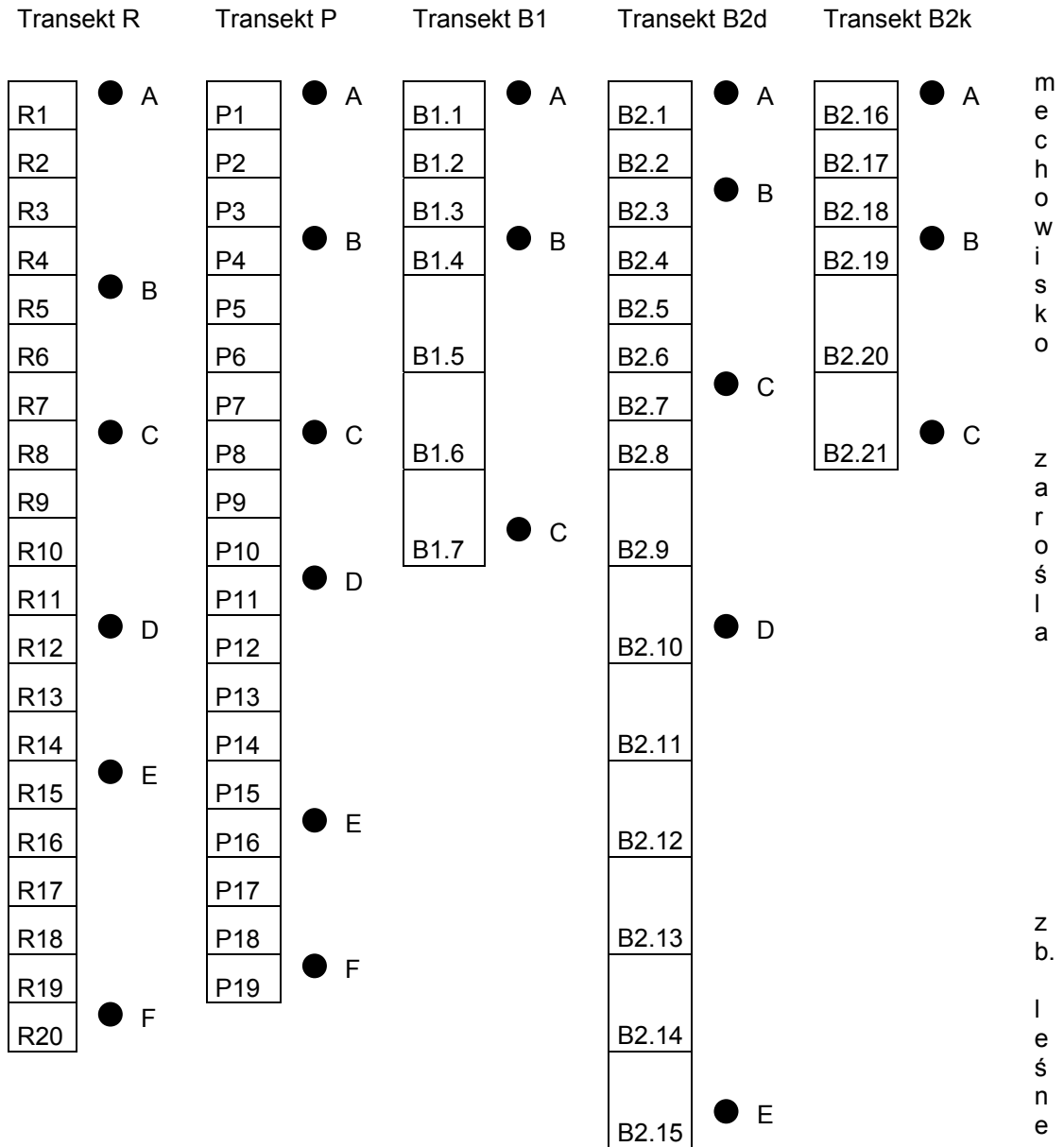


Fot. 6. Miejsca lokalizacji piezometrów wzdłuż transektu Biebrza B2k – od otwartego torfowiska, przez zarośla brzozy niskiej do zbiorowiska zaroślowo-leśnego. A-C – numery piezometrów.



Fot. 7. Miejsca lokalizacji piezometrów wzdłuż transektu Biebrza B1 – od otwartego torfowiska, przez zarośla brzozy niskiej do zbiorowiska zaroślowo-leśnego. A-C – numery piezometrów.

Miejsca lokalizacji piezometrów wobec zdjęć fitosocjologicznych wzdłuż transektów przedstawiłam na schemacie na **rycinie 24**.



Ryc. 24. Miejsca lokalizacji piezometrów względem zdjęć fitosocjologicznych. Kratki symbolizują zdjęcia fitosocjologiczne (wielkość krutek odzwierciedla wielkość zdjęć: mniejsze kratki – zdjęcia 4x4m, większe kratki – zdjęcia 4x8m). Kropki symbolizują piezometry. Numery zdjęć fitosocjologicznych jak w **tabeli 6**. Numery piezometrów jak na **Fot. 3-7**.

2.4.3. Wyniki

2.4.3.1. Gradient roślinności

Zróznicowanie roślinności wzdłuż transektów przedstawiłam w **tabeli 6**.

Nad Rospudą najwyraźniej wyodrębnia się wzdłuż transektu grupa gatunków występujących głównie na odcinku transektu, gdzie występuje brzoza niska. Są to: *Oxycoccus palustris*, *Epipactis palustris*, *Dacytlorhiza incarnata*, *Pyrola rotundifolia*, *Tomentypnum nitens*, *Aulacomnium palustre*.

Na transekcji na torfowisku koło śluzy Perkuć nie wyróżnia się grupa gatunków towarzyszących brzozie niskiej. Strefa przejścia między otwartym mechowiskiem a zbiorowiskiem leśnym cechuje się stopniowo malejącym udziałem gatunków otwartego mechowiska (np. *Eriophorum angustifolium*, *Carex diandra*, *C. limosa*, *Ranunculus lingua*) i stopniowo wzrastającym udziałem gatunków występujących na tym transekcji głównie w zbiorowisku leśnym (np. *Lysimachia vulgaris*, *Pyrola rotundifolia*, *Epilobium palustre*). Na pozostałych transektach gatunki współwystępujące z brzozą niską występują z podobną częstością co wraz z brzozą niską wzdłuż całego transektu.

Transekty nad Biebrzą mają bardzo ograniczoną strefę roślinności otwartego mechowiska bez brzozy niskiej, za względu na to, że występuje tu mozaika płatów zarośli oraz otwartych mechowisk, w obrębie których brzoza niska występuje w warstwie zielnej.

Tab. 6. Zestawienie zdjęć fitosocjologicznych wykonanych wzdłuż transektów.

6A. Rospuda

		RRRRRRRRRR
		RRRRRRRRRR11111111112
		12345678901234567890
Drzewa i krzewy:		
<i>Betula humilis</i>	[c]3123++21211+...
<i>Betula humilis</i>	[b]+.1..1421.+..+
<i>Betula pendula</i>	[c]+.1+++.....
<i>Salix rosmarinifolia</i>	[c]++.++.....++..
<i>Alnus glutinosa</i>	[c]+++.....
<i>Alnus glutinosa</i>	[b]1221.+131+...
<i>Betula pendula</i>	[b]+11.2.++.+1...
<i>Salix cinerea</i>	[b]+2314+322..
<i>Salix aurita</i>	[b]12.....
<i>Salix rosmarinifolia</i>	[b]1.....
<i>Betula pendula</i>	[a]2122.
<i>Alnus glutinosa</i>	[a]33.3
<i>Pinus sylvestris</i>	[a]1.1.
Warstwa zielna:		
<i>Festuca rubra</i>	[c]	21221+11+1+++11+12++
<i>Equisetum fluviatile</i>	[c]	+++++++...++...
<i>Galium uliginosum</i>	[c]	+++++++.....
<i>Epilobium palustre</i>	[c]	+++++++.....
<i>Carex lasiocarpa</i>	[c]	..1322311111+11+++..
<i>Carex rostrata</i>	[c]	3221+++22211+...+
<i>Lychnis flos-cuculi</i>	[c]	+++++++...++.....
<i>Typha latifolia</i>	[c]	.1+++++++.....
<i>Poa pratensis</i>	[c]	+...2++++1+.....
<i>Agrostis stolonifera</i>	[c]+++.....
<i>Eriophorum angustifolium</i>	[c]	121+...++.....
<i>Carex appropinquata</i>	[c]	+3.12..21.....1.....
<i>Cardamine pratensis</i>	[c]	+++...++.....
<i>Carex diandra</i>	[c]	+1.+...+.....
<i>Calla palustris</i>	[c]	++.....++.....
<i>Oxycoccus palustris</i>	[c]+++.....
<i>Epipactis palustris</i>	[c]+.....
<i>Dactylorhiza incarnata</i>	[c]+.....
<i>Pyrola rotundifolia</i>	[c]+.....
<i>Phragmites australis</i>	[c]+2211+1+++..
<i>Galium palustre</i>	[c]+.....
<i>Menyanthes trifoliata</i>	[c]	+...+...23+.1..+
<i>Poa trivialis</i>	[c]	..++.....1.1++
<i>Thelypteris palustris</i>	[c]+.....+1+242
<i>Cirsium palustre</i>	[c]+.....
<i>Solanum dulcamara</i>	[c]+.....+1+
<i>Urtica dioica</i>	[c]+33114
<i>Lycopus europaeus</i>	[c]+++
<i>Carex chordorhiza</i>	[c]	+.....+
<i>Rumex acetosa</i>	[c]+.....
<i>Dryopteris carthusiana</i>	[c]+1..
<i>Listera ovata</i>	[c]+..
Warstwa mszysta:		
<i>Calliergonella cuspidata</i>	[d]	22333+11111++..+1..+
<i>Bryum weigelii</i>	[d]	12+++...++.....
<i>Marchantia polymorpha</i>	[d]	2++...++.....
<i>Hamatocaulis vernicosus</i>	[d]	++...+.....
<i>Aulacomnium palustre</i>	[d]	..++..1224444311+++..
<i>Tomentypnum nitens</i>	[d]	1...13311111+++...
<i>Plagiomnium ellipticum</i>	[d]	.2+...+.1+1+21211
<i>Helodium blandowii</i>	[d]	...+.....11+++..
<i>Brachythecium rutabulum</i>	[d]	...+.....+1++1
<i>Climacium dendroides</i>	[d]3.....1+
<i>Sphagnum teres</i>	[d]14311.+.
<i>Plagiothecium denticulatum</i>	[d]+++.
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>	[d]+1..
<i>Sphagnum fimbriatum</i>	[d]+..
<i>Lophocolea heterophylla</i>	[d]++.
Sporadyczne:		
<p><i>Salix pentandra</i> [c] 9: +; <i>Salix aurita</i> [c] 11: +; <i>Frangula alnus</i> [c] 17: +; <i>Picea abies</i> [c] 18: +; <i>Rhamnus catharticus</i> [c] 20: +; <i>Salix myrsinifolia</i> [b] 7: +; <i>Salix pentandra</i> [b] 13: +; <i>Caltha palustris</i> [c] 1: +; <i>Lemna minor</i> [c] 2: +; <i>Carex cespitosa</i> [c] 6: +; <i>Myosotis palustris</i> [c] 9: +; <i>Carex dioica</i> [c] 11: +; <i>Drosera rotundifolia</i> [c] 13: +; <i>Calamagrostis canescens</i> [c] 14: +; <i>Calliergon giganteum</i> [d] 5: +; <i>Sphagnum capillifolium</i> [d] 16: +; <i>Plagiomnium undulatum</i> [d] 16: +; <i>Pohlia nutans</i> [d] 17: +; <i>Plagichila asplenioides</i> [d] 17: +; <i>Dicranum bonjeani</i> [d] 18: +.</p>		

6B. Perkuć

00000000PPPPPPPPPP
 PPPPPPPPP1111111111
 1234567890123456789

Drzewa i krzewy:

Betula humilis [c] ...++++2242211...
Betula humilis [b]+.2..+.1+....
Salix aurita [c] ..1231+++++++
Salix rosmarinifolia [c] ...1++++.12.+++12
Pinus sylvestris [c] ...+.++.+.++++.+.
Salix pentandra [c] ..++1.....+.
Betula pubescens [c] ..+......+.
Betula pendula [c] ..+......+.+.+.
Picea abies [c] ...+......+.+.
Alnus glutinosa [c]+.+.
Salix aurita [b] ...123...323453341
Betula pendula [b]+1+....+.++11.3
Salix pentandra [b]+.+.++111.1
Betula pubescens [b] ...+1+.+.+.+.+.
Picea abies [b]1+....1+
Betula pendula [a]222
Pinus sylvestris [a]1+

Warstwa zielna:

Oxycoccus palustris [c] 1111121111+12233211
Menyanthes trifoliata [c] 2.12222111111+1+12.
Carex lasiocarpa [c] 22.++22222++++.++++
Peucedanum palustre [c] ++++++1+
Stellaria palustris [c] ++++++.
Caltha palustris [c] ++++++.+.+.+.+.
Galium uliginosum [c] ++++++.
Galium palustre [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Equisetum fluviatile [c] ++++++111+1
Comarum palustre [c] ++1+++1+++1+++++.+.
Carex chordorhiza [c] ++++++.1+1+++++.
Carex rostrata [c] .2++111+111.1+++.
Agrostis stolonifera [c] ..+++...+.+.+.+.+.+.
Carex appropinquata [c] +.1...+.+.+.+.+.+.
Drosera rotundifolia [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Eriophorum angustifolium [c] ++++++.+.+.+.+.
Poa pratensis [c] +.1+++++.+.+.+.+.
Carex diandra [c] ++++++.+.+.+.+.+.
Carex limosa [c] +.11+++++.+.+.+.+.
Ranunculus lingua [6] ++++++.+.+.+.+.+.
Rumex acetosa [c] ++++++.+.+.+.+.+.
Epipactis palustris [c] ..+++++.+.+.+.+.+.
Phragmites australis [c] 211.....+.+++1
Festuca rubra [c] +1+.....+.+++++
Lysimachia vulgaris [c]+.+.+.+.+.+.
Pyrola rotundifolia [c]+.+.+++++
Epilobium palustre [c]+.+.+++++.
Carex elata [c]21...+.+++++
Calamagrostis canescens [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Dactylorhiza incarnata [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Thelypteris palustris [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Lysimachia thyrsiflora [c] ++.+.+.+.+.+.+.+.
Lychnis flos-cuculi [c] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Carex nigra [c] ...+.+.+.+.+.+.+.+.+.
Warstwa mszysta:

Sphagnum teres [d] 534422121.44441..21
Aulacomnium palustre [d] 13+12322111+++++12+
Tomentypnum nitens [d] 1211123222+1+121112
Calliergonella cuspidata [d] +++11+11221+.+++++
Hamatocaulis vernicosus [d] ++1+111111...+.+.+.
Calliergon giganteum [d] ++++.+.+.+.+.+.+.+.
Sphagnum palustre [d] ...21.+++1.114431+
Sphagnum capillifolium [d] +.+.+.+.22..+.++++.
Sphagnum angustifolium [d]+.+.111.1222
Helodium blandowii [d] ...+.+.+.1+++...+12
Plagiomnium ellipticum [d] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Polytrichum strictum [d]+.+.+.+.+.+.
Bryum pseudotriquetrum [d] +.+.+.+.+.+.+.+.+.
Pleurozium schreberi [d]+.+.+.+.+.+.+.+.+.
Sporadyczne:

Juniperus communis [c] 9: +; *Salix cinerea* [c] 11: +; *Alnus glutinosa* [b] 18: +;
Juniperus communis [b] 18: +; *Salix rosmarinifolia* [b] 18: +; *Calamagrostis stricta* [c]
 1: 1; *Cicuta virosa* [c] 2: +; *Valeriana officinalis* [c] 4: +; *Myosotis palustris* [c] 7:
 +; *Liparis Loeselii* [c] 10: +; *Juncus articulatus* [c] 12: +; *Dryopteris cristata* [c] 13:
 +; *Carex panicea* [c] 13: +; *Lycopus europaeus* [c] 13: +; *Marchantia polymorpha* [d] 1: +;

Calliergon stramineum [d] 5: +; Cephalozia connivens [d] 13: +; Cephalozia bicuspidata [d] 13: +; Climacium dendroides [d] 17: +; Rhizomnium punctatum [d] 18: +; Plagiomnium elatum [d] 18: +; Plagithecium denticulatum [d] 18: +; Lophocolea heterophylla [d] 18: +; Brachythecium rutabulum [d] 18: +.

6C. Biebrza - B1

BBBBBBB

1111111

.....

1234567

Drzewa i krzewy:

Betula humilis [c] 23221++
Salix rosmarinifolia [c] 111+++.+
Salix pentandra [c] +++++.+
Betula pubescens [c] ++++.1+
Pinus sylvestris [c] ++.++..
Salix aurita [c] .+.....
Salix starkeana [c] .+...+.
Salix cinerea [c] ...+...+
Salix pentandra [b] ++.1211
Betula pubescens [b] .+.1331
Salix cinerea [b] ...4.+1
Salix rosmarinifolia [b]++.

Warstwa zielna:

Carex appropinquata [c] 1212322
Comarum palustre [c] 11121++
Carex rostrata [c] 1+11+++
Oxycoccus palustris [c] 43431+.
Carex elata [c] 21111.+
Poa pratensis [c] 11++++.
Andromeda polifolia [c] 1+1+++.+
Equisetum fluviatile [c] +++++1.
Peucedanum palustre [c] ++++++.
Menyanthes trifoliata [c] 1111.+.
Galium uliginosum [c] ++.+...+.
Agrostis stolonifera [c] ++++...
Carex diandra [c] 1+...+..
Calamagrostis stricta [c] ++++...
Carex dioica [c] .+++...
Dactylorhiza incarnata [c] ..+++..
Galium palustre [c] ..+++..
Cirsium palustre [c] +.++++.
Lychnis flos-cuculi [c] +...+..
Epilobium palustre [c] .+++++.
Ranunculus lingua [c] .+.++++.
Thelypteris palustris [c] ..+++23
Carex chordorhiza [c] ..+++..
Carex panicea [c] ..+++..
Drosera rotundifolia [c] ..+...+..
Lycopus europaeus [c] ...+...+..
Lysimachia thyrsoflora [c]+++.

Warstwa mszysta:

Aulacomnium palustre [d] 4233221
Helodium blandowii [d] 23+1211
Tomentypnum nitens [d] 222111+
Calliergonella cuspidata [d] ++11+2
Hamatocaulis vernicosus [d] 1+++...+
Sphagnum teres [d] ..111+.
Polytrichum strictum [d] ..+++...+
Sphagnum squarrosum [d] .+. .211
Climacium dendroides [d] .+. .11.
Sphagnum palustre [d] ...1111
Sphagnum fallax [d] ..1.11.
Dicranum bonjeani [d]+...+

Sporadyczne:

Pinus sylvestris [b] 2: +; *Salix aurita* [b] 4: +; *Betula pubescens* [a] 7: 2; *Scutellaria galericulata* [c] 1: +; *Festuca rubra* [c] 1: +; *Epipactis palustris* [c] 3: 1; *Valeriana officinalis* [c] 5: +; *Pyrola rotundifolia* [c] 6: +; *Rumex acetosa* [c] 6: +; *Parnasia palustris* [c] 6: +; *Carex acutiformis* [c] 7: +; *Lophocolea heterophylla* [d] 5: +; *Sphagnum fimbriatum* [d] 5: +; *Plagiomnium ellipticum* [d] 5: +; *Sphagnum magellanicum* [d] 5: +; *Sphagnum capillifolium* [d] 6: +; *Plagiomnium cuspidatum* [d] 6: +.

Lophocolea heterophylla [d]+...+
Sphagnum squarrosum [d]+...+
Sphagnum teres [d]+...+
Thuidium philibertii [d]+...+

Sporadyczne:

Quercus robur [c] 10: +; *Carex chordorhiza* [c] 1: +; *Carex diandra* [c] 1: +; *Galeopsis* sp. [c] 9: +; *Cardamine amara* [c] 13: +; *Peucedanum palustre* [c] 13: +; *Moehringia trinervia* [c] 14: +; *Cicuta virosa* [c] 15: 1; *Thelypteris palustris* [c] 15: +; *Ranunculus repens* [c] 15: +; *Sphagnum warnstorffii* [d] 4: +; *Sphagnum capillifolium* [d] 5: +; *Bryum pseudotriquetrum* [d] 7: +; *Calliergon giganteum* [d] 7: +; *Lophocolea bidentata* [d] 11: +; *Chiloscyphus palescens* [d] 11: +; *Dicranum scoparium* [d] 14: +; *Brachythecium rutabulum* [d] 15: +.

6E. Biebrza - B2K

BBBBBB

222222

.....

111122

678901

Drzewa i krzewy:

Betula humilis [c] +212+1
Salix cinerea [c] +211++
Salix rosmarinifolia [c] +1++.
Alnus glutinosa [c] ++.+. .
Salix pentandra [c] +.+. .
Salix aurita [c] ..+1. .
Salix cinerea [b] ..3144
Betula pubescens [b] ..+.11

Warstwa zielna:

Equisetum fluviatile [c] 1++111
Carex rostrata [c] 1++1++
Galium uliginosum [c] ++++++
Carex appropinquata [c] 221.1+
Comarum palustre [c] +++++.
Lysimachia vulgaris [c] ++.+++
Galium palustre [c] ++.+++
Menyanthes trifoliata [c] +.+++2
Agrostis stolonifera [c] .+++.
Epilobium palustre [c] .+++++
Carex elata [c] 2++...
Carex cespitosa [c] 112...
Viola palustris [c] 11+...
Trisetum flavescens [c] 1++...
Cirsium palustre [c] +++...
Ranunculus lingua [c] +++...
Veronica longifolia [c] +++...
Lychnis flos-cuculi [c] +.+. .
Lythrum salicaria [c] +.+. .
Polemonium caeruleum [c] ++. . .
Polygonum bistorta [c] +.+. .+
Filipendula ulmaria [c] +. . .+1
Stellaria palustris [c] .+++..
Festuca rubra [c] .+++..
Oxycoccus palustris [c] .+. . .
Carex gracilis [c] ..21..
Lysimachia thyrsiflora [c] ..+. .+
Poa trivialis [c] ...+1+
Calamagrostis canescens [c] ...+. .+

Warstwa mszysta:

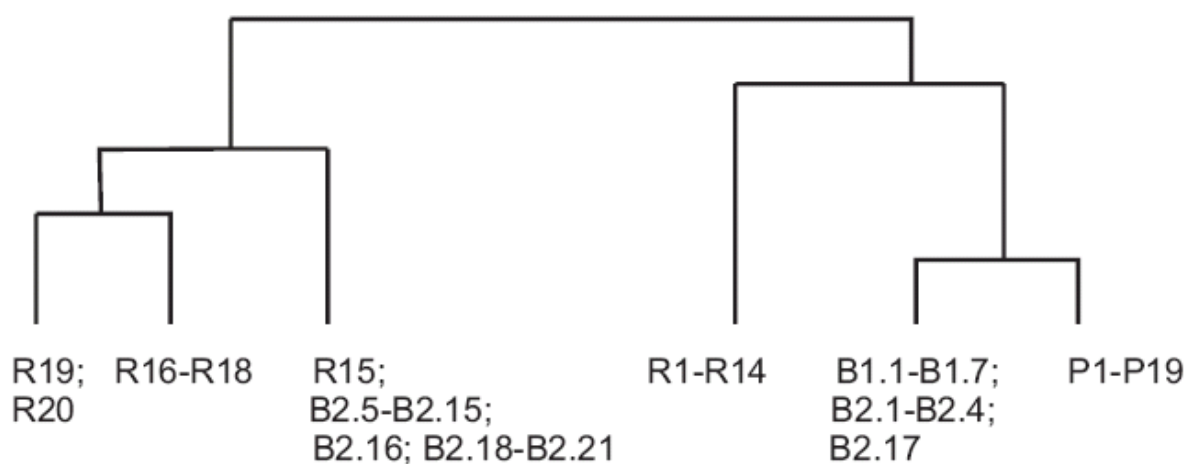
Aulacomnium palustre [d] 23111+
Climacium dendroides [d] 21121+
Plagiomnium ellipticum [d] +11334
Helodium blandowii [d] +11+++
Calliergonella cuspidata [d] ++.+21
Sphagnum squarrosum [d] .+. . .
Tomentypnum nitens [d] .+. . .

Sporadyczne:

Betula humilis [b] 5: +; *Betula pubescens* [c] 2: +; *Alnus glutinosa* [b] 3: +; *Salix pentandra* [b] 5: 1; *Salix myrsinifolia* [b] 6: +; *Geum rivale* [c] 1: 1; *Calamagrostis stricta* [c] 1: +; *Thelypteris palustris* [c] 1: +; *Dactylorhiza incarnata* [c] 1: +; *Liparis Loeselii* [c] 1: +; *Pyrola rotundifolia* [c] 1: +; *Lycopus europaeus* [c] 1: +; *Peucedanum palustre* [c] 1: +; *Scutalaria galericulata* [c] 2: +; *Poa pratensis* [c] 2: +; *Cardamine pratensis* [c] 2: +; *Carex elongata* [c] 4: +; *Dryopteris carthusiana* [c] 5: +; *Urtica dioica* [c] 6: +; *Plagiomnium cuspidatum* [d] 1: 1; *Marchantia polymorpha* [d] 5: +; *Plagiomnium undulatum* [d] 5: +.

W wyniku klasyfikacji przeprowadzonej przy użyciu algorytmu Twinspan zdjęcia zostały pogrupowane na zasadzie podobieństwa w sześciu grupach (**Ryc. 25**). Na pierwszym etapie podziału wyodrębniła się grupa obejmująca zdjęcia z zaroślowo-leśnej części transektów R (R15-R20) i B2d (B2.5-B2.15) i większość zdjęć z transektu B2k (B2.16, B2.18-B2.21) oraz grupa obejmująca zdjęcia z mechowiskowej części transektów R (R1-R14) i B2d (B2.1-B2.4), zdjęcie B2.17, a także wszystkie zdjęcia z transektów P i B1.

Uzyskany podział odzwierciedla zróżnicowanie badanej roślinności – trzy z uzyskanych grup zawierają wyłącznie poszczególne zdjęcia z transektu R natomiast trzy pozostałe grupują resztę wykonanych zdjęć (jeden wszystkie zdjęcia z transektu na torfowisku koło śluzy Perkuć, a dwa pozostałe – zdjęcia z transektów nad Biebrzą i jedno zdjęcie znad Rospudy – R15). Okazuje się zatem, że roślinność wzdłuż transektu nad Rospudą charakteryzuje się największym zróżnicowaniem spośród badanych transektów. Najmniejszym zróżnicowaniem cechują się transekty B1 oraz P.



Ryc. 25. Dendrogram uzyskany w wyniku klasyfikacji hierarchicznej dzielącej zdjęć fitosocjologicznych w transektach. Poniżej podano numery zdjęć fitosocjologicznych zaklasyfikowanych do każdego z klasterów (R1-R20 – Rospuda; P1-P19 – Perkuć; B1.1-B1.7 – Biebrza, transekt B1; B2.1-B2.15 – Biebrza, transekt B2d; B2.16-B2.21 – Biebrza, transekt B2k).

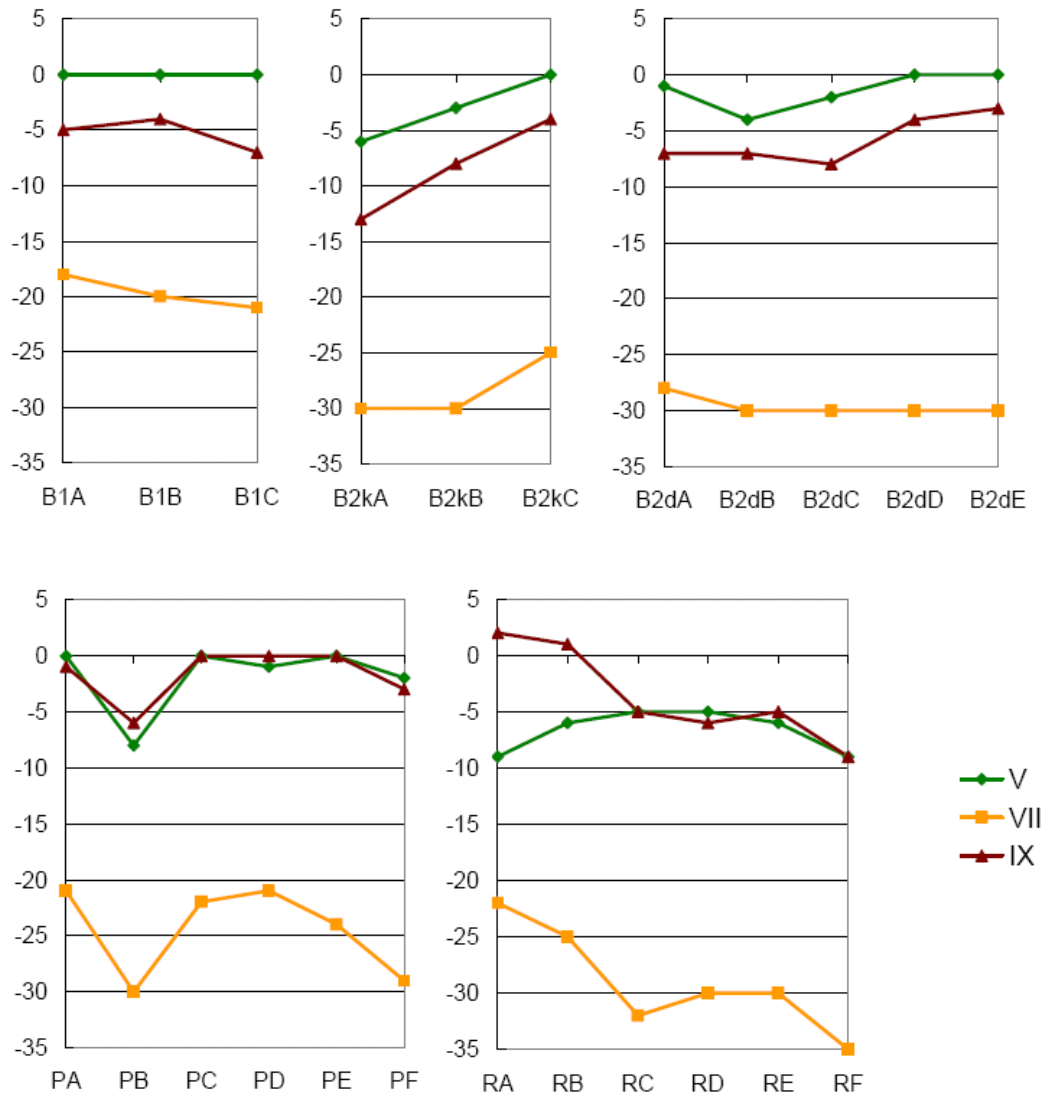
Wyniki korelacji między ilościowością brzozy niskiej a ilościowością innych gatunków wzdłuż transektów przedstawiłam w **tabeli 7**. Po połączeniu zdjęć ze wszystkich transektów zaobserwowałam dodatnią korelację z ilościowością brzozy niskiej w warstwie zielnej (wskazującą na częstsze występowanie w miejscach z brzozą niską, niż na pozostałych odcinkach transektów) dla *Aulacomnium palustre* i *Helodium blandowii*, a ujemną korelację (wskazującą, że dany gatunek występuje częściej na odcinkach transektu pozbawionych brzozy niskiej) dla *Eriophorum angustifolium*. Zależności były odmienne dla poszczególnych transektów. Na transekcje R dodatnią korelację z brzozą niską w warstwie zielnej wykazały: *Aulacomnium palustre* i *Tomentypnum nitens*. Dla połączonych transektów B2d i B2k dodatnio skorelowane z brzozą niską w warstwie zielnej są: *Tomentypnum nitens*, *Salix rosmarinifolia* w warstwie zielnej i *Agrostis stolonifera*, zaś ujemną korelację wykazała *Poa trivialis*. Dla transektów P i B1 nie stwierdziłam korelacji na poziomie istotności $p < 0.001$. Również dla ilościowości brzozy niskiej w warstwie krzewów nie stwierdziłam istotnej korelacji z ilościowością innych gatunków w zdjęciach.

Tab. 7. Korelacja rang Spearmana obliczona na podstawie ilościowości poszczególnych gatunków w zdjęciach. Podane zostały jedynie wartości korelacji istotne na poziomie $p < 0.001$. R, B2d, B2k – nazwy transektów.

	łącznie	<i>Betula humilis</i>	
		R	B2d i B2k
<i>Aulacomnium palustre</i>	0.45	0.74	
<i>Helodium blandowii</i>	0.41		
<i>Tomentypnum nitens</i>		0.72	0.74
<i>Salix rosmarinifolia</i>			0.69 [c]
<i>Agrostis stolonifera</i>			0.70
<i>Eriophorum angustifolium</i>	-0.51		
<i>Poa trivialis</i>			-0.75

2.4.3.2. Gradient warunków siedliskowych

Na rycinie 26 przedstawiłam zmiany poziomu wody w piezometrach wzdłuż transektów.

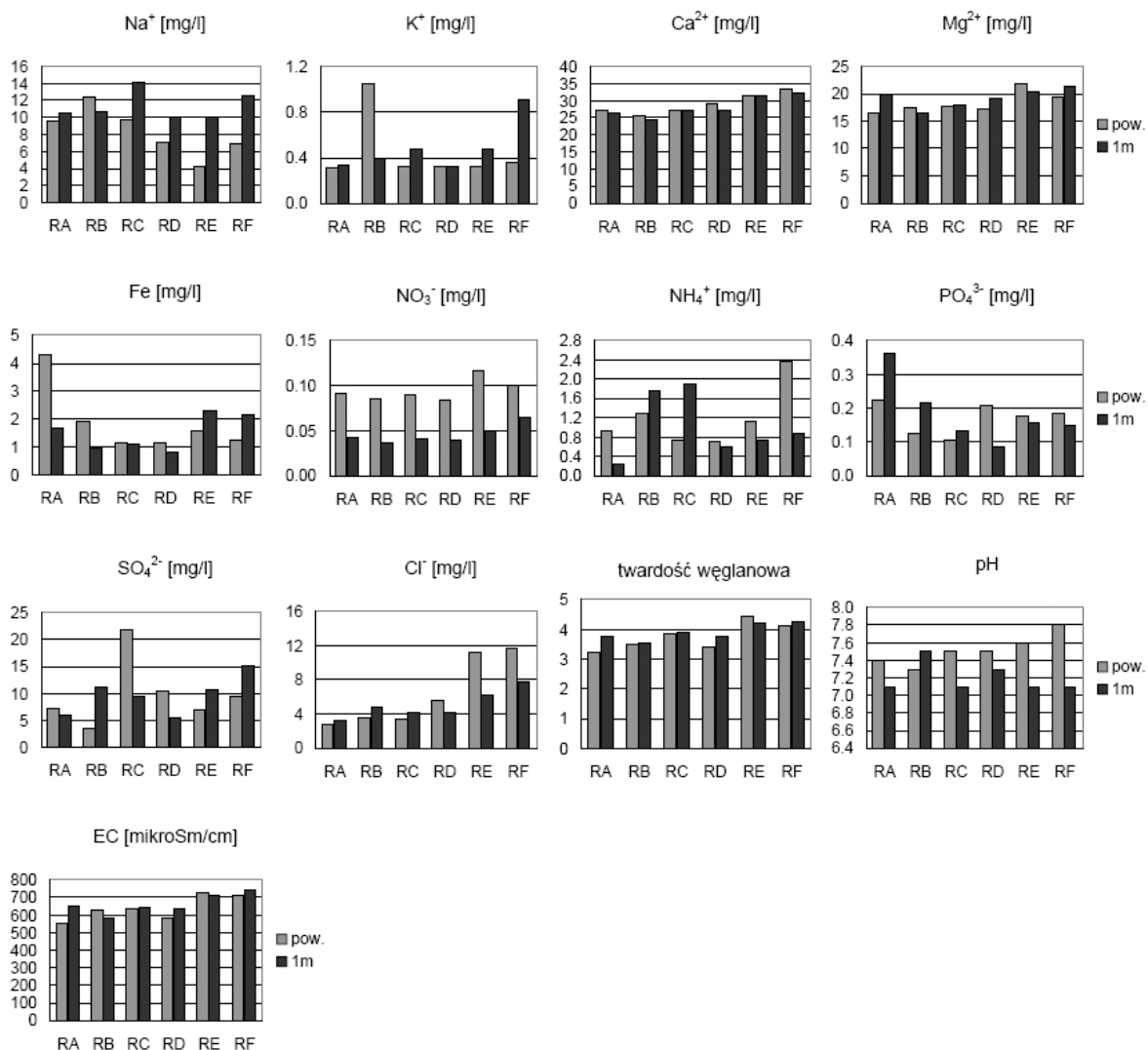


Ryc. 26. Poziom wody [cm] względem powierzchni torfowiska w piezometrach wzdłuż transektów: B1, B2k, B2d – Biebrza, P – Perkuć, R – Rospuda; w maju, lipcu i wrześniu.

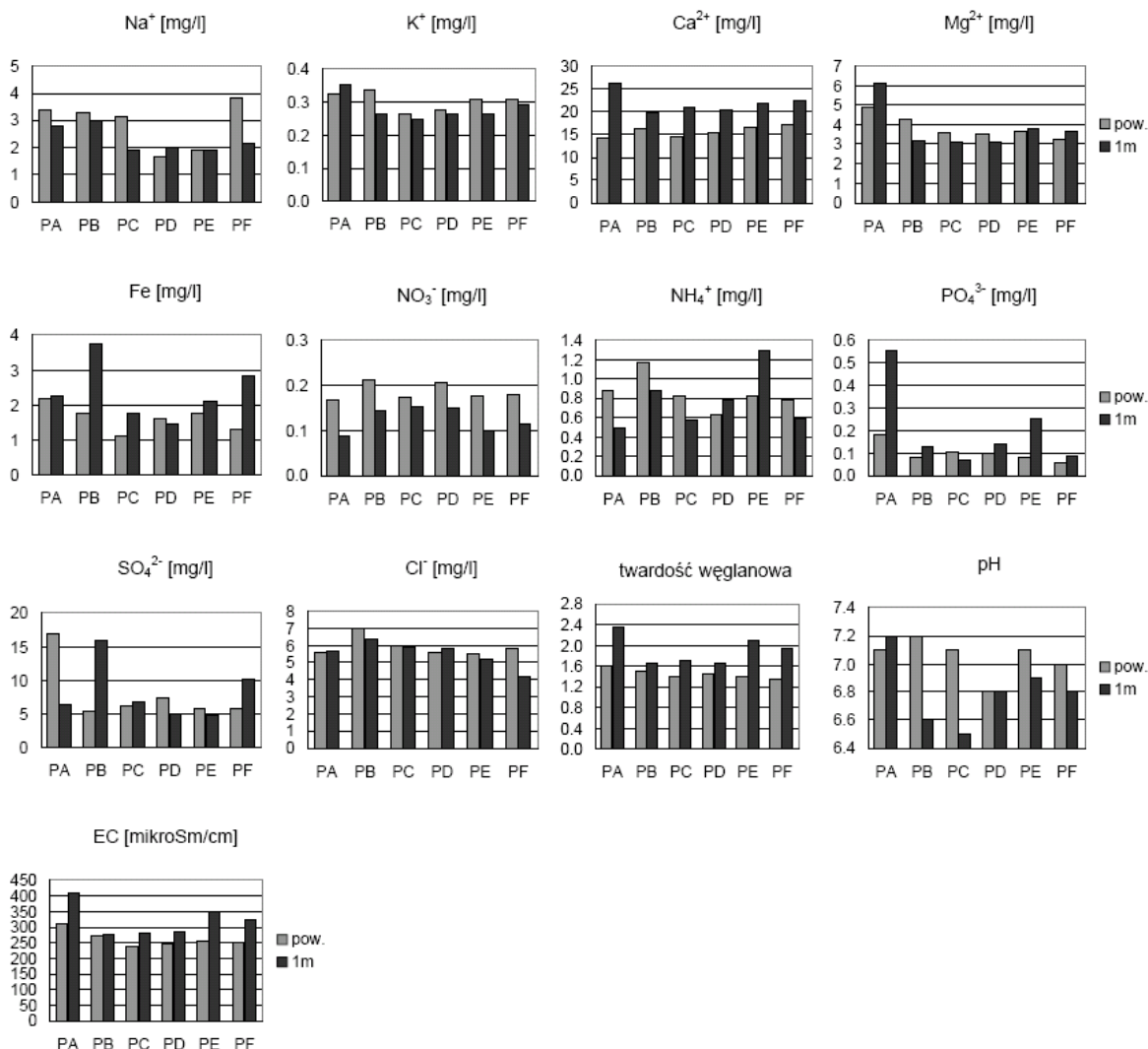
W przypadku transektu B1 (**Ryc. 26**) poziom wody był podobny dla wszystkich trzech analizowanych piezometrów w każdym z terminów, kiedy przeprowadzone były pomiary. W przypadku transektu P poziom wody był również podobny wzdłuż całego

transektu, z wyjątkiem punktu PB. Ten punkt pomiarowy znajdował się w miejscu występowania zwartego płata torfowców *Sphagnum palustre* (**Tab. 6**) i powierzchnia torfowiska była w tym miejscu wyniesiona, co tłumaczy względnie głębsze zaleganie zwierciadła wody niż w pozostałych piezometrach wzdłuż tego transektu. W przypadku transektów B2k i B2d (**Ryc. 26**) zwierciadło wody znajdowało się przeważnie płycej w zbiorowiskach zaroślowo leśnych (B2kC, B2dE) niż w miejscach otwartych mechowisk i niskich zarośli brzozy niskiej (B2kA, B2dA). Na transekcje R zaznacza się odwrotna prawidłowość – w zbiorowisku leśnym (RF) zwierciadło wody znajdowało się głębiej niż na otwartych mechowiskach (RA). Warto zaznaczyć, że lipiec 2006 był miesiącem bardzo suchym, co znalazło odzwierciedlenie w wynikach pomiarów na wszystkich badanych torfowiskach.

Na **rycinach 27-31** przedstawiłam wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska).

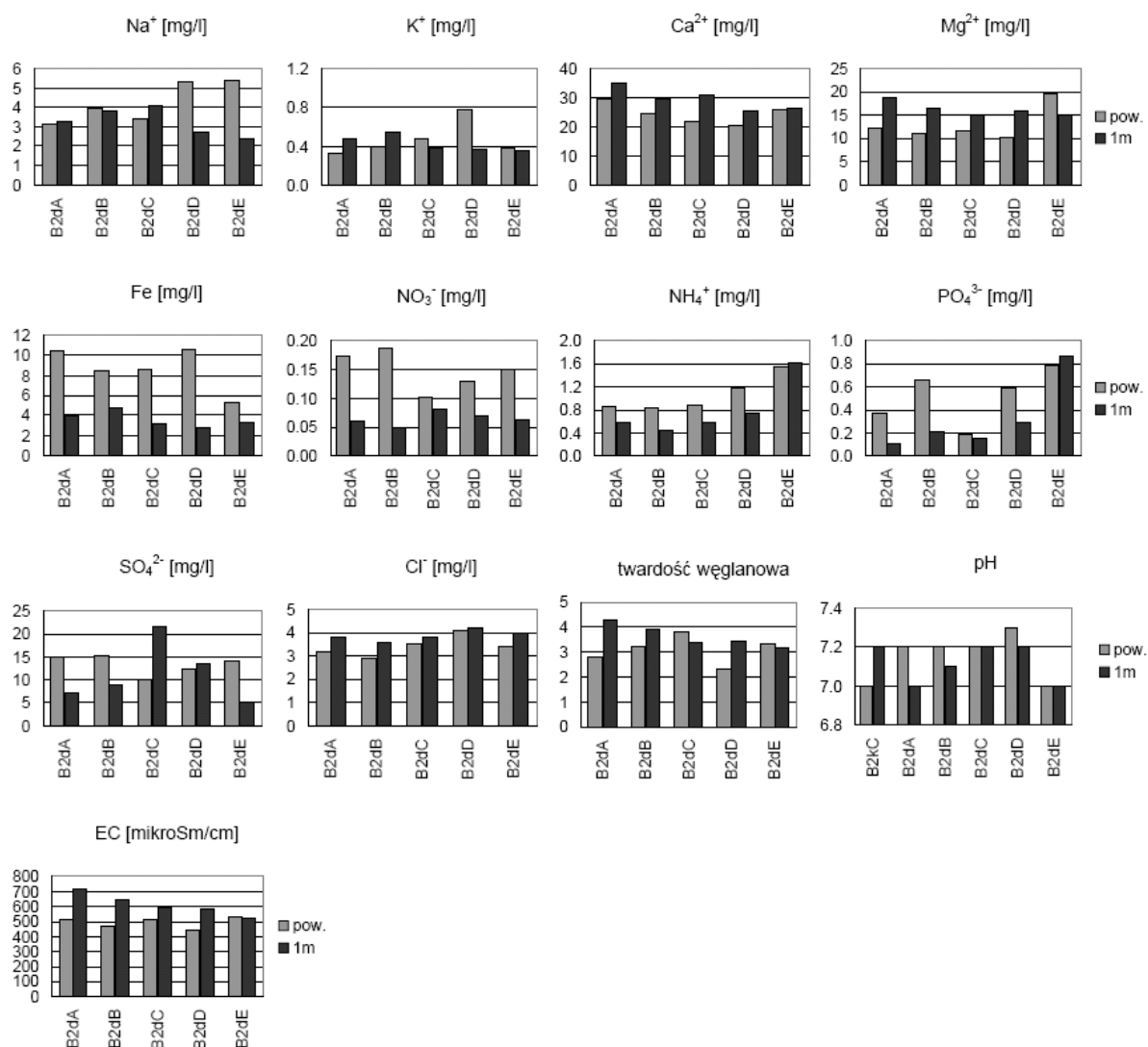


Ryc. 27. Wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska) – mediany dla trzech pomiarów (maj, lipiec, wrzesień). Transekt Rospuda R. A-F – numery piezometrów.

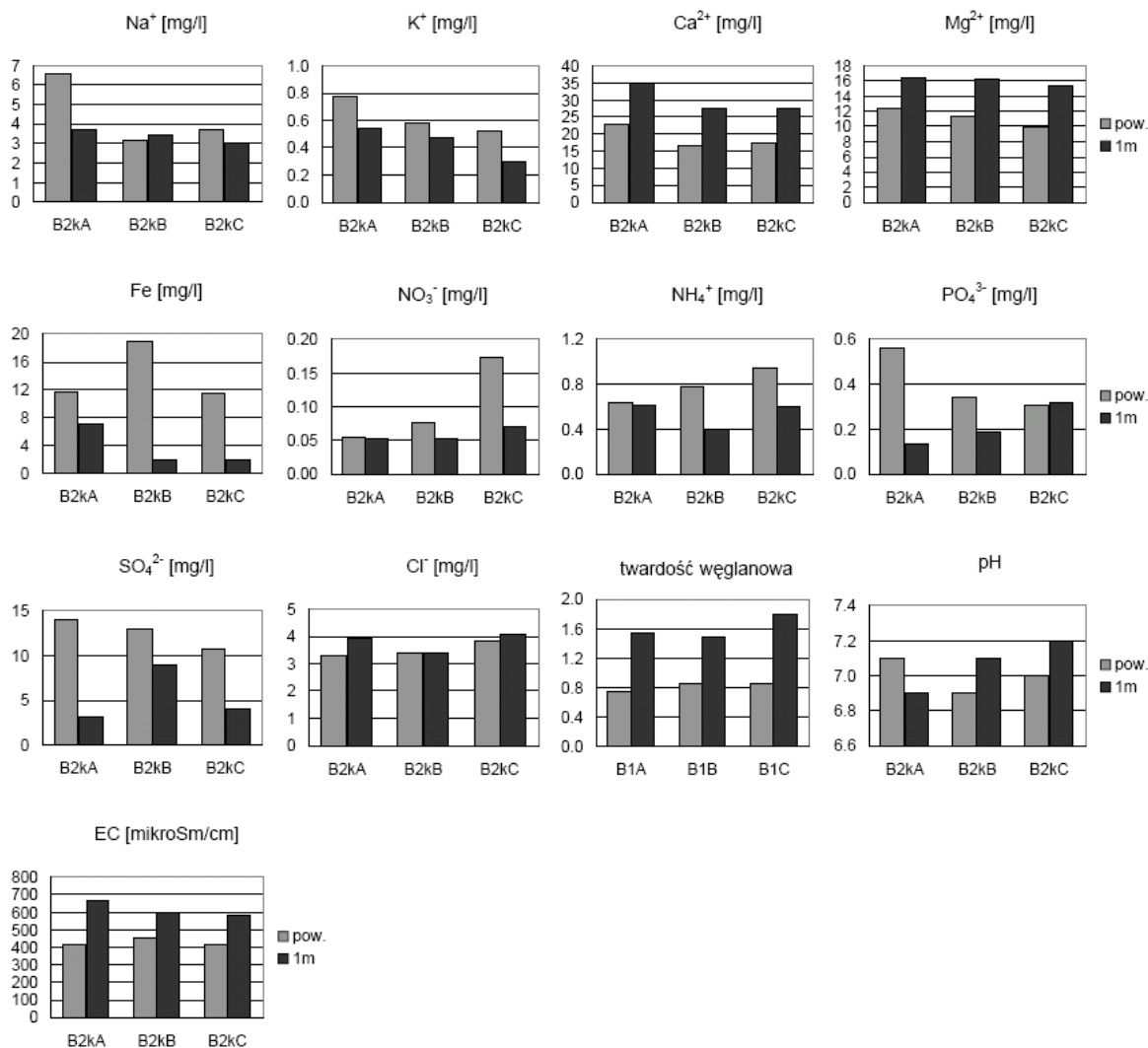


Ryc. 28. Wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska) – mediany dla trzech pomiarów (maj, lipiec, wrzesień). Transekt Perkuć P. A-F – numery piezometrów.

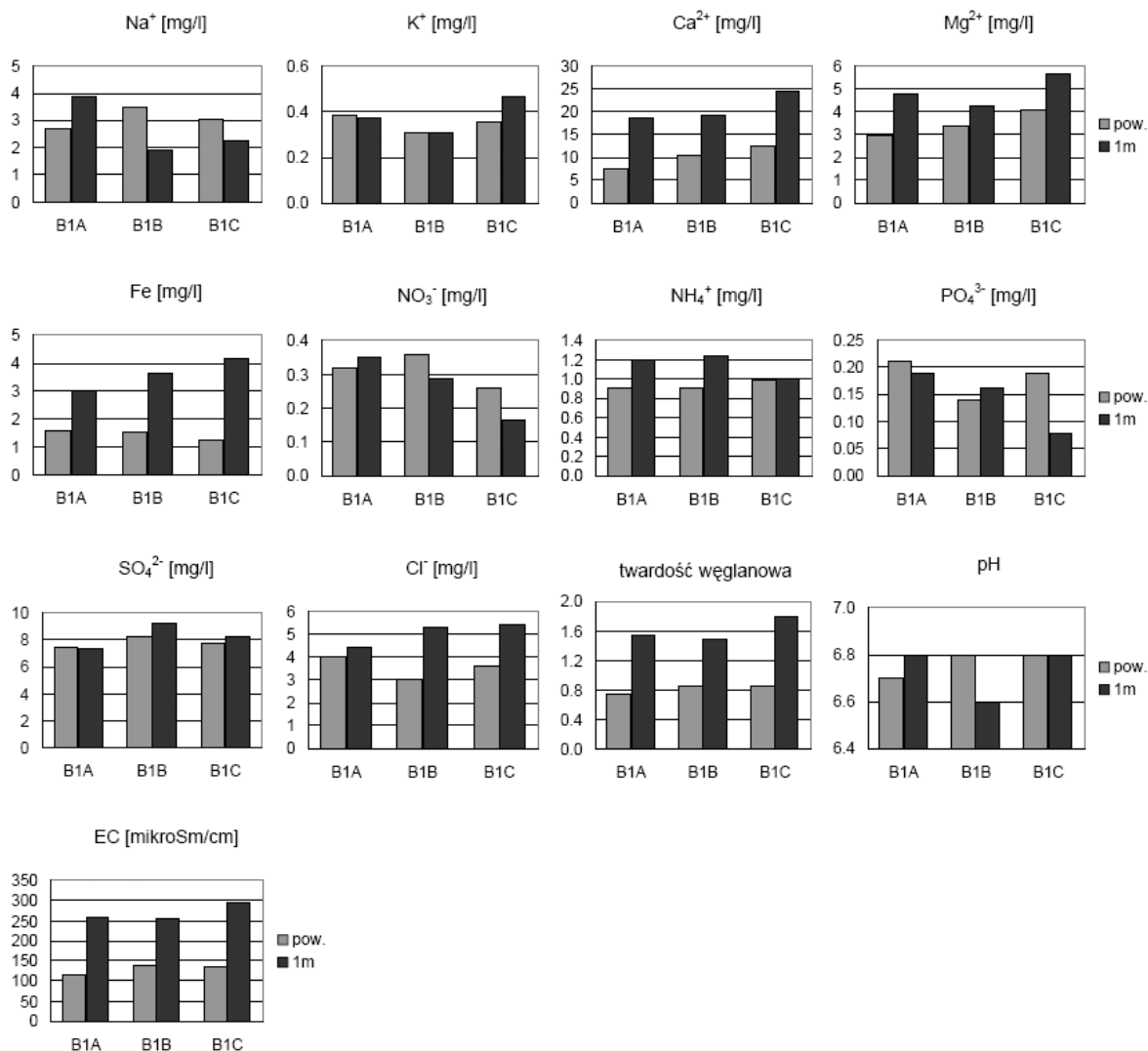
Z porównania **rycin 27-31** widać pewne ważne różnice między transektem R a pozostałymi transektami. Na transekcje R stężenie wapnia, magnezu, przewodnictwo elektrolityczne oraz twardość węglanowa osiągają zbliżone wartości na powierzchni torfowiska jak i na głębokości 1m. Natomiast na wszystkich pozostałych transektach zaznacza się tendencja, że ww. właściwości chemiczne osiągają niższe wartości w wodzie pobranej z powierzchni torfowiska niż wodzie z głębokości 1m.



Ryc. 29. Wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska) – mediany dla trzech pomiarów (maj, lipiec, wrzesień). Transekt Biebrza B2d. A-E – numery piezometrów.

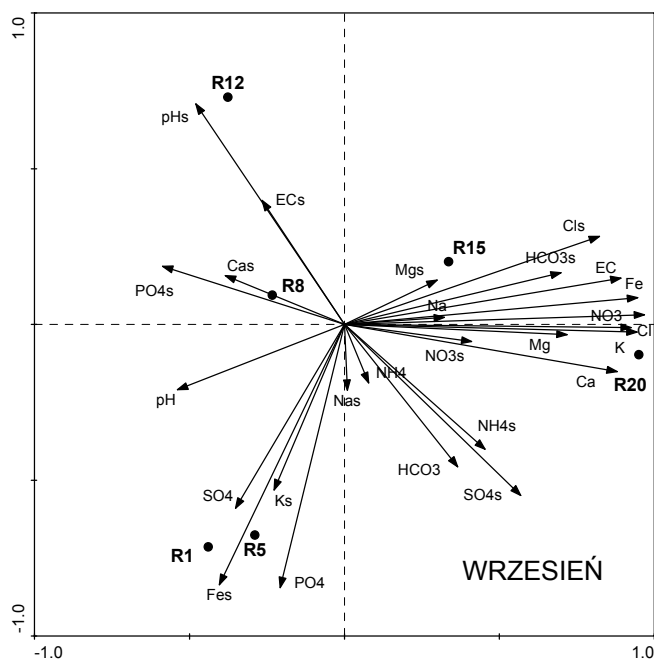
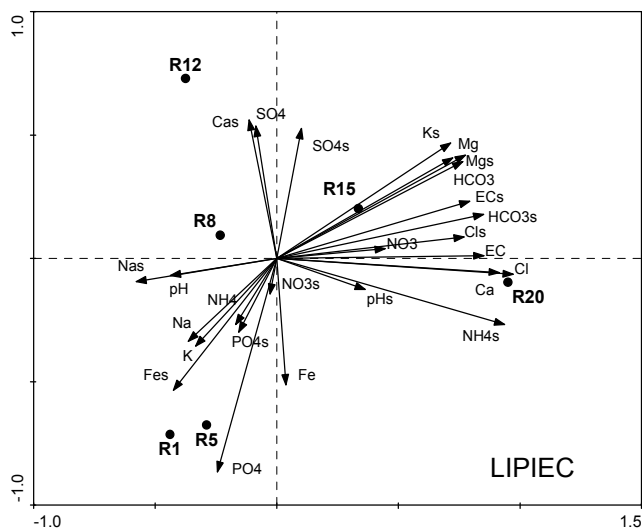
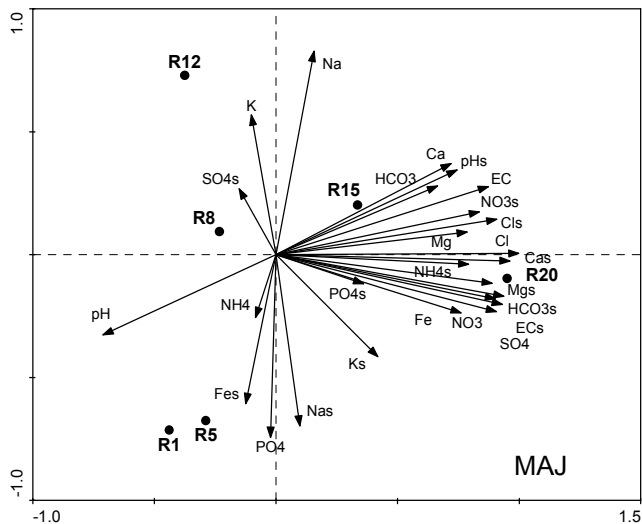


Ryc. 30. Wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska) – mediany dla trzech pomiarów (maj, lipiec, wrzesień). Transekt Biebrza B2k. A-C – numery piezometrów.



Ryc. 31. Wyniki analiz wody pobranej z piezometrów (z głębokości do 1m) oraz z płytkich studzienek zlokalizowanych w pobliżu piezometrów (z powierzchni torfowiska) – mediany dla trzech pomiarów (maj, lipiec, wrzesień). Transekt Biebrza B1. A-C – numery piezometrów.

Na **rycinach 32-34** przedstawiłam wyniki ordynacji bezpośredniej dla transektów R, P i B2d dla zmierzonych parametrów hydrochemicznych i zdjęć fitosocjologicznych wykonanych odpowiednio przy każdym z piezometrów. Dwa krótkie transekty – B1 i B2k nie zostały przedstawione, ze względu na niewielką długość transektów i małą liczbę punktów pomiarowych.



Ryc. 32. Ordynacja CCA zdjęć fitosocjologicznych z transektu R zlokalizowanych przy piezometrach względem cech chemicznych wody pobranej z piezometrów i z płytkich studzienek zlokalizowanych obok piezometrów. Oznaczenie cech chemicznych na rycinie: EC – przewodnictwo elektrolityczne, pH – pH, HCO₃ - twardość węglanowa, Ca – Ca²⁺, Mg – Mg²⁺, Na – Na⁺, K – K⁺, Fe – Fe ogólne, NH₄ – NH₄⁺, PO₄ – PO₄³⁻, NO₃ – NO₃⁻, SO₄ – SO₄²⁻ oraz Cl – Cl⁻. Literą „s” oznaczone zostały wyniki dla prób wody z powierzchni torfowiska (z płytkich studzienek).

R1 – zdjęcie przy piezometrze RA, mechowisko;

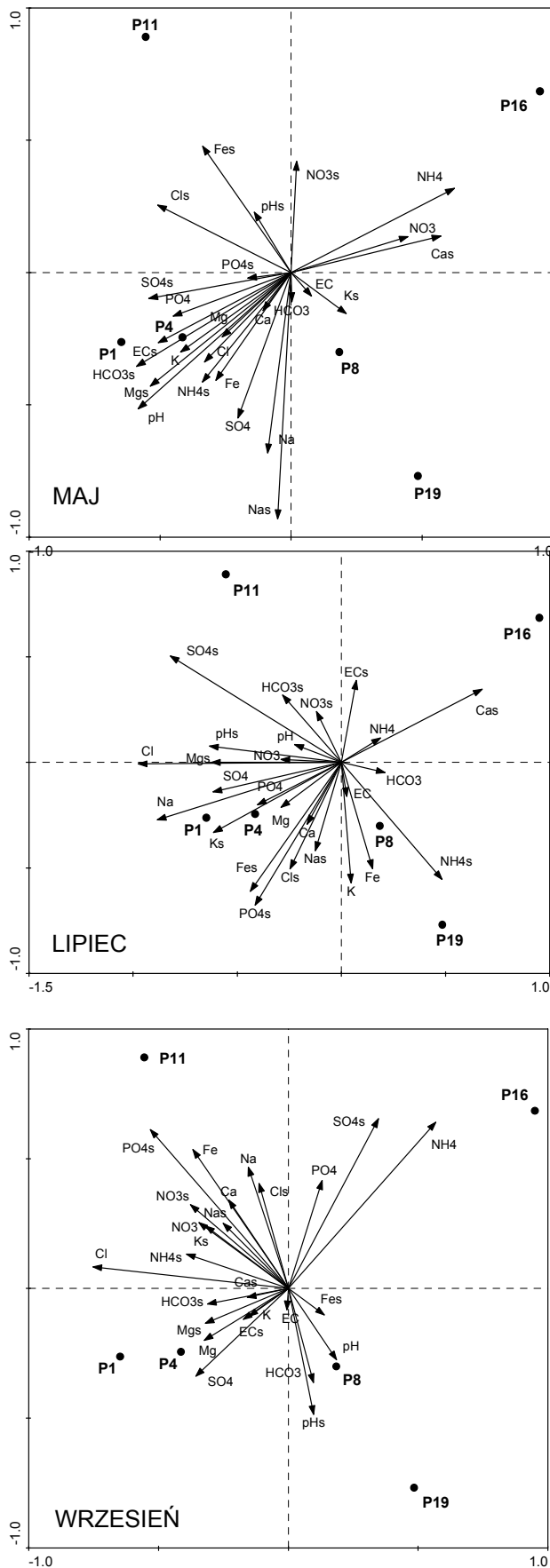
R5 – zdjęcie przy piezometrze RB;

R8 – zdjęcie przy piezometrze RC;

R12 – zdjęcie przy piezometrze RD;

R15 – zdjęcie przy piezometrze RE;

R20 – zdjęcie przy piezometrze RF, zbiorowisko leśne.



Ryc. 33. Ordynacja RDA zdjęć fitosocjologicznych z transektu P zlokalizowanych przy piezometrach względem cech chemicznych wody pobranej z piezometrów i z płytkich studzienek zlokalizowanych obok piezometrów. Oznaczenie cech chemicznych na rycinie: EC – przewodnictwo elektrolityczne, pH – pH, HCO₃ – twardość węglanowa, Ca – Ca²⁺, Mg – Mg²⁺, Na – Na⁺, K – K⁺, Fe – Fe ogólne, NH₄ – NH₄⁺, PO₄ – PO₄³⁻, NO₃ – NO₃⁻, SO₄ – SO₄²⁻ oraz Cl – Cl⁻. Literą „s” oznaczone zostały wyniki dla prób wody z powierzchni torfowiska (z płytkich studzienek).

P1 – zdjęcie przy piezometrze PA, mechowisko;

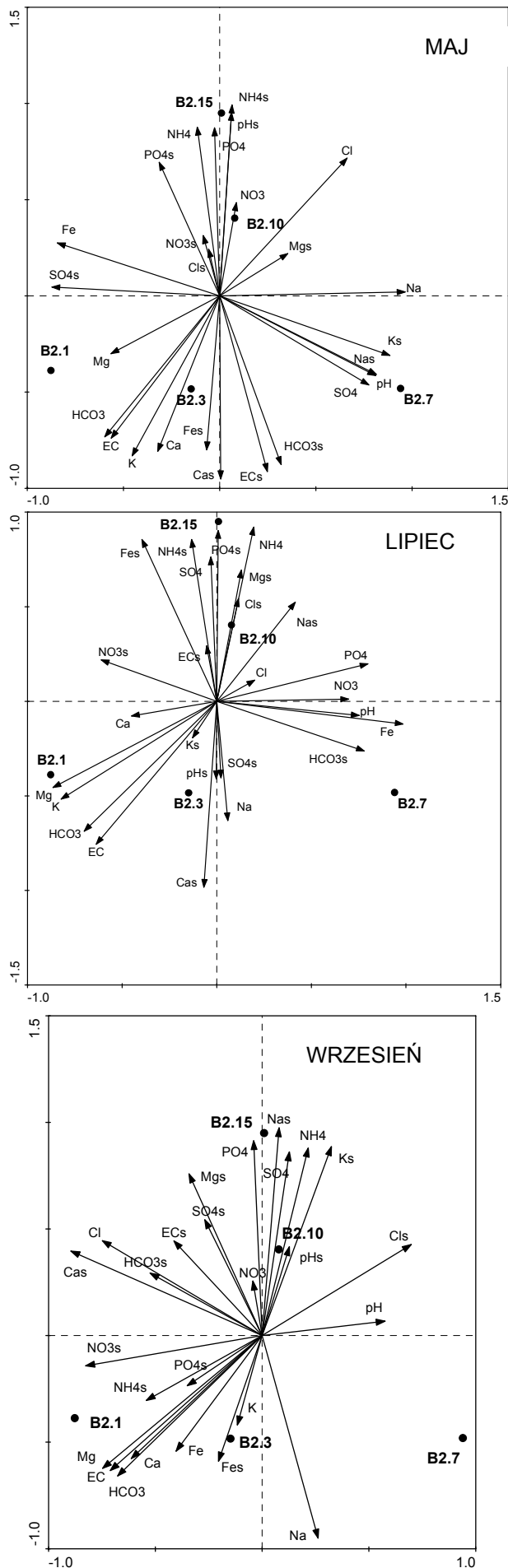
P4 – zdjęcie przy piezometrze PB;

P8 – zdjęcie przy piezometrze PC;

P11 – zdjęcie przy piezometrze PD;

P16 – zdjęcie przy piezometrze PE;

P19 – zdjęcie przy piezometrze PF, zbiorowisko leśne.



Ryc. 34. Ordynacja RDA zdjęć fitosocjologicznych z transektu B2d zlokalizowanych przy piezometrach względem cech chemicznych wody pobranej z piezometrów i z płytkich studzienek zlokalizowanych obok piezometrów. Oznaczenie cech chemicznych na rycinie: EC – przewodnictwo elektrolityczne, pH – pH, HCO₃ – twardość węglanowa, Ca – Ca²⁺, Mg – Mg²⁺, Na – Na⁺, K – K⁺, Fe – Fe ogólne, NH₄ – NH₄⁺, PO₄ – PO₄³⁻, NO₃ – NO₃⁻, SO₄ – SO₄²⁻ oraz Cl – Cl⁻. Literą „s” oznaczone zostały wyniki dla prób wody z powierzchni torfowiska (z płytkich studzienek).

B2.1 – zdjęcie przy piezometrze B2dA, mechowisko;

B2.3 – zdjęcie przy piezometrze B2dB;

B2.7 – zdjęcie przy piezometrze B2dC;

B2.10 – zdjęcie przy piezometrze B2dD;

B2.15 – zdjęcie przy piezometrze B2dE, zbiorowisko leśne.

Analiza CCA dla transektu B2d (**Ryc. 34**) nie wykazała ewidentnych pojedynczych parametrów chemicznych, różnicujących typy roślinności. Natomiast w przypadku transektów R i P, szczególnie dla danych z maja i września, widać czynniki różnicujące roślinność zaroślowo-leśną od roślinności otwartych torfowisk, ale w sposób odmienny na obu tych obszarach. Nad Rospudą (**Ryc. 32**) czynniki wyróżniające roślinność otwartych mechowisk (zdjęcia R1, R5) to wyższa zawartość m.in. fosforanów, siarczanów, żelaza, wapnia i azotu amonowego w wodzie oraz jej wyższe pH, natomiast większość pozostałych parametrów osiąga większe wartości dla roślinności zaroślowej i leśnej. Na torfowisku koło śluzy Perkuć (**Ryc. 33**) większość parametrów hydrochemicznych osiąga większe wartości dla roślinności otwartego mechowiska, natomiast dla roślinności zaroślowo-leśnej (zdjęcia P16 i P19) obserwuje się wyższe wartości azotu amonowego czy wapnia.

2.4.3.3. Paleobotaniczna analiza wierzchniej warstwy torfu wzdłuż transektów

Wyniki analiz makroszczątków w próbach z transektu P przedstawiłam na **rycinie 35**, a w próbach z transektu R na **rycinie 36**. Wierzchnie części złoza torfowego na dwóch badanych transektach są różne od siebie. W przypadku transektu P (**Ryc. 35**) stwierdziłam obecność drewna w dolnej części wszystkich trzech badanych profili – nie tylko w rdzeniach pobranych z zarośli brzozy niskiej (PD) i zbiorowiska zaroślowo-leśnego (PF), ale również w rdzeniu pobrany z otwartego mechowiska (PA). Na głębokości ok. 30 cm w rdzeniu PA stwierdziłam również igły sosny, świadczące o występowaniu tu *Pinus sylvestris* (drewno stwierdzone w tej warstwie pochodzi zatem prawdopodobnie także z nadziemnych części drzew i krzewów a nie tylko z części podziemnych). Torf na głębokości ok. 40 cm jest we wszystkich badanych punktach transektu P wyraźnie silniej rozłożony, niż torf tworzący płytsze warstwy. Manifestuje się to dużą zawartością rozłożonej substancji organicznej, znikomą ilością zachowanych szczątków mchów oraz tym, że znaczna część zachowanych szczątków roślin to kawałki drewna, ulegającego rozkładowi trudniej niż fragmenty mchów i roślin zielnych. Natomiast w przypadku transektu R (**Ryc. 36**) fragmenty drewna oraz igły sosny stwierdziłam jedynie w rdzeniach pobranych z punktów znajdujących się obecnie w obrębie zarośli brzozy niskiej (RD) oraz w zbiorowisku leśnym (RF). Rdzeń pobrany w punkcie na otwartym mechowisku (RA) wykazuje natomiast na całej zbadanej

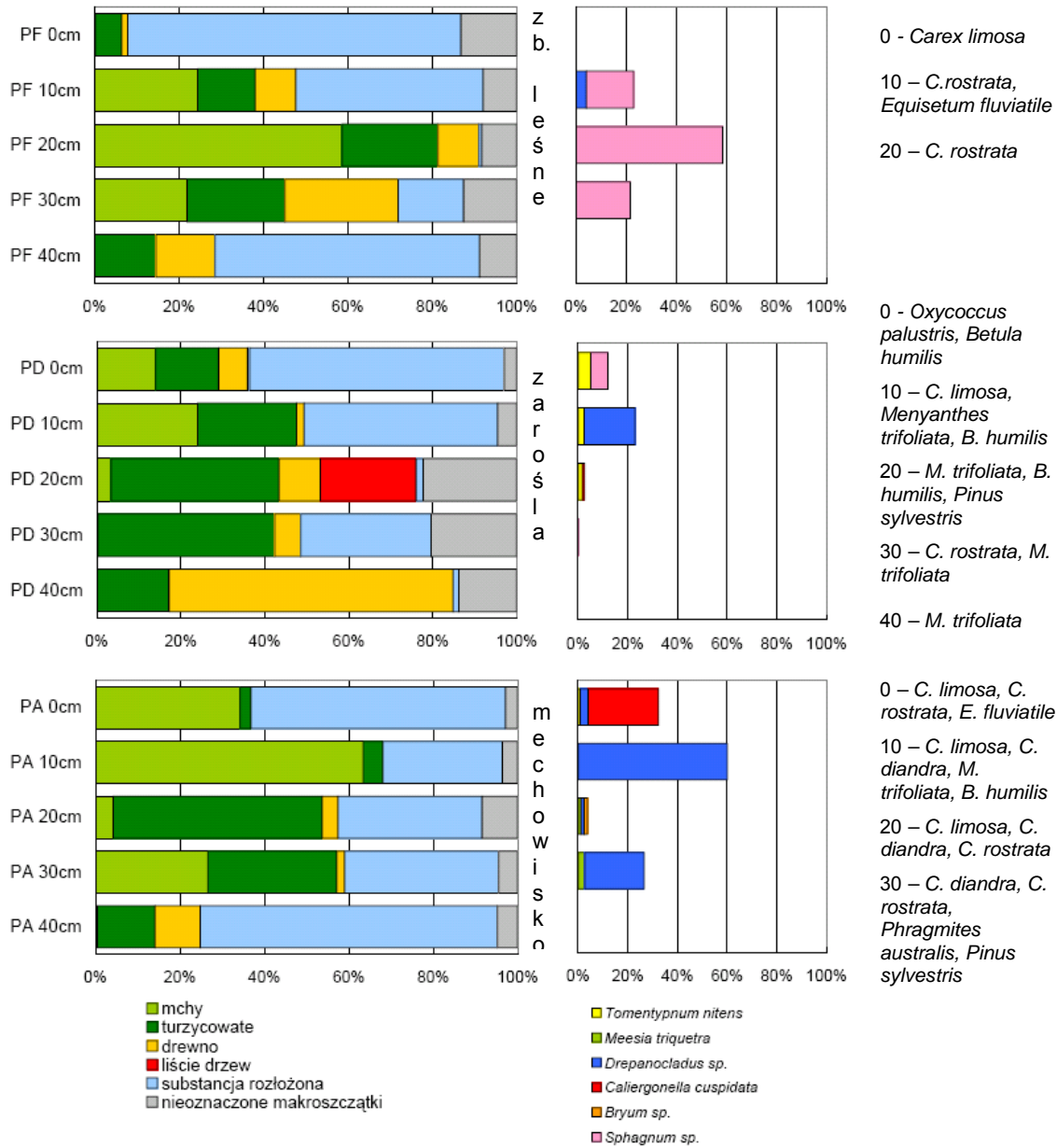
głębokości jednolity charakter torfu mszysto-turzycowego bez udziału drewna. Również w odróżnieniu od transektu P, na transekcje R nie zaobserwowałam zwiększonego stopnia rozkładu torfu na głębokości ok. 40 cm.

Mimo ww. różnic, złoża torfu wzdłuż transektów P i R mają pewne cechy wspólne, do których należy skład gatunkowy mchów w poszczególnych punktach transektów. W obydwu transektach w rdzeniu na otwartym mechowisku (PA i RA) wśród szczątków mchów przeważają gatunki z rodzaju *Drepanocladus* (do tej grupy włączyłam również mchy z rodzajów kiedyś zaliczanych do *Drepanocladus*, a obecnie wyodrębnionych jako *Limprichtia* i *Hamatocaulis* (Ochyra i in. 2003)). W rdzeniu pobranym w miejscach występowania zarośli brzozy niskiej (PD i RD) pojawia się więcej *Tomentypnum nitens*. W rdzeniach pobranych w zbiorowiskach zaroślowo-leśnych stwierdziłam więcej szczątków torfowców, niż w pozostałych punktach transektów.

Skład botaniczny torfu

Udział mchów

Inne stwierdzone gatunki roślin (nasiona, liście, kłocza)

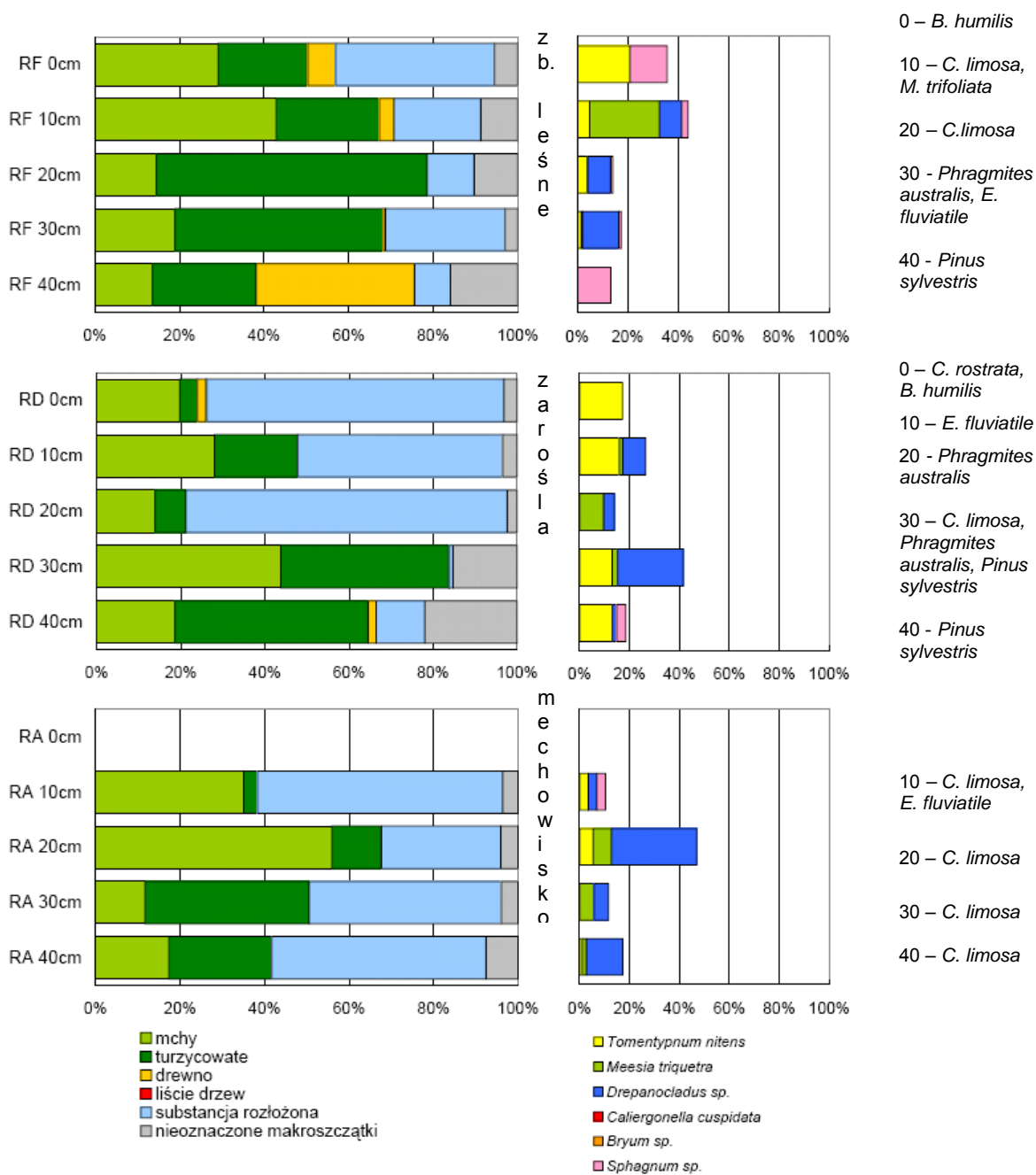


Ryc. 35. Skład botaniczny torfu w pobliżu piezometrów PA, PD i PF - transekt Perkuć.

Skład botaniczny torfu

Udział mchów

Inne stwierdzone gatunki roślin (nasiona, liście, kłaczka)



Ryc. 36. Skład botaniczny torfu w pobliżu piezometrów RA, RD i RF – transekt Rospuda.

2.4.4. Dyskusja

Na podstawie uzyskanych wyników można wnioskować, że strefa przejścia z brzozą niską, o ile jest dość wyraźnie zaznaczona w przestrzeni, odpowiada gradientowi warunków siedliskowych. Wydaje się, że istotne jest występowanie pewnej niestabilności środowiska, a mniej istotne jest w jakim kierunku następuje zmiana. Przykładowo na transekcje P i R zaobserwowałam przeciwne zależności strefowości roślinności od gradientu siedliskowego (**Ryc. 32 i 33**). Również w przypadku głębokości zalegania zwierciadła wody gruntowej zaobserwowałam odwrotnie skierowane gradienty w przypadku różnych transektów: na transektach biebrzańskich B2k i B2d (**Ryc. 26**) zwierciadło wody znajdowało się przeważnie płycej w zbiorowiskach zaroślowo leśnych niż w miejscach otwartych mechowisk i niskich zarośli brzozy niskiej, a na transekcje R zaznacza się odwrotna tendencja, tj. w zbiorowisku leśnym zwierciadło wody znajdowało się głębiej niż na otwartych mechowiskach.

Odpowiada to obserwacjom Lapshiny (2006) prowadzonym nad rzeką Ob w Zachodniej Syberii, gdzie znajduje się centrum zasięgu brzozy niskiej. Lapshina pisała, że zarośla brzozy niskiej są bardzo typowe dla torfowisk nad rzeką Ob. Rozwijają się one na krawędzi otwartego torfowiska soligenicznego, w miejscach w jakiś sposób odrębnych od głównego złoża torfu i w związku z tym charakteryzujących się mniejszą stabilnością hydrologiczną.

Zróżnicowanie roślinności jest największe na transekcje R. Na tym transekcje jest również najwyraźniej zaznaczony gradient warunków chemicznych i gradient poziomu wody. Ponadto na transekcje nad Rospudą stwierdziłam wyraźną granicę między torfem mszysto-turzycowym a torfem z drewnem między otwartym mechowiskiem a zbiorowiskami zaroślowymi i leśnymi (**Ryc. 36**). Poza tym, na transekcje R, w odróżnieniu od pozostałych, wartości stężeń wapnia i magnezu oraz przewodnictwa elektrolitycznego i twardości węglanowej są podobne na powierzchni jak i na głębokości 1m (**Ryc. 27**). Świadczyć to może, iż na tym torfowisku panowały stabilne warunki hydrologiczne, dzięki którym rozmieszczenie zbiorowisk otwartych mechowisk i zbiorowisk zaroślowo-leśnych jest niezmiennie od setek-tysięcy lat. Analizy paleobotaniczne na torfowisku Perkuć wskazują, że na całym badanym obszarze występowało kiedyś zbiorowisko leśne, które z czasem ustąpiło (być może na skutek wzrostu poziomu wody, lub odlesienia przez człowieka), a obecnie następuje

powrót roślinności zaroślowo-leśnej. Na tym torfowisku granica między mechowiskiem a zaroślami jest znacznie mniej wyraźna niż nad Rospudą i prawdopodobnie sukcesja zbiorowisk zaroślowo-leśnych będzie tu postępowała szybciej. Spośród badanych torfowisk, strefa przejścia jest najbardziej trwała nad Rospudą, gdzie zapewne ekspansja lasu w kierunku otwartych mechowisk będzie zachodziła najwolniej.

W dotychczasowych badaniach dotyczących stref przejścia między zbiorowiskami roślinnymi stwierdzono różne prawidłowości dotyczące zmienności warunków siedliskowych. Częściej spotykana jest sytuacja, w której warunki siedliskowe w strefie przejścia wyraźnie się zmieniają (Falińska 1996). Opisane zostało również zjawisko ostrej granicy między zbiorowiskami przy jednolitych warunkach siedliskowych. Przykład takiej sytuacji zaobserwowali Agnew i in. (1993) w Nowej Zelandii. Sugerują oni że granica między otwartymi torfowiskami a zbiorowiskami leśnymi na torfowisku nie zależy od warunków siedliskowych, ale od obecności w strefie przejścia pasa zwartych zarośli, tworzonych przez rozmnażający się wegetatywnie krzew *Leptospermum scoparium*, które uniemożliwiają ekspansję drzew na teren otwartego torfowiska. Sugerują oni, że podobna prawidłowość może występować w wielu miejscach na świecie na granicy otwartego torfowiska i lasu. Niewykluczone, że zwarte zarośla brzozy niskiej również stanowią podobną barierę, hamującą ekspansję zbiorowisk leśnych. Wśród badanych stref przejścia najbardziej zwarty pas zarośli brzozy niskiej zaobserwowałam nad Rospudą, co może być kolejnym czynnikiem wpływającym na stabilność granicy lasu na tym obszarze.

Uzyskane wyniki wskazują, że w zaroślach brzozy niskiej ze zwiększoną częstością występują takie gatunki mchów jak: *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Tomentypnum nitens*. Wskazują na to zarówno dane fitosocjologiczne jak i paleobotaniczne. Wymienione wyżej gatunki mchów to kępkowe mchy brunatne. *Helodium blandowii* i *Tomentypnum nitens* zaliczane są do reliktywów glacialnych (Ochyra 1988). W obrębie zbiorowisk mechowiskowych stanowią one często pierwsze wskaźniki oligotrofizacji powierzchni torfowiska niskiego. W wyniku naturalnego rozwoju torfowiska lub w wyniku pogarszania się stosunków hydrologicznych, na powierzchni torfowisk subneutralnych lub alkalicznych, obserwuje się masowy rozwój *Tomentypnum nitens*, który tworzy grubą warstwę izolującą torf od wapiennego podłoża, umożliwiając tym samym szybką ekspansję elementów ombrotroficznych. Tym samym zapoczątkowana zostaje sukcesja torfowiska niskiego w kierunku

mszarów. W wypadku trwałego deficytu wodnego (niemożność rozwoju torfowisk mszarnych) sukcesja, zapoczątkowana przez *Tomentypnum nitens*, może postępować w kierunku zbiorowisk leśnych i zaroślowych (Ochyra 1988). *Helodium blandowii* bardzo często występuje razem z *Tomentypnum nitens*, ale istnieje pomiędzy nimi różnica w ekologii: *Tomentypnum nitens* dominuje w zbiorowiskach roślin w inicjalnych stadiach procesu oligotrofizacji siedliska, natomiast *Helodium blandowii* wchodzi do zmieniającego się zbiorowiska roślinnego znacznie później i utrzymuje się w nim jeszcze po opanowaniu warstwy mszystej przez różne gatunki mezotroficznych torfowców, najczęściej *Sphagnum warnstorffii* i *Sph. teres* (Ochyra 1988). Na etapie rozwoju torfowiska niskiego, na którym zaczynają dominować mchy torfowce, brzoza niska powoli się wycofuje, a jej zbiorowiska są z biegiem czasu zastępowane przez zbiorowiska leśne. Wskazują na to m.in. wyniki przeprowadzonych analiz paleobotanicznych. W rdzeniach pobranych w zbiorowiskach zaroślowo-leśnych stwierdziłam więcej szczątków torfowców, niż w rdzeniach pochodzących z zarośli brzozy niskiej (**Ryc. 35 i 36**).

Na uwagę zasługuje ponadto wspomniana wcześniej różnica między transektem R a pozostałymi transektami odnośnie wartości Ca^{2+} , Mg^{2+} , EC i twardości węglanowej na powierzchni torfowiska i na głębokości 1m. Zbliżone wartości tych czynników stwierdzone nad Rospudą świadczą prawdopodobnie o przepływananiu wody gruntowej przez całą miąższość złoża torfu. Na pozostałych transektach dopływ wody gruntowej do powierzchni torfowiska może być niedostateczny, aby zapobiec procesom oligotrofizacji powierzchni torfowiska. Jest to zatem kolejny argument za tym, że nad Rospudą ekspansja drzew w obrębie zbiorowisk z brzozą niską będzie zachodziła najwolniej spośród torfowisk objętych badaniami w transektach.

Wydaje się wskazane, by stanowiska, gdzie brzoza niska występuje w obrębie płatów mszarów z udziałem m.in. *Sphagnum teres*, i *Sph. warnstorffii*, objąć monitoringiem, celem ewentualnego podjęcia zabiegów ochrony czynnej w momencie zaobserwowania nasilonego rozwoju drzew. Jednym z takich obszarów jest rezerwat „Torfowisko Mieleńskie”. W połowie XX w. stanowisko brzozy niskiej na użytkowanej kośnie i pastwiskowo łące nad jeziorem Mielno miało charakter mechowiska (Kępczyński 1956). Dominujące w warstwie mszystej mchy brunatne tworzyły zwarte kobierce, poprzeplatane tylko gdzieniegdzie przez torfowce (*Sphagnum teres*, *Sph. palustre*, *Sph. warnstorffii*). Powszechnie występowały *Scorpidium scorpioides* i *Paludella squarrosa* (Kępczyński 1956). Natomiast obecnie, jak wynika z

przeprowadzonych przeze mnie badań na Torfowisku Mieleńskim (**rozdział 2.2**), w zbiorowiskach z brzozą niską mchy brunatne stanowią na większości obszaru domieszkę do występujących z ilościowością 3-4 torfowców *Sphagnum teres*, i *Sph. warnstorffii*. Duży udział torfowców w warstwie mszystej w zbiorowiskach z brzozą niską zaobserwowałam również m.in. na torfowiskach: Magdzie Bagno, Jeziorko koło Drozdowa, Perkuć, torfowisko nad jeziorem Godle, oraz w niektórych płatach roślinności nad Rospudą, Biebrzą i Żytkiejmską Strugą.

Według Succowa (1974), kierunek naturalnej sukcesji zarośli brzozy niskiej zależy od czynników klimatycznych. Mianowicie, jego zdaniem, w klimacie kontynentalnym lub subkontynentalnym mogą to być zbiorowiska stosunkowo stabilne, „cofające” się w okresach większego uwodnienia torfu w stronę otwartych zbiorowisk mszysto-turzycowych, a w przypadku osuszenia terenu przekształcające się w mezotroficzne ale nie mające charakteru kwaśnego lasy bagiennie. Natomiast w warunkach klimatu subatlantyckiego (powyżej 600 mm opadu) silniej zaznacza się w obrębie tych zarośli proces zakwaszania, pojawiają się elementy bardziej ombrotroficzne (np. *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Paludella squarrosa*, *Sphagnum capillifolium*, *Sph. palustre*, *Sph. teres*, *Tomentypnum nitens*), a z czasem las bagienny o charakterze torfowiska przejściowego.

Opinię Succowa potwierdzają częściowo obserwacje Lapshiny (2006) z Zachodniej Syberii, czyli obszaru o klimacie kontynentalnym. Uważa ona, że proces sukcesji prowadzący do powstania zarośli brzozy niskiej z roślinności mszysto-turzycowej jest odwracalny i odzwierciedla długoterminowe zmiany klimatyczne.

Analizując materiały fitosocjologiczne z brzozą niską z obszaru Rosji, trudno jednak zgodzić się z drugą częścią opinii Succowa (1974). Zachodnia Syberia nie znajduje się pod wpływem klimatu suboceanicznego, a występujące tam zarośla brzozy niskiej charakteryzują się dużą stałością takich gatunków jak: *Tomentypnum nitens*, *Helodium blandowii*, *Aulacomnium palustre* (Lapshina 2006). Podobnie na torfowiskach na północ od Moskwy gatunki mchów występujące w zaroślach z brzozą niską to przede wszystkim *Aulacomnium palustre* i *Tomentypnum nitens* (Katz 1929).

Trafne wydają się spostrzeżenia Kulczyńskiego (1940) – że procesy oligotrofizacji w obrębie torfowisk z udziałem brzozy niskiej są naturalną konsekwencją obniżenia poziomu wody. W przypadku torfowisk leśnych brzozowych, stanowiących według Kulczyńskiego (1940) ostatni etap sukcesji, w którym uczestniczy

brzoza niska, naturalne procesy, powodujące obniżenie się poziomu wód w torfowisku niskim, są jego zdaniem zwykle sprzężone z wyeliminowaniem przepływu wód. Uruchamia to mechanizm przemiany torfowiska niskiego w wysokie – zasilane głównie przez wody opadowe. W związku z tym, torfowiska niskie, na których rozwinie się starodrzew, mają powszechnie charakter torfowisk przejściowych leśnych typu sosnowo-brzozowego.

Niewykluczone jednak, że istnieje pewna zależność między klimatem a rozwojem zarośli brzozy niskiej. Być może proces oligotrofizacji i zakwaszania torfowiska zachodzi szybciej w klimacie suboceanicznym. W takich warunkach na torfowiska szybko wkraczają torfowce, a brzoza niska może wycofywać się w związku z malejącą dostępnością biogenów. Być może stąd powtarzana przez „starszych” autorów, a nie znajdująca potwierdzenia w aktualnych badaniach, opinia, że brzoza niska może występować w Europie na torfowiskach wysokich –w początkach XX w. spotykali oni prawdopodobnie jeszcze brzozę niską w otoczeniu torfowców, zaś obecnie brzoza niska wyginęła na tych stanowiskach. W przeciwieństwie do klimatu suboceanicznego, w klimacie bardziej kontynentalnym proces oligotrofizacji i zakwaszania zachodzi wolniej w związku z mniejszą ilością opadów. Torfowiska porośnięte przez *Aulacomnium palustre* i *Tomentypnum nitens* stanowią tu więc układ bardziej stabilny, zapewniając odpowiednie siedlisko dla utrzymywania się zarośli brzozy niskiej. Powyższe spostrzeżenia potwierdzają również uzyskane przeze mnie wyniki (**Ryc. 36** – RD): złożona w dużej mierze z *Tomentypnum nitens* warstwa mszysta utrzymywała się w dolinie Rospudy przez setki lat w miejscu, gdzie obecnie występują zarośla brzozy niskiej. Jak wcześniej wykazałam, strefa przejścia spośród badanych torfowisk jest najbardziej trwała nad Rospudą. Wydaje się zatem, że jest to miejsce, gdzie w naturalnych warunkach możliwe jest trwanie zarośli brzozy niskiej.

Podsumowując, można stwierdzić że przestrzennej zmienności roślinności w gradiencie otwarte mechowisko – zarośla brzozy niskiej – bagienne zbiorowiska leśne i zaroślowe odpowiada gradientowa zmienność warunków siedliskowych, przy czym istotne może być występowanie pewnej niestabilności środowiska, a kierunek zmian wydaje się mieć mniejsze znaczenie. Optymalne do rozwoju zarośli brzozy niskiej właściwości siedliska wzdłuż analizowanych transektów są zgodne z wynikami uzyskanymi w **rozdziale 2.3** dla najliczniej reprezentowanej grupy fitocenzoz zarośli brzozy niskiej (z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych

mechowiskach) i są charakteryzowane przez następujące wartości: poziom wody – na równi z poziomem torfu lub kilka cm poniżej; pH ok. 7.0; EC ok. 300-400 $\mu\text{Sm}/\text{cm}$; Ca^{2+} ok. 10-30 mg/l; Mg^{2+} ok. 3-15 mg/l. Pod względem florystycznym strefa zarośli brzozy niskiej wyraźnie wyróżnia się występowaniem mchów: *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Tomentypnum nitens*. Wskazują na to zarówno dane fitosocjologiczne jak i paleobotaniczne. Fitocenozy brzozy niskiej z udziałem tych gatunków mchów wydają się stanowić dość stabilne zbiorowiska, gdzie w naturalnych warunkach możliwe jest trwanie zarośli brzozy niskiej. Natomiast w wyniku osuszenia lub oligotrofizacji siedliska w warstwie mszystej zwiększa się udział torfowców, co może być pierwszą oznaką przekształcania się zarośli brzozy niskiej w zbiorowiska leśne.

2.5. Wpływ wilgotności i dostępności światła na kondycję brzozy niskiej – eksperyment terenowy

2.5.1. Wstęp

Jak wynika z przeprowadzonych przeze mnie badań (wyniki uzyskane w **rozdziale 2.3** dla najliczniej reprezentowanej grupy fitocenoz zarośli brzozy niskiej (z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach) oraz wyniki badań właściwości siedliska wzdłuż transektów (**rozdział 2.4**)), jednym z najistotniejszych czynników siedliskowych, umożliwiających trwanie zarośli brzozy niskiej jest stabilny, układający się na równi z poziomem torfu lub kilka cm poniżej, poziom wody na torfowisku.

Zbyt niski poziom wody (przesuszenie torfowiska) prowadzi z czasem do degradacji zbiorowisk brzozy niskiej, chociaż w pierwszym etapie po melioracji obserwowano jej ekspansję (Kamiński i in. 2000). Warto zauważyć, że wśród opisanych przeze mnie fitocenoz z brzozą niską, osiąga ona najwyższe wartości pokrycia w warstwie krzewów oraz największe rozmiary w zbiorowiskach zdegradowanych, porastających przesuszone torfowiska (**Ryc. 3**). Kamiński i in. (2000) proponują model zachowania się populacji *Betula humilis* w środowiskach poddanych antropopresji:

1. Melioracja i wykorzystanie gospodarcze torfowiska powodują zmniejszenie liczebności brzozy niskiej na danym stanowisku. Utrzymuje się ona na skraju torfowiska, przy brzegu zarośli.
2. Zmniejszenie intensywności antropopresji powoduje rozprzestrzenianie się brzozy niskiej w pierwszych stadiach sukcesji wtórnej.
3. Równocześnie z brzozą niską pojawiają się siewki *B. pendula* i *B. pubescens*. Tworzone przez nie zarośla i młode lasy zacieniają siedliska brzozy niskiej powodując zamieranie jej okazów.
4. Brzoza niska sukcesywnie zmniejsza liczebność, pozostaje na siedliskach zapewniających lepsze warunki świetlne (skraje dróg, skarpy rowów melioracyjnych, itp.). O ile nie zastosuje się prześwietlania zarośli brzoza niska może nie utrzymać się na danym stanowisku.

W przytoczonym modelu zwraca uwagę wpływ dwóch czynników, a mianowicie – zmiana poziomu wody gruntowej (melioracja) oraz zmiana dostępności

światła (konkurencja ze strony brzoź drzewiastych), na kondycję populacji *Betula humilis*. Koncepcja ta jest zbieżna z poglądem, iż obok gradientu zasobności w zasady, dwa podstawowe gradienty wpływające na strukturę roślinności bagiennej i rozmieszczenie gatunków to gradient wilgotności i żyzności (m.in. Wheeler i Proctor 2000, **rozdział 2.3**), przy czym ten ostatni, zdaniem wielu badaczy, oddziałuje przede wszystkim poprzez różnicowanie siły konkurencji o światło w zbiorowiskach roślinnych (Wheeler i Shaw 1991, Kotowski i Van Diggelen 2004).

Dostępność światła i poziom wody gruntowej nie są na torfowisku czynnikami niezależnymi. Wysoki i stały poziom wody warunkuje niską żyzność siedlisk, bowiem ogranicza mineralizację materii organicznej. Jednocześnie, przy wysokiej zawartości wapnia i żelaza w wodach zasilających torfowisko następuje wytrącanie fosforu w postaci nierozpuszczalnych związków, co dodatkowo wpływa na zmniejszenie produktywności. W oligo- lub mezotroficznym siedliskach bagiennych dostępność światła jest wysoka (Kotowski i Van Diggelen 2004), a rozwój drzew jest hamowany przez niską dostępność tlenu oraz biogenów w warstwie korzeniowej. Naruszenie tej równowagi poprzez obniżenie poziomu wody gruntowej skutkuje mobilizacją dostępnych form azotu i fosforu, uwalnianych z ulegającego przyspieszonej mineralizacji torfu. W takich warunkach wzrost roślin ulega przyspieszeniu, wzrasta produkcja pierwotna, a wraz z nią – rośnie znaczenie konkurencji o światło. Zdaniem Kotowskiego (2002), powodem ustępowania gatunków związanych z torfowiskami niskimi po melioracji jest konkurencja o światło, a nie bezpośredni wpływ obniżonej wilgotności. Z przeprowadzonego przez niego eksperymentu, wynika wręcz, że badane torfowiskowe rośliny zielne rosną lepiej przy niższym poziomie wody gruntowej, pod warunkiem występowania dobrych warunków świetlnych. Również Wheeler i Shaw (1995), na podstawie obserwacji hodowanych przez siebie gatunków niskotorfowiskowych, uznali, iż większość z nich występuje w przyrodzie poza swym optimum fizjologicznym, bowiem w hodowli preferują one warunki z niższym niż w naturze poziomem wody.

Również na poziomie fizjologicznym, wpływ dostępności światła i wpływ wilgotności na wzrost i kondycję roślin nie wyrażają się w sposób niezależny. Niedobór światła jest dla roślin czynnikiem stresowym, wywołującym zwiększone inwestycje energetyczne w części nadziemne – maksymalizację powierzchni asymilacyjnej i przyspieszenie wzrostu pędów (Lenssen i in. 2003). Stopień uwilgotnienia gleby może niekorzystnie wpływać na rośliny na dwa sposoby – inaczej w przypadku zbyt

wysokiego i zbyt niskiego poziomu wody. W przypadku zbyt wysokiego poziomu wody (zabagnienia) czynnikiem stresowym jest deficyt tlenu w glebie (anoksja glebowa). Wywołuje ona zwiększone inwestycje energetyczne w rozwój korzeni (Lenssen i in. 2003), co ma na celu zapewnienie jak najskuteczniejszych mechanizmów zapewniających dostępność tlenu dla korzeni (Cronk i Fennesy 2001). Natomiast w przypadku zbyt niskiego poziomu wody czynnikiem stresowym może być sam niedobór wody.

W przypadku wystąpienia równocześnie dwóch niekorzystnych czynników – niedoboru światła i zbyt wysokiego poziomu wody, odpowiedź na nie wymaga od rośliny kompromisu (*trade-off*) co do alokacji biomasy i energii między części podziemne i nadziemne. Zatem odpowiedź na żaden z tych dwóch czynników stresowych nie jest wystarczająca, co może prowadzić do efektu synergicznego. Oznacza to, że negatywny wpływ zacienienia jest silniejszy w siedliskach trwale zabagnionych niż w warunkach o odpowiedniej wilgotności (Lenssen i in. 2003).

Negatywny wpływ niedoboru światła może się również nasilać w przypadku zbyt niskiego poziomu wody (Kotowski i in. 2001). Związana z zacienieniem inwestycja w części nadziemne kosztem części podziemnych może prowadzić do osłabienia systemu korzeniowego na tyle, że roślina nie jest w stanie pobrać odpowiedniej ilości wody i biogenów, szczególnie wtedy, kiedy odległość między korzeniami a lustrem wody jest zbyt duża – przy niskim poziomie wody.

O znaczącym wpływie dostępności światła i poziomu wody na fitocenozy z brzozą niską mogą świadczyć wyniki analiz przeprowadzonych w **rozdziale 2.4**. Zwarta strefa zarośli brzozy niskiej występuje zwykle pomiędzy strefą otwartych mechowisk, a strefą lasu, przy czym na ten gradient fizjonomiczny nakłada się gradient wilgotności. Ze względu na ich zbieżność przestrzenną trudno jest jednoznacznie zinterpretować wpływ każdego z tych czynników. Metodą pozwalającą na ocenę znaczenia poszczególnych, w naturze wzajemnie powiązanych, czynników, jest eksperyment. W niniejszym rozdziale opisuję wyniki eksperymentu terenowego, w którym przez 3 lata badałam wpływ dostępności światła i poziomu wody gruntowej, oraz interakcji tych czynników, na przeżywalność, wzrost i rozmnażanie generatywne brzozy niskiej. Poza tymi cechami, w opisywanym eksperymencie analizowałam także wpływ ww. czynników na morfologię liści, czego wyniki opisuję w **rozdziale 2.6**, w kontekście zróżnicowania genotypowego, w zestawieniu z badaniami morfometrycznymi i

genetycznymi brzozy niskiej w populacjach naturalnych. Eksperyment został zrealizowany, jako część projektu reintrodukcji brzozy niskiej na Bagnie Całowanie, mającego na celu zasilenie miejscowej populacji osobnikami otrzymanymi *ex situ* z pędów pobranych z osobników przetrwałych do dzisiaj na tym torfowisku (porównaj **rozdział 2.8 i załącznik 5**).

2.5.2. Metody

Czynnikami eksperymentalnymi były: typ siedliska (potorfie – miejsce po wydobyciu torfu przed laty, w którym odtworzyło się torfowisko z wysokim poziomem wody gruntowej i murszowisko, powstałe w wyniku znacznego długotrwałego odwodnienia torfowiska) oraz dostępność światła (wariant nasłoneczniony i wariant zacieniony siatką ogrodniczą). W celu zacienienia powierzchni wybudowana została konstrukcja z drewnianych drągów, na których rozpięta została złożona podwójnie ogrodnicza zielona siatka zacieniająca (**Fot. 8**). Gęstość siatki dobrałam tak, aby pochłaniała możliwie podobną część promieniowania słonecznego co naturalna roślinność zaroślowo-leśna (ok. 80% światła aktywnego fotosyntetycznie – photosynthetic active radiation (PAR)), co zmierzyłam przy pomocy urządzenia AccuPAR Ceptometer L-80.



Fot. 8. Prace przy montowaniu siatki zacieniającej

Sadzonki zastosowane w eksperymencie pochodziły z rozmnożenia wegetatywnego. Pędy do rozmnażania wegetatywnego pobrane zostały z czterech krzewów brzozy niskiej, stanowiących jedyną pozostałość po dużej niegdyś zwartej populacji tego gatunku na Bagnie Całowanie. Dwa z nich rosną na zarośniętym krzewami i drzewami murszowisku. Tym krzewom macierzystym nadałam kody A i B (**Tab. 8**). Dwa pozostałe krzewy macierzyste występują na niezakrzewionym potorfium (C i D w **tabeli 8**). Grupy sadzonek utworzone z poszczególnych krzewów macierzystych, po uwzględnieniu czasu trwania uprawy w szkółce otrzymały numery od 1 do 8 (**Tab. 8**).

Tab. 8. 1 -8: Numeracja grup sadzonek brzozy niskiej wysadzanych na powierzchniach eksperymentalnych na Bagnie Całowanie, uwzględniająca stanowisko, na którym występują krzewy, z których pobrane zostały pędy do rozmnożenia wegetatywnego (A – D) oraz czas jaki sadzonki przebywały w szkółce ogrodniczej.

Krzew macierzysty			Uprawa w szkółce	
			2 lata	1 rok
Stanowisko	mursz zacienione	A	1	5
		B	2	6
	potorfie niezacienione	C	3	7
		D	4	8

W dniu 14 września 2004 na torfowisku Bagno Całowanie posadzonych zostało 80 sadzonek (40 dwuletnich i 40 jednorocznych) brzozy niskiej. W sumie powstały cztery warianty eksperymentalne zgrupowane w dwóch podzielonych blokach, przy czym w każdym podbloku w sposób losowy rozmieszczone zostały sadzonki jedno i dwuletnie pochodzące od różnych osobników macierzystych. Sadzonki zostały rozmieszczone w sposób regularny, tak aby ułatwić prowadzony monitoring. Odległość między nimi wynosiła 1m. Schemat rozmieszczenia sadzonek przedstawiłam na **rycynie 37**. Powierzchnie zostały ogrodzone siatką leśną z celu ochrony sadzonek przed dzikami i inną zwierzyną.

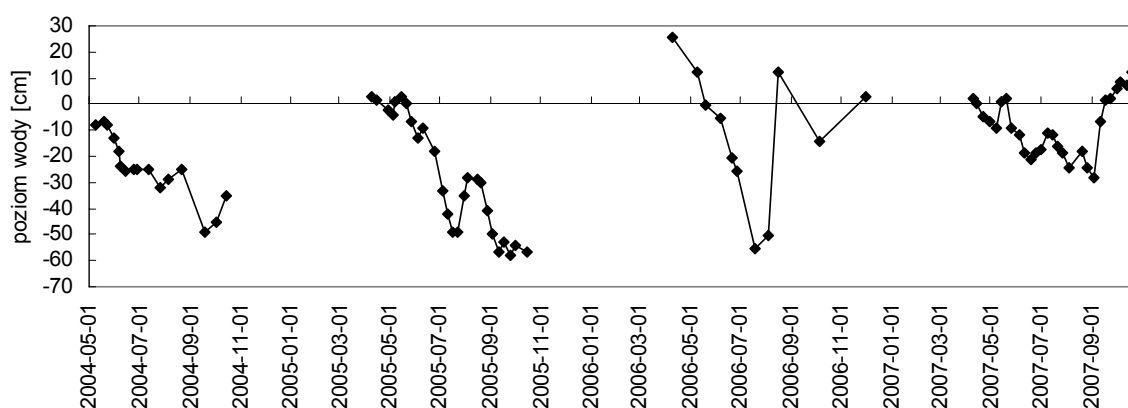
		mursz				potorfie			
		N				N			
niezacięzione	5	8	2	4	7	5	3	2	
	7	5	3	2	8	7	4	3	
	6	7	1	3	6	8	1	4	
	7	8	3	4	5	8	2	4	
	8	7	4	3	7	6	3	1	
zacięzione	5	8	2	4	7	5	3	2	
	7	5	3	2	8	7	4	3	
	6	7	1	3	6	8	1	4	
	7	8	3	4	5	8	2	4	
	8	8	4	4	7	6	3	1	
		S				S			

Ryc. 37. Rozmieszczenie sadzonek brzozy niskiej na powierzchniach eksperymentalnych na Bagnie Całowanie. Numery 1-8 odpowiadają krzewom macierzystym i wiekowi sadzonek (patrz **Tab. 8**). Położenie powierzchni względem kierunków świata: N – północ, S – południe.

Na powierzchniach eksperymentalnych od 2004 do 2007 roku określałam żywotność poszczególnych sadzonek oraz mierzyłam następujące cechy charakteryzujące pokrój brzozy niskiej: wysokość, liczbę długopędów, średnicę pędu przy ziemi (jeśli brzoza wypuszczała odrośla korzeniowe za średnicę pędu przyjmowano sumę średnic wszystkich pędów), liczbę kwiatostanów żeńskich i liczbę krótkopędów. W przypadku cech określających „przyrost” od wartości danej cechy pod koniec sezonu wegetacyjnego w danym roku odejmowano wartość danej cechy z końca poprzedniego sezonu, otrzymując w ten sposób przyrosty cechy w kolejnych latach eksperymentu. Jeśli między pomiarami sadzonka obumarła, to pierwszy przyrost po jej obumarciu ma wartość ujemną. Statystyczne porównania zmierzonych wartości zostały przeprowadzone metodami nieparametrycznymi, gdyż rozkład danych w większości przypadków był daleki od normalnego. Stosowałam test Kruskala-Wallisa oraz wielokrotne porównania nieparametryczne, przeprowadzane dwiema metodami przy użyciu programu R (R Development Core Team 2008).

W celu zobrazowania wahań poziomu wody w trakcie prowadzenia eksperymentu, wykorzystałam wyniki pomiarów poziom wody, wykonywane w latach 2004-2007 w piezometrze znajdującym się na potorfie, w pobliżu powierzchni eksperymentalnej na potorfie (A. Klimkowska npbl.) (**Ryc. 38**). Przebieg zmian poziomu wody był różny w poszczególnych latach. Największa amplituda głębokości

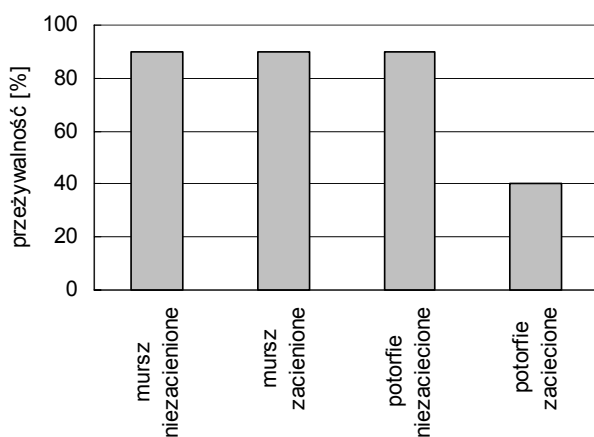
lustra wody została odnotowana w 2006 roku. Długo utrzymywał się wysoki stan wody wiosną, natomiast lato było wyjątkowo suche. Średnie wartości poziomu wody dla sezonu wegetacyjnego wynosiły w kolejnych latach: w 2004 – -24cm, w 2005 – -27cm, w 2006 – -11cm, w 2007 – -8cm. Poziom wody na powierzchni eksperymentalnej na murszu układał się kilkadziesiąt cm poniżej poziomu wody na potorfii.



Ryc. 38. Poziom lustra wody w piezometrze, znajdującym się w pobliżu powierzchni eksperymentalnych na potorfii, w stosunku do poziomu torfu.

2.5.3. Wyniki

Po czterech latach prowadzenia eksperymentu przeżywalność sadzonek wyniosła 90% dla obu powierzchni murszowych oraz dla niezacienionej powierzchni na potorfii, a jedynie 40% na potorfii zacienionym (**Ryc. 39**).



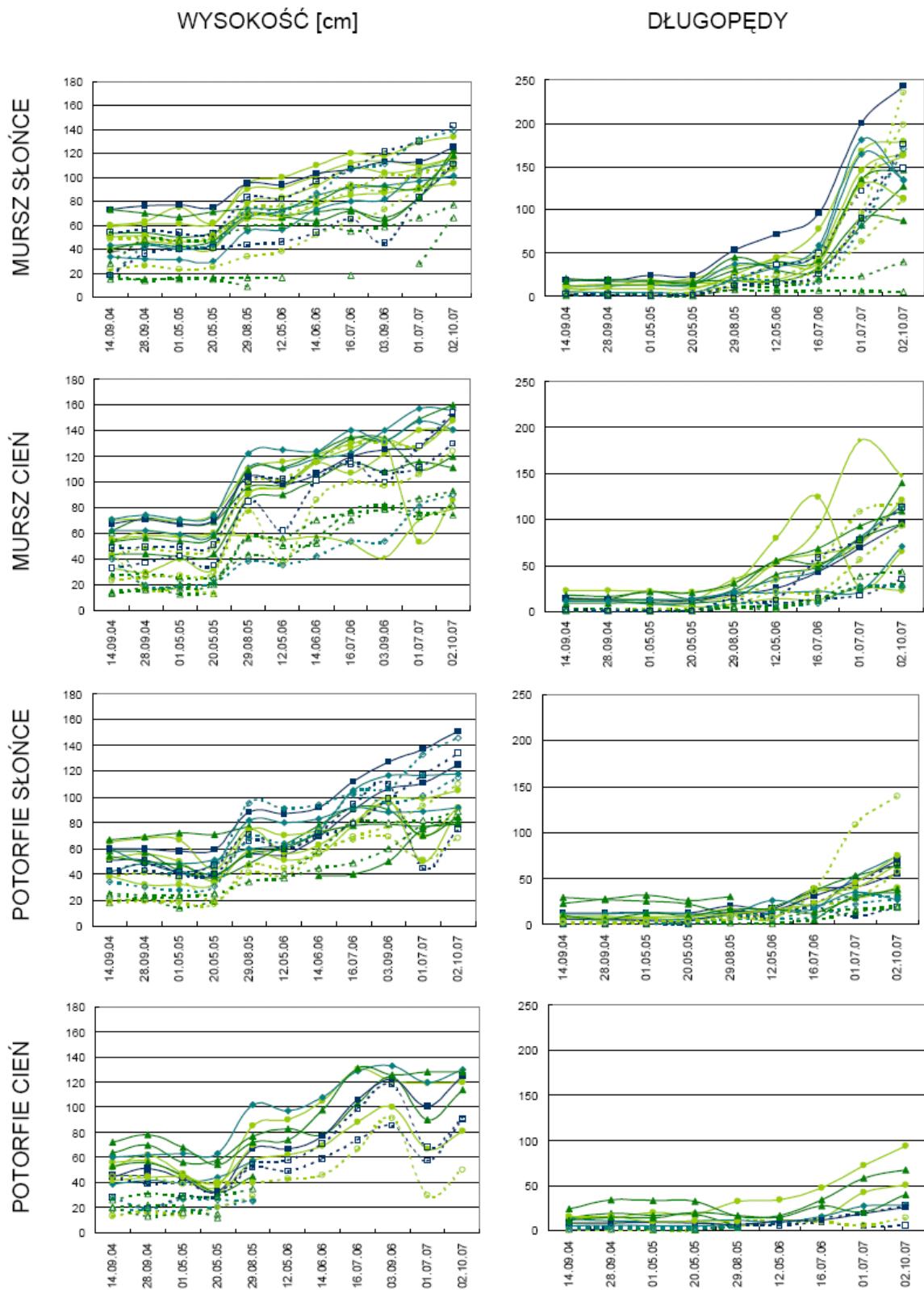
Ryc. 39. Przeżywalność brzozy niskiej w roku 2008 na czterech powierzchniach eksperymentalnych.

Sadzonki brzozy niskiej w momencie wysadzenia na powierzchni eksperymentalne nie różniły się znacząco pokrojem, co potwierdzają wyniki testu Kruskala-Wallisa dla poszczególnych grup sadzonek dla pomiarów wysokości i liczby długopędów wykonanych w dniu wysadzania roślin na powierzchniach eksperymentalnych (**Tab. 9**), zatem zmiany obserwowane w czasie trwania eksperymentu nie są efektem wcześniejszego zróżnicowania. Dla większości przeprowadzonych porównań wartość p przekracza 0.05, zatem różnice między porównywanymi grupami nie są istotne statystycznie (**Tab. 9**). Jedyne porównanie, dla którego wykazano istotne różnice, to porównanie grup sadzonek 1/2/3/4. Jednak jako, że wartość p jest dla tego porównania prawie równa 0,05 (wynosi 0,0490), przyjąłam, że różnice między tymi grupami również można pominąć.

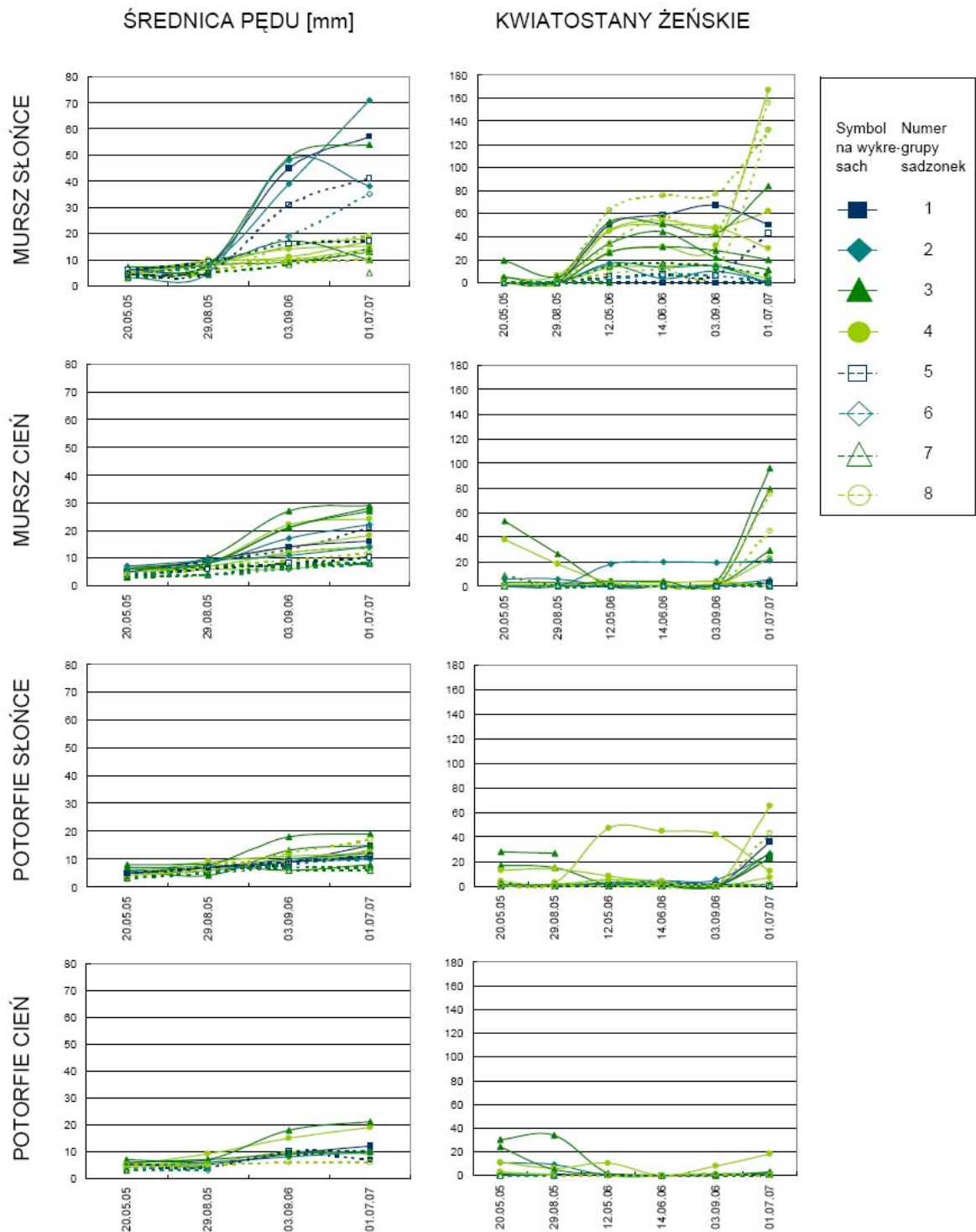
Tab. 9. Wyniki testu Kruskala-Wallisa dla pomiarów wysokości [cm] i liczby długopędów, wykonanych w dniu wysadzenia sadzonek na Bagnie Całowanie (14.09.2004). 1-8: numeracja grup sadzonek (patrz **tabela 8**), A-D: krzew macierzysty (patrz **tabela 8**).

Zmienne grupujące	Wysokość	Liczba długopędów
niezacienione (N)/zacienione (Z)	H = 0,041; p = 0,8398	H = 0,018; p = 0,8920
mursz (M)/potorfie (P)	H = 0,448; p = 0,5034	H = 0,166; p = 0,6836
MN/MZ/PN/PZ	H = 1,317; p = 0,7252	H = 0,194; p = 0,9786
grupa sadzonek: 1/2/3/4	H = 2,457; p = 0,4832	H = 7,860; p = 0,0490
grupa sadzonek: 5/6/7/8	H = 6,822; p = 0,0778	H = 2,489; p = 0,4772
krzew macierzysty: A/B/C/D	H = 1,073; p = 0,7836	H = 1,596; p = 0,6602

Zmiany wysokości, liczby długopędów, średnicy pędu i liczby kwiatostanów żeńskich przedstawiłam na **rycinie 40**.



Ryc. 40. Wysokość, liczba długopędów, średnica pędu i liczba kwiatostanów żeńskich u osobników brzozy niskiej poddanych eksperymentowi na Bagnie Całowanie.



Ryc. 40.cd. Wysokość, liczba długopędów, średnica pędu i liczba kwiatostanów żeńskich u osobników brzozy niskiej poddanych eksperymentowi na Bagnie Całowanie.

Wyniki testu Kruskala-Wallisa dla wybranych cech w obrębie wybranych grup przedstawiłam w **tabeli 10**, a istotne różnice między grupami uzyskane w wyniku porównań wielokrotnych – w **tabeli 11**. Dla porównań między powierzchniami eksperymentalnymi (MN/MZ/PN/PZ), dla których wykazałam istotne różnice przy pomocy porównań wielokrotnych, wyniki zobrazowałam także na wykresach (**Ryc. 41**).

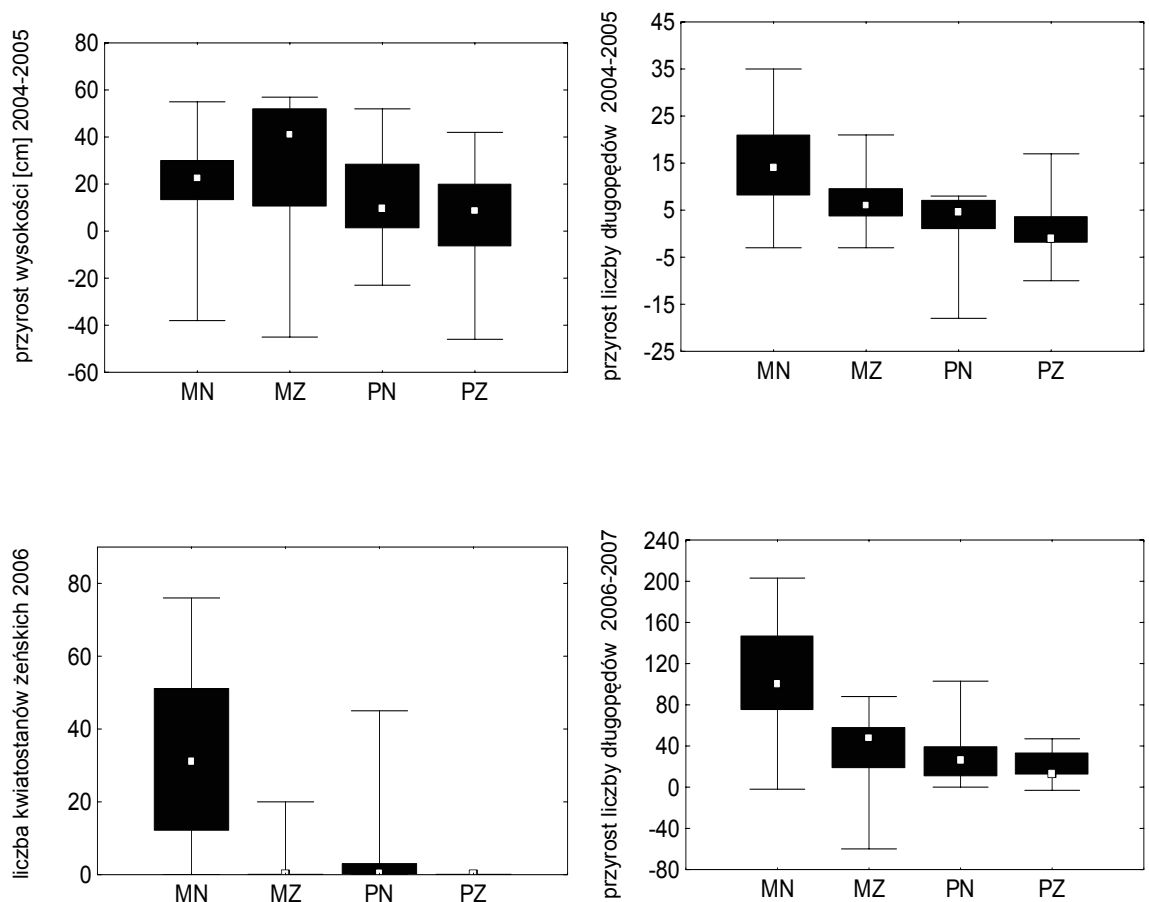
Tab. 10. Wyniki testu Kruskala-Wallisa dla wybranych pomiarów wysokości [cm], liczby długopędów, średnicy pędu, liczby kwiatostanów żeńskich i liczby krótkopędów, wykonanych w ciągu 3 lat prowadzenia eksperymentu. 1-8: numeracja grup sadzonek (patrz **tabela 8**).

	MN/MZ/PN/PZ	1/2/3/4	5/6/7/8
przyrost wysokości 2004-2005	H=14,197 p=0,0027	H=5,536 p=0,1365	H=8,901 p=0,0306
przyrost wysokości 2005-2006	H=0,913 p=0,8222	H=0,419 p=0,9362	H=2,994 p=0,3925
przyrost wysokości 2006-2007	H=12,527 p=0,0058	H=5,340 p=0,1486	H=1,028 p=0,7945
wysokość 07.2006	H=10,228 p=0,0167	H=1,372 p=0,7122	H=6,344 p=0,0960
przyrost liczby długopędów 2004-2005	H=28,087 p=0,0000	H=1,660 p=0,6460	H=7,188 p=0,0662
przyrost liczby długopędów 2005-2006	H=16,931 p=0,0007	H=5,495 p=0,1390	H=9,563 p=0,0227
przyrost liczby długopędów 2006-2007	H=27,011 p=0,0000	H=0,720 p=0,8686	H=6,685 p=0,0827
liczba długopędów 07.2006	H=11,661 p=0,0086	H=3,959 p=0,2660	H=9,432 p=0,0241
przyrost średnicy pędu 2005-2006	H=9,906 p=0,0194	H=0,900	H=4,477 p=0,2144
przyrost średnicy pędu 2006-2007	H=7,032 p=0,0709	H=1,457 p=0,6922	H=1,735 p=0,6293
średnica pędu 11.2006	H=12,149 p=0,0069	H=0,897 p=0,8262	H=8,955 p=0,0299
liczba kwiatostanów żeńskich 06.2006	H=36,202 p=0,0000	H=3,091 p=0,3778	H=2,845 p=0,4162
liczba krótkopędów 07.2006	H=15,287 p=0,0016	H=4,279 p=0,2329	H=8,545 p=0,0360

Z porównań zestawionych w **tabeli 10** wynika, że żadna z mierzonych cech nie wykazała istotnego zróżnicowania między grupami sadzonek dwuletnich (1/2/3/4). Najwięcej istotnych statystycznie różnic wykazano przy porównywaniu cech pokroju brzozy między powierzchniami eksperymentalnymi (**Tab. 10, Tab. 11, Ryc. 41**). Podkreślić należy największą wartość przyrostów wysokości w pierwszym roku eksperymentu na powierzchni na murszu zacienionej (MZ); największą wartość przyrostu liczby długopędów na powierzchni na murszu niezacienionej (MN) zarówno w pierwszym roku eksperymentu, jak i w trzecim (już po zdjęciu siatek zacieniających); a także największą liczbę kwiatostanów żeńskich na powierzchni na murszu niezacienionej.

Tab. 11. Istotnie statystycznie wyniki nieparametrycznych porównań wielokrotnych, dla danych, dla których wyniki testu Kruskala-Wallisa przedstawione zostały w tabeli c. Zestawiłam porównania, dla których istotne różnice między grupami wykazałam dwiema metodami dostępnymi w programie R.

Cecha różniące	Zmienna grupująca	Grupy istotnie się
Przyrost wysokości 2004-2005	MN/MZ/PN/PZ	MZ i PZ; MZ>PZ
Przyrost liczby długopędów 2004-2005	MN/MZ/PN/PZ	MN i PN; MN>PN
Przyrost liczby długopędów 2004-2005	MN/MZ/PN/PZ	MN i PZ; MN>PZ
Przyrost liczby długopędów 2004-2005	MN/MZ/PN/PZ	MZ i PZ; MZ>PZ
Przyrost liczby długopędów 2006-2007	MN/MZ/PN/PZ	MN i PN; MN>PN
Liczba kwiatostanów żeńskich 06.2006	MN/MZ/PN/PZ	MN i MZ; MN>MZ
Liczba kwiatostanów żeńskich 06.2006	MN/MZ/PN/PZ	MN i PN; MN>PN
Przyrost wysokości 2004-2005	5/6/7/8	5 i 7, 5>7



Ryc. 41. Graficzne porównanie cech pokroju brzozy, dla których wykazano istotne statystycznie różnice między powierzchniami eksperymentalnymi MN/MZ/PN/PZ (Tab. 11). Na wykresach przedstawiono: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej.

2.5.4. Dyskusja

Przeprowadzony eksperyment potwierdza, że na przesuszonym torfowisku warunki do rozwoju brzozy niskiej mogą być początkowo korzystne. Najsilniej rozkrzewiają się i najobficiej kwitną osobniki posadzone na murszu niezacienionym, czyli na zmeliorowanym torfowisku, w miejscu nie zasiedlonym jeszcze przez silniejsze konkurencyjnie drzewa i krzewy. Warunki panujące w obrębie tej powierzchni są najmniej ograniczane przez wszelkiego rodzaju niekorzystne czynniki. Brzoza znajduje tam nieograniczony dostęp do światła, składników biogennych (mursz) i brak podtopienia. Rozwija się zatem najbujniej. Na powierzchni na murszu zacienionej, czyli na siedlisku imitującym etap, kiedy przesuszone torfowisko zarasta drzewami, rozwój brzozy niskiej jest ograniczony. Zatem samo osuszenie nie jest bezpośrednim niekorzystnym czynnikiem, jednak uruchomiony przez nie proces zarastania z czasem eliminuje brzozę niską.

Zacienienie miało istotny wpływ na wzrost i rozmnażanie generatywne brzozy niskiej: przyspieszyło wzrost pędów na długość, zmniejszając krzewienie się i całkowicie niemal eliminując kwitnienie. Taki wpływ ograniczonej dostępności światła znany jest z literatury (Larcher 2003), jednak potwierdzenie go dla brzozy niskiej, w warunkach dostępności światła zbliżonych do średnio zwartych lasów liściastych jest istotnym wynikiem pozwalającym wnioskować, iż może on być głównym mechanizmem tłumaczącym rzadkie występowanie tego gatunku pod okapem drzew.

Interesująca jest stwierdzona interakcja pomiędzy wpływem zacienienia i wysokiego poziomu wody gruntowej. Najwyraźniejszy spadek liczebności żywotnych sadzonek nastąpił w zacienionej części powierzchni na potorfii, co należy tłumaczyć interakcją dwóch niekorzystnych dla brzozy czynników środowiska. Interakcja ta została zanotowana również w przyroście wysokości: o ile na murszu zacienienie wywołało silny wzrost pędu głównego, będący wyrazem konkurencyjnego dążenia roślin do światła, o tyle na siedlisku bagiennym (potorfie) zacienienie spowodowało ograniczenie wzrostu. Prawdopodobnie nastąpiła tam synergiczna negatywna reakcja na niedobór światła i tlenu. Warto zauważyć, że śmiertelność sadzonek na powierzchni zacienionej na potorfii znacznie wzrosła na początku 2006 roku. Wy tłumaczenia dla tego zjawiska można szukać wyjątkowo wysokim w tym okresie poziomie wody i utrzymującym się przez co najmniej 2 miesiące zalewie powierzchniowym w obrębie potorfii (**Ryc. 38**). Prawdopodobnie naturalnym odpowiednikiem takich warunków jest

zbiorowisko olsu, gdzie występuje zarówno wysoki poziom wody, jak i duże zacienienie (większe na przykład niż w bagiennym lesie sosnowo-brzozowym). Być może stąd rzadsze występowanie brzozy niskiej w olsach niż w bagiennych lasach sosnowo-brzozowych.

Również na innych obszarach był obserwowany niekorzystny wpływ zbyt wysokiego poziomu wody na kondycję brzozy niskiej. Jedną z przyczyn podniesienia się poziomu wody na torfowisku może być działalność bobrów. Przykładowo można to zaobserwować na Nietlickim Bagnie. Bobry wprowadziły się tam na początku lat 90. XX wieku (Łachacz i Pisarek 2002) i od tamtej pory modyfikują warunki wodne na torfowisku. Zbudowały tamy na większych rowach, powodując podtopienie znacznego obszaru. Największe zmiany dotyczą części zachodniej, która w okresie powojennym była silnie przesuszona. Obecnie występujące tam lasy są silnie podtopione i obserwuje się zamieranie drzew (Łachacz i Pisarek 2002). Wymienieni autorzy uważali, że na Nietlickim Bagnie brzoza niska znajduje optymalne warunki egzystencji, gdyż może wkraczać na silnie uwodnione, nie zacienione przez drzewa trzęsawisko. Jednak wydaje się, że zbyt wysoki poziom wody nie jest korzystny dla brzozy niskiej. W miejscach silniej podtopionych zaobserwowałam usychanie pędów brzozy.

Kołos (2004) pisał, że budowanie przez bobry tam na rowach melioracyjnych oraz kopanie nor i kanałów, skutkujące podniesieniem poziomu wody i heterogenizacją siedliska w rezerwacie „Bagno Wizna II”, może prowadzić do powtórnego uruchomienia procesów bagiennych i sukcesji roślinności szuwarowej. Jednak z ostrożnością należy podchodzić do dalszych konkluzji Kołosa, że działalność bobrów (razem z postulowanym usuwaniem konkurencyjnych wobec brzozy drzew i krzewów) może umożliwić przetrwanie brzozy niskiej na tym terenie. Podniesienie przez bobry poziomu wody na torfowisku może się okazać niekorzystne dla brzozy niskiej.

Innym obszarem gdzie podniesienie się poziomu wody miało niekorzystny wpływ na populację brzozy niskiej jest torfowisko nad jeziorem Mętne. Spotkałam tam suche pędy brzozy w miejscu obecnie nie podtopionym. Jednak na tym terenie występowały w przeszłości częste wahania poziomu wody, ponieważ obiekt był włączony do sprawnie działającej sieci rowów melioracyjnych, odwadniającej przyległe tereny (Boiński i in. 1975). Zdarzały się dłuższe (nawet kilkuletnie) okresy przesuszenia torfowiska, na przemian z okresami podtopienia (gdy rowy melioracyjne były zamulone i zarośnięte). Boińska (1974) podała, że w roku 1970 poziom wody podniósł się

gwałtownie, tak, że torfowisko prawie w całości zostało podtopione. Boińska (1974) oraz Boiński i in. (1975) pisali, że wahania poziomu wody na torfowisku wpływały negatywnie na stan zdrowotny *Betula humilis*. Podczas badań prowadzonych pod koniec lat 60. i 70. XX w. zaobserwowali, że wiele okazów było uschniętych. Boiński i in. (1975) sugerowali, że wskazane byłoby niezwłoczne ustabilizowanie stosunków hydrologicznych w rezerwacie.

Podsumowując można stwierdzić, wzrost i rozmnażanie generatywne brzozy niskiej są w znacznej mierze uzależnione od poziomu wody gruntowej i dostępności światła. Wydaje się, że w warunkach naturalnych torfowisk występuje ona poza swoim optimum fizjologicznym, które lokuje się w siedliskach nieco odwodnionych, jest ona z nich jednak wyparta konkurencyjnie przez inne gatunki krzewów i drzew.

Do degradacji zbiorowisk brzozy niskiej prowadzi z czasem zarówno zbyt niski, jak i zbyt wysoki poziom wody na torfowisku. Potwierdziłam również niekorzystny wpływ zacienienia na rozwój brzozy niskiej. Wyniki przedstawione w niniejszym rozdziale wydają się szczególnie istotne w świetle zachowania stanowisk i wyboru metod ochrony brzozy niskiej. Zagadnienia dotyczące metod ochrony rozwijam bardziej szczegółowo w **rozdziale 2.8**.

2.6. Zależność między morfologią liści brzozy niskiej a warunkami siedliskowymi i kariotypem – zagadnienie hybrydyzacji u brzozy niskiej

2.6.1. Wstęp

Brzozy, w tym brzoza niska, należą do gatunków o dużej zmienności morfologicznej. Na podstawie cech liści, łusek i owoców opisano wiele odmian i form (m.in. Gross 1910, Fijałkowski 1967). Perfilov (1935), Natho (1959), Staszkiwicz i in. (1993a) dowodzili natomiast, że zmienność cech morfologicznych brzozy niskiej ma charakter ciągły, przy czym brak jest istotnej zależności pomiędzy typami morfologicznymi liści a typami morfologicznymi organów generatywnych, zatem zmienność cech morfologicznych nie daje podstaw do wyróżniania taksonów wewnątrzgatunkowych. Gatunek obejmuje według nich wielką liczbę morfotypów nie oddzielonych ostro od siebie.

Analiza cech morfologicznych liści i organów generatywnych brzozy niskiej sugeruje, że przynajmniej w niektórych polskich populacjach gatunek ten może ulegać hybrydyzacji z innymi gatunkami z rodzaju *Betula* (Staszkiwicz i in. 1991a, b). Również w populacjach niemieckich podejrzewano hybrydyzację u brzozy niskiej (Natho 1959). Jednak często badania morfologiczne nie wystarczają do identyfikacji hybrydów, zwłaszcza po kilku pokoleniach krzyżowania wstecznego (Rhymer i Simberloff 1996). Na podstawie badań morfologicznych można przypuszczać, że doszło do introgresji (wcielenia do genomu fragmentów DNA innego gatunku, spowodowanego wielokrotnym kojarzeniem hybrydów z osobnikami gatunku rodzicielskiego), ale introgresja nie zawsze uzewnętrznia się fenotypowo. Stąd też ocena poziomu hybrydyzacji w populacjach brzozy niskiej powinna opierać się na analizie kariotypów i genotypów osobników w poszczególnych populacjach.

Jak wynika z badań cytologicznych przeprowadzonych przez innych autorów, *Betula nana*, *B. humilis* i *B. pendula* są diploidami posiadającymi $2n=28$ chromosomów, a *B. pubescens* jest tetraploidem o $2n=56$ chromosomów (Mejnartowicz 1979). Mejnartowicz (1979) pisał dalej, że opisywane mieszańce *B. pubescens* x *pendula* są przeważnie aneuploidami, czyli mają niezbalansowany garnitur chromosomów (o wartościach takich jak: $n=21-25$, $n=23-24$, $n=23-27$, $n=26-27$), natomiast hybrydyzacja bardzo rzadko prowadzi do powstania osobników triploidalnych. Do odmiennych wniosków doszli Thórsson i in. (2001) w przypadku

populacji *B. nana* i *B. pubescens* na Islandii. Podali oni, że w badanych przez nich populacjach występują tylko osobniki diploidalne i tetraploidalne oraz triploidy będące mieszańcami *B. nana* i *B. pubescens*, natomiast nie stwierdzili w ogóle występowania aneuploidów.

Badania dotyczące zależności między zmiennością morfologiczną a zmiennością genetyczną były podejmowane dla innych gatunków brzoź, na przykład dla *B. pubescens* i *B. pendula* (Howland i in. 1995) oraz dla *B. nana* i *B. pubescens* (Anamthawat-Jónsson i Tomasson 1990, 1999; Anamthawat-Jónsson i Thórsson 2003; Thórsson i in. 2001, 2007). W przeciwieństwie do tych gatunków, wnioski na temat mieszańców *B. humilis* wyciągane były jedynie na podstawie badań morfometrycznych. Brak jest jakichkolwiek danych na temat zróżnicowania genetycznego populacji brzozy niskiej występujących w Polsce, jak i w pozostałych częściach zasięgu, chociaż potrzeba tego typu badań była wielokrotnie podkreślana (m.in. Boińska 1974, Staszkiwicz i in. 1993a).

Wielu autorów zastanawiało się również, jaki jest wpływ warunków siedliska na zmienność brzozy niskiej. Przykładowo, według Staszkiwicza i in. (1993a) poszczególne morfotypy brzozy niskiej nie są związane ani z określonymi obszarami geograficznymi, ani z podobnymi siedliskami. Boińska (1974) nie prowadziła szczegółowych badań ekologicznych, jednak podaje, iż często na jednym stanowisku rozwijają się odrębne subpopulacje brzozy niskiej, których odrębność nie znajduje odzwierciedlenia w zróżnicowaniu stosunków wodnych, charakteru gleby itp. Z drugiej strony w różnych warunkach edaficznych rozwijają się populacje brzozy niskiej o podobnym typie liści. Według Boińskiej, również czynniki klimatyczne nie determinują właściwości morfologicznych osobników w populacji brzozy niskiej, o czym świadczy podobieństwo prób z terenu pozostającego pod wpływem klimatu oceanicznego i obszaru, gdzie ścierają się wpływy klimatu oceanicznego i kontynentalnego.

Innego zdania był Natho (1959). Zauważył on, że w dolinie rzeki Peene w północno-wschodnich Niemczech wyróżnione na podstawie cech morfologicznych mieszańce *B. humilis x pendula* występują na suchszych siedliskach niż czysta brzoza niska, w miejscach, gdzie powierzchnia torfowiska została przesuszona na skutek wykopania rowów. Mieszańce *B. humilis x pubescens* rosną na wilgotnych stanowiskach, natomiast mieszańce *B. humilis x pendula x pubescens* zajmują różne

siedliska, w zależności od tego, który z gatunków rodzicielskich dominował w powstawaniu danej formy.

Z obserwacji przeprowadzonych przeze mnie w dolinie Żytkiejmskiej Strugi w Puszczy Rominckiej wynika, że w bagiennym lesie sosnowo-brzozowym (bielu) występuje liczniejsza grupa osobników o liściach większych, bardziej zbliżonych wielkością do liści brzozy omszonej, niż na otwartej polanie w miejscu torfowiska źródłiskowego (materiały własne niepublikowane). Można postawić pytanie, czy osobniki występujące w bielu są mieszańcami, które są lepiej zaadaptowane do warunków leśnych, czy też są to osobniki czystego gatunku brzozy niskiej, które stopniowo wycofują się z terenu zajmowanego przez las i w tego rodzaju niekorzystnych warunkach przyjmują nietypowy wygląd, reagując m.in. zwiększeniem powierzchni fotosyntetycznej na stres wywołany niedoborem światła. Pytanie to można również ująć w szerszym kontekście: na ile zmienność cech morfologicznych brzozy niskiej jest wynikiem oddziaływania środowiska, a na ile wynika ze zmienności genetycznej (w tym – wynikającej z tworzenia mieszańców z innymi gatunkami).

W ramach niniejszej pracy przeprowadziłam badania genetyczne powiązane z badaniami morfometrycznymi liści dla dwóch wybranych populacji *B. humilis* z Polski środkowej oraz porównałam wpływ zróżnicowania genetycznego i warunków siedliskowych na morfometrię liści w układzie eksperymentalnym na Bagnie Całowanie (patrz **rozdział 2.5**). Celem badań było określenie, czy w obrębie badanych populacji występuje zróżnicowanie genetyczne brzozy niskiej, mogące wynikać z tworzenia przez nią mieszańców z innymi gatunkami brzozy i czy ewentualna zmienność genetyczna znajduje odzwierciedlenie w zmienności cech morfologicznych liścia.

2.6.2. Metody

2.6.2.1. Analizy genetyczne i morfometryczne dwóch wybranych populacji ze środkowej Polski

W celu określenia frekwencji hybrydyzacji analizy genetyczne przeprowadzone zostały w populacji z projektowanego rezerwatu „Uroczysko Uściwierskim” oraz na Bagnie Bubnów. Wybrałam te populacje ze względu na obfite występowanie brzozy niskiej, znaczne zróżnicowanie jej morfologii oraz duże zróżnicowanie warunków siedliskowych. Bagno Bubnów to dobrze uwodnione otwarte mechowisko o charakterze

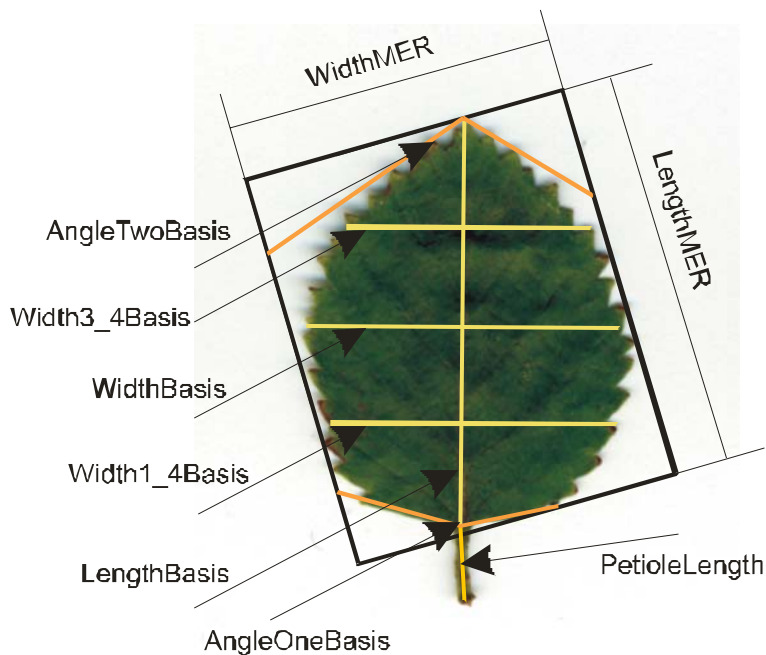
alkalicznym, w obrębie którego brzoza niska występuje w postaci pojedynczych niskich krzewów. Uroczysko Uściwierskie to w przeważającej części gęste zarośla na silnie przesuszonym torfowisku, w obrębie których brzoza niska przybiera postać krzewów o wysokości często ponad 2 metry, a jej liście są wyraźnie większe niż u osobników na Bagnie Bubnów. Liście brzozy niskiej pobrane zostały zgodnie ze stosownymi zezwoleniami. Z obydwu populacji do analiz kariotypowych pobrany został materiał od 18 osobników. Analizy kariotypowe zostały przeprowadzone przez dr Katarzynę Jadwiszczak z Uniwersytetu w Białymstoku w ramach wspólnego grantu N N303 3763 33 finansowanego przez MNiSW: „Trwały czy zanikający kraniec zasięgu? – analiza zróżnicowania genetycznego i warunków siedliskowych w marginalnych populacjach brzozy niskiej (*Betula humilis* Schrk.)”.

W celu odniesienia zmienności genetycznej do zmienności morfologicznej brzozy niskiej, przeprowadziłam pomiary liści u osobników, dla których wykonane zostały analizy kariotypowe. Do pomiarów zostały pobrane liście z krótkopędów wegetatywnych. Liście z tych krótkopędów wydają się najodpowiedniejsze do badań biometrycznych, gdyż w odróżnieniu od liści z krótkopędów generatywnych ich kształt i wielkość nie są uzależnione od intensywności owocowania. W odróżnieniu od liści z długopędów wykazują one mniejszą zmienność w obrębie osobnika. Do badań pobierany był drugi liść na krótkopędzie licząc od podstawy krótkopędu (Staszkiwicz i in. 1991a). Z każdego badanego osobnika (ramety) zostało zmierzonych 5 liści. Liście zostały zeskanowane i poddane obróbce przy pomocy programu digiShape (Moraczewski 2005). Do analizy wybranych zostało 21 spośród cech analizowanych przez program (**Tab. 12**). Podstawowe wymiary, na podstawie których program wylicza pozostałe parametry, przedstawiłam na **rycinie 42**.

Celem ukazania zależności między liczbą chromosomów a cechami morfometrycznymi liści, przeprowadziłam ordynację pośrednią liści względem ich cech morfometrycznych, z zaznaczeniem liczby chromosomów osobnika, z którego pochodził dany liść, przy użyciu programu Canoco (Ter Braak i Šmilauer 1998). Ze względu na długość gradientu analizowanych danych < 2 SD zastosowałam metodę PCA (Piernik 2007).

Tab. 12. Pomiary liści wykonywane przez program digiShape wybrane do analizy.

Perimeter [mm]	obwód liścia
Area [mm ²]	powierzchnia liścia
PetioleLength [mm]	długość ogonka liściowego
LengthBasis [mm]	długość blaszki liściowej
WidthBasis [mm]	szerokość blaszki liściowej w połowie długości
Width1_4Basis [mm]	szerokość blaszki liściowej w 1/4 długości
Width3_4Basis [mm]	szerokość blaszki liściowej w 3/4 długości
$1_4To3_4Basis = Width1_4Basis / Width3_4Basis$	
$MidTo1_4Basis = WidthBasis / Width1_4Basis$	
$MidTo3_4Basis = WidthBasis / Width3_4Basis$	
$ElongationBasis = LengthBasis / WidthBasis$	
AngleOneBasis [°]	kąt przy podstawie
AngleTwoBasis [°]	kąt przy wierzchołku
$AngleOneToTwoBasis = AngleOneBasis / AngleTwoBasis$	
$DissectionIndexBasis = Perimeter / (\pi \times LengthBasis)$	
$Rectangularity = Area / (LengthMER \times WidthMER)$	
$Circularity = (Perimeter)^2 / (4\pi \times Area)$	
$PerimToPerimMER = Perimeter / [2 \times (LengthMER + WidthMER)]$	
Miary oparte na koncepcji centroidu (centroid, zwany też środkiem ciężkości, jest punktem, którego współrzędne są uśrednionymi współrzędnymi wszystkich punktów konturu obiektu):	
CentroidMinToMean – stosunek najmniejszej odległości od centroidu do punktu konturu do odległości średniej.	
CentroidMaxToMean – stosunek największej odległości od centroidu do punktu konturu do odległości średniej.	
CentroidMinToMax – stosunek najmniejszej odległości od centroidu do punktu konturu do odległości największej.	



Ryc. 42. Podstawowe wymiary liścia mierzone w programie digiShape.

2.6.2.2. Analizy genetyczne i morfometryczne w układzie eksperymentalnym na Bagnie Całowanie

Do badania w układzie eksperymentalnym wpływu warunków siedliskowych (wilgotności i zacienienia) na morfologię liści brzozy niskiej zostało wykorzystane te same 80 sadzonek, które posłużyły do analizy wpływu tych czynników na jej przeżywalność i pokrój. Szczegóły dotyczące metodycznych założeń eksperymentu przedstawiłam w **rozdziale 2.5.2**. Sadzonki wykorzystane w eksperymencie zostały uzyskane przez rozmnażanie wegetatywne, zatem nie różnią się genetycznie od siebie, co umożliwiło określenie zmienności fenotypowej w obrębie jednego genotypu i wskazanie zależności między zmiennością fenotypu a warunkami siedliska.

Pod koniec września 2006 z brzozy poddanych eksperymentowi pobrałam drugie liście z krótkopędów wegetatywnych. Aby pobranie liści miało jak najmniejszy wpływ na sadzonki uczestniczące w eksperymencie wykonano to jesienią, kiedy rośliny rozpoczęły już zrzucanie liści na zimę. Ze względu na to, że u części sadzonek nie występowały krótkopędy wegetatywne, a u niektórych część liści już opadła, nie pobrałam liści ze wszystkich sadzonek. Z sadzonek, na których znajdowały się odpowiednie liście, pobrałam od 2 do 10 liści.

Liście zostały zeskanowane i poddane obróbce przy pomocy programu digiShape (Moraczewski 2005). Do analizy wybrałam 21 spośród cech analizowanych przez program (Tab. 12). Statystyczne porównania zmierzonych wartości zostały przeprowadzone metodami nieparametrycznymi, gdyż dane miały w większości rozkład daleki od normalnego.

Analizy kariotypowe zostały przeprowadzone przez dr Katarzynę Jadwiszczak z Uniwersytetu w Białymstoku dla każdego z czterech krzewów macierzystych (A, B, C, D).

2.6.3. Wyniki

2.6.3.1. Analizy genetyczne i morfometryczne dwóch wybranych populacji ze środkowej Polski

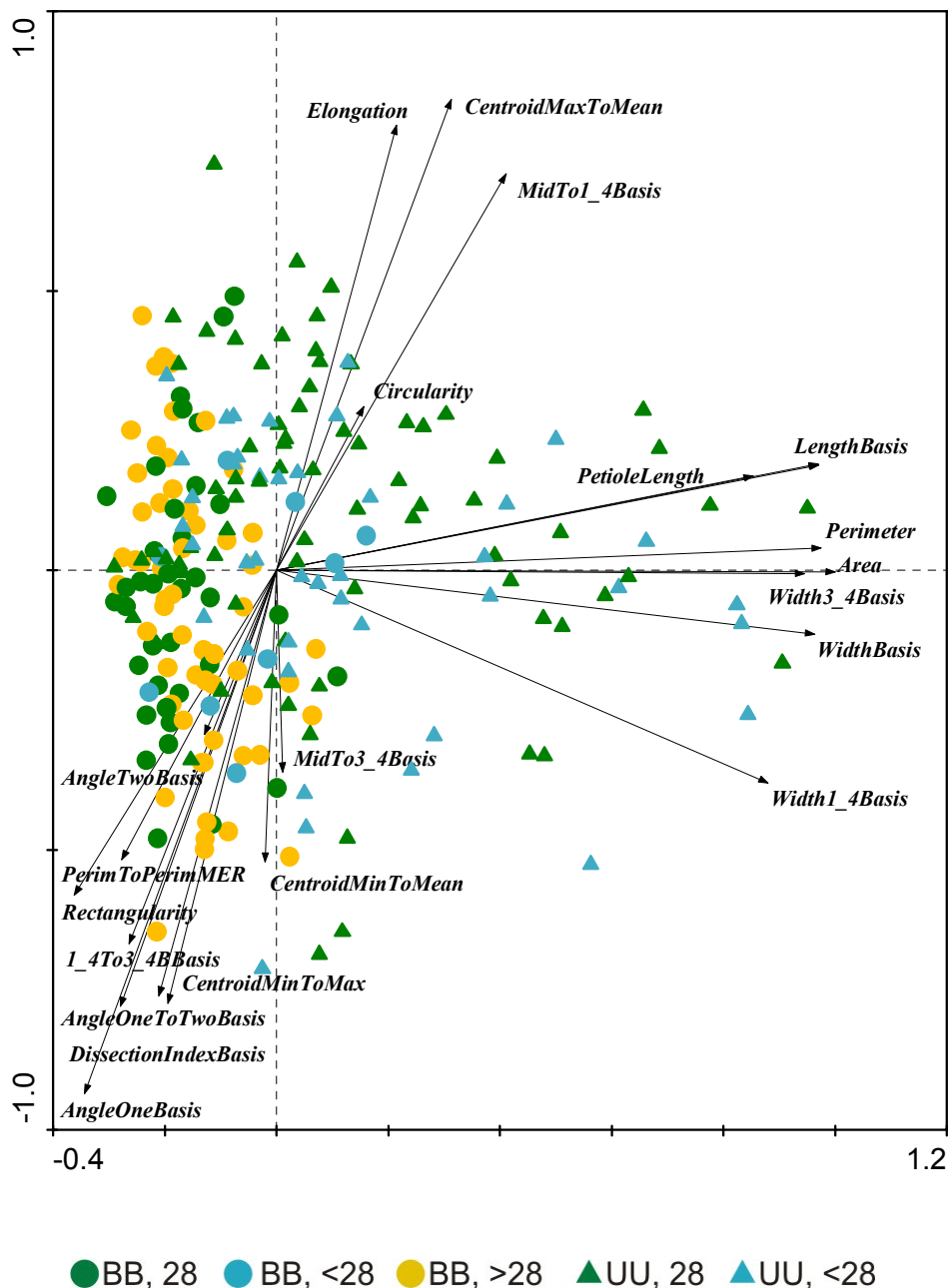
Wyniki analiz kariotypowych pokazały, że wśród badanych osobników brzozy niskiej występują diploidalne osobniki o liczbie chromosomów $2n=28$ oraz aneuploidy o niezbalansowanym garniturze chromosomów, o liczbie chromosomów 27, 29, 30 lub 31 (Jadwiszczak npbl.) (Tab. 13). Na Uroczysku Uściwierskim odnotowanych zostało więcej osobników diploidalnych niż aneuploidalnych, natomiast na Bagnie Bubnów zostało stwierdzone więcej aneuploidów. Żaden z badanych osobników nie okazał się być triploidem.

Tab. 13. Liczba chromosomów u osobników brzozy niskiej w populacjach Bagno Bubnów i Uroczysko Uściwierskie. W każdej populacji zbadane zostało po 18 osobników (Jadwiszczak npbl.).

liczba chromosomów	Bagno Bubnów	Uroczysko Uściwierskie
<28	11%	28%
$2n=28$	33%	72%
>28	56%	-

Na rycinie 43 przedstawiłam wyniki ordynacji PCA liści względem ich cech morfometrycznych, z zaznaczeniem liczby chromosomów osobnika, z którego pochodził dany liść. Wartość własna pierwszej osi jest bardzo wysoka (0.993), co świadczy o tym, że cechy skorelowane z tą osią mają duże znaczenie dla interpretacji

zróźnicowania prób. Z osią tą wyraźnie skorelowane są cechy obrazujące wielkość liścia (LengthBasis, PetioleLength, Perimeter, Area, WidthBasis, Width1_4Basis, Width3_4Basis). Liście cechujące się wysokimi wartościami tych cech pochodzą w zasadzie wyłącznie z Uroczyska Uściwierskiego (trójkąty na rycinie 43). Ordynacja PCA nie wskazała na istnienie wyraźnych zależności między wielkością i kształtem liścia a liczbą chromosomów.



Ryc. 43. Ordynacja PCA liści względem ich cech morfometrycznych. Oś I i II. Wartości własne osi: I – 0.993, II – 0.005, III – 0.001, IV – 0.001. BB – Bagno Bubnów, UU – Uroczysko Uściwierskie. Kolorami zaznaczone zostały klasy obejmujące liczbę chromosomów: 28, <28, >28.

2.6.3.2. Analizy genetyczne i morfometryczne w układzie eksperymentalnym na Bagnie Całowanie

Przeprowadziłam porównanie cech liści pomiędzy grupami sadzonek pochodzącymi od poszczególnych krzewów macierzystych. Wynik testu Kruskala-Wallisa potwierdził występowanie istotnych statystycznie różnic między tymi grupami sadzonek dla wszystkich analizowanych przy pomocy programu digiShape cech liści (**Tab. 14**).

Tab. 14. Wyniki testu Kruskala-Wallisa dla porównania cech liści, zmierzonych przy pomocy programu digiShape, między grupami sadzonek pochodzącymi od poszczególnych krzewów macierzystych (A-D: krzew macierzysty – patrz **tabela 8**).

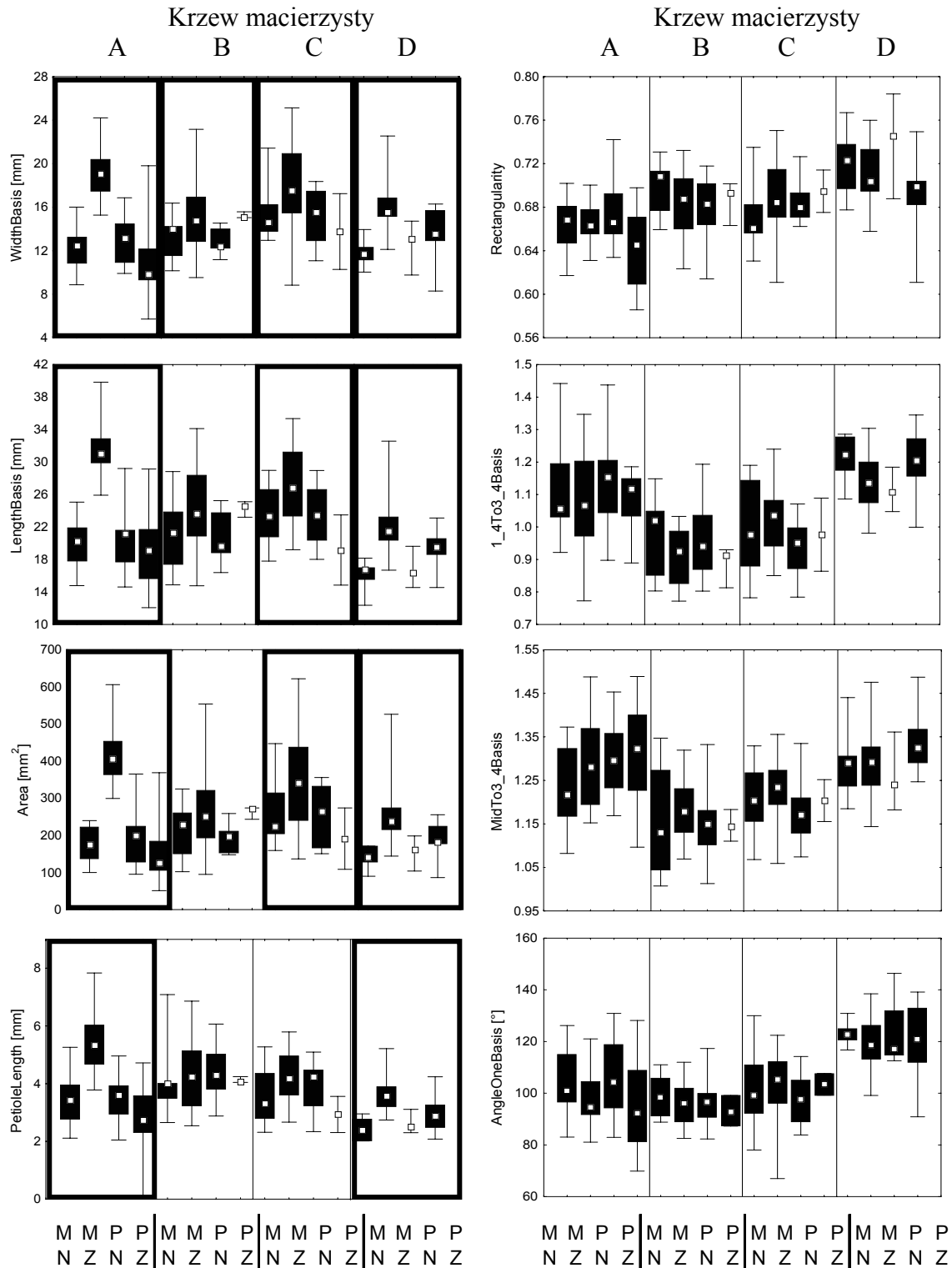
	A/B/C/D		A/B/C/D (cd.)	
Perimeter [mm]	H=19,935	p=0,0002	WidthBasis [mm]	H=19,529 p=0,0002
Area [mm ²]	H=16,802	p=0,0008	Width1_4Basis [mm]	H=17,717 p=0,0005
Rectangularity	H=56,403	p=0,0000	Width3_4Basis [mm]	H=30,929 p=0,0000
Circularity	H=34,763	p=0,0000	1_4To3_4Basis	H=75,633 p=0,0000
PerimToPerimMER	H=21,866	p=0,0001	MidTo1_4Basis	H=51,308 p=0,0000
CentroidMinToMean	H=81,682	p=0,0000	MidTo3_4Basis	H=50,395 p=0,0000
CentroidMaxToMean	H=65,998	p=0,0000	ElongationBasis	H=72,930 p=0,0000
CentroidMinToMax	H=80,848	p=0,0000	DissectionIndexBasis	H=31,718 p=0,0000
PetioleLength [mm]	H=23,370	p=0,0000	AngleOneBasis_10 [°]	H=72,975 p=0,0000
LengthBasis [mm]	H=25,371	p=0,0000	AngleTwoBasis_10 [°]	H=46,368 p=0,0000
			AngleOneToTwoBasis	H=72,350 p=0,0000

Porównania cech liści między czterema powierzchniami eksperymentalnymi przeprowadziłam zatem oddzielnie dla liści z sadzonek pochodzących od każdego krzewu macierzystego. Wyniki testu Kruskala-Wallisa wskazują na to, że istotne różnice występują częściej dla porównań cech związanych z wielkością niż dla cech związanych z kształtem (**Tab. 15**).

Tab. 15. Wyniki testu Kruskala-Wallisa dla porównania cech liści, zmierzonych przy pomocy programu digiShape, między powierzchniami eksperymentalnymi (MN – powierzchnia na murszu niezacieniona, MZ – powierzchnia na murszu zacieniona, PN – powierzchnia na potorfii niezacieniona, PZ – powierzchnia na potorfii zacieniona) dla grup sadzonek pochodzących od poszczególnych krzewów macierzystych (A-D: krzew macierzysty – patrz **tabela 8**). Wytłuszczoną czcionką zaznaczono wyniki istotne na poziomie $p < 0.05$.

	MN/MZ/PN/PZ dla A		MN/MZ/PN/PZ dla B		MN/MZ/PN/PZ dla C		MN/MZ/PN/PZ dla D	
Cechy związane z wielkością								
Perimeter [mm]	H=35,038	p=0,0000	H=5,672	p=0,1287	H=10,121	p=0,0176	H=21,953	p=0,0001
Area [mm ²]	H=38,398	p=0,0000	H=4,568	p=0,2063	H=9,000	p=0,0293	H=23,434	p=0,0000
PetioleLength [mm]	H=33,500	p=0,0000	H=0,488	p=0,9214	H=6,378	p=0,0946	H=20,557	p=0,0001
LengthBasis [mm]	H=36,624	p=0,0000	H=4,482	p=0,2139	H=8,170	p=0,0426	H=22,896	p=0,0000
WidthBasis [mm]	H=38,480	p=0,0000	H=8,242	p=0,0413	H=8,898	p=0,0307	H=20,996	p=0,0001
Width1_4Basis [mm]	H=36,539	p=0,0000	H=2,298	p=0,5129	H=12,045	p=0,0072	H=16,881	p=0,0007
Width3_4Basis [mm]	H=40,388	p=0,0000	H=4,706	p=0,1947	H=6,300	p=0,0979	H=22,222	p=0,0001
Cechy związane z kształtem								
Rectangularity	H=5,413	p=0,1440	H=1,307	p=0,7275	H=5,221	p=0,1563	H=4,926	p=0,1773
Circularity	H=23,138	p=0,0000	H=2,313	p=0,5099	H=2,228	p=0,5264	H=15,404	p=0,0015
PerimToPerimMER	H=0,185	p=0,9800	H=0,577	p=0,9015	H=6,042	p=0,1096	H=1,292	p=0,7310
CentroidMinToMean	H=14,371	p=0,0024	H=1,425	p=0,6997	H=4,490	p=0,2132	H=4,576	p=0,2056
CentroidMaxToMean	H=8,547	p=0,0360	H=1,302	p=0,7285	H=2,702	p=0,4400	H=12,210	p=0,0067
CentroidMinToMax	H=11,190	p=0,0107	H=0,794	p=0,8510	H=3,875	p=0,2730	H=8,986	p=0,0295
1_4To3_4Basis	H=1,456	p=0,6925	H=1,808	p=0,6132	H=3,935	p=0,2685	H=6,132	p=0,1054
MidTo1_4Basis	H=8,094	p=0,0441	H=9,384	p=0,0246	H=2,931	p=0,4023	H=4,507	p=0,2116
MidTo3_4Basis	H=4,098	p=0,2511	H=1,664	p=0,6450	H=5,453	p=0,1415	H=6,116	p=0,1061
ElongationBasis	H=11,424	p=0,0096	H=0,130	p=0,9879	H=3,348	p=0,3411	H=3,991	p=0,2625
DissectionIndexBasis	H=0,690	p=0,8755	H=1,373	p=0,7119	H=2,465	p=0,4817	H=3,615	p=0,3062
AngleOneBasis_10 [°]	H=6,073	p=0,1083	H=0,681	p=0,8776	H=3,556	p=0,3136	H=1,170	p=0,7602
AngleTwoBasis_10 [°]	H=9,860	p=0,0198	H=2,963	p=0,3974	H=2,093	p=0,5533	H=18,548	p=0,0003
AngleOneToTwoBasis	H=3,859	p=0,2771	H=2,059	p=0,5602	H=4,677	p=0,1971	H=8,705	p=0,0335

Na **rycynie 44** przedstawiłam kwartyly dla wybranych cech związanych z wielkością liścia (po lewej stronie ryciny) i z kształtem (po prawej stronie). Wyraźnie widać, że dla większości porównań cech związanych z wielkością na powierzchni MZ odnotowałam wyższe wartości niż na pozostałych powierzchniach. Natomiast przedstawione cechy związane z kształtem nie wykazują istotnego różnicowania w obrębie grup sadzonek pochodzących od poszczególnych krzewów macierzystych.



Ryc. 44. Porównanie wybranych cech liści, zmierzonych przy pomocy programu digiShape, między powierzchniami eksperymentalnymi (MN – pow. na murszu niezacieniona, MZ – pow. na murszu zacieniona, PN – pow. na potorfii niezacieniona, PZ – pow. na potorfii zacieniona) dla grup sadzonek pochodzących od poszczególnych krzewów macierzystych (A-D: krzew macierzysty – patrz **tabela 8**). Na wykresach przedstawione zostały: mediany, zakres 25-75% oraz zakres od wartości minimalnej do maksymalnej. Porównania, dla których wykazałam występowanie istotnych statystycznie różnic (**Tab. 15**) zaznaczone zostały przez obwiedzenie czarną ramką.

Wyniki analiz kariotypowych przedstawiłam w **tabeli 16**. Osobniki macierzyste A i C okazały się być diploidami o $2n=28$ chromosomów. Osobnik B jest aneuploidem o liczbie chromosomów 26 (Jadwiszczak npbl.). Kariotypu osobnika macierzystego D nie udało się oznaczyć.

Tab. 16. Kariotypy osobników macierzystych brzozy niskiej, z których rozmnożone zostały sadzonki poddane eksperymentowi.

Krzew macierzysty	Liczba chromosomów
A	28
B	26
C	28
D	(nie udało się oznaczyć)

2.6.4. Dyskusja

Warunki siedliskowe i czynniki genetyczne mogą nakładać się na siebie i wspólnie modyfikować zmienność kształtu liści brzozy. Przykładowo, nasilenie hybrydyzacji między poszczególnymi gatunkami brzozy może być zależne od czynników środowiskowych. Jednym z ważniejszych, przytaczanych przez wielu autorów, jest aspekt klimatyczno-geograficzny. Natho (1959) uważa, że powstawanie mieszańców pomiędzy poszczególnymi gatunkami brzozy zachodzi z różną intensywnością w zależności od zmieniających się wraz ze zmianami długości geograficznej warunków klimatycznych. Na przykład różnica między czasem zakwitania brzozy brodawkowatej w Niemczech nad Renem i w Moskwie wynosi 25 dni. Według Natho (1959) u innych gatunków brzozy prawdopodobnie również zachodzi podobna prawidłowość, a ponadto nie jest wykluczone, że wraz z przesuwaniem się na wschód poszczególne gatunki brzozy mają opóźniony czas zakwitania o różną liczbę dni, co w efekcie daje barierę zapobiegającą zapyleniu brzozy pyłkiem brzozy należących do innego gatunku. W związku z tym, im bardziej na wschód tym mniejsza ma być szansa powstawania mieszańców między brzozami.

Innego zdania byli m.in. Kallio i in. (1983). Według nich, powstawanie mieszańców zachodzi z różną intensywnością w zależności od warunków klimatycznych zmieniających się wraz ze zmianami szerokości geograficznej. Na większych szerokościach geograficznych, wraz ze skracaniem się sezonu wegetacyjnego, terminy kwitnienia różnych gatunków brzozy coraz bardziej na siebie zachodzą, co powoduje osłabienie bariery izolacji rozrodczej między gatunkami i

łatwiejsze powstawanie mieszańców. Palme i in. (2004) nie potwierdzili jednak tej teorii. Wykazali oni brak istotnej zależności między szerokością geograficzną a poziomem introgresji u brzoź. Niemniej jednak autorzy ci stwierdzili nieznacznie wyższy stopień introgresji w europejskiej części Rosji niż w Skandynawii. Tłumaczą oni, że może to wynikać z różnic w historycznym rozmieszczeniu gatunków na tych obszarach i na przykład wyższy stopień introgresji w Rosji może być wynikiem dłuższego okresu współwystępowania *B. pubescens* i *B. pendula* na tym obszarze.

Także sam fakt występowania danej populacji na granicy zasięgu gatunku może wpływać na nasilenie hybrydyzacji. Z danych literaturowych wynika, że populacje występujące na obrzeżach zasięgów różnią się pod względem ekologicznym i genetycznym od populacji centralnych (Mayr 1974). U amerykańskiego gatunku brzozy (*B. nigra* L.) zauważono istotne różnice w niektórych cechach liści pomiędzy wyspowymi stanowiskami a ciągłym obszarem występowania (Coyle i in. 1982). Współczynnik zmienności poszczególnych cech liści był znacznie większy na niektórych stanowiskach wyspowych niż na obszarze ciągłego występowania, na innych zaś był znacznie mniejszy.

Zależności między zmiennością kariotypową oraz zmiennością cech morfologicznych badali u brzoź m.in. Thórsson i in. (2001) w populacjach *B. nana*, *B. pubescens* i ich mieszańców na Islandii. Doszli oni do wniosku, że zmienność cech morfologicznych liści nie odzwierciedla w bezpośredni sposób zmienności kariotypowej. Pod względem kariotypowym w badanych przez nich populacjach występowały trzy grupy osobników: diploidy, triploidy i tetraploidy, natomiast cechy morfologiczne osobników w populacji zmieniały się w sposób ciągły. Osobniki triploidalne miały albo cechy *B. nana*, albo cechy *B. pubescens*, albo cechy pośrednie. Powyższe zależności są zdaniem autorów wynikiem introgresji, czyli wcielenia fragmentów DNA jednego gatunku do genomu drugiego gatunku wskutek wielokrotnego kojarzenia hybrydów z osobnikami należącymi do gatunku rodzicielskiego. Wnioski wyciągane przez Thórssona i in. (2001), są przekonujące, jednak trzeba zwrócić uwagę, że nie uwzględnili oni w swoich badaniach wpływu warunków środowiskowych na morfologię brzoź. Jak wynika z przeprowadzonych przeze mnie badań, czynniki środowiskowe odgrywają istotną rolę w kształtowaniu cech morfologicznych u brzozy niskiej. Nie można zatem wykluczyć, że podobne zależności mogą mieć miejsce również w przypadku innych gatunków brzoź.

W populacji na Bagnie Bubnów stwierdzony został duży udział osobników o niezbalansowanym garniturze chromosomowym, co może świadczyć o liczniejszym występowaniu tu mieszańców brzozy niskiej w porównaniu z populacją na Uroczysku Uściwierskim, gdzie przeważają osobniki diploidalne. W przypadku populacji na Bagnie Bubnów wyjaśnienia możliwości potencjalnie bardziej nasilonej hybrydyzacji niż na Uroczysku Uściwierskim można szukać w odmienności warunków siedliskowych panujących na tych torfowiskach. Na otwartym, dobrze uwodnionym torfowisku większa jest szansa efektywnego rozmnażania generatywnego i tym samym przepływu genów wewnątrz populacji, a także pomiędzy populacjami różnych gatunków brzoź. Natomiast na Uroczysku Uściwierskim przeważa prawdopodobnie rozmnażanie wegetatywne. Niewykluczone, że w tym przypadku zachodzi również prawidłowość, na którą wskazują Thórsson i in. (2007). Stwierdzili oni, że mieszańce *B. nana* i *B. pubescens* spotykane są częściej na siedliskach marginalnych, otwartych, lub zaburzonych niż w dobrze wykształconych zbiorowiskach leśnych o zwartej roślinności. Jako przyczynę tego wskazują to, że mieszańce są prawdopodobnie słabe konkurencyjnie albo, że siewki młodych brzoź nie są w stanie osiedlić się w zwartych zbiorowiskach leśnych.

Uzyskany wynik nie potwierdza przypuszczeń, jakie towarzyszyły wstępnym obserwacjom. Wydawać by się bowiem mogło, że osobniki z Uroczyska Uściwierskiego – wysokie, o dużych liściach, będą z większym prawdopodobieństwem mieszańcami niż osobniki z Bagna Bubnów o typowej dla brzozy niskiej fizjonomii. Uzyskany wynik wskazuje na to, że przeważające znaczenie dla morfologii liści brzozy niskiej, szczególnie dla cech związanych z wielkością liścia, mają warunki siedliskowe. Potwierdzają to również wyniki eksperymentu na Bagnie Całowanie. Okazało się bowiem, że w przypadku klonu osobników brzozy (otrzymanych z jednego krzewu macierzystego) zaznacza się wyraźne zróżnicowanie szeregu cech liści w zależności od stopnia zacienienia i wilgotności podłoża (**Tab. 15, Ryc. 44**). Różnice okazały się istotne statystycznie przede wszystkim dla cech związanych z wielkością liścia. Dla większości porównań cech związanych z wielkością na powierzchni MZ odnotowałam wyższe wartości niż na pozostałych powierzchniach.

Różnice kształtu liścia w obrębie grup sadzonek pochodzących od poszczególnych krzewów macierzystych między powierzchniami eksperymentalnymi są znacznie słabiej wyrażone niż różnice dotyczące wielkości liścia (**Tab. 15, Ryc. 44**). Wyniki, wskazujące na większy wpływ warunków środowiska na wielkość liści niż na

ich kształt, są zgodne z wynikami otrzymanymi przez Davy i Gill (1984). Przeprowadzili oni również eksperyment terenowy. Pobrali nasiona z czterech drzew – wszystkie miały po 56 chromosomów (były tetraploidami, co jest w zasadzie cechą *Betula pubescens*). Jednak morfologicznie dwa z nich przypominały *B. pubescens*, a dwa – *B. pendula*. Te, które odpowiadały wyglądem *B. pubescens* rosły na torfowisku wysokim, natomiast te, które przypominały *B. pendula* rosły na oddalonym o ok. 120 m wrzosowisku, położonym o ok. 10 m ponad poziomem wody na torfowisku. Sadzonki otrzymane z nasion pobranych z tych czterech drzew zostały posadzone zarówno na torfowisku jak i na wrzosowisku. Podczas eksperymentu obserwowano ich wzrost, pokrój, oraz mierzono liście (długość i szerokość blaszki liściowej, kąt przy podstawie i przy wierzchołku, liczbę ząbków, odległość od nasady blaszki do miejsca o największej szerokości, długość ogonka liściowego). Na podstawie wyników pomiarów liści Davy i Gill (1984) stwierdzili, że osobniki posadzone na torfowisku rozwijały mniejsze liście niż te rosnące na wrzosowisku. Ten „pomniejszający efekt”, wywierany przez torfowisko, uzewnętrzniał się w przypadku cech opisujących wielkość liścia (długość i szerokość blaszki, długość ogonka), natomiast nie występował w przypadku cech obrazujących kształt (np. kąt przy wierzchołku). Warunki na torfowisku (ograniczona ilość składników pokarmowych, warunki beztlenowe) były zapewne mniej sprzyjające rozwojowi brzoź, co znalazło odzwierciedlenie w mniejszej powierzchni liści, jak i w mniejszych przyrostach wysokości i mniejszym rozgałęzianiu się brzoź.

Wyniki badań poddają pod rozwagę spostrzeżenia Staszkiwicza i in. (1993b), którzy uważają, że hybrydyzacja u brzozy niskiej była nasiloną na skutek osuszania torfowisk przez człowieka, a zatem w czasach historycznych, czy nawet współcześnie. Według nich, w zaburzonym środowisku mieszańce między brzozami mogą powstawać bez ograniczeń. Jak wykazałam, zmieniona morfologia osobników brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach jest w dużej mierze odpowiedzią na warunki środowiska, a niekoniecznie wynikiem nasilonej hybrydyzacji brzozy niskiej z innymi gatunkami brzoź.

Nie mniej jednak nie można negować istnienia hybrydyzacji między brzozami w czwartorzędzie. Argumentów za tym dostarczyli Palme i in. (2004), którzy wykazali, że czynnik geograficzny silniej wpływa na zróżnicowanie haplotypów chloroplastowego DNA w populacjach *B. pubescens*, *B. pendula* i *B. nana* niż fakt przynależności do jednego gatunku. Gatunki nie różniły się istotnie między sobą, natomiast 11%

zaobserwowanej zmienności można było przypisać różnicom między dwoma objętymi badaniami obszarami: Skandynawią i europejską częścią Rosji. Osobniki *B. pendula* okazały się bardziej podobne do sympatrycznych osobników *B. pubescens* niż do osobników *B. pendula* z odleglejszych stanowisk. Okazało się, że zarówno częste, jak i rzadkie haplotypy wykazują podobny wzorzec rozmieszczenia geograficznego dla wszystkich trzech analizowanych gatunków. Można stąd wnosić, że hybrydyzacja zachodziła stosunkowo niedawno – przynajmniej w okresie polodowcowym. Jeśli gatunki miałyby wspólne haplotypy w wyniku polimorfizmu występującego u ich dawnych przodków, wzorzec rozmieszczenia geograficznego haplotypów byłby niezależny dla poszczególnych gatunków (Palme i in. 2004).

Przeprowadzone badania nie dały jednoznacznej odpowiedzi, które osobniki stanowią mieszańce brzozy niskiej i innych gatunków brzoź. Nie mniej jednak, na podstawie uzyskanych wyników można wysnuwać wnioski opierające się na założeniu, że hybrydyzacja bardzo rzadko prowadzi do powstania osobników triploidalnych, natomiast mieszańce brzozy niskiej mogą mieć niezbalansowany garnitur chromosomów. Niewątpliwie istotną rolę w kształtowaniu cech morfologicznych u brzozy niskiej odgrywają również czynniki środowiskowe. Analiza na ile cechy morfologiczne brzozy niskiej są zależne od warunków siedliskowych a na ile od czynników genetycznych wymaga niewątpliwie dalszych badań na większej próbie populacji, co zostanie przeprowadzone w ramach wspomnianego już projektu finansowanego przez MNiSW.

2.7. Zmienność genetyczna wybranych populacji brzozy niskiej w Polsce

2.7.1. Wstęp

W definicji różnorodności biologicznej podkreśla się hierarchiczny układ poziomów organizacji życia – genetycznego, gatunkowego i ekosystemowego, jednak podstawą złożoności przyrody są geny i, jak pisze Symonides (2007), ochronę różnorodności biologicznej można byłoby sprowadzić do ochrony gatunkowych zasobów genów, których zakres często decyduje o zdolności adaptacyjnej gatunków do określonych warunków siedliskowych, wyznaczając granice ich zasięgów oraz możliwości aklimatyzacyjne do zmieniających się warunków środowiska. W rozważaniach dotyczących zagrożeń i ochrony brzozy niskiej niewłaściwe byłoby zatem pominięcie oceny jej zasobów zmienności genetycznej.

Zasięg *Betula humilis* był w przeszłości znacznie większy, przynajmniej w Europie. Świadczą o tym nieliczne stanowiska brzozy niskiej w Niemczech, Szwajcarii, Czechach i Rumunii (Hultén i Fries 1986). Z 350 występujących w Polsce stanowisk *B. humilis* pod koniec XX wieku potwierdzono istnienie tylko około 70 (Zajac i Zajac 2001). Głównym powodem zanikania populacji brzozy niskiej jest utrata siedlisk. Możliwość dostosowania się do ulegających nieustannym zmianom warunków środowiska jest uzależniona w dużej mierze od zmienności genetycznej populacji. Ochrona zasobów zmienności genetycznej brzozy niskiej jest problemem ogólnoeuropejskim, jako że jest to gatunek w Europie rzadki, występujący na granicy zasięgu. W odróżnieniu od innych brzoź europejskich (np. Palme i in. 2003, 2004), do chwili obecnej nie były podejmowane żadne badania dotyczące zmienności genetycznej brzozy niskiej.

Badania zostały przeprowadzone w oparciu o markery molekularne – tzw. mikrosatelity. Mikrosatelity są to fragmenty DNA składające się z prostych powtórzeń motywu nukleotydowego o długości od 1 do 6 par zasad. Mikrosatelity ewoluują o wiele szybciej od innych typów sekwencji (Freeland 2008). Wysokie tempo mutacji sekwencji mikrosatelitarnych oznacza, że każde locus reprezentowane jest zazwyczaj przez wiele alleli. Duży polimorfizm sprawia, że mikrosatelity są przydatne w odtwarzaniu względnie niedawnych procesów genetycznych w populacjach. W

odróżnieniu od wolniej ewoluujących regionów genomu, mikrosatelity znajdują zastosowanie do analizy różnic między osobnikami i populacjami.

Celem przeprowadzonych przeze mnie badań było określenie, przy użyciu zidentyfikowanych dla brzoź sześciu loci mikrosatelitarnego DNA, charakterystyki genetycznej wybranych populacji (obserwowana i oczekiwana heterozygotyczność, współczynnik inbredu, odchylenie od stanu równowagi gametycznej oraz od stanu równowagi Hardy'ego-Weinberga) i próba wnioskowania na tej podstawie o zasobach zmienności genetycznej.

Populacja pozostaje w stanie równowagi Hardy'ego-Weinberga jeśli spełnione są następujące warunki (Freeland 2008):

- w populacji osobniki krzyżują się losowo (panmiksja);
- żaden genotyp nie jest szczególnie faworyzowany przez selekcję;
- wpływ mutacji lub migracji na frekwencję alleli jest pomijalny;
- wielkość populacji jest zbliżona do nieskończoności;
- allele segregują się zgodnie z typowym Mendlowskim prawem dziedziczenia.

Jeśli w populacji obserwuje się odchylenie od równowagi Hardy'ego – Weinberga, po wykluczeniu błędów metodycznych w przeprowadzeniu analizy, można wnioskować, że nie jest w niej spełniony któryś z wyżej wymienionych warunków, na przykład, że może zachodzić krzyżowanie wsobne, mogące wynikać z niskiej liczebności populacji.

Heterozygotyczność obserwowana (H_o) jest ilorazem liczby heterozygot w danym locus i całkowitej liczby zbadanych osobników (Freeland 2008). Heterozygotyczność oczekiwana (H_e) reprezentuje frekwencję heterozygot, której należałoby oczekiwać, gdyby populacja znajdowała się w stanie równowagi Hardy'ego – Weinberga. Różnica między H_o i H_e pokazuje jaki jest niedobór układów heterozygotycznych w danej populacji. Niedobór H_o świadczy o odchyleniu od równowagi Hardy'ego – Weinberga i jest wskazówką, że w populacji może występować krzyżowanie wsobne (Freeland 2008). Poza tym, im niższa jest heterozygotyczność w badanej populacji, tym niższa może być zdolność reakcji populacji na niekorzystne zmiany zachodzące w środowisku.

Współczynnik inbredu (F_{is}) jest miarą odchylenia obserwowanych frekwencji genotypów od frekwencji, które występują w populacji panmiktycznej, wyrażoną jako nadmiar lub niedobór heterozygot. Wartości F_{is} zawierają się w przedziale od -1 do +1. Ujemny F_{is} oznacza nadmiar heterozygot (tzw. outbred – kojarzenia z osobnikami z

innych populacji), a wartości dodatnie Fis wskazują na niedobór heterozygot (czyli inbred – kojarzenie wsobne).

Badania miały również na celu ocenę zróżnicowania genetycznego wewnątrz- i międzypopulacyjnego brzozy niskiej w Polsce. Do badań wybrałam cztery populacje – po dwie reprezentujące północno-wschodnią i środkową Polskę. Sposób rozkładu zróżnicowania genetycznego może mieć istotne znaczenie z punktu widzenia strategii ochrony gatunku. Według m.in. Molina-Freaner i in. (2001) oraz Klug i in. (2006), jeśli większość zmienności genetycznej jest tłumaczona przez zmienność wewnątrzpopulacyjną, wówczas wystarczającym środkiem do zachowania gatunku może być ochrona jednej wystarczająco dużej populacji. Natomiast, jeśli większa część zróżnicowania genetycznego to zróżnicowanie międzypopulacyjne, konieczne są inne strategie ochrony gatunku, jak np. zachowanie możliwie dużej liczby nawet niewielkich populacji.

2.7.2. Metody

Badaniami objęłam następujące populacje brzozy niskiej – dwie z północno-wschodniej Polski (torfowisko Magdzie Bagno (MB) i torfowisko koło śluzy Perkuć nad Kanałem Augustowskim (TP)) oraz dwie ze środkowo-wschodniej Polski (Bagno Bubnów (BB) i projektowany rezerwat „Uroczysko Uściwierskie” (UU)). W celu uniknięcia kilkakrotnego zbierania materiału z tych samych genetów, poszczególne osobniki do badań były wybierane w odległości nie mniejszej niż 20 metrów od siebie. Pobranie liści brzozy niskiej zostało przeprowadzone zgodnie ze stosownymi zezwoleniami.

DNA wyizolowałam z zamrożonych liści przy użyciu zestawu Genomic Mini AX Plant (A&A Biotechnology). Ekstrakcję DNA poprzedziła homogenizacja zamrożonych tkanek w ciekłym azocie.

Jak dotychczas u brzozy niskiej nie opisano żadnych loci mikrosatelitarnego DNA, dlatego też do analiz wybrane zostały loci zidentyfikowane u brzozy brodawkowatej (K1.10, K3.1; Kulju i in. 2004) oraz u brzozy omszonej (T2.3, T2.5, T5.4, T1.10; Truong i in. 2005). Generalnie reakcje PCR prowadziłam zgodnie z warunkami opisanymi przez Kulju i in. (2004) i Truonga i in. (2005). Jednak w razie niepowodzenia amplifikacji zmieniana była liczba cykli reakcji i/lub obniżana

temperatura przyłączania starterów. Analiza produktów reakcji PCR przeprowadzona została w sekwenatorze ABI PRISM 3130 przy użyciu programu GeneMapper v4.0 (Applied Biosystems). W sumie analizami objęłam po 19 osobników z populacji Uroczysko Uściwierskie i Bagno Bubnów oraz po 21 osobników z populacji Magdzie Bagno i Perkuć.

Dla badanych populacji przetestowane zostały odchylenia od stanu równowagi Hardy'ego-Weinberga w poszczególnych populacjach oraz w całej próbie przy pomocy programu GENEPOP v4.0 (Raymond i Rousset 1995). Do parametrów zmienności genetycznej, przeanalizowanych dla czterech badanych populacji, należały: średnia liczba alleli na locus (tzw. różnorodność alleliczna), obserwowana (H_o) i oczekiwana (H_e) heterozygotyczność oraz współczynnik inbrodu (F_{is}). Przy obliczaniu ww. parametrów wykorzystane zostały programy: GENEPOP v4.0 (Raymond i Rousset 1995) i FSTAT v2.9.3 (Goudet 1995). Współczynniki inbrodu (F_{is}) zostały obliczone według Weira i Cockerhama (1984).

Celem oceny zróżnicowania genetycznego międzypopulacyjnego obliczony został poziom zróżnicowania genetycznego (F_{st}) dla poszczególnych par populacji. Wskaźnik F_{st} przyjmuje wartości od 0 do 1 (0 – populacje genetycznie identyczne, 1 – populacje całkowicie różne). Wartości F_{st} od 0 do 0.05 wskazują na małe zróżnicowanie genetyczne, wartości od 0.05 do 0.25 – średnie zróżnicowanie genetyczne, a wartości powyżej 0.25 dowodzą istnienia znacznego stopnia zróżnicowania genetycznego (Freeland 2008).

Poza tym, przy zastosowaniu programu ARLEQUIN v3.1 (Schneider i in. 2000) przeprowadzona została hierarchiczna analiza wariancji molekularnej (AMOVA). Analiza hierarchiczna pozwala oszacować źródłem jakiej części zmienności molekularnej są populacje, poziom międzypopulacyjny w danym regionie oraz poziom międzyregionalny. Poziomy istotności dla poszczególnych współczynników zróżnicowania genetycznego otrzymane zostały poprzez permutacje genotypów wewnątrz populacji (F_{st}), między populacjami w regionach (F_{sc}) oraz między regionami (F_{ct}).

Analizy mikrosatelitarnego DNA przeprowadziłam w Instytucie Biologii na Uniwersytecie w Białymstoku po przeszkoleniu przez dr Katarzynę Jadwiszczak.

Obliczenia przy pomocy programów komputerowych do analizy danych genetycznych zostały przeprowadzone przez dr Katarzynę Jadwiszczak.

2.7.3. Wyniki

Analiza porównawcza genotypów osobników w sześciu loci mikrosatelitarnego DNA wykazała, że sąsiednie próby zebrane w każdej populacji nie stanowią tego samego genetu. Zatem arbitralnie wyznaczona odległość 20 m między kolejnymi próbkami okazała się wystarczająca.

Żadna z analizowanych populacji nie pozostaje w stanie równowagi Hardy'ego – Weinberga (w każdej populacji $\chi^2 = infinity$, $df = 10$, $p < 0.001$). W **tabeli 17** przedstawiłam liczbę alleli, obserwowaną i oczekiwaną heterozygotyczność oraz współczynnik inbredu (Fis). Spośród analizowanych loci mikrosatelitarnego DNA, tylko locus T2.3 okazało się monomorficzne (**Tab. 17**). W pozostałych loci liczba alleli wyniosła od 6 (T2.5) do 19 (K1.10, T1.10, K5.4). Populacje z Lubelszczyzny charakteryzują się większą średnią liczbą alleli mikrosatelitarnych na locus (tzw. różnorodność alleliczna) niż populacje z Pojezierza Litewskiego – 8.66 w UU i 8.50 w BB i 6.50 w MB i 7.00 w TP. Wszystkie badane populacje okazały się charakteryzować niższą heterozygotycznością obserwowaną niż oczekiwaną (**Tab. 17**). Może to świadczyć o kojarzeniu wsobnym oraz o wrażliwości badanych populacji na niekorzystne zmiany zachodzące w środowisku. Dla wszystkich badanych populacji średni współczynnik inbredu (Fis) okazał się dodatni (wynik istotny statystycznie w BB, MB i TP). Zatem można przypuszczać, że w obrębie badanych populacji dochodzi do krzyżowania wsobnego (inbredu). Reasumując, odchylenia od stanu równowagi Hardy'ego – Weinberga, różnica między średnią H_o i H_e oraz dodatni średni współczynnik inbredu w BB, MB i TP sugerują, że w badanych populacjach brzozy niskiej ma miejsce utrata zmienności genetycznej.

Tab. 17. Liczba alleli na locus (n), obserwowana (Ho) i oczekiwana heterozygotyczność (He) oraz współczynnik inbrodu (Fis). Loci mikrosatelitarne zgodne z Kulju i in. (2004) oraz Truong i in. (2005). Istotnie statystycznie ($p < 0.05$) wartości współczynnika inbrodu (Fis) oznaczone zostały gwiazdką.

Populacja	locus	n	Ho (\pm s.d.)	He (\pm s.d.)	Fis
Uroczysko Uściwierskie	K1.10	13	0,8889	0,9174	-0,036
	K3.1	7	0,5000	0,7714	0,226
	T2.3	1	-	-	-
	T2.5	5	0,5000	0,8016	0,327
	T1.10	13	0,9444	0,9047	-0,045
	T5.4	13	0,9444	0,9111	-0,038
	średnia	8,66	0,6296\pm0,3404	0,7177\pm0,3259	0,074
Bagno Bubnów	K1.10	13	0,6842	0,9075	0,251*
	K3.1	7	0,5263	0,7226	0,277
	T2.3	1	-	-	-
	T2.5	6	0,2632	0,7966	0,618*
	T1.10	13	0,6316	0,9146	0,270*
	T5.4	11	0,7368	0,8734	0,160
	średnia	8,50	0,4736\pm0,2614	0,7025\pm0,3212	0,308*
Magdzie Bagno	K1.10	10	0,7647	0,8414	0,094
	K3.1	6	0,5294	0,5623	0,062
	T2.3	1	-	-	-
	T2.5	5	0,5294	0,7772	0,179
	T1.10	7	0,5882	0,8342	0,172
	T5.4	10	0,7059	0,8984	0,159
	średnia	6,50	0,5196\pm0,2484	0,6524\pm0,3105	0,137*
Perkuć	K1.10	10	0,7000	0,8415	0,116
	K3.1	7	0,1500	0,6782	0,760*
	T2.3	1	-	-	-
	T2.5	4	0,2500	0,4551	0,457*
	T1.10	8	0,6500	0,8551	0,133
	T5.4	12	0,8000	0,9051	0,119
	średnia	7,00	0,4250\pm0,3038	0,6541\pm0,2585	0,278*

W tabeli 18 przedstawiłam zróżnicowanie genetyczne (Fst) między badanymi populacjami. Prawie wszystkie wartości Fst w tabeli 18 są mniejsze niż 0.05, zatem zróżnicowanie genetyczne między badanymi populacjami jest bardzo małe. Jedynie między populacjami MB i TP Fst jest wyższe niż 0.05. Jednak we wszystkich przypadkach Fst jest nieistotne statystycznie.

Tab. 18. Zróżnicowanie genetyczne między populacjami (Fst). Wartości nie są istotne statystycznie. UU – Uroczysko Uściwierskie, BB – Bagno Bubnów, MB – Magdzie Bagno, TP – Perkuć.

	UU	BB	MB
UU	-		
BB	0,0005	-	-
MB	0,0245	0,0415	-
TP	0,0274	0,0211	0,0698

W **tabeli 19** zestawione zostały wyniki hierarchicznej analizy wariancji (AMOVA). W tej analizie całkowita zmienność genetyczna jest przyjmowana jako 100% i jest ona dzielona pomiędzy trzema poziomami (wewnątrzpopulacyjny (Fst), międzypopulacyjny w danym regionie (Fsc) i międzyregionalny (Fct)). Wyniki analizy dowodzą, że największy procent zmienności, tj. 96.7%, przypada na zmienność wewnątrz populacji. Okazało się natomiast, że populacje z północno-wschodniej i ze środkowej Polski nie różnią się istotnie od siebie (Fct = -0.00783; p = 0.75).

Tab. 19. Wyniki hierarchicznej analizy wariancji (AMOVA). Fst – zróżnicowanie genetyczne populacji, Fct - zróżnicowanie genetyczne między populacjami z Polski północno-wschodniej a populacjami z Lubelszczyzny, Fsc - zróżnicowanie genetyczne między populacjami w jednym regionie, tzn. zróżnicowanie między populacją Uroczysko Uściwierskie a populacją Bagno Bubnów i zróżnicowanie między populacją Magdzie Bagno a populacją Perkuć.

poziom zmienności	% zmienności	p	współczynnik zróżnicowania
międzyregionalny	-0,78292	0,74878	Fct = -0,00783
międzypopulacyjny w regionie	4,06771	0,00000	Fsc = 0,04036
wewnątrzpopulacyjny	96,71522	0,00000	Fst = 0,03285

2.7.4. Dyskusja

Dla długoterminowego przetrwania populacji ważna jest jej odpowiednio duża wielkość, jak również zmienność genetyczna w jej obrębie. Ograniczony poziom zmienności genetycznej może skutkować tym, że populacja może się nie dostosować do zmian zachodzących w środowisku. W małych populacjach może dochodzić do gromadzenia się szkodliwych mutacji, co z czasem prowadzi do tzw. topnienia mutacyjnego, co oznacza, że populacja będzie nadal zmniejszała liczebność, aż w końcu wyginie (Freeland 2008). W małych populacjach większe jest również prawdopodobieństwo wystąpienia zjawiska inbrodu i depresji inbredowej. Dlatego też, poznanie zasobów zmienności genetycznej gatunków rzadkich, tworzących małe izolowane populacje jest istotne z punktu widzenia ochrony tych gatunków.

W wyniku analizy zróżnicowania genetycznego populacji brzozy niskiej okazało się, że prawie 97 % całej zmienności genetycznej wynika ze zmienności wewnątrzpopulacyjnej, zmienność międzypopulacyjna jest bardzo niska. Taki wynik jest zgodny z zaprezentowanymi przez Austerlitz i in. (2000) cechami gatunków drzewiastych. Według ww. autorów charakterystyczne dla gatunków drzewiastych, w odróżnieniu od roślin jednorocznych, jest duże zróżnicowanie genetyczne wewnątrzpopulacyjne, a małe – międzypopulacyjne. Przyczyn tej prawidłowości upatrują oni przede wszystkim w długiej fazie juwenilnej u drzew. Dzięki temu nowo powstająca populacja gatunku drzewiastego przez kilka lat powiększa się jedynie dzięki nowym imigrantom, co ogranicza konsekwencje wynikające z tzw. efektu założyciela. Istotne znaczenie ma również to, że pyłek drzew może rozprzestrzeniać się na duże odległości, co ułatwia wymianę genów między populacjami. Powyższą prawidłowość potwierdzili również Palme i in. (2004). Wykazali oni, że w przypadku brzozy drzewiastych – *B. pubescens*, *B. pendula* – większa część zmienności genetycznej (68-74%) jest tłumaczona przez zmienność wewnątrzpopulacyjną. Natomiast w przypadku skandynawskich populacji *Betula nana* większa część zmienności może być według Palme i in. (2004) tłumaczona przez zmienność międzypopulacyjną ($F_{ST} = 0.58$). Z drugiej jednak strony wyniki analiz *B. nana* rosnącej w Polsce – w rezerwacie „Linie” wykazały wysokie zróżnicowanie genetyczne w obrębie tej populacji (Dąbrowska i in. 2006). Niska wewnątrzpopulacyjna zmienność genetyczna brzozy karłowatej w Skandynawii (i wysoka zmienność międzypopulacyjna) może być tłumaczona m.in. tym, że krótszy okres wegetacyjny na wyższych szerokościach geograficznych zmniejsza szansę na kwitnienie i wydanie owoców, a zatem ogranicza rozmnażanie generatywne. W naszej strefie klimatycznej rozmnażanie generatywne może być bardziej efektywne, co jest zapewne jednym z czynników prowadzących do dużego wewnątrzpopulacyjnego zróżnicowania genetycznego w populacji brzozy karłowatej w Polsce (Dąbrowska i in. 2006).

Nie mniej jednak efekt badań wskazujący na to, że w populacjach brzozy niskiej w Polsce zdecydowana większość zmienności genetycznej wynika ze zmienności wewnątrzpopulacyjnej, sugeruje, że priorytetowe z punktu widzenia ochrony zmienności genetycznej tego gatunku powinno być zachowanie możliwie dużych populacji, nawet niewielu, a mniejsze znaczenie ma ochrona licznych, niewielkich populacji.

W celu uzyskania bardziej pełnego obrazu zasobów genetycznych brzozy niskiej i ich zróżnicowania, należy zbadać również populacje z centrum zasięgu i określić zróżnicowanie genetyczne między populacjami z granicy i z centrum zasięgu. Realizowane jest to obecnie we współpracy z dr Katarzyną Jadwiszczak z Uniwersytetu w Białymstoku w ramach grantu N N303 3763 33 finansowanego przez MNiSW: „Trwały czy zanikający kraniec zasięgu? – analiza zróżnicowania genetycznego i warunków siedliskowych w marginalnych populacjach brzozy niskiej (*Betula humilis* Schrk.)”.

2.8. Uwagi na temat metod ochrony brzozy niskiej

2.8.1. Wstęp

Brzoza niska wyginęła w czasach historycznych na dużej części stanowisk na terenie Polski, czego przyczyną, jak podali Załuski i in. (2001) w *Polskiej Czerwonej Księdze Roślin*, było głównie osuszanie torfowisk oraz zbyt intensywne ich użytkowanie jako łąki kośne i pastwiska, a później zarastanie nie użytkowanych torfowisk przez roślinność ziołoroślową, zaroślową i leśną.

W środowisku poddanym wyraźnej antropopresji udokumentowano jednak również kilka przypadków ekspansji brzozy niskiej na nowe terytoria. Polakowski (1962) przytoczył przykład torfowiska na terenie byłego PGR-u Cielętnik, gdzie w połowie XX wieku brzoza niska występowała bardzo licznie na powierzchni ok. 3.5 ha, porastając aluwia, które wykształciły się dopiero w czasach historycznych między ujściem Baudy i Pasłęki. Łachacz i Pisarek (2002) wnioskowali o „wędrowaniu” brzozy niskiej w rejonie Nietlickiego Bagna, podając, że brzoza niska przeniosła się z północnego skraju mokradła ku jego środkowej części, w miarę jak zmieniały się warunki siedliskowe (postępujące procesy łądowania środkowej części mokradła, powstałego po obniżeniu poziomu wody jeziora Wąż). Również na terenie rezerwatu „Zabrodzie”, na trzęsawisku powstałym w miejsce spuszczonego jeziora, w drugiej połowie XX w. powiększył się areal brzozy niskiej (Endler i Duriasz 1998). Kołos (2004) podał, że na terenie rezerwatu „Bagno Wizna II” brzoza niska tworzy największe skupienia w północno-zachodniej części obiektu, na terenie dawnej kopalni torfu, czyli na obszarze, który również zasiedliła stosunkowo niedawno. Proces zasiedlania przez brzozę niską dolów potorfowych dokumentowali także Kamiński i in. (2000) na terenie projektowanego rezerwatu „Ostoje Koszelewskie”.

Według obserwacji Kępczyńskiego (1960) pod koniec lat 50. XX w. corocznie zwiększała się liczba okazów brzozy niskiej na podmokłej łące turzycowo-mszystej po zachodniej stronie jeziora Mielno, co było wynikiem zaniechania koszenia tej łąki. Dopóki łąki były koszone i wypasane, powierzchnia zajmowana przez brzozę niską stale się zmniejszała (Kępczyński 1956). Brzoza niska wytwarzała rok rocznie dużą liczbę młodych osobników rozmnażających się wegetatywnie i z wysiewu, które nie wypełniły jednak luk powstałych wskutek gospodarki człowieka (koszenie, wypas, a

także wykopywanie i wycinanie krzewów brzozy niskiej, które jakoby niszczyły łąkę i przeszkadzały w zbiorze siana (Kępczyński 1956)). Po 30 latach Kępczyński i Załuski (1988) podali, że powierzchnia zarośli brzozy niskiej obserwowana w latach 80. nad jeziorem Mielno wyraźnie zwiększyła się w porównaniu ze stanem opisywanym przez nich w latach 50.

Nie mniej jednak, ekspansja brzozy niskiej w środowiskach poddanych antropopresji nie gwarantuje długotrwałego utrzymania się jej populacji na tych stanowiskach. Jak przedstawiłam w **rozdziale 2.5**, rozprzestrzenianie się brzozy niskiej na przekształconych przez człowieka torfowiskach jest zjawiskiem przejściowym – po etapie ekspansji następuje zazwyczaj wypieranie brzozy niskiej przez rozwijającą się silniejszą konkurencyjnie roślinność zaroślową i leśną. Jak sugerowali Kamiński i in. (2000) – o ile nie zastosuje się prześwietlania zarośli, brzoza niska może nie utrzymać się na danym stanowisku, co sugeruje, że dobrym sposobem ochrony populacji *B. humilis* na antropogenicznie przekształconym torfowisku jest utrzymanie umiarkowanego użytkowania gospodarczego.

W niniejszym rozdziale zastanowię się nad skutecznością metod ochrony populacji brzozy niskiej – zarówno tych występujących w warunkach poddanych antropopresji, jak i tych występujących w warunkach mało przekształconych przez człowieka. Nie należy bowiem zapominać, że pomimo statusu gatunku zagrożonego (Załuski i in. 2001), brzoza niska tworzy nadal w Polsce obfite populacje na torfowiskach o charakterze naturalnym lub zbliżonym do naturalnego (np.: dolina Rospudy, dolina Biebrzy, Bagno Bubnów w Poleskim Parku Narodowym).

2.8.2. Zachowanie właściwych warunków siedliskowych

Pomimo, iż w **rozdziale 2.5** wykazałam, że brzoza niska może osiągać większe rozmiary i obficie kwitnąć w warunkach znacznego przesuszenia siedliska, nie wydaje się, by jej ochrona w takich warunkach była skuteczna, gdyż są to układy niestabilne, łatwo ulegające dominacji innych krzewów lub drzew. Jeśli kryterium wyboru strategii ochrony gatunku ma być jego utrzymanie w warunkach najbardziej zbliżonych do naturalnych, zapewniających trwałość populacji, priorytetem powinno być zachowanie niezmiennych warunków siedliskowych w obrębie zarośli brzozy niskiej na mezotroficznych mechowiskach subneutralnych. Jak wynika z przeprowadzonych

przeze mnie badań, do najistotniejszych czynników, umożliwiających trwanie takich zbiorowisk należą przede wszystkim odpowiedni poziom wody na torfowisku i cechy chemiczne siedliska. Wyniki badań właściwości siedliska wzdłuż transektów (**rozdział 2.4**) oraz wyniki uzyskane w **rozdziale 2.3** dla najliczniej reprezentowanej grupy fitocenozy zarośli brzozy niskiej (z2 – zarośla brzozy niskiej na mezotroficznych subneutralnych mechowiskach) wskazują, że występowaniu zarośli brzozy niskiej sprzyjają: stabilny poziom wody, układający się na równi z poziomem torfu lub kilka cm poniżej; pH ok. 7.0; EC ok. 300-400 $\mu\text{Sm}/\text{cm}$; Ca^{2+} ok. 10-30 mg/l; Mg^{2+} ok. 3-15 mg/l. Podstawowym warunkiem zachowania populacji brzozy niskiej na stanowiskach, gdzie spełnione są wymienione wyżej warunki jest po prostu ochrona całego ekosystemu torfowiskowego, a także powiązanych z nim eko-hydrologicznie obszarów. Na torfowiskach soligenicznych, gdzie typowo rozwijają się omawiane zespoły roślinne, występują specyficzne przyczynowo-skutkowe powiązania pomiędzy warunkami hydrologicznymi, geochemicznymi oraz roślinnością (Joosten i Clarke 2001), a naruszenie któregośkolwiek z tych komponentów może wywołać lawinę nieodwracalnych zmian w siedlisku i zbiorowiskach roślinnych.

2.8.3. Przeciwdziałanie sukcesji

Na wielu stanowiskach przekształconych przez człowieka, gdzie naturalne ekosystemy torfowiskowe uległy znacznemu zaburzeniu, potrzebne może się okazać zastosowanie metod ochrony czynnej. Przede wszystkim ma to znaczenie na przesuszonych torfowiskach, gdzie zaznacza się postępujący proces sukcesji w kierunku zbiorowisk leśnych. Jak wykazałam w **rozdziale 2.5** zacienienie przez wyższe krzewy i drzewa wpływa niekorzystnie na rozwój brzozy niskiej.

Kamiński i in. (2000) uważają, najlepszym sposobem ochrony populacji *B. humilis* na antropogenicznie przekształconym torfowisku jest utrzymanie umiarkowanego użytkowania gospodarczego, powstrzymującego sukcesję roślinności zaroślowo-leśnej. Podają przykład występowania na obszarze Ostoi Koszelewskich obfitych skupień brzozy niskiej na skraju pastwiska (w zaroślach penetrowanych przez bydło) oraz na ekstensywnie użytkowanej łące. Stosowanie ekstensywnego wypasu lub koszenia może być jedną z prostszych i łatwych do realizacji form czynnej ochrony populacji *B. humilis*. Rozwiązaniem alternatywnym, wymagającym jednak według Kamińskiego i in. (2000) ściślejszego nadzoru, jest kontrolowane przerzedzanie zarośli.

Zdaniem Szańkowskiego (1991), brzoza niska jest z natury przystosowana do okresowego niszczenia jej pędów i umiarkowane ich ścinanie powinno wręcz stymulować jej rozrastanie się. Zatem wg Szańkowskiego (1991) wobec postępującej sukcesji na dawnych łąkach najwłaściwszą formą ochrony brzozy niskiej byłoby również umiarkowane wykaszanie, przeprowadzane co kilka lat.

W latach 2007-2008 prowadziłam obserwacje wpływu koszenia na osobniki *Betula humilis* reintrodukowane na bagnie Całowanie (patrz **rozdział 2.8.4**). Przeżywalność osobników które nie były skoszone wyniosła 82.5%; natomiast osobników koszonych – 48.8%. Obserwacje te, choć nie oparte na statystycznie istotnej liczbie powtórzeń, wskazały, że koszenie może istotnie osłabić młode osobniki, ale nie jest czynnikiem, który eliminuje ten gatunek. Potwierdzają to również moje obserwacje terenowe – na kilku stanowiskach spotykałam brzozę niską na użytkowanych, koszonych łąkach (nad Biebrzą koło Grzęd i Czerwonego Bagna, nad rzeką Peene koło miejscowości Anklam w Niemczech). Trafne wydają się więc przytaczane powyżej spostrzeżenia Szańkowskiego (1991) oraz Kamińskiego i in. (2000), że na dawnych łąkach odpowiednim dla zachowania brzozy niskiej sposobem użytkowania mogłoby być umiarkowane wykaszanie.

Zdaniem Szańkowskiego (1991) w naturalnych warunkach okresowe niszczenie pędów brzozy niskiej jest lub było zapewniane przez zgryzanie przez zwierzynę. Szczególnie wyraźnie zaznacza się wpływ zgryzania przez łosie w obszarze ochrony ścisłej Czerwone Bagno w Biebrzańskim Parku Narodowym (obserwacje własne), gdzie dzięki dużemu zagęszczeniu łosi brzoza niska jest silnie zgryzana. W wyniku tego, duże powierzchnie zdominowanych przez nią zbiorowisk mają jednorodną fizjonomię niskich, przyciętych na równej wysokości zarośli brzozy niskiej, w zasadzie bez udziału innych drzew i krzewów (**Fot. 10**).

Specyficzny sposób ochrony brzozy niskiej zastosowany został w Niemczech w rezerwacie Birkbuschwiesen. W świetle wyżej wspomnianych spostrzeżeń nie wydaje się on jednak wart polecenia. W rezerwacie tym występuje niewielkie skupisko brzozy niskiej. Celem ochrony zostało ono otoczone wysoką siatką (**Fot. 11**). Ogrodzenie krzewów chroni je przez zgryzaniem przez zwierzęta, co jednak na dłuższą metę może okazać się bardziej szkodliwe niż pozytywne dla tej populacji brzozy niskiej.



Fot. 10 Zarośla brzozy niskiej na Czerwonym Bagnie (wiosna).



Fot. 11. Brzoza niska w rezerwacie Birkbuschwiesen w Niemczech.

2.8.4. Reintrodukcja

Reintrodukcja jest jednym ze sposobów ochrony zagrożonych gatunków. Jej zastosowanie dla brzozy niskiej w Polsce może być zasadne przede wszystkim na obszarach z których brzoza niska ustąpiła wskutek antropopresji, a gdzie obecne działania czynnej ochrony lub restytucji torfowisk prowadzą do odtworzenia warunków korzystnych dla zbiorowisk z brzoza niską. Takim obszarem jest Bagno Całowanie w Mazowieckim Parku Krajobrazowym. Według relacji zebranych przez Nowaka (1964) na początku XX. wieku brzoza niska występowała na przeważającej większości tego torfowiska. W ciągu XX wieku wyginęła na niemal całym zajmowanym wcześniej obszarze, wskutek intensyfikacji gospodarki łąkarskiej i pastwiskowej oraz eksploatacji torfu. Do chwili obecnej przetrwało kilka krzewów. Aby zwiększyć szanse przetrwania brzozy niskiej na Bagnie Całowanie, w 2002 Stowarzyszenie Chrońmy Mokradła (Centrum Ochrony Mokradeł) rozpoczęło projekt reintrodukcji, mający na celu zasilenie miejscowej populacji osobnikami otrzymanymi *ex situ* z pędów pobranych z osobników przetrwałych do dzisiaj na Bagnie Całowanie (z tej samej puli sadzonek pozyskano osobniki użyte w eksperymencie opisanym w **rozdziałach 2.5 i 2.6**). W nawiązaniu do prowadzonych przeze mnie badań nad biologią i ekologią brzozy niskiej, podjęłam się monitoringu przeżywalności reintrodukowanych sadzonek brzozy.

Sadzonki brzozy niskiej zostały posadzone (**Fot. 9**) w obrębie potorfii lub ich skrajów, w 5 nieregularnych skupieniach, mających imitować naturalne rozmieszczenie zarośli brzozowych. Szczegółowe informacje na temat liczny posadzonych sadzonek i miejsca ich posadzenia przedstawiłam w **załączniku 5**. Późnym latem 2007 roku dwa z pięciu skupień zostały skoszone w ramach prowadzonej na łąkach ochrony czynnej. Pozwoliło to na dodatkową ocenę wpływu koszenia na introdukowane osobniki brzozy niskiej.

Zmierzone właściwości wody pobranej z głębokości 50cm w miejscu reintrodukcji miały następujące wartości: pH – 7.0; EC – 408 $\mu\text{S}/\text{cm}$; Ca^{2+} 26.28 mg/l; Mg^{2+} 9.40 mg/l; Na^{+} 3.63 mg/l; K^{+} 0.28 mg/l; Fe ogólne 1.012 mg/l; NH_4^{+} 0.613 mg/l; PO_4^{3-} 0.023 mg/l; NO_3^{-} 0.049 mg/l, a więc mieściły się w granicach wskazanych na podstawie wyników badań przedstawionych w **rozdziale 2.3 i 2.4** jako optymalne dla rozwoju zarośli brzozy niskiej.

Przeżywalność brzóz posadzonych w roku 2005 po roku została opracowana przez Gizicką (2007). Średnią przeżywalność po roku określiła ona na 84.6%. We

wrzeźniu 2008 ponownie policzyłam sadzonki, które przetrwały z posadzonych w 2005. Średnia przeżywalność liczona dla wszystkich skupień po trzech latach wyniosła 68.9%, przy czym liczona tylko dla skupień, które nie były skoszone – 82.5%.



Fot. 9. Prace podczas wysadzania sadzonek brzozy niskiej na Bagnie Całowanie.

Projekty restytucji ekosystemów torfowisk wraz z reintrodukcją rzadkich gatunków roślin torfowiskowych były wcześniej prowadzone w Polsce m.in. na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim w rejonie jezior Rogóźno, Biczce, Uściwierz, Nadrybie i Ciesacin (Chmielewski i in. 1996a, 1996b). Poza budową przetamowań i piętrzeń na systemie rowów melioracyjnych, skierowano rzekę Pivonię na odcinku ok.

1 km z dotychczasowego koryta o charakterze prostego głębokiego rowu do nowowytbudowanego meandrującego i płytszego koryta. Dzięki temu zakładano podniesienie poziomu wody na przylegających terenach. Wzdłuż nowego koryta Piwonii wykarczowano i przeorano zarośla wierzbowe z łąnowo występującą pokrzywą i na ich miejsce wysiano w 1993 roku nasiona roślin charakterystyczne dla łąk wilgotnych. Dodatkowo w 1993 roku w sąsiedztwie budowli wodnych posadzono krzewy, m.in. 12 sztuk brzozy niskiej, a w 1996 kolejne 400 egzemplarzy, maskując rów opaskowy i urządzenia piętrzące. W rejonie jezior Bikcze, Uściwierz, Nadrybie i Ciesacin brzoza niska występuje bardzo licznie, zatem posadzenie jej nad Piwonią nie było reintrodukcją nastawioną na zachowanie tego gatunku, a raczej potraktowano brzozę jak wiele innych rodzimych krzewów do obsadzenia rejonu budowli wodnych. Nie zmienia to jednak faktu, że działania nad Piwonią miały charakter reintrodukcji. Autorzy podają, że rok po posadzeniu brzoza rosła i kwitła. Chmielewski i Radwan (1999), chociaż nie wspominali bezpośrednio o brzozie niskiej, podają, że 5 lat po introdukcji utrzymała się większość stanowisk monitorowanych gatunków roślin rzadkich. Jednak w roku 2005 nie udało mi się odnaleźć brzozy niskiej w miejscu, w którym ją posadzono, a obszar sprawiał wrażenie dość silnie przesuszonego.

Powyższe spostrzeżenia należałoby potraktować jako przestrożę przy działaniach podejmowanych na Bagnie Całowanie. Podstawowa rzecz, którą należy mieć na uwadze próbując zwiększyć szanse przetrwania gatunków torfowiskowych na jakimkolwiek obszarze, to zapewnienie odpowiednich warunków siedliskowych. Na Bagnie Całowanie, równocześnie z projektem reintrodukcji brzozy niskiej, zostały wybudowane zastawki piętrzące wodę na rowie sąsiadującym z terenem reintrodukcji. Nie mniej jednak, pozostaje kwestią otwartą, czy reintrodukcja zapewni długotrwałe przetrwanie odtworzonej populacji brzozy niskiej.

2.8.5. Wnioski

Dla optymalizacji strategii ochrony brzozy niskiej na skraju zasięgu geograficznego należy zapewne uwzględnić wszystkie rozważane metody ochrony, nie mniej jednak w skali regionalnej można pokusić się o wyznaczenie działań priorytetowych.

Nawet, jeśli reintrodukcja byłaby skuteczna w dłuższej perspektywie czasowej, próby reintrodukcji nie wydają się w chwili obecnej w Polsce priorytetową metodą ochrony brzozy niskiej. Występują u nas jeszcze na tyle liczne i obfite populacje brzozy niskiej, że nie zachodzi również potrzeba dbania o zachowanie każdego osobnego krzewu, czego konieczność dostrzeżono w Niemczech, otaczając niewielkie skupienie krzewów brzozy niskiej ochronną siatką. Poza tym, jak wykazałam w **rozdziale 2.7**, wydaje się, że w związku z tym, że w populacjach brzozy niskiej w Polsce większość zmienności genetycznej wynika ze zmienności wewnątrzpopulacyjnej, priorytetowe z punktu widzenia ochrony tego gatunku jest położenie większego nacisku na zachowanie dużych populacji, nawet niewielu, niż na ochronę licznych niewielkich populacji.

Warto przy tym zaznaczyć, że ochrona czynna, polegająca na zapobieganiu sukcesji, jest zabiegiem kosztownym i w pewnym sensie doraźnym, uzależniającym trwanie gatunku od kontynuacji działań konserwatorskich. Dlatego też, podsumowując, najistotniejsza dla zachowania zasobów brzozy niskiej w Polsce wydaje się kompleksowa ochrona dobrze zachowanych ekosystemów torfowiskowych, gdzie występują obfite i trwałe populacje brzozy niskiej, czyli np. takich jak te, występujące w dolinie Biebrzy, Rospudy i Żytkiejmskiej Strugi, na Bagnie Bubnów czy nad jeziorami: Jeziorko, Moszne, Karaśne.

3. Podsumowanie

Zestawione dane literaturowe oraz wyniki przeprowadzonych badań wskazują na istnienie następujących zależności i prawidłowości:

- Brzoza niska jest gatunkiem bliższym klasie *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, niż klasie *Alnetea glutinosae*, do której były najczęściej zaliczane przez autorów europejskich zbiorowiska tego gatunku.
- Występowanie brzozy niskiej, nawet z dużą ilościowością, nie jest wystarczającym argumentem do ustanowienia odrębnego zespołu. O przynależności do zespołu nie powinna decydować sama obfita obecność brzozy niskiej, ale tzw. charakterystyczna kombinacja gatunków. Zarośla (nawet zwarte) brzozy niskiej w obrębie zdegradowanych czy przesuszonych torfowisk, pozbawione w zasadzie gatunków z klasy *Scheuchzerio-Caricetea nigrae*, nie reprezentują zespołu brzozy niskiej, a najwyżej jego kadłubowe lub degeneracyjne postaci.
- Przeważająca część torfowisk z brzozą niską pod względem takich cech jak: pH, EC, stężenie jonów wapnia i magnezu wykazuje duże podobieństwo do mechowisk z rzędu *Caricetalia davallianae*.
- Optymalne do rozwoju zarośli brzozy niskiej właściwości siedliska są charakteryzowane przez następujące wartości: poziom wody – na równi z poziomem torfu lub kilka cm poniżej; pH ok. 7.0; EC ok. 300-400 $\mu\text{Sm/cm}$; Ca^{2+} ok. 10-30 mg/l; Mg^{2+} ok. 3-15 mg/l.
- Występowanie zarośli brzozy niskiej jest skorelowane z obecnością kępkowych mchów brunatnych (*Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, *Tomentypnum nitens*), będących często pierwszymi wskaźnikami oligotrofizacji powierzchni torfowiska niskiego. Gdy procesy oligotrofizacji doprowadzą do dominacji mchów torfowców, brzoza niska

powoli się wycofuje a jej zbiorowiska są z biegiem czasu zastępowane przez zbiorowiska leśne.

- Zbiorowiska brzozy niskiej z przewagą *Aulacomnium palustre*, *Helodium blandowii*, i *Tomentypnum nitens* w warstwie mszystej mogą stanowić stabilny układ, zapewniający trwałe utrzymywanie się zarośli brzozy niskiej.
- Na stanowiskach w środkowej części Polski oraz w Niemczech stężenia fosforu są wyraźnie niższe niż w północnej Polsce. Prawdopodobnie m.in. dzięki temu możliwe jest występowanie obfitych populacji brzozy niskiej na przesuszonych torfowiskach w środkowo-wschodniej Polsce, a gatunek ten jest limitowany fosforem. Istotnym czynnikiem różnicującym wartości stężenia fosforu na badanych stanowiskach może być stężenie jonów wapnia. Na stanowiskach w środkowej Polsce jest ono wyższe niż na północy.
- Wzrost i rozmnażanie generatywne brzozy niskiej są w znacznej mierze uzależnione od poziomu wody gruntowej i dostępności światła. Wydaje się, że w warunkach naturalnych torfowisk występuje ona poza swoim optimum fizjologicznym, które lokuje się w siedliskach nieco odwodnionych, jest ona z nich jednak wyparta konkurencyjnie przez inne gatunki krzewów i drzew.
- Wśród badanych osobników brzozy niskiej występują osobniki diploidalne oraz aneuploidy o niezbalansowanym garniturze chromosomów. Osobniki o niezbalansowanym garniturze chromosomów mogą być mieszańcami brzozy niskiej z innymi gatunkami brzoź.
- Nie potwierdziłam istnienia zależności między wielkością i kształtem liścia a liczbą chromosomów. Natomiast istotne znaczenie dla morfologii liści brzozy niskiej, szczególnie dla cech związanych z wielkością liścia, mają warunki siedliskowe.

- Różnica między średnią obserwowaną i oczekiwaną heterozygotycznością oraz dodatni i istotny statystycznie współczynnik inbredu sugerują, że w badanych populacjach brzozy niskiej ma miejsce utrata zmienności genetycznej.
- Największy procent zmienności genetycznej przypada na zmienność wewnątrz populacji, a populacje z północno-wschodniej i ze środkowej Polski nie różnią się istotnie pod względem genetycznym. W związku z tym priorytetowe z punktu widzenia ochrony tego gatunku jest położenie większego nacisku na zachowanie dużych populacji, nawet niewielu, niż na ochronę licznych niewielkich populacji.
- Najistotniejsza dla ochrony zasobów brzozy niskiej w Polsce wydaje się kompleksowa ochrona dobrze zachowanych ekosystemów torfowiskowych, gdzie występują obfite populacje brzozy niskiej.
- Dobrym sposobem ochrony populacji brzozy niskiej na antropogenicznie przekształconym torfowisku jest utrzymanie umiarkowanego użytkowania gospodarczego (np. koszenia).

4. Literatura

- Agnew A.D.Q., Wilson J.B., Sykes, M.T. 1993. A vegetation switch as the cause of a forest / mire ecotone in New Zealand. *J. Veg. Sci.* 4: 145-278.
- Anamthawat-Jonsson K. 2003. Preparation of chromosomes from plant leaf meristems for karyotype analysis and *in situ* hybridization. *Meth. Cell Sci.* 25: 91-95.
- Anamthawat-Jónsson K., Thórsson A. T. 2003. Natural hybridisation in birch: triploid hybrids between *Betula nana* and *B. pubescens*. *Pl. Cell Tissue Organ Cult* 75: 99–107.
- Anamthawat-Jónsson K., Tomasson T. 1990. Cytogenetics of hybrid introgression in Icelandic birch. *Hereditas* 112: 65-70.
- Anamthawat-Jónsson K., Tomasson T. 1999. High frequency of triploid birch hybrid by *Betula nana* seed parent. *Hereditas* 130: 191 -193.
- Austerlitz F., Mariette S., Machon N., Gouyon P.H., Godelle B. 2000. Effects of colonization processes on genetic diversity: differences between annual plants and tree species. *Genetics* 154: 1309-1321.
- Beijerinck W. 1976. *Zadenatlas der Nederlandsche Flora*. Backhuys & Meesters, Amsterdam, ss. 315.
- Beitz A. 2004. Vegetations- und Standortswandel im NSG Birkbuschwiesen bei Neubrandenburg. *Praca magisterska, Universität Greifswald, Greifswald, mscr.*, ss. 137.
- Berggren G. 1969. Atlas of seeds and small fruits of Northwest-European plant species. Part 2. *Cyperaceae*. Swedish Natural Science Research Council, Stockholm, ss. 107.
- Bertsch K. 1941. Früchte und Samen. Ein Bestimmungsbuch zur Pflanzenkunde der vorgeschichtlichen Zeit. Verlag Ferdinand Enke, Stuttgart, ss. 247.
- Boińska U. 1974. Zmienność liści, owoców i łusek *Betula humilis* Schrk. w północnej Polsce. *Studia Soc. Scient. Torun.*, D, 9: 1-108.
- Boińska U., Boiński M., Olszewska J. 1999. Udział ważniejszych gatunków reliktowych w szacie roślinnej torfowisk przejściowych i wysokich Borów Tucholskich. W: A. Barcikowski, M. Boiński, A. Nienartowicz (red.). Wielofunkcyjna rola lasu. Ochrona przyrody-Gospodarka-Edukacja. Materiały pokonferencyjne. Uniwersytet Mikołaja Kopernika, Toruń, s.: 41-50.

- Boiński M., Boińska U., Ceynowa-Giełdon M. 1975. Charakterystyka fitosocjologiczna rezerwatu wodno-torfowiskowego "Mętno" na obszarze Borów Tucholskich. *Acta Univ. Nic. Copernici, Biologia*, 17: 89-113.
- Browicz K., Gostyńska-Jakuszczyńska M. 1967. *Betula humilis* Schrk. Atlas rozmieszczenia drzew i krzewów w Polsce 6: 6-9. Zakład Dendrologii i Arboretum Kórnickie PAN.
- Buczek A., Buczek T. 1996. Chełmskie torfowiska węglanowe. IUCN Poland, Lublin, ss. 38.
- Cajander A.K. 1902. Über die Westgrenzen einiger Holzgewächse Nord-Russlands. *Acta Soc. Fauna Fl. Fenn.* 23: 3-16.
- Ceynowa-Giełdon M. 1988. *Trisetum sibiricum* Rupr. w Obrowie koło Tucholi (woj. bydgoskie). *Acta Univ. Nicolai Copernici, Biologia*, 24: 79-83.
- Ceynowa-Giełdon M., Rutkowski L. 1993. Flora Borów Tucholskich i jej osobliwości. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 49: 32-42.
- Chmiel J. 1986. Stanowisko brzozy niskiej w Brzozowcu pod Trzemesznem. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 6: 61-65.
- Chmiel J. 1995. Ostoje rzadkich i zagrożonych roślin naczyniowych w krajobrazie rolniczym Pojezierza Gnieźnieńskiego. W: W. Żukowski, B. Jackowiak (red.). *Ginące i zagrożone rośliny naczyniowe Pomorza Zachodniego i Wielkopolski*. Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań, s.: 127-136.
- Chmielewski T.J., Harasimiuk M., Radwan S. 1996a. Projekt renaturalizacji zespołu ekosystemów wodno-torfowiskowych na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim i jego pierwsze efekty. *Przegl. Przyr.* 7: 149-166.
- Chmielewski T.J., Harasimiuk M., Radwan S. (red.). 1996b. Renaturalizacja ekosystemów wodno-torfowiskowych na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim. Wojewoda Lubelski, Lubelska Fundacja Ochrony Środowiska Naturalnego, Uniwersytet Marii Curii-Skłodowskiej, Lublin, ss. 134.
- Chmielewski T.J., Radwan S. 1999. Renaturalizacja ekosystemów wodno-torfowiskowych na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim w 6 lat po interwencji. W: B. Zdanowski, M. Kamiński, A. Martyniak (red.). *Funkcjonowanie i ochrona ekosystemów wodnych na obszarach chronionych*. Wydawnictwo IRS, Olsztyn, s.: 41-58..
- Clausnitzer U. 2004a. *Molinio-Betuletea pubescentis* Passarge & G. Hoffmann 1968 – Wälder und Gebüsche mäßig nährstoffarmer Feuchtstandorte. W: C. Berg, J.

- Dengler, A. Abdank, M. Isermann (red.). Die Pflanzengesellschaften Mecklenburg-Vorpommerns und ihre Gefährdung. Textband. Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern. Weissdorn Verlag, Jena, s.: 422-434.
- Clausnitzer U. 2004b. *Alnetea glutinosae* Br.-Bl. & Tx. ex. Westhoff & al. 1946 – Erlen-Eschen- und Weiden-Gehölze nährstoffreicher Feucht- und Nass-Standorte außerhalb der Stromauen. W: C. Berg, J. Dengler, A. Abdank, M. Isermann (red.). Die Pflanzengesellschaften Mecklenburg-Vorpommerns und ihre Gefährdung. Textband. Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern. Weissdorn Verlag, Jena, s.: 435-448.
- Coyle B.F., Sharik T.L., Feret P.P. 1982. Variation in leaf morphology among disjunct and continuous populations of river birch (*B. nigra* L.). *Silvae Genet.* 31(4): 122-125.
- Cronk J.K., Fennessy M.S. 2001. Wetland plants: biology and ecology. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida, ss. 462.
- Czerwiński A. 1967. Niektóre rzadsze rośliny naczyniowe województwa białostockiego. Cz. I. *Fragm. Flor. Geobot.* 3: 329-335.
- Czerwiński A. 1986. Roślinność leśna torfowiska Żytkiejmska Struga. *Zesz. Nauk. Politechniki Białostockiej* 54: 7-30.
- Czerwiński A. 1991. Lasy na torfowiskach w Kotlinie Biebrzańskiej i perspektywy ich rozwoju w aspekcie produkcyjnym i ochrony środowiska. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.* 372: 335-370.
- Davy A.J., Gill J.A. 1984. Variation due to environment and heredity in birch transplanted between heat and bog. *New Phytol.* 97: 489-505.
- Dąbrowska G., Działuk A., Burnicka O., Ejankowski W., Gugnacka-Fiedor W., Goc A. 2006. Genetic diversity of postglacial relict shrub *Betula nana* revealed by RAPD analysis. *Dendrobiology* 55: 19-23.
- Dudek C. 1983. Ols brzożowy na zmeliorowanym torfowisku niskim w ZD MUZ Biebrza. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.* 255: 171-197.
- Eggler J. 1962. Eine Vegetationsaufnahme im *Betula humilis* - Bestand in Aich bei Mühlen nächst Neumarkt in Oberstreiermark. *Mitteil. Naturwiss. Ver. Steiermark* 92: 20-26.

- El Kahloun M., Gerard M., Meire P. 2005. Phosphorus and nitrogen cycling in fen vegetation along different trophic conditions in the Biebrza valley, Poland. *Ecohydrology & Hydrobiology* 5(1): 67-78.
- Endler Z., Duriasz J. 1998. Brzoza niska *Betula humilis* w rezerwacie przyrody "Zabrodzie". *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 54: 74-77.
- Falińska K. 1996. *Ekologia roślin*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 456.
- Faliński J. B. 1968. *Park Narodowy w Puszczy Białowieskiej*. PWRiL, Warszawa, ss. 504.
- Falkowski M. 2002. Brzoza niska *Betula humilis* na Wysoczyźnie Siedleckiej. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 58: 109-114.
- Fijałkowski D. 1954. Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny. Część I. *Fragm. Flor. Geobot.* 1: 81-93.
- Fijałkowski D. 1959a. Szata roślinna Jezior Łęczyńsko Włodawskich i przylegających do nich torfowisk. *Ann. UMCS, B*, 14: 131-206.
- Fijałkowski D. 1959b. Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny. Część III. *Fragm. Flor. Geobot.* 5: 11-35.
- Fijałkowski D. 1960. Stosunki geobotaniczne torfowiska "Dubeczno" k. Włodawy. *Roczn. Nauk. Roln., A.*, 80: 449-494.
- Fijałkowski D. 1967. Zmienność brzoź *Betula* L. w województwie lubelskim. *Ann. UMCS, C*, 22: 371-379.
- Fijałkowski D. 1972. *Stosunki geobotaniczne Lubelszczyzny*. Lubelskie Tow. Naukowe. Ossolineum, Wrocław-Warszawa-Kraków, ss. 285.
- Fijałkowski D. 1988. Zmiany szaty roślinnej na Lubelszczyźnie w ostatnim 20-leciu. *Ann. UMCS, C*, 43: 215-238.
- Fijałkowski D. 1991. *Zespoły roślinne Lubelszczyzny*. Wyd. UMCS, Lublin, ss. 303+28.
- Fijałkowski D., Kozak K. 1970. Torfowisko nad Jeziorem Czarnym Sosnowickim. *Ann. UMCS, C*, 25: 213-241.
- Fijałkowski D., Chojnacka-Fijałkowska E. 1982. Roślinność i zbiorowiska rezerwatu Jezioro Brzezicno. *Ann. UMCS, C*, 37: 271-290.
- Fijałkowski D., Chojnacka-Fijałkowska E. 1990. Zbiorowiska roślinne z klas *Phragmitetea*, *Molinio-Arrhenatheretea* i *Scheuchzerio-Caricetea fuscae* w makroregionie lubelskim. *Roczn. Nauk. Roln., D, Monografie*, t. 217, Wyd. Nauk Roln. i Leśnych, PWN, Warszawa, ss. 414.

- Fijałkowski D., Karczmarz K., Wólczyńska R. 1994a. Zmiany szaty roślinnej Bagna Dubeczyńskiego w okresie 35 lat (1958-1993). Ann. UMCS, C, 49: 101-118.
- Fijałkowski D., Lorens B. 1998. Rośliny borealne we florze Lubelszczyzny. Ann. UMCS, C, 53: 61-71.
- Fijałkowski D., Pękała. 1972. Osobliwości flory naczyniowej okolic Sobiboru koło Włodawy. Ann. UMCS, C, 27: 199-206.
- Fijałkowski D., Pietras T. 1990. Szata roślinna projektowanego rezerwatu Żłobek k. Włodawy. Ann. UMCS, C, 45: 149-167.
- Fijałkowski D., Urban D. 1997. Szata roślinna obiektu wodno-torfowiskowego „Uściwierzek” i jej przekształcenia. Ann. UMCS, C, 52: 119-143.
- Fijałkowski D., Wawer M., Pietras T. 1993a. Roślinność projektowanego rezerwatu Brudno na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim. Ann. UMCS, C, 48: 93-103.
- Fijałkowski D., Wawer M., Pietras T. 1993b. Roślinność projektowanego rezerwatu jezioro Orchowo na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim. Ann. UMCS, C, 48: 67-79.
- Fijałkowski D., Wawer M., Pietras T. 1994b. Roślinność rezerwatu Żółwiowe Błota koło Włodawy. Ann. UMCS, C, 49: 151-170.
- Fijałkowski D., Wawer M., Wólczyńska R. 1995. Roślinność torfowiska Podlaski w województwie chełmskim. Ann. UMCS, C, 50: 134-143.
- Fischer U. 1995. Das NSG „Peenewiesen bei Gützkow”. Zur Vegetationsentwicklung in mittleren Peene-Talmoor. Praca magisterska, Universität Greifswald, Greifswald, mscr., ss. 124.
- Fischer U. 2001. Peene-Flußtalmoor (NSG Gützkow). W: M. Succow, H. Joosten (red.). Landschaftsökologische Moorkunde. Auflage 2. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, s.: 438-443.
- Freeland J.R. 2008. Ekologia molekularna. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 354.
- Gawlik J., Dembek W. 2002. Ekosystemy torfowiskowe Polesia (rodzaje i przemiany strukturalne). Acta Agrophysica 66: 121-145.
- Gizicka A.A. 2007. Uwarunkowania siedliskowe sukcesu brzozy niskiej *Betula humilis* Schrank na Torfowisku Całowanie. Praca inżynierska, Wydział Leśny SGGW, Warszawa, mscr., ss. 73.

- Głowacki Z., Celińska E. 1990. Zarośla z *Betula humilis* Schrank w pobliżu wsi Czepielin k. Mordów (Wysoczyzna Siedlecka) i ich synekologia. Zesz. Nauk. WSRP w Siedlcach 24: 41-48.
- Goudet J. 1995. FSTAT (version 1.2): A computer program to calculate F-statistics. J. Heredity 86: 485-486.
- Grądziel T. 2000. Charakterystyka geobotaniczna powierzchni objętych badaniami entomologicznymi. W: J. Łętowski (red.). Walory przyrodnicze Chełmskiego Parku Krajobrazowego o jego najbliższych okolic. Wydawnictwo UMCS, Lublin, ss. 215.
- Gross H. 1910. Über den Formenkreis der *Betula humilis* und ihrer Bastarde. Schr. phys.- ökon. Ges. Königsberg in Pr. 51: 151-170.
- Grosse-Brauckman G. 1972. Pflanzliche Makrofossilien mitteleuropäischer Torfe. I. Gewebereste krautiger Pflanzen und ihre Merkmale. Telma 2: 19-55.
- Grosse-Brauckman G., Streitz B. 1992. Pflanzliche Makrofossilien mitteleuropäischer Torfe. III. Früchte, Samen und einige Gewebe. Telma 22: 53-102.
- Harasimiuk M., Dobrowolski R., Rodzik J. 2002. Budowa geologiczna i rzeźba terenu Poleskiego Parku Narodowego. W: S. Radwan (red.). Poleski Park Narodowy. Wydawnictwo Morpol, Lublin, s.: 29-41.
- Hennekens S., Schaminée J.H.J. 2001. TURBOVEG, a comprehensive database management system for vegetation data. J. Veg. Sci. 12: 589-591.
- Howland D., Oliver R., Davy A. 1995. Morphological and molecular variation in natural populations of *Betula*. New Phytologist 130: 117-124.
- Hultén E., Fries M. 1986. Atlas of North European vascular plants. 2 Koeltz Scientific Books, Königstein, ss. xiv + 499-968.
- Izdebska M. 1963. Rzadsze rośliny łąk górnego odcinka doliny Wieprza. Fragm. Flor. Geobot. 6: 455-462.
- Izdebska M. 1969. Zbiorowiska roślinne górnego odcinka doliny Wieprza ze szczególnym uwzględnieniem zbiorowisk łąkowych. Fragm. Flor. Geobot. 15: 283-351.
- Izdebski K. 1960. Rzadsze rośliny lasów środkowego Roztocza. Fragm. Flor. Geobot. 6: 465-479.
- Izdebski K. 1963. Rzadsze rośliny lasów Środkowego Roztocza. Cz. III. Fragm. Flor. Geobot. 9: 169-174.

- Jabłońska E., Pawlikowski P. 2004. *Betula humilis* Schrank in the Całowanie fen - distribution dynamics, habitat changes and survival chances of the species in degraded peatland. TEKA 1: 83-88.
- Jargiełło J. 1976a. Stosunki geobotaniczne i gospodarcze torfowisk Krowie Bagno i Hańsk, Część I. Zbiorowiska roślinne z klasy *Phragmitetea* i *Scheuchzerio-Caricetea fuscae*. Ann. UMCS, E, 31: 83-100.
- Jargiełło J. 1976b. Stosunki geobotaniczne i gospodarcze torfowisk Krowie Bagno i Hańsk, Część II. Zbiorowiska roślinne z klasy *Calluno-Ulicetea*, *Molinio-Juncetea*, *Arrhenatheretea*, *Plantaginetea maioris*, *Alnetea glutinosae*. Ann. UMCS, E, 31: 101-117.
- Jasiewicz A. 1965. Rośliny naczyniowe Bieszczadów Zachodnich. Monogr. Bot. 20: 1-339.
- Jasnowski M. 1952. Flora mszaków rezerwatu Czerwone Bagno. Ochr. Przyr. 20: 118-133.
- Jasnowski M. 1955. Stanowiska brzozy niskiej (*Betula humilis* Schrank) w dorzeczu Tyśmienicy na Lubelszczyźnie. Ochr. Przyr. 23: 204-212.
- Jasnowski M., Jasnowska J. Markowski S. 1965. Rośliny naczyniowe torfowisk Pomorza Szczecińskiego. Uzupełnienie I. Fragm. Flor. Geobot. 11: 13-22.
- Jeschke L., Lenschow U., Zimmermann H. 2003. Die Naturschutzgebiete in Mecklenburg-Vorpommern. Demmler Verlag, Schwerin, ss. 716.
- Jongman R.H.G., ter Braak C.J.F., van Tongeren D.F.R. (red.). 1987. Data analysis in community and landscape ecology. Pudoc, Wageningen, ss. 299.
- Joosten H., Clarke D. 2002. Wise use of mires and peatlands – Background and principles including a framework for decision-making. International Mire Conservation Group/International Peat Society, Saarijärvi, ss. 181.
- Kallio P., Niemi S., Sulkinoja M. 1983. The fennoscandian birch and its evolution in the marginal forest zone. Nordica 47: 101–110.
- Kamiński D., Kamińska A.M., Załuski T. 2000. Populacja brzozy niskiej *Betula humilis* Schrank na terenie projektowanego rezerwatu "Ostoje Koszelewskie" w Welskim Parku Krajobrazowym. Przegląd Przyr. 11: 125-131.
- Karczmarz K. 1973. Notatki florystyczne z województwa białostockiego i warszawskiego. Fragm. Flor. Geobot. 14: 379-383.
- Karczmarz K., Sokołowski A.W. 1984. Roślinność torfowiska Bobrowe Bagno na Suwalszczyźnie. Ann. UMCS, C, 39: 45-54.

- Karczmarz K., Sokołowski A.W. 1987. Roślinność rezerwatu Kozłowy Ług w Puszczy Knyszyńskiej. *Ann. UMCS, C*, 42: 1-17.
- Karczmarz K., Sokołowski A.W. 1988. Roślinność torfowiskowa rezerwatu Jezioro Obradowskie na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim. *Ann. UMCS, C*, 43: 103-117.
- Katz N.I. 1929. Zur Kenntnis der Niedermoore im Norden des Moskauer Gouvernements. *Feddes Repert., Beihefte*, 56: 1-80.
- Kawecka A. 1965. Brzoza niska *Betula humilis* Schrk. w Puszczy Knyszyńskiej. *Roczn. Dendrol.* 19: 173-175.
- Kępczyński K. 1956. Nowe stanowiska *Betula humilis* Schrank koło miejscowości Skepe w pow. lipnowskim. *Zesz. Nauk. UMK, Biologia*, 1:149-161.
- Kępczyński K. 1960. Zespoły roślinne jezior Skepskich i otaczających je łąk. *Stud. Soc. Scient. Turun., D, Suppl.* 6: 1-244.
- Kępczyński K., Załuski T., 1988. Udział *Betula humilis* Schrank w różnych zbiorowiskach roślinnych na Pojezierzu Dobrzyńskim. *Acta Univ. Nicolai Copernici, Biologia*, 34: 3-23.
- Klug W. S., Cummings M. R., Spencer C. A. 2006. *Concepts of Genetics*. Pearson Education, Pearson Prentice Hall, Upper Saddle River, ss. 677.
- Kobendza R. 1934. Brzoza niska (*Betula humilis* Schrank) w rezerwacie Puszczy Białowieskiej. *Ochr. Przyr.* 14: 76-78.
- Kobendza R. 1951. Brzoza niska (*Betula humilis* Schrank) na torfowisku Pulwy pod Wyszkowem. *Rocz. Sekc. Dendr PTB.* 7: 201.
- Koerselman W., Verhoeven J.T.A. 1995. Eutrophication of Fen Ecosystems: External and Internal Nutrient Sources and Restoration Strategies. W: B.D. Wheeler, S.C. Shaw, W.J. Fojt, R.A. Robertson (red.). *Restoration of Temperate Wetlands*. John Wiley & Sons, New York, s.: 91-112.
- Kołos A. 2004. Współczesna roślinność i flora rezerwatów przyrody Bagno Wizna I i Bagno Wizna II jako efekt długotrwałego odwodnienia torfowisk w dolinie środkowej Narwi. *Parki Nar. Rez. Przyr.* 23: 61-91.
- Kondracki J. 2001. *Geografia regionalna Polski*. Wyd. 2. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 441.
- Kotowski W. 2002. Fen communities: Ecological mechanisms and conservation strategies. Praca doktorska, University of Groningen, Van Denderen, Groningen, ss. 184.

- Kotowski W., van Andel J., van Diggelen R., Hogendorf J. 2001. Responses of fen plant species to groundwater level and light intensity. *Plant Ecology* 155: 147-156.
- Kotowski W., van Diggelen R. 2004. Light as an environmental filter in fen vegetation. *J. Veg. Sci.* 15: 583-594.
- Kozak K. 1968. Zbiorowiska roślinne torfowisk przejściowych i wysokich oraz ich powiązania z lasami nadleśnictwa Parczew. *Ann. UMCS, C*, 23: 217-237.
- Krajewski T. 1979. O ochronę torfowiska Dubeczno w województwie chełmskim. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 35: 38-41.
- Kruszelnicki J. 2000. Przyroda Mazurskiego Parku Krajobrazowego. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 59: 71-87.
- Kulczyński S. 1940. Torfowiska Polesia. 2. Gebethner i Wolf, Warszawa-Zakopane, ss. 777.
- Kulesza W. 1927. Wykaz drzew i krzewów godnych ochrony w Poznańskim i na Pomorzu. *Ochr. Przyr.* 7: 9-45.
- Kulju K.K.M, Pekkinen M., Varvio S. 2004. Twenty-three microsatellite primer pairs for *Betula pendula* (Betulaceae). *Molec. Ecol. Notes* 4: 471-473.
- Lapshina E. D. 2006. Die Vegetation der Moore in der Obaue im Süden der Waldzone Westsibiriens. *Phytocoenologia* 36: 421-463.
- Larcher W. 2003. *Physiological plant ecology: ecophysiology and stress physiology of functional groups*. Springer, Berlin, ss. 513.
- Lenssen J.P.M., Menting F.B.J., van der Putten W.H. 2003. Plant responses to simultaneous stress of waterlogging and shade: amplified or hierarchical effects? *New Phytologist* 157: 281-290.
- Lorenc K. 1965. Über das Vorkommen einer Birkengesellschaft auf dem Torfmoor „Czerwone Bagno“ (NO-Polen). *Materiały Zakładu Fitosocjologii Stosowanej UW* 6: 109-112.
- Ludera F. 1932. Roślinność torfowiska nad jeziorem Białem w Augustowskim. *Ochr. Przyr.* 12 :149-150.
- Łachacz A. 1996. Obszary cenne przyrodniczo na Pojezierzu Mazurskim i ich ochrona. *Zesz. Probl. Post. Nauk. Rol.* 431:79-99.
- Łachacz A., Olesiński L. 2000. Flora i roślinność torfowiska Jezioro na Pojezierzu Mazurskim. *Fragm. Flor. Geobot.* 7: 129-143.

- Łachacz A., Pisarek W. 2002. Rzadsze gatunki roślin naczyniowych i mchów Nietlickiego Bagna na Pojezierzu Mazurskim. *Acta Bot. Warmiae et Masuriae* 2: 53-61.
- Łuczycka-Popiel A. 1993. O potrzebie ochrony Uroczyska Jezioro koło Dorohuczcy w województwie lubelskim. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 49: 78-81.
- Łuczycka-Popiel A., Urban D. 1993. Szata roślinna projektowanego rezerwatu Wielosił w województwie lubelskim. *Ann. UMCS, C*, 48: 137-158.
- Łuczycka-Popiel A., Urban D. 1995a. Roślinność projektowanego rezerwatu Bilsko w Obniżeniu Dorohuskim na Lubelszczyźnie. *Ann. UMCS, C*, 50: 243-266.
- Łuczycka-Popiel A., Urban D. 1995b. Zbiorowiska roślinne Uroczyska Jezioro koło Dorohuczcy na Polesiu Lubelskim. *Ann. UMCS, C*, 50: 113-132.
- Matuszkiewicz W. 2001. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. *Vademecum Geobotanikum 3*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 537.
- Mayr E. 1974. *Populacje, gatunki i ewolucja*. Wiedza Powszechna, Warszawa, ss. 592.
- Mejnartowicz L. 1979. Genetyka. W: S. Białobok (red.). *Brzozy. Nasze drzewa leśne 7*. Polska Akademia Nauk, Instytut Dendrologii, Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa-Poznań, s.: 219-264.
- Michaelis D. 2001. Schlüssel zur Bestimmung von Braunmoosen aus Torfen anhand einzelner Blättchen. *Telma* 31: 79-104.
- Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H., Zając A., Zając M. 2002. Flowering plants and pteridophytes of Poland. A checklist. *Krytyczna lista roślin naczyniowych Polski. Biodiversity of Poland 1*. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Science, Kraków, ss. 442.
- Molina-Freaner F., Delgado P., Pineiro D., Perez-Nasser N., Alvarez-Buylla E. 2001. Do rare pine need different conservation strategies? Evidence from three Mexican species. *Can. J. Bot.* 79: 131-138.
- Moraczewski I. R. 2005. Digishape – program do automatycznej morfometrii. *Cortex Nova*, Bydgoszcz.
- Mucina L. 1997. Conspectus of classes of European vegetation. *Folia Geobot. Phytotax.* 32: 117-172.
- Natho G. 1959. Variationsbreite und Bastardbildung bei mitteleuropäischen Birkensippen. *Feddes Repert.* 61: 211-273.

- Nilsson Ö., Hjelmquist, H. 1967. Studies in the nutlet structure of south Scandinavian species of *Carex*. Botanica Notiser 120: 460-485.
- Nowak K. A. 1964. Roślinność torfowiska Całowanie. Flora i roślinność zarośli i lasów. Praca magisterska, Wydział Biologii UW, Warszawa, mscr., ss. 219 + 16.
- Nowicka-Falkowska K. 2002. Flora naczyniowa jeziora Karaśne w Poleskim Parku Narodowym. Acta Agrophysica 68: 159-167.
- Oberdorfer E. 1957. Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Pflanzensoziologie 10: 1-564.
- Oberdorfer E. 1964. Das Strauchbirken-Moor (*Betulo-Salicetum repentis*) in Osteuropa und im Alpenvorland – zur Soziologie der *Betula humilis* Schrank. Beitr. Phytol. 30: 1-21.
- Oberdorfer E. 1965. Zur Soziologie der *Betula humilis* und *Betula pubescens*. Materiały Zakładu Fitosocjologii Stosowanej UW 6: 43-52.
- Oberdorfer E. 1992. Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Teil IV. Wälder und Gebüsche. Gustav Fischer Verlag, Jena-Stuttgart-New York.
- Ochyra R. 1988. Atlas rozmieszczenia roślin zarodnikowych w Polsce: Seria V. Mchy (Musci). Zesz. 3. ss. 60 + 11k.
- Ochyra R., Żarnowiec J., Bednarek-Ochyra H. 2003. Census catalogue of Polish mosses. Katalog mchów Polski. W: Z. Mirek (red.), Biodiversity of Poland. 3. Instytut Botaniki im. W. Szafera, Polska Akademia Nauk, Kraków, ss. 372.
- Olkowski M., Olesiński L. 1963. Nowe stanowiska *Betula humilis* Schrank na Pojezierzu Mazurskim. Fragm Flor. Geobot. 9: 31-33.
- Ołtuszewski W., Filipek M. 1956. Nowe stanowisko brzozy niskiej (*Betula humilis*) koło Nasutowa pod Lublinem. Chrońmy Przyr. Ojcz. 12: 35-37.
- Oświt J. 1973. Warunki rozwoju torfowisk w dolinie dolnej Biebrzy na tle stosunków wodnych. Roczn. Nauk. Roln., D, 143: 1-80.
- Oświt J. 1991. Łąkowe zbiorowiska roślinne Bagien Biebrzańskich na tle warunków siedliskowych. Zeszyty Probl. Postępów Nauk Roln. 372: 297-333.
- Pacowski R. 1970. Badania florystyczno-ekologiczne zbiorowisk roślinnych na zmeliorowanym obiekcie Kuwasy. Bibl. Wiad. IMUZ 33: 267-304.
- Pacyniak C., Przybylski T. 1959. Brzoza niska (*Betula humilis* Schrk.) pod Koninem. Przyr. Polski Zach. 3: 279-281.
- Paczoski J. 1930. Lasy Białowieży. Monogr. Nauk. PROP 1: 1-575.

- Palme A.E., Su Q., Palsson S., Lascoux M. 2004. Extensive sharing of chloroplast haplotypes among European birches indicates hybridization among *Betula pendula*, *B. pubescens* and *B. nana*. *Molec. Ecol.* 13: 167–178.
- Palme A.E., Su Q., Rautenberg A., Manni F., Lascoux M. 2003. Postglacial recolonization and cpDNA variation of silver birch, *Betula pendula*. *Molec. Ecol.* 12: 201-212.
- Pałczyński A. 1963. O ochronę storczyka miodokwiatu krzyżowego i innych roślin w kompleksie torfowiskowym „Bagno Wizna“. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 6: 7-14.
- Pałczyński A. 1975. Bagna Jaćwieskie. Pradolina Biebrzy. *Roczn. Nauk. Roln., D*, 145:1-232.
- Pałczyński A. 1983. Fitocenozy i flora torfowisk basenu środkowego Biebrzy i ich walory przyrodnicze. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.* 255: 225-241.
- Panfil J. 1975. O utworzenie rezerwatu torfowiskowego "Jabłonki" w województwie olsztyńskim. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 31: 49-51.
- Paszewski A., Fijałkowski D. 1970 Badania botaniczne rezerwatu Durne Bagno koło Włodawy. *Ann. UMCS, C*, 25: 171-196.
- Pawlikowski P. 2008. Syntaksonomiczne i siedliskowe zróżnicowanie roślinności mechowisk i minerotroficznych mszarów w polskiej części Pojezierza Litewskiego. Praca doktorska, Wydział Biologii UW, Warszawa, mscr., ss. 246.
- Pawłowski B. 1932. Brzoza niska (*Betula humilis* Ehrh.) w puszczy Niepołomickiej. *Ochr. Przyr.* 12:170.
- Perfilev I.A. 1935. *Betula humilis* Schrk. w europejskiej chasti SSSR. *Bot. Zhurn.* 20(6): 617-645.
- Piernik A. 2007. Zastosowanie metod numerycznych w ekologii. Materiały do kursu. Uniwersytet Mikołaja Kopernika, Toruń, ss. 111.
- Piotrowska H. 1966. Rośliny naczyniowe wysp Wolina i południowo-wschodniego Uznamu. *PZPN, Prace Kom. Biol.*, 30: 1-283.
- Podbielkowski Z. 1960. O ochronę stanowiska brzozy niskiej i gnidosza królewskiego na torfowisku "Całowanie" koło Warszawy. *Chrońmy Przyr. Ojcz.* 16: 53-55.
- Polakowski B. 1962. Ochrona ginących gatunków torfowiskowych na Pomorzu Wschodnim. *Ochr. Przyr.* 28: 137-157.
- Polakowski B. 1963. Zabytkowa szata roślinna torfowiska "Sołtysek" na Pojezierzu Mazurskim na tle warunków ekologicznych. *Ochr. Przyr.* 29: 331-352.

- Pott R. 1992. Die Pflanzengesellschaften Deutschlands. Verlag Eugen Ulmer Stuttgart, Stuttgart, ss. 427.
- Preuss H. 1908. *Betula humilis* Schrank in Westpreußen. Bericht Westpreuss. Bot.-Zool. Ver. 30: 51-53.
- R Development Core Team. 2008. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, <http://www.R-project.org>.
- Raymond M., Rousset F. 1995. GENEPOP Version 1.2: population genetics software for exact tests and ecumenicism. J. Heredity, 86: 248-249.
- Rąkowski G., Walczak M., Smogorzewska M. 2006. Rezerваты przyrody w Polsce Środkowej. Instytut Ochrony Środowiska, Warszawa, ss. 528.
- Rąkowski G., Wójcik J., Walczak M., Smogorzewska M., Brodowska M. 2005. Rezerваты przyrody w Polsce Północnej. Instytut Ochrony Środowiska, Warszawa, ss. 512.
- Rhymer J.M., Simberloff D. 1996. Extinction by hybridization and introgression. Ann. Rev. Ecol. Syst. 27: 83-109.
- Schep S., Zeefat R., van Zuidam J. 2003. The relationship between site conditions, nutrient availability and vegetation in West-Siberian mires. A reference for Western-European mires. Praca magisterska, Faculty of Geography, Utrecht University, Utrecht, mscr., ss. 105.
- Schneider S., Roessli D., Excoffier L. 2000. ARLEQUIN, Version 2.0. A Software Package for Genetic Analysis. University of Geneva, Geneva.
- Sienkiewicz-Paderewska D. 2007. Nowe stanowisko brzozy niskiej *Betula humilis* Schrank na Nizinie Południowopodlaskiej. Chrońmy Przyr. Ojcz. 63: 106-109.
- Sinicówna Z. 1936. Zespoły roślinne torfowisk nad Nieświeżem. Prace Tow. Przyj. Nauk w Wilnie, Wydz. Mat. - Przyr., 10: 1-58.
- Smith A.J.E. 1980. The Moss Flora of Britain and Ireland. Cambridge University Press, Cambridge, ss. 706.
- Sokołowski A.W. 1980. Zbiorowiska leśne północno-wschodniej Polski. Monogr. Bot. 60: 1-205.
- Sokołowski A.W. 1981. Flora roślin naczyniowych Białowieskiego Parku Narodowego. Fragm. Flor. Geobot. 27: 51-131.
- Sokołowski A.W. 1988a. Flora roślin naczyniowych rezerwatu Rospuda w Puszczy Augustowskiej. Parki Nar. Rez. Przyr. 9: 33-34.

- Sokołowski A.W. 1988b. Flora Wigierskiego Parku Narodowego. Parki Nar. Rez. Przyr. 9: 5-85.
- Sokołowski A.W. 1995a. Flora roślin naczyniowych Puszczy Białowieskiej. Białowieski Park Narodowy, Białowieża, ss. 58
- Sokołowski A.W. 1995b. Rośliny naczyniowe Puszczy Knyszyńskiej. Parki. Nar. Rez. Przyr. 14: 3-84.
- Sokołowski A.W. 1996. Zbiorowiska roślinne projektowanego rezerwatu Rospuda w Puszczy Augustowskiej. Ochr. Przyr. 53: 87-130.
- Staszkiwicz J., Białobrzaska M., Truchanowicz J., Wójcicki J.J. 1991a. Variability of *Betula humilis* (*Betulaceae*) in Poland. 1. Variability of the leaves. Fragm. Flor. Geobot. 36: 347-373.
- Staszkiwicz J., Białobrzaska M., Truchanowicz J., Wójcicki J.J. 1991b. Variability of *Betula humilis* (*Betulaceae*) in Poland. 2. Variability of the generative organs. Fragm. Flor. Geobot. 36: 375-401.
- Staszkiwicz J., Białobrzaska M., Truchanowicz J., Wójcicki J.J. 1993a. Variability of *Betula humilis* (*Betulaceae*) in Poland. 3. Taxonomic problems. Fragm. Flor. Geobot. 38: 51-59.
- Staszkiwicz J., Białobrzaska M., Truchanowicz J., Wójcicki J.J. 1993b. Variability of *Betula humilis* (*Betulaceae*) in Poland. 4. Hybrid and introgressive forms. Fragm. Flor. Geobot. 38: 475-488.
- Steffen H. 1922. Zur weiteren Kenntnis der Quellmoore des Preussischen Landrückens mit hauptsächlichlicher Berücksichtigung ihrer Vegetation. Bot. Arch. 1: 275-313.
- Steffen H. 1931. Vegetationskunde von Ospreussen. Verlag von Gustav Fischer, Jena, ss. 406.
- Succow M. 1974. Vorschlag einer systematischen Neugliederung der mineralbodenwasserbeeinflussten wachsenden Moorvegetation Mitteleuropas unter Ausklammerung des Gebirgsraumes. Feddes Repert. 85: 57-113.
- Succow M., Runze K. 2001. Revitalisierung de Flußtalmooren. W: M. Succow, H. Joosten (red.). Landschaftsökologische Moorkunde. Auflage 2. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, s.: 504-509.
- Sugier P., Popiołek Z. 1995. Roślinność wodna i przybrzeżna jezior Poleskiego Parku Narodowego na tle warunków siedliskowych. Jezioro Karaśne. Ann. UMCS, C, 50: 55-69.

- Sugier P., Popiołek Z. 1998. Roślinność wodna i przybrzeżna jeziora Moszne w Poleskim Parku Narodowym. *Ann. UMCS, C*, 53: 185-200.
- Symonides E. 2007. Ochrona przyrody. Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego, Warszawa, ss. 767.
- Szańkowski M. 1991. Zbiorowiska brzozy niskiej (*Betula humilis* Schrank) w Białowieskim Parku Narodowym i ich przyszłość w środowisku uwolnionym spod presji antropogenicznej. *Phytocoenosis* 3: 69-88.
- Szulczewski J.W. 1951. Wykaz roślin naczyniowych w Wielkopolsce dotąd stwierdzonych. *PTPN Wydz. Mat.-Przyr., Prace Kom. Biol.*, 12: 1-128.
- Szweykowski J. 2006. An annotated checklist of Polish liverworts and hornworts. Krytyczna lista wątrobowców i glewików Polski. *Biodiversity of Poland* 4. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Science, Kraków, ss. 114.
- Tanneberger F., Hahne W. 2003. Landscape Ecology and Palaeoecology of Ob Valley Mires near Tomsk / Western Siberia. Praca magisterska, Universität Greifswald, Greifswald, mscr., ss. 95.
- Ter Braak C.J.F., Šmilauer P. 1998. CANOCO reference manual and user's guide to Canoco for Windows, Software for canonical community ordination (version 4.). Center for Biometry Wageningen (Wageningen, NL) and Microcomputer Power (Ithaca, NY, U.S.A.).
- Thórsson A.T., Pálsson S., Sigurgeirsson A., Anamthawat-Jónsson K. 2007. Morphological variation among *Betula nana* (diploid), *B. pubescens* (tetraploid) and their triploid hybrids in Iceland. *Ann. Bot.* 99: 1183–1193.
- Thórsson A.T., Salmela E., Anamthawat-Jónsson K. 2001. Morphological, cytogenetic, and molecular evidence for introgressive hybridization in birch. *J. Heredity* 92: 404-408.
- Tichý L. 2002. JUICE, software for vegetation classification. *J. Veg. Sci.* 13: 451-453.
- Tobolski K. 2000. Przewodnik do oznaczania torfów i osadów jeziornych. *Vademecum Geobotanikum* 2. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, ss. 508.
- Truong C., Palme A.E., Felber F., Naciri-Graven Y. 2005. Isolation and characterization of microsatellite markers in the tetraploid birch, *Betula pubescens* ssp. *tortuosa*. *Molec. Ecol. Notes* 5: 96-98.
- Vassiljev V. N. 1965. O berezach sekcji *Fruticosae* (Regel). *V. Vassil. Bot. Žurn.* 50: 1731-1733.

- Wawer M., Urban D. 1999. Charakterystyka szaty roślinnej. W: W. Wojciechowska (red.). Ekosystemy wodne i lądowe Sobiborskiego Parku Krajobrazowego i ich ochrona. Redakcja Wydawnictw KUL, Lublin, ss. 135.
- Weir B.S., Cockerham C.C. 1984. Estimating *F*-Statistics for the analysis of population structure. *Evolution* 38: 1358–1370.
- Wheeler B.D., Proctor C.F. 2000. Ecological gradients, subdivisions and terminology of north-west European mires. *J. Ecol.* 88: 187-203.
- Wheeler B.D., Shaw S.C. 1991. Above-ground crop mass and species richness of the principal types of herbaceous rich-fen vegetation of lowland England and Wales. *J. Ecol.* 79: 285-302.
- Wheeler B.D., Shaw S.C. 1995. Plants as hydrologists? An assessment of the value of plants as indicators of water conditions in fens. W: R.M.J. Hughes, S.L. Heathwaite (red.). *Hydrology and Hydrochemistry of British Wetlands*. John Wiley & Sons, New York. s.: 63-82.
- Wodziczko A. 1923. Sprawozdanie z wycieczki po Pomorzu odbytej w celach ochrony przyrody. *Ochr. Przyr.* 3: 61-70.
- Wodziczko A. 1925. Stanowiska brzozy niskiej (*Betula humilis*) w Wielkopolsce i ich ochrona. *Ochr. Przyr.* 5: 50-55.
- Wodziczko A. 1926. Ochrona pierwotnej szaty roślinnej na Pomorzu. *Ochr. Przyr.* 6: 35-49.
- Zajac A., Zajac M. (red.) 2001. Atlas rozmieszczenia roślin naczyniowych w Polsce. Pracownia Chorologii Komputerowej Instytutu Botaniki UJ, Kraków, ss. 715.
- Zaluski T. 1998. Nowe stanowisko *Betula humilis* Schrank w Polsce Środkowej. *Acta Univ. Nicolai Copernici, Biologia*, 50: 243-248.
- Zaluski T., Pisarek W., Kucharczyk M, Kamińska A.M. 2001. *Betula humilis* Schrank. Brzoza niska. W: R. Kaźmierczakowa, K. Zarzycki (red.). *Polska Czerwona Księga Roślin*. W. Szafer Institute of Botany, Institute of Nature Conservation, Polish Academy of Sciences, Kraków, s.: 79-81.
- Zych M., Werblan-Jakubiec H. 2005. Nowe stanowisko *Betula humilis* (*Betulaceae*) na północno-wschodnim Mazowszu. *Fragm. Flor. Geobot. Polonica* 12: 171-173.
- Żukowski W. 1961. Z rezerwatów województwa koszalińskiego. *Przyr. Polski Zachodn.* 5: 181-182.

5. Załączniki

Załącznik 1. Zestawienie zezwoleń na wstęp na teren parków narodowych i rezerwatów przyrody

Data	Organ wydający zezwolenie	Numer zezwolenia	Obszar objęty zezwoleniem
2003	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Olsztynie	ŚR/III/6636/67/03	Rezerwat „Żytkiejmska Struga”
10.02.2004	Dyrektor Biebrzańskiego Parku Narodowego	6/2004	O.O. Grzędy, Kopytkowo, Tajno i Trzyrzeczki, obszar ochrony ścisłej „Czerwone Bagno”
15.03.2004	Dyrektor Poleskiego Parku Narodowego	12/2004	Poleski Park Narodowy
16.04.2004	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Białymstoku	ŚR.II.66301/32/04	Rezerваты: „Bagno Wizna I”, „Bagno Wizna II”, „Bahno w Borkach”, „Gorbacz”, „Kozłowy Ług”, „Stare Biele”
23.04.2004	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Bydgoszczy	WSiR.II.6630-43/04	Rezerwat „Torfowisko Mieleńskie”
11.05.2004	Dyrektor Białowieskiego Parku Narodowego	222/P/2004	Obszar Ochrony Ścisłej Białowieskiego Parku Narodowego na Zach. od Masiewskiego
24.05.2004	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Lublinie	ŚiR.IV.66301/38/04	Rezerваты: „Bagno Serebryskie”, „Brudzieniec”, „Brzeźno”, „Jezioro Brzeziczno”, „Jezioro Obradowskie”, „Jezioro Orchowo”, „Jezioro Świerszczów”, „Obary”, „Roskosz”, „Torfowisko przy jeziorze Czarnym”, „Trzy Jeziora”, „Wieprzec”, „Żółwiowe Błota”
25.05.2004	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Olsztynie	ŚR/III/6636/32/04	Rezerваты: „Cieletnik”, „Jezioro koło Drozdowa”, „Sołtysek”, „Zabrodzie”
08.03.2005	Dyrektor Poleskiego Parku Narodowego	9/2005	Poleski Park Narodowy
08.03.2005	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Bydgoszczy	WsiR.II-JO/6630/31/05	Rezerwat „Torfowisko Mieleńskie”

14.03.2005	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Lublinie	ŚiR.IV.66301/27 /05	Rezerwaty: „Brudzieniec”, „Jezioro Obradowskie”, „Jezioro Orchowo”, „Jezioro Świerszczów”, „Torfowisko przy jeziorze Czarnym”, „Trzy Jeziora”
14.04.2005	Staatliches Amt für Umwelt und Natur Neubrandenburg	StAUN NB 5321.4	Rezerwaty: „Birkbuschwiesen”, „Landgrabenwiesen bei Werder”, „Beseritzer Torfwiesen”
24.05.2005	Staatliches Amt für Umwelt und Natur Ueckermünde	5321.4.73.103.2 51.1/05-210d	Rezerwaty: „Peenewiesen bei Gützkow”, „Unteres Peenetal”, „Peenetal westlich des Gützkower Fährdammes”
30.05.2005	Staatliches Amt für Umwelt und Natur Stralsund	5321.4.129/1041 3/05	Rezerwaty: „Grenztalmoor”, „Torfstichgelände bei Carlewitz”, „Unteres Recknitztal”
30.05.2005	Staatliches Amt für Umwelt und Natur Neubrandenburg	StAUN NB 5321.4	Rezerwat „Schwingetal und Peenewiesen bei Trantow”
21.02.2006	Dyrektor Poleskiego Parku Narodowego	09/2006	Poleski Park Narodowy
12.04.2006	Dyrektor Biebrzańskiego Parku Narodowego	12/2006	O.O. Trzyrzeczki
25.04.2006	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Gdańsku	ŚR/Ś.VII.DS/66 30-2-50/06	Rezerwat „Jezioro Mętne”
27.04.2006	Wojewódzki Konserwator Przyrody w Bydgoszczy	WSiR.II- JO/6630/61/06	Rezerwat „Łąki Ślesieńskie”
15.09.2003	Główny Inspektorat Ochrony Środowiska, Departament Monitoringu	DM/5111- 03/04/2003/DW	Informacje na temat populacji brzozy niskiej objętych monitoringiem: Mikołajki, rezerwat „Sołtysek”, jezioro Moszne w PPN, „Błoto” w Puszczy Niepołomickiej

Zał. 2. Zestawienie wszystkich analizowanych zdjęć fitosocjologicznych własnych (ustawionych jak w tabeli 3A)

Załącznik 3. Zestawienie nagłówków wszystkich wykonanych zdjęć fitosocjologicznych

lp.	relevé	data	pow. (m ²)	w-wa a (%)	w-wa b (%)	w-wa c (%)	w-wa d (%)	pH	EC	Ca ²⁺ [mg/l]	Mg ²⁺ [mg/l]	N _{NH4+} [mg/l]	P _{PO43-} [mg/l]	szerokość geograficzna	długość geograficzna	poziom wody [cm]	stanowisko
1	1	20040603	50	0	75	65	90	7.5	312	12.91	8.98	0.9	0.16	53 43' 56,8"	23 22' 00,4"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
2	2	20040606	50	0	80	70	50	6.9	627	45.84	18.08	0.1	0.14	53 08' 18,8"	22 23' 24,6"	0 - -5	Bagno Wizna
3	3	20040606	25	0	35	70	45	6.9	474	32.8	13.22	1.5	0.33	53 08' 16,6"	22 23' 24,9"	0 - -5	Bagno Wizna
4	4	20040606	25	0	0	90	30	6.8	421	27.31	10.9	1.4	0.33	53 08' 16,1"	22 23' 23,9"	0 - -5	Bagno Wizna
5	5	20040607	50	0	90	80	90	7.2	363	12.91	10.3	0.3	0.23	53 43' 56,6"	23 21' 56,9"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
6	6	20040607	50	0	90	60	95	7.3	219	5.22	5.25	0.5	0.3	-	-	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
7	7	20040607	50	0	85	70	50	7.4	440	24.57	15.3	0.3	0.23	53 43' 56,4"	23 21' 55,6"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
8	8	20040607	50	65	30	45	40	6.9	353	12.22	10.8	0.5	0.27	53 43' 56,2"	23 21' 59,0"	5 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
9	9	20040607	50	0	0	75	95	7.1	227	10.85	6.85	0.1	0.28	53 43' 56,0"	23 22' 01,9"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
10	10	20040607	50	0	0	80	95	7.0	345	9.8	5.22	0	0.29	53 43' 55,0"	23 22' 02,0"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
11	11	20040608	50	0	30	90	75	7.7	530	43.09	6.8	0.1	0.09	53 35' 08,1"	23 50' 33,9"	5 - -5	Biebrza k./ Grzęd
12	12	20040608	50	0	30	90	70	7.2	511	42.41	6.82	0	0.07	53 35' 02,5"	23 50' 27,9"	5 - -5	Biebrza k./ Grzęd
13	13	20040608	50	0	0	90	70	7.5	463	40.35	6.1	0.1	0.12	53 35' 00,3"	23 50' 25,9"	5 - -5	Biebrza k./ Grzęd
14	14	20040608	50	0	70	60	50	7.0	310	26.63	5.1	0.5	0.2	53 34' 56,6"	22 50' 22,9"	0 - -5	Biebrza k./ Grzęd
15	15	20040608	50	0	0	90	80	7.4	295	24.57	5.05	0.2	0.21	53 34' 55,8"	22 50' 24,3"	0 - -5	Biebrza k./ Grzęd
16	16	20040608	50	0	0	90	80	7.3	606	49.96	8.8	0	0.1	53 34' 53,6"	22 50' 32,6"	5 - -5	Biebrza k./ Grzęd
17	17	20040608	50	0	0	80	40	7.1	509	45.84	8.18	0	0.11	53 34' 53,6"	22 50' 35,8"	0 - -5	Biebrza k./ Grzęd
18	18	20040609	100	50	25	45	50	7.3	610	41.72	20.46	0.3	0.05	53 43' 58,5"	23 22' 10,0"	5 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
19	19	20040609	100	70	40	60	50	7.1	436	17.02	15.3	0.4	0.09	53 43' 56,7"	23 22' 08,9"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
20	20	20040609	50	0	85	40	60	7.3	259	8.27	7.85	0.2	0.3	-	-	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
21	21	20040609	100	50	45	60	45	7.1	264	15.65	9.65	1	0.27	53 43' 51,5"	23 22' 06,4"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
22	22	20040609	25	0	0	80	60	7.0	167	14.28	5.35	0	0.03	53 43' 14,7"	23 21' 17,7"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
23	23	20040609	50	0	0	80	95	6.9	137	8.27	4.45	0	0.03	53 43' 13,6"	23 21' 10,2"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
24	24	20040610	50	0	40	65	95	6.7	217	10.85	7.58	0	5	53 43' 16,6"	23 21' 04,3"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa

25	25	20040610	50	0	0	60	95	6.9	260	14.28	10.68	0	4.33	53 43' 15,3"	23 21' 00,1"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
26	26	20040610	100	40	45	60	85	6.7	152	10.85	4.6	0.1	0.05	53 43' 07,0"	23 20' 52,7"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
27	27	20040610	50	0	40	65	90	6.8	163	10.85	5.22	0.1	0.05	-	-	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
28	28	20040610	100	40	40	70	85	6.8	136	11.02	5.02	0.1	0.07	53 43' 06,5"	23 20' 54,7"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
29	29	20040610	50	0	70	80	75	6.8	156	10.16	5.22	0.2	0.07	53 43' 06,6"	23 20' 50,1"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
30	30	20040610	100	80	30	80	65	6.7	252	16.34	9.8	0.2	0.33	53 43' 08,0"	23 20' 52,7"	0 - -5	Biebrza k./ Szuszałewa
31	31	20040624	50	0	80	35	90	6.7	86	4.92	3.55	0	0.04	-	-	5 - -5	Magdzie Bagno
32	32	20040624	50	0	0	80	70	7.1	161	11.53	4.3	0.2	0.03	-	-	20 - -5	Magdzie Bagno
33	33	20040624	50	0	55	60	95	6.1	59	7.05	2.85	0	0.24	-	-	5 - -5	Magdzie Bagno
34	34	20040624	100	70	10	60	75	7.0	208	17.71	6.6	0.3	0.05	-	-	10 - -5	Magdzie Bagno
35	35	20040624	50	0	50	95	75	7.2	235	19.77	7.95	0.2	0.03	-	-	10 - -5	Magdzie Bagno
36	36	20040624	50	0	0	60	95	6.8	146	12.22	4.72	0	0.03	-	-	0 - -5	Magdzie Bagno
37	37	20040624	50	0	85	60	70	6.9	243	21.14	7.32	0.1	0.04	-	-	10 - -5	Magdzie Bagno
38	38	20040625	25	0	0	85	95	7.4	399	36.23	10.9	0.1	0.11	53 54' 01,1"	23 18' 40,9"	0 - -5	Torfowisko Borsuki
39	39	20040625	25	0	0	85	95	7.2	278	30.06	4.12	0	0.05	53 54' 02,4"	23 18' 37,6"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
40	40	20040625	50	0	80	65	85	7.2	259	27.31	4.95	0	0.05	53 54' 01,6"	23 18' 36,0"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
41	41	20040625	50	0	55	70	90	7.5	297	31.43	5.88	0.1	0.03	53 54' 01,7"	23 18' 35,8"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
42	42	20040625	50	0	40	85	90	7.6	328	21.14	5.85	0	0.03	53 54' 01,1"	23 18' 37,5"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
43	43	20040625	50	0	80	45	85	7.5	314	31.43	5.22	0.1	0.11	53 54' 00,1"	23 18' 36,5"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
44	44	20040625	100	50	70	70	60	7.5	382	36.92	6.6	0	0.04	53 54' 00,6"	23 18' 33,6"	10 - -5	Torfowisko Borsuki
45	45	20040625	50	0	0	85	95	7.5	294	30.06	4.8	0	0.04	53 53' 58,9"	23 18' 31,8"	5 - -5	Torfowisko Borsuki
46	46	20040626	50	0	40	85	65	7.3	237	25.94	3.5	0.2	0.03	54 02' 51,1"	23 02' 35,4"	5 - -5	Czarna Hańcza
47	47	20040626	50	40	60	60	90	7.2	237	25.94	3.62	0.1	0.04	-	-	5 - -5	Czarna Hańcza
48	48	20040627	50	0	0	85	40	7.8	605	32.12	17.92	0.1	0.17	53 54' 26,7"	22 56' 35,2"	5 - -5	Rospuda
49	49	20040627	50	0	50	45	80	7.9	518	32.8	17.45	0	0.67	53 54' 25,6"	22 56' 35,7"	0 - -5	Rospuda
50	50	20040627	50	0	65	45	90	7.7	488	30.74	15.88	0.1	0.33	-	-	0 - -5	Rospuda
51	51	20040627	100	65	40	70	50	7.8	628	31.43	20.49	0.8	0.33	53 54' 24,5"	22 56' 34,8"	0 - -5	Rospuda
52	52	20040627	50	0	35	70	95	7.7	646	41.72	19.98	0.2	0.16	53 54' 21,8"	22 56' 35,5"	5 - -5	Rospuda
53	53	20040627	50	0	80	50	80	7.1	149	7.05	3.95	0.5	0.23	-	-	0 - -5	Rospuda
54	54	20040627	50	0	40	80	95	7.8	639	46.52	20.61	0	0.18	53 54' 20,9'	22 56' 37,4"	0 - -5	Rospuda
55	55	20040627	25	0	0	50	100	7.1	115	3.7	2.72	0.5	0.53	53 54' 29,8'	22 56' 38,7"	0 - -5	Rospuda

56	56	20040628	25	0	0	70	90	7.7	788	32.12	18.86	0	0.16	53 54' 21,2'	22 56' 39,3"	5 - -5	Rospuda
57	57	20040628	25	0	0	80	92	7.8	772	45.15	18.15	0	0.23	-	-	5 - -5	Rospuda
58	58	20040628	50	0	60	65	90	7.6	588	43.09	16.12	0	0.21	53 54' 20,2'	22 56' 42,3"	5 - -5	Rospuda
59	59	20040628	50	0	90	30	80	7.6	490	35.55	13.25	1.3	0.33	-	-	0 - -5	Rospuda
60	60	20040629	50	0	70	80	50	7.2	274	27.31	6.42	0.1	0.05	54 09' 00,2"	23 23' 15,1"	10 - -5	Jez. Druce
61	61	20040629	50	0	60	40	95	7.1	242	24.57	5.72	0	0.04	54 08' 59,6"	23 23' 13,5"	5 - -5	Jez. Druce
62	62	20040713	50	0	25	85	20	6.7	143	17.02	3.42	1.2	0.02	53 37' 19,0"	22 49' 24,7"	-20	Czerwone Bagno
63	63	20040713	100	50	70	60	65	6.4	114	12.22	24.8	0.8	0.12	53 37' 25,4"	22 49' 31,0"	0 - -10	Czerwone Bagno
64	64	20040713	100	50	60	80	65	5.8	88	10.41	1.85	0.4	0.14	53 37' 32,4"	22 49' 34,6"	0 - -5	Czerwone Bagno
65	65	20040713	100	65	55	80	50	6.0	82	9.49	1.75	1.6	0.28	-	-	0 - -5	Czerwone Bagno
66	66	20040713	50	0	90	80	40	6.2	104	8.27	1.66	1.8	0.33	53 37' 34,8"	22 49' 40,7"	0 - -5	Czerwone Bagno
67	67	20040713	50	0	85	70	60	5.8	127	13.76	2.38	0.8	0.19	53 37' 37,4"	22 49' 40,9"	0 - -5	Czerwone Bagno
68	68	20040713	100	40	65	75	95	5.3	100	16.51	2.68	0.2	0.05	53 37' 42,9"	22 49' 41,1"	0 - -5	Czerwone Bagno
69	69	20040714	50	0	50	70	60	6.4	122	16.81	2.9	1.5	0.03	53 37' 29,4"	22 49' 11,6"	0 - -5	Czerwone Bagno
70	70	20040714	50	0	30	85	70	6.4	101	16.2	2.52	0.5	0.05	53 37' 29,4"	22 49' 18,1"	0 - -5	Czerwone Bagno
71	71	20040714	50	0	50	85	50	6.6	122	16.81	2.98	0.8	0.13	53 37' 37,0"	22 49' 18,0"	0 - -5	Czerwone Bagno
72	72	20040714	50	0	0	85	90	5.0	80	14.07	2.38	0.2	0.03	53 37' 35,9"	22 49' 26,1"	0 - -5	Czerwone Bagno
73	73	20040714	50	0	80	60	60	5.9	95	12.85	3.02	0.9	0.25	53 37' 29,2"	22 50' 32,5"	0 - -5	Czerwone Bagno
74	74	20040714	50	0	90	50	55	6.2	113	14.98	3.18	1.5	0.03	53 37' 18,3"	22 50' 54,1"	0 - -5	Czerwone Bagno
75	75	20040714	50	0	50	70	60	6.3	102	15.9	2.75	0.2	0.03	53 37' 10,2"	22 51' 05,3"	0 - -5	Czerwone Bagno
76	76	20040714	25	0	0	85	30	7.0	362	29.37	9.12	1.2	0.08	53 36' 56,4"	22 46' 13,6"	-30	Łąka na zach. od Grzęd
77	77	20040714	25	0	0	80	40	7.2	363	29.37	9.08	1.4	0.04	53 36' 56,7"	22 46' 11,9"	-30	Łąka na zach. od Grzęd
78	78	20040715	50	0	45	65	70	6.5	226	14.28	4.72	2.3	1.63	53 18' 57,3"	23 24' 42,5"	0 - -5	Kozłowy Ług
79	79	20040715	50	0	50	75	50	7.2	181	12.91	3.68	1	0.1	53 18' 57,3"	23 24' 42,1"	> -50	Kozłowy Ług
80	80	20040715	100	75	45	70	50	7.2	135	15.59	2.82	0.7	0.18	53 18' 57,9"	23 24' 43,3"	0 - -5	Kozłowy Ług
81	81	20040716	100	70	60	30	90	6.3	146	14.96	3.55	1.2	0.2	53 12' 47,1"	23 28' 24,4"	0 - -10	Bahno w Borkach
82	82	20040716	100	60	65	50	80	6.5	114	11.53	2.55	0.6	0.63	53 12' 46,1"	23 28' 33,6"	0 - -5	Bahno w Borkach
83	83	20040716	100	50	60	65	90	6.4	112	11.53	2.27	2	0.15	53 12' 48,7"	23 28' 35,2"	0 - -10	Bahno w Borkach
84	84	20040720	50	0	80	90	40	6.6	193	26.63	1.84	0.4	0.15	53 18' 11,6"	19 55' 29,6"	0 - -5	Koszelewki
85	85	20040720	25	0	0	95	20	6.6	155	16.34	1.26	0	0.19	53 18' 12,4"	19 55' 39,6"	20 - 40	Koszelewki
86	86	20040721	50	0	70	85	90	6.9	235	19.77	3.92	0.4	0.08	53 36' 08,8"	20 50' 41,7"	5 - -5	Sołtysek

87	87	20040721	25	0	0	90	90	6.7	213	17.71	3.12	0.4	0.05	-	-	5--5	Sołtysek
88	88	20040723	25	0	0	65	95	6.8	153	11.63	2.5	0	0.01	53 36' 04,8"	20 50' 33,8"	5--5	Sołtysek
89	89	20040723	50	0	30	75	95	6.8	124	8.27	2.01	0	0.01	53 35' 59,1"	20 50' 26,0"	0--5	Sołtysek
90	90	20040723	50	0	0	30	100	5.5	55	3.7	0.88	0.3	0.02	53 35' 57,9"	20 50' 23,5"	0--5	Sołtysek
91	91	20040724	100	50	50	80	80	7.2	328	36.92	5.55	0	0.09	53 49' 47,6"	20 57' 36,4"	5--5	Zabrodzie
92	92	20040724	50	0	60	85	80	7.0	192	21.83	2.9	0.5	0.63	-	-	0--10	Zabrodzie
93	93	20040725	25	0	0	95	20	6.3	279	28	2.35	2.4	0.08	53 46' 45,5"	21 31' 51,1"	> -50	Łąka w Mazurskim PK
94	94	20040726	25	0	0	35	100	5.7	90	7.97	2.11	0	0.02	53 53' 06,0"	22 26' 37,5"	0--5	Jez. Godle
95	95	20040726	50	0	50	60	90	5.9	103	10.71	2.32	0	0.04	-	-	0--5	Jez. Godle
96	96	20040726	50	0	35	75	90	7.1	285	32.12	7.2	0	0.02	-	-	0--5	Jez. Godle
97	97	20040726	50	0	20	80	95	4.6	77	6.75	1.35	0	0.15	53 53' 02,8"	22 26' 33,0"	0--5	Jez. Godle
98	98	20040726	50	0	25	80	90	7.4	517	57.5	10.95	0	0.03	53 53' 04,4"	22 26' 28,4"	0--5	Jez. Godle
99	99	20040726	50	0	30	85	90	7.5	522	59.56	11.02	0	0.03	53 53' 05,2"	22 26' 29,4"	5--5	Jez. Godle
100	100	20040727	50	0	25	80	20	7.2	229	22.51	4.02	0.1	0.08	53 50' 31,6"	21 48' 47,5"	20--5	Jeziorko k./ Drozdowa
101	101	20040727	25	0	0	70	60	7.2	219	21.14	3.78	0	0.08	53 50' 31,7"	21 48' 48,9"	5--5	Jeziorko k./ Drozdowa
102	102	20040727	25	0	0	75	90	7.0	205	21.14	3.68	0	0.04	53 50' 40,9"	21 48' 50,6"	5--5	Jeziorko k./ Drozdowa
103	103	20040727	25	0	0	70	90	7.2	307	12.91	3.8	0	0.03	53 50' 40,0"	21 48' 52,8"	5--5	Jeziorko k./ Drozdowa
104	104	20040727	25	0	0	85	80	7.1	253	25.26	4.25	0	0.03	-	-	5--5	Jeziorko k./ Drozdowa
105	105	20040728	50	0	20	70	50	7.7	650	53.39	9.92	0.2	0.05	53 53' 17,7"	21 48' 36,4"	20--5	Nietlickie Bagno
106	106	20040728	100	35	25	80	90	7.5	608	58.87	9.55	0.8	0.05	53 53' 17,8"	21 48' 34,1"	0--5	Nietlickie Bagno
107	107	20040728	100	35	5	90	90	7.4	636	54.07	9.85	0.4	0.11	53 53' 17,7"	21 48' 33,1"	0--5	Nietlickie Bagno
108	108	20040728	50	0	50	95	40	7.4	576	49.96	10.25	0.1	0.06	53 53' 14,4"	21 48' 27,6"	20--5	Nietlickie Bagno
109	109	20030624	25	0	60	45	95	7.6	292	20.45	6.65	0.4	0.1	54 21' 10,0"	22 37' 05,7"	0--5	Żytkiejmska Struga
110	110	20030624	25	0	10	60	95	7.8	463	32.8	13.95	0.2	0.12	54 21' 10,0"	22 37' 06,4"	0--5	Żytkiejmska Struga
111	111	20030624	25	0	40	70	95	7.8	463	14.96	10.22	0	0.15	54 21' 09,3"	22 37' 06,8"	5--5	Żytkiejmska Struga
112	112	20030624	25	0	10	65	95	7.5	362	37.61	7.68	0.1	0.11	54 21' 09,8"	22 37' 04,6"	0--5	Żytkiejmska Struga
113	113	20040730	100	70	45	70	90	7.7	294	23.88	7.68	1	0.31	54 21' 11,5"	22 37' 16,0"	0--5	Żytkiejmska Struga
114	114	20030624	25	0	45	50	70	7.7	470	46.52	12.72	0.2	0.21	54 21' 10,8"	22 37' 17,9"	0--5	Żytkiejmska Struga
115	115	20040810	50	0	65	75	0	7.4	612	7.66	6.02	0	0.08	52 11' 21,1"	23 10' 29,3"	5-20	Czyżówka k./Romanowa
116	116	20040730	100	50	65	45	90	7.9	542	54.76	15	0.3	0.15	54 21' 14,6"	22 37' 17,0"	0--5	Żytkiejmska Struga
117	117	20040810	50	0	65	50	10	7.9	654	43.78	11.35	1.5	0.16	-	-	-50	Czyżówka k./Romanowa

118	118	20040730	100	60	20	45	95	7.7	380	43.78	8.05	0.5	0.17	54 21' 12,3"	22 37' 06,4"	-10	Żytkiejmska Struga
119	119	20040730	25	0	0	85	70	7.6	590	28	18.02	0.5	0.19	-	-	0 - -5	Żytkiejmska Struga
120	120	20040730	25	0	0	80	85	7.9	520	39.66	17.73	0.6	0.11	54 21' 09,0"	22 36' 55,6"	0 - -5	Żytkiejmska Struga
121	121	20040730	100	30	65	40	95	7.7	385	38.98	10.45	0.5	0.21	54 21' 13,9"	22 37' 15,5"	0 - -5	Żytkiejmska Struga
122	122	20030624	100	50	60	50	60	7.9	583	55.44	16.62	1.3	0.22	54 21' 14,9"	22 37' 14,9"	0 - -5	Żytkiejmska Struga
123	123	20040811	100	60	40	60	65	7.2	213	5.53	4	1.2	2	52 45' 30,7"	23 49' 29,1"	0 - -5	Narewka
124	124	20040730	50	0	0	85	80	7.8	604	42.41	15.55	2	0.15	54 21' 16,7"	22 36' 53,7"	0 - -5	Żytkiejmska Struga
125	125	20040812	50	0	80	85	0	7.5	536	38.29	9.58	0.3	0.07	52 43' 36,0"	23 49' 20,2"	-15	Narewka
126	126	20040812	50	0	90	75	15	7.8	495	54.76	10.05	0.2	0.13	52 43' 35,2"	23 49' 21,8"	-25	Narewka
127	127	20040812	50	0	50	90	0	7.7	333	30.74	6.45	0.6	0.18	52 43' 27,7"	23 49' 22,4"	-40	Narewka
128	128	20040812	100	30	5	90	5	8.0	457	4.92	8.05	0.5	0.06	52 43' 29,3"	23 49' 20,9"	-20	Narewka
129	129	20040812	100	45	40	55	30	7.5	272	11.63	5.48	0.5	0.13	52 43' 33,7"	23 49' 21,6"	-25	Narewka
130	130	20050618	50	0	0	85	50	7.3	737	31.16	4.3	0.4	0.04	-	-	-100	Peene k./ Alt Plestin (N)
131	131	20050618	50	0	0	90	35	7.7	380	42.96	4.05	1.3	0.03	-	-	-100	Peene k./ Alt Plestin (N)
132	132	20050618	50	0	0	95	30	6.9	381	55.44	4.07	0.4	0.04	-	-	-70	Peene k./ Alt Plestin (N)
133	133	20050619	50	0	70	60	30	8.2	1244	114.8	7.77	3	0.09	-	-	-150	Birkenbuschwiesen (N)
134	134	20050620	25	0	0	70	50	7.1	984	62.36	15.5	0.2	0.08	-	-	-5	Peene k./Gutzkow (N)
135	135	20050620	25	0	0	70	30	7.4	890	71.12	12.77	0.6	0.06	-	-	-20	Peene k./Gutzkow (N)
136	136	20050620	25	0	0	70	35	7.0	828	68.2	11.12	0.1	0.05	-	-	-20	Peene k./Gutzkow (N)
137	137	20050620	25	0	0	70	35	7.3	927	59.48	14	0	0.04	-	-	0 - -20	Peene k./Gutzkow (N)
138	138	20050623	50	0	50	70	0	6.8	859	18.68	10.52	0	0.04	-	-	-5	Peene k./ Stolpe (N)
139	139	20050623	50	0	0	80	0	7.0	828	15.2	7.42	0.1	0.05	-	-	-50	Peene k./ Stolpe (N)
140	140	20050623	50	0	40	65	30	6.9	954	45.72	14.7	0	0.06	-	-	-15	Peene k./Anklam (N)
141	141	20050623	25	0	0	50	25	6.9	1022	74.04	17.07	0	0.05	-	-	-15	Peene k./Anklam (N)
142	142	20050624	25	0	0	60	10	7.5	1133	91.48	20.3	0	0.06	-	-	0 - -10	Gutzkower Peenewiesen (N)
143	143	20050818	25	0	80	90	40	-	-	-	-	-	-	-	-	0 - -10	Unt.Recknitztal k./Gruel (N)
144	144	20050711	25	0	0	90	70	6.7	399	56.56	1.24	0	0.07	51 22' 16,15"	23 16' 04,45"	-20	Bagno Bubnów
145	145	20050711	25	0	0	85	65	6.8	474	47.8	1.76	0	0.06	51 22' 09,20"	23 16' 11,53"	-15	Bagno Bubnów
146	146	20050711	25	0	0	70	60	6.6	417	50.72	1.25	0.1	0.07	51 22' 11,92"	23 16' 21,32"	-20	Bagno Bubnów
147	147	20050711	25	0	0	85	65	6.6	497	62.36	2.75	0.1	0.06	51 22' 12,45"	23 16' 17,34"	-20	Bagno Bubnów
148	148	20050711	50	0	0	70	60	6.9	499	42	1.82	0.3	0.05	51 22' 13,95"	23 16' 20,97"	-30	Bagno Bubnów

149	149	20050711	25	0	0	70	60	6.7	604	39.48	2.35	0	0.05	51 22' 18,43"	23 16' 21,47"	-25	Bagno Bubnów
150	150	20050711	25	0	0	95	35	7.0	602	41.56	1.6	0.5	0.05	51 21' 14,46"	23 20' 24,25"	-35	Bagno Staw
151	151	20050711	25	0	0	95	30	6.9	649	48.52	2.15	0.3	0.04	51 21' 13,06"	53 20' 26,53"	-50	Bagno Staw
152	152	20050712	50	0	65	20	45	6.4	398	47.8	1.78	0.2	0.03	51 25' 50,23"	23 06' 25,34"	-30	Jez. Karaśne
153	153	20050712	25	0	0	65	70	7.0	418	45.04	2.65	0	0.04	-	-	-5	Jez. Karaśne
154	154	20050712	50	0	0	75	85	7.1	422	45.72	2.28	0.2	0.07	51 25' 50,51"	23 06' 22,57"	0 - -5	Jez. Karaśne
155	155	20050712	25	0	0	85	80	6.9	341	36.72	1.95	0.1	0.05	-	-	0 - -5	Jez. Karaśne
156	156	20050712	50	0	50	90	80	7.1	448	39.08	2.98	0.1	0.07	51 25' 52,10"	23 06' 16,10"	0 - -5	Jez. Karaśne
157	157	20050712	100	60	30	70	35	6.7	318	30.48	2.38	0.3	0.03	51 25' 54,00"	23 05' 15,38"	0 - -10	Jez. Karaśne
158	158	20050712	25	0	0	80	90	4.5	110	6.32	1.55	0.2	0.13	51 25' 39,37"	23 03' 52,28"	-10	Orłówki
159	159	20050712	25	0	0	70	95	3.9	99	1.44	1.09	0.1	0.05	51 25' 34,51"	23 04' 01,63"	0 - -10	Orłówki
160	160	20050713	50	0	0	85	90	6.7	227	18	2.86	0	0.13	51 24' 19,78"	23 06' 24,70"	0 - -5	Bagno Sławy
161	161	20050713	100	80	50	50	85	6.3	273	24.92	1.96	0	0.05	51 24' 23,04"	23 06' 22,00"	-10	Bagno Sławy
162	162	20050713	100	60	60	60	70	6.3	254	21.44	1.93	0.2	0.04	-	-	-15	Bagno Sławy
163	163	20050713	50	0	0	100	60	6.5	234	22.84	1.52	0.1	0.03	51 24' 22,77"	23 06' 24,11"	-20	Bagno Sławy
164	164	20050713	25	0	0	85	75	6.5	361	38.8	1.94	0.1	0.04	51 21' 58,79"	23 06' 30,57"	-30	Ciesacin
165	165	20050713	25	0	0	85	80	6.5	308	36.72	1.68	0.1	0.05	51 21' 58,92"	23 06' 31,66"	-35	Ciesacin
166	166	20050713	50	0	0	90	70	6.6	360	34.64	2.1	0.1	0.04	51 21' 57,69"	23 06' 32,10"	-30	Ciesacin
167	167	20050714	50	0	0	75	35	6.9	633	44.36	1.09	0.6	0.03	51 27' 20,47"	23 07' 53,07"	-40	Jez. Moszne
168	168	20050714	50	0	0	95	45	6.6	506	51.96	0.76	0	0.04	51 27' 28,59"	23 07' 45,87"	-50	Jez. Moszne
169	169	20050714	50	0	0	100	30	6.4	329	43.64	1.4	0	0.04	51 27' 27,70"	23 07' 35,00"	-45	Jez. Moszne
170	170	20050714	100	75	60	50	25	6.1	288	31.84	1.1	1	0.03	51 27' 24,28"	23 07' 30,81"	-50	Jez. Moszne
171	171	20050714	50	0	50	90	65	6.4	503	51.96	1.39	0.6	0.07	51 27' 19,20"	23 07' 46,72"	-20	Jez. Moszne
172	172	20050714	25	0	0	60	90	6.2	152	11.4	0.7	0.1	0.05	51 27' 17,24"	23 07' 16,25"	-5	Jez. Moszne
173	173	20050714	25	0	0	50	95	5.5	76	4.76	0.71	0.1	0.06	51 27' 19,12"	23 07' 14,51"	0 - -5	Jez. Moszne
174	174	20050714	50	0	45	80	100	4.3	92	3.2	0.78	0	0.03	51 27' 16,81"	23 07' 12,56"	0 - -5	Jez. Moszne
175	175	20050715	25	0	0	70	100	4.1	139	9.64	1.4	0	0.07	51 27' 26,32"	23 09' 53,38"	0 - -5	Jez. Długie
176	176	20050715	50	0	0	80	90	5.0	159	12.4	0.93	0.2	0.07	51 27' 27,26"	23 09' 53,44"	-10	Jez. Długie
177	177	20050715	25	0	0	70	100	5.3	76	6.76	0	0.6	0.04	51 27' 16,67"	23 10' 34,71"	-5	Jez. Długie
178	178	20050715	25	0	0	75	40	5.3	121	11.84	0.71	0.3	0.09	51 27' 14,67"	23 10' 37,64"	-25	Jez. Długie
179	179	20050715	50	0	0	85	35	4.9	146	10.96	0.59	0.2	0.03	51 27' 13,10"	23 10' 38,96"	-25	Jez. Długie

180	180	20050715	100	70	50	70	45	-	-	-	-	-	-	51 26' 59,80"	23 10' 13,95"	-150	Jez. Długie
181	181	20050715	50	30	40	95	100	5.0	173	4.52	2.15	0	0.05	51 35' 12,27"	22 52' 44,97"	-5	Jez. Obradowskie
182	182	20050715	50	30	10	95	100	4.8	152	1.24	1.64	0.1	0.1	51 35' 12,14"	22 52' 41,95"	-5	Jez. Obradowskie
183	183	20050716	50	0	80	10	60	5.9	418	35.32	4.68	0.4	0.07	51 21' 41,86"	23 03' 38,36"	-45	Uroczysko Uściwierskie
184	184	20050716	100	30	70	55	50	6.0	246	24.24	2.22	0.3	0.04	51 21' 42,76"	23 03' 38,52"	-50	Uroczysko Uściwierskie
185	185	20050716	50	0	95	50	35	5.8	169	19.36	1.64	0.1	0.04	51 21' 42,50"	23 03' 36,39"	-40	Uroczysko Uściwierskie
186	186	20050716	50	0	20	90	95	4.3	69	6.32	0.82	0	0.05	51 21' 40,72"	23 03' 27,45"	-10	Uroczysko Uściwierskie
187	187	20050716	50	0	85	50	0	6.0	178	22.84	1.7	0.4	0.04	51 21' 42,51"	23 03' 36,95"	-40	Uroczysko Uściwierskie
188	188	20050716	50	0	100	35	0	5.9	205	25.6	1.57	0.9	0.02	51 21' 42,98"	23 03' 42,63"	-55	Uroczysko Uściwierskie
189	189	20050716	50	0	0	85	100	4.7	87	8.28	1.15	0	0.04	51 22' 54,99"	23 02' 38,32"	-5	Jez. Bikcze
190	190	20050716	25	0	0	80	90	4.7	83	4.52	0.95	0	0.05	51 22' 53,95"	23 02' 38,61"	-5	Jez. Bikcze
191	191	20050716	25	0	0	95	100	4.3	112	5.44	1.42	0.1	0.03	51 22' 53,30"	23 02' 37,61"	-10	Jez. Bikcze
192	192	20050717	50	0	0	85	0	6.9	225	30.48	1.43	0.5	0.05	51 25' 22,25"	23 18' 43,63"	-100	Krowie Bagno
193	193	20050717	50	0	35	60	100	6.1	89	15.92	0.53	0.2	0.05	51 25' 16,99"	23 18' 36,80"	-10	Krowie Bagno
194	194	20050717	25	0	0	70	100	5.2	69	9.4	0.51	0	0.04	51 25' 16,62"	23 18' 38,03"	-10	Krowie Bagno
195	195	20050717	25	0	0	60	100	5.2	65	6.32	0.78	0	0.05	51 25' 15,87"	23 18' 41,41"	-10	Krowie Bagno
196	196	20050717	25	0	0	60	100	5.2	78	10.52	0.54	0.1	0.06	51 25' 12,56"	23 18' 47,41"	-10	Krowie Bagno
197	197	20050717	25	0	0	95	0	6.2	192	18.68	0.94	0.9	0.05	51 25' 00,31"	23 18' 54,55"	-80	Krowie Bagno
198	198	20050717	25	0	0	90	15	6.3	173	26.32	0.93	0	0.03	51 24' 55,79"	23 18' 55,38"	-50	Krowie Bagno
199	199	20050717	50	0	0	80	96	5.9	99	15.92	0.56	0.1	0.05	51 25' 07,93"	23 19' 05,45"	-10	Krowie Bagno
200	200	20050717	50	0	40	85	85	6.5	139	18.68	0.87	0.7	0.04	51 25' 11,62"	23 19' 05,84"	-30	Krowie Bagno
201	201	20050718	50	0	30	80	90	5.6	82	9.4	0.76	0	0.05	51 29' 28,66"	23 34' 15,50"	-15	Jez. Orchowe
202	202	20050718	50	0	40	90	95	5.1	104	11.6	0.95	0	0.07	51 29' 25,52"	23 34' 13,45"	-10	Jez. Orchowe
203	203	20050718	50	0	70	50	95	3.8	92	5.44	0.58	0	0.03	51 29' 24,87"	23 34' 11,86"	-15	Jez. Orchowe
204	204	20050719	25	0	50	100	0	7.0	783	36	2.88	0	0.04	51 07' 07,30"	23 23' 22,70"	-100	Torfowisko Sobowice
205	205	20050719	50	0	60	95	35	6.9	771	31.84	2.85	0	0.04	51 07' 06,95"	23 23' 23,75"	-100	Torfowisko Sobowice
206	206	20050719	25	0	0	80	35	7.1	710	33.24	3.92	0	0.03	51 07' 05,52"	23 23' 23,71"	-90	Torfowisko Sobowice
207	207	20050719	25	0	0	100	0	7.1	753	36.72	4	0	0.02	51 07' 04,19"	23 23' 22,35"	-100	Torfowisko Sobowice
208	208	20050719	5	0	70	50	30	6.7	118	10.28	1.35	0	0.05	51 10' 20,22"	23 01' 51,10"	-80	Uroczysko Jezioro
209	209	20050719	10	0	70	60	0	6.7	281	29.76	4	0.1	0.07	51 12' 33,48"	23 03' 11,28"	-80	Bilsko
210	210	20050719	5	0	90	45	0	6.8	318	33.92	3.92	0	0.07	51 12' 36,89"	23 03' 13,16"	-80	Bilsko

211	211	20050723	25	0	0	90	95	6.0	234	20.06	1.56	0	0.05	52 52' 13,28"	19 22' 20,19"	-15	Torfowisko Mieleńskie
212	212	20050723	50	0	70	60	60	7.1	421	39.48	4.82	0.9	0.09	52 52' 14,86"	19 22' 22,81"	-15	Torfowisko Mieleńskie
213	213	20050723	25	0	0	70	100	6.9	300	24.92	3.72	0	0.05	52 52' 14,92"	19 22' 24,29"	-10	Torfowisko Mieleńskie
214	214	20050723	25	0	0	65	100	6.0	149	14.52	1.57	0	0.04	52 52' 15,93"	19 22' 24,39"	-5	Torfowisko Mieleńskie
215	215	20050723	25	0	0	75	95	6.2	215	20.76	2	0	0.06	52 52' 15,70"	19 22' 27,62"	0 - -5	Torfowisko Mieleńskie
216	216	20050723	25	0	0	80	100	6.7	414	33.24	3.85	0	0.05	52 52' 14,77"	19 22' 29,02"	0 - -5	Torfowisko Mieleńskie
217	217	20050723	25	0	0	80	90	6.7	265	24.23	2.68	0.1	0.05	52 52' 15,78"	19 22' 31,07"	0 - -5	Torfowisko Mieleńskie
218	218	20050723	50	0	85	45	80	6.7	333	34.63	3.08	0.1	0.09	52 52' 15,79"	19 22' 20,73"	-10	Torfowisko Mieleńskie
219	219	20060615	50	0	40	100	0	-	-	-	-	-	-	53 02' 49,80"	21 51' 50,38"	> -100	Kleczkowo
220	220	20060615	50	20	60	90	10	-	-	-	-	-	-	-	-	> -100	Kleczkowo
221	221	20060615	50	0	0	100	0	-	-	-	-	-	-	-	-	> -100	Kleczkowo
222	222	20060622	50	0	50	60	90	4.5	121	132.6	1.04	0	0.07	53 47' 26,29"	17 46' 47,14"	-20	Jez. Mętne
223	223	20060622	50	0	50	70	90	5.0	90	48.4	0.8	0.1	0.03	53 47' 22,46"	17 46' 48,60"	-40	Jez. Mętne
224	224	20060622	50	0	60	55	90	4.8	64	3.51	0.87	0	0.07	53 47' 26,99"	17 46' 49,81"	-20	Jez. Mętne
225	225	20060622	50	0	0	60	95	4.9	60	3.18	0.62	0	0.11	53 47' 26,14"	17 46' 49,53"	-10	Jez. Mętne
226	226	20060622	100	50	10	70	95	5.0	105	4.51	0.88	3	0.11	-	-	-50	Jez. Mętne
227	227	20060623	50	0	50	80	45	6.9	1029	46.82	12.62	0.1	0.04	53 08' 09,96"	17 42' 19,82"	-15	Łąki Ślesińskie
228	228	20060623	50	0	70	85	50	6.6	306	16.52	4.65	0	0.05	53 08' 10,50"	17 42' 16,34"	-15	Łąki Ślesińskie
229	229	20060623	50	0	85	80	65	7.0	607	28.23	8.68	0	0.04	53 08' 11,96"	17 42' 13,35"	-15	Łąki Ślesińskie
230	230	20060623	50	0	45	80	50	7.3	1288	58.63	13.52	0.6	0.19	53 08' 09,07"	17 42' 10,54"	-20	Łąki Ślesińskie
231	231	20060623	50	0	45	90	50	6.5	661	41.56	5.58	0.5	0.06	53 08' 09,40"	17 42' 16,35"	-20	Łąki Ślesińskie
232	232	20060623	50	0	50	80	50	7.2	823	42.88	14.65	0.6	0.43	52 33' 17,31"	17 47' 09,28"	-20- 20	Brzozowiec k./Trzemeszna
233	233	20060623	50	40	40	70	30	7.4	686	36.31	14.75	0.3	0.33	52 33' 17,40"	17 47' 10,31"	-20- 20	Brzozowiec k./Trzemeszna
234	234	20060624	50	0	50	70	45	6.9	976	38.94	12.38	0	0.05	52 28' 22,23"	19 21' 58,44"	-50	Nowa Huta
235	235	20060624	50	0	90	40	65	7.2	1027	41.56	10.12	0	0.05	52 28' 21,98"	19 21' 58,80"	-45	Nowa Huta
236	236	20070607	50	60	70	85	0	6.2	444	37.82	6.92	0.1	0.13	52 13' 02,43"	22 19' 46,95"	-60	Liwiec k./Golic
237	237	20070607	50	0	80	70	0	6.3	407	32.36	5.85	0.2	0.07	52 13' 03,50"	22 19' 46,94"	-30	Liwiec k./Golic
238	238	20070620	100	50	40	70	0	-	-	-	-	-	-	51 12' 08,84"	21 08' 24,67"	> - 100	Pakosław
239	239	20070620	50	0	30	90	0	-	-	-	-	-	-	51 12' 06,50"	21 08' 27,89"	> - 100	Pakosław
240	240	20070620	50	40	40	70	0	-	-	-	-	-	-	51 11' 58,47"	21 08' 28,32"	> - 100	Pakosław
241	241	20070707	50	10	70	50	80	6.5	170	15.19	3.82	0.1	0.07	53 10' 07,80"	22 30' 45,52"	5 - -5	Jez. Maliszewskie

242	242	20070707	25	0	5	80	90	6.7	210	19.87	5.22	0.1	0.07	53 10' 15,80"	22 30' 44,28"	0 - -5	Jez. Maliszewskie
243	243	20070720	50	5	20	80	90	6.6	233	22.21	6.35	0	0.03	54 03' 53,70"	23 17' 12,80"	5 - -5	Bobrowe Bagno
244	244	20070721	25	0	0	70	60	6.7	387	35.48	9.42	1.5	0.15	53 38' 31,60"	22 46' 59,83"	0 - -5	Łąka przy Czerwonym Bagnie
245	245	20070721	25	0	0	70	30	6.5	330	30.8	7.42	3.4	0.12	53 38' 32,14"	22 46' 56,85"	0 - -15	Łąka przy Czerwonym Bagnie
246	246	20070721	50	0	90	45	50	6.8	318	27.67	7	3	0.12	-	-	-15	Łąka przy Czerwonym Bagnie
247	247	20070721	50	0	15	90	0	6.4	185	17.53	3.92	0.8	0.15	53 38' 22,83"	22 47' 15,65"	-10	Łąka przy Czerwonym Bagnie
248	495	20060920	25	0	0	95	80	-	-	-	-	-	-	-	-	0 - -5	Żytkiejmska Struga

Zal. 4. Zestawienie informacji dotyczących wykorzystanych w pracy zdjęć fitosocjologicznych pochodzących z literatury

lp.	relevé	data	pow. (m ²)	w-wa a (%)	w-wa b (%)	w- wa c (%)	w- wa d (%)	poziom wody [cm]	stanowisko	autor i zbiorowisko
1	248	1991/07/15	100	20	10	100	80	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 typical
2	249	1991/07/23	100	5	5	100	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 typical
3	250	1991/07/19	100	5	5	100	100	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 typical
4	251	1991/07/21	100	0	5	100	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 typical
5	252	1991/07/15	100	5	10	100	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 typical
6	253	1991/07/22	100	30	10	90	80	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
7	254	1991/08/05	100	20	10	90	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
8	255	1991/08/05	100	10	5	100	70	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
9	256	1991/08/06	100	40	5	90	70	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
10	257	1991/07/22	100	10	5	100	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
11	258	1991/07/24	100	5	5	90	80	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
12	259	1991/07/23	100	20	5	90	80	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
13	260	1991/07/23	100	0	5	100	70	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
14	261	1991/07/24	100	0	20	80	70	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>

15	262	1991/07/19	100	80	10	90	60	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
16	263	1991/07/23	100	5	5	100	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964 z <i>Calamagrostis canescens</i>
17	264	1991/08/07	100	70	10	80	50	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1987
18	265	1991/08/07	100	50	30	30	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1988
19	266	1991/08/06	100	50	10	80	90	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1989
20	267	1991/08/08	100	80	10	10	80	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1990
21	268	1991/08/08	100	40	50	20	100	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1991
22	269	1991/07/07	100	40	5	100	30	-	BPN Narewka	Szańkowski 1991, <i>Sphagno squarrosi-Alnetum</i> Sol.-Gorn. 1992
23	270	1992	-	0	30	70	30	-35	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Filipendulo-Geranium</i> Koch 1926
24	271	1992	-	0	10	100	40	-80	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
25	272	1992	-	0	20	90	70	-20	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
26	273	1992	-	0	30	80	50	-18	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
27	274	1992	-	0	10	90	50	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
28	275	1992	-	0	20	90	50	-25	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
29	276	1992	-	0	30	80	70	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
30	277	1992	-	0	20	90	80	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
31	278	1992	-	0	40	60	80	-15	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
32	279	1992	-	0	10	80	10	-20	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
33	280	1992	-	0	20	80	70	-15	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
34	281	1992	-	0	10	70	90	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
35	282	1992	-	0	20	80	90	-25	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> (Steffen 1931) Sm. 1947
36	283	1992	-	0	90	50	10	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Salicetum pentandro-cinereae</i> (Alm. 1929) Pass. 1961
37	284	1992	-	0	90	60	5	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Salicetum pentandro-cinereae</i> (Alm. 1929) Pass. 1961

38	285	1992	-	0	80	30	60	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1991
39	286	1992	-	0	50	80	70	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1991
40	287	1992	-	0	70	70	60	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1992
41	288	1992	-	0	90	70	60	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1993
42	289	1992	-	0	80	60	80	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1994
43	290	1992	-	0	80	30	70	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1995
44	291	1992	-	0	80	40	70	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1996
45	292	1992	-	0	80	90	70	-20	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1997
46	293	1992	-	0	80	60	70	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1998
47	294	1992	-	0	90	30	80	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 1999
48	295	1992	-	0	90	60	70	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Sphagno-Salicetum cinereae</i> Fijałkowski 2000
49	296	1992	-	10	80	40	10	-60	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
50	297	1992	-	0	80	70	50	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1965
51	298	1992	-	0	60	80	50	-25	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1966
52	299	1992	-	0	100	100	10	-50	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1967
53	300	1992	-	0	90	90	60	-15	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1968
54	301	1992	-	0	90	40	40	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1969
55	302	1992	-	0	80	50	0	-40	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1970
56	303	1992	-	60	50	100	5	-90	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1971
57	304	1992	-	0	80	70	80	-50	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1972
58	305	1992	-	0	90	30	40	-50	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1973
59	306	1992	-	0	80	40	80	-50	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1974
60	307	1992	-	0	60	70	80	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1975
61	308	1992	-	0	60	70	90	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1976

62	309	1992	-	0	80	40	70	-5	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1977
63	310	1992	-	0	90	30	60	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1978
64	311	1992	-	0	30	70	90	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1979
65	312	1992	-	0	50	40	10	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1980
66	313	1992	-	0	80	30	30	-45	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1959
67	314	1992	-	0	90	30	40	-35	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1960
68	315	1992	-	10	90	40	40	-50	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1961
69	316	1992	-	0	70	70	40	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1962
70	317	1992	-	0	80	80	50	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1959
71	318	1992	-	0	80	60	30	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1960
72	319	1992	-	0	80	70	50	-30	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1961
73	320	1992	-	10	80	70	0	-90	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1962
74	321	1992	-	0	90	60	90	-5	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1963
75	322	1992	-	0	80	40	70	-20	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1964
76	323	1992	-	0	60	60	40	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1965
77	324	1992	-	0	70	60	90	-10	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Betuletum humilis</i> Fijałkowski 1966
78	325	1992	-	0	40	100	5	-45	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Epilobio-Senecionetum silvatici</i> R. Tx. 1937 em. 1950
79	326	1992	-	0	10	90	5	-35	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Rubetum idaei</i> Pass. 1982
80	327	1992	-	0	30	80	10	-	Uroczysko Uściwierskie	Fijałkowski i Urban 1997, <i>Rubetum idaei</i> Pass. 1982
81	328	1994	-	0	30	90	60	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Caricetum paradoxae</i> R. Tx. 1947
82	329	1994	-	0	70	70	60	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
83	330	1994	-	0	30	80	40	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926
84	331	1994	-	0	60	90	90	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
85	332	1994	-	0	60	90	90	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1965
86	333	1994	-	0	60	90	90	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1966
87	334	1994	-	0	80	70	40	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1967
88	335	1994	-	0	50	80	60	-	Jez. Karaśne	Sugier i Popiołek 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1968
89	336	1992	-	0	90	10	0	-	Bilsko	Łuczycza-Popiel i Urban 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
90	337	1992	-	0	80	50	0	-	Bilsko	Łuczycza-Popiel i Urban 1995, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
91	338	1992	-	0	80	50	0	-	Bilsko	Łuczycza-Popiel i Urban 1995, <i>Salicetum pentandro cinereae</i> (Almq. 1929) Pasc. 1961

92	339	1992	-	0	90	5	0	-	Wielosił	Łuczycza-Popiel i Urban 1993, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
93	340	1987	-	0	80	70	40	-10	Jez. Orchowo	Fijałkowski, Wawer i Pietras 1993, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
94	341	1987	-	0	80	80	90	-20	Jez. Orchowo	Fijałkowski, Wawer i Pietras 1993, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
95	342	1994/09/27	40	0	90	75	5	-	Nowa Huta	Załuski 1998, <i>Salicetum pentandro-cinereae</i> (Almq. 1929) Pass. 1961
96	343	1994/09/27	30	0	5	100	10	-	Nowa Huta	Załuski 1998, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
97	344	1994/09/27	25	0	5	100	10	-	Nowa Huta	Załuski 1998, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
98	345	1994/09/27	30	0	0	100	5	-	Nowa Huta	Załuski 1998, <i>Junco-Molinietum</i> Prsg. 1951
99	346	1998/06	100	10	60	100	20	-	Bagno Wizna II	Kołos 2004, zarośla <i>Salix cinerea x Betula pubescens</i>
100	347	1998/06	100	10	40	100	5	-	Bagno Wizna II	Kołos 2004, zarośla <i>Salix cinerea x Betula pubescens</i>
101	348	1998/06	100	20	50	90	20	-	Bagno Wizna II	Kołos 2004, zarośla <i>Salix cinerea x Betula pubescens</i>
102	349	1957/06/12	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1962, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
103	350	1957/06/12	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1962, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
104	351	1959/07/01	50	-	-	-	-	-	Cielętnik	Polakowski 1962, torfowisko niskie, zmeliorowane i silnie zakrzewione
105	352	1958/06/16	50	-	-	-	-	-	Nietlice (koło Paprotek)	Polakowski 1962, torfowisko niskie, zmeliorowane
106	353	1957/07/10	50	-	-	-	-	-	Szymonki	Polakowski 1962, torfowisko niskie, zmeliorowane
107	354	1957/07/10	50	-	-	-	-	-	Szymonki	Polakowski 1962, torfowisko niskie, zmeliorowane
108	355	1990	20	0	100	40	50	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
109	356	1990	40	0	85	40	55	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
110	357	1990	40	0	90	30	25	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
111	358	1990	30	0	60	40	70	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
112	359	1990	30	0	95	50	20	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
113	360	1990	20	0	90	30	40	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
114	361	1990	30	0	100	40	30	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
115	362	1990	20	0	35	60	70	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
116	363	1990	20	0	50	25	10	-	Czepielin	Głowacki i Celińska 1990, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
117	393	1990	15	0	50	60	70	-	Jez. Obradowskie	Karczmarsz i Sokołowski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
118	394	1998/06/24	100	0	10	50	40	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, torfowisko niskie między torf. wysokim a jeziorem
119	395	1998/06/24	25	0	10	45	70	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, zbiorowisko otaczające dolinki z <i>Eleocharis quinqueflora</i>

120	396	1995/09/10	25	0	25	75	20	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
121	397	1995/09/10	25	0	40	80	20	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
122	398	1996/06/21	100	0	5	40	45	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, zbiorowisko otaczające dolinki z <i>Eleocharis quinqueflora</i>
123	399	1996/06/28	2	0	0	70	10	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, <i>Eleocharitetum quinqueflorae</i> Ludi 1921
124	400	1996/06/21	100	0	5	70	35	-	Jeziorko k./Drozdowa	Łachacz i Olesiński 2000, <i>Campylio-Trichophoretum alpini</i> Hadac 1964
125	401	1987	150	80	10	25	50	-	Kozłowy Ług	Karczmarz i Sokołowski 1987, <i>Dryopteridi thelypteridis-Betuletum pubescentis</i> Czerwinski 1972
126	402	1987	100	90	15	50	60	-	Kozłowy Ług	Karczmarz i Sokołowski 1987, <i>Dryopteridi thelypteridis-Betuletum pubescentis</i> Czerwinski 1972
127	403	1957/06/01	100	0	0	80	35	-20	Skępe, Mielno	Kępczyński 1960, <i>Carici-Agrostidetum caninae caricetosum paniceae</i> (Jonas 1932) Tx. 1937
128	404	1957/06/01	100	0	0	85	60	-20	Skępe, Mielno	Kępczyński 1960, <i>Carici-Agrostidetum caninae caricetosum paniceae</i> (Jonas 1932) Tx. 1937
129	405	1956/07/06	100	0	0	90	60	-10	Skępe, Mielno	Kępczyński 1960, <i>Carici-Agrostidetum caninae</i> Tx. 1937 z <i>Carex rostrata</i>
130	406	1956/07/20	100	0	0	90	100	10	Skępe, Mielno	Kępczyński 1960, <i>Carici-Agrostidetum caninae</i> Tx. 1937 z <i>Carex rostrata</i>
131	407	1956/07/20	100	0	0	95	100	10	Skępe, Mielno	Kępczyński 1960, <i>Carici-Agrostidetum caninae</i> Tx. 1937 z <i>Carex rostrata</i>
132	408	1954/06/16	100	-	-	-	-	-	Skępe, Mielno	Kępczyński 1956, <i>Carex rostrata-Drepanocladus vernicosus</i> (Kulczyński 1940)
133	409	1954/07/08	100	-	-	-	-	-	Skępe, Mielno	Kępczyński 1956, <i>Carex rostrata-Drepanocladus vernicosus</i> (Kulczyński 1940)
134	410	1954/08/21	100	-	-	-	-	-	Skępe, Mielno	Kępczyński 1956, <i>Carex rostrata-Drepanocladus vernicosus</i> (Kulczyński 1940)
135	411	1954/07/16	100	-	-	-	-	-	Skępe, Mielno	Kępczyński 1956, <i>Saliceto-Betuletum</i>
136	412	1954/06/10	100	-	-	-	-	-	Skępe, Mielno	Kępczyński 1956, <i>Saliceto-Betuletum</i>
137	413	1985	100	0	5	70	90	-	Rospuda	Sokołowski 1996, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> Steffen 1931 z <i>Festuca rubra</i>
138	414	1985	80	0	5	60	100	-	Rospuda	Sokołowski 1996, <i>Sphagno-Caricetum rostratae</i> Steffen 1931 z <i>Festuca rubra</i>
139	415	1985	80	0	30	90	70	-	Rospuda	Sokołowski 1996, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
140	416	1967/08/08	100	0	10	80	80	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Calamagrostis stricta</i>

141	417	1967/08/09	200	0	10	80	50	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Calamagrostis stricta</i>
142	418	1967/08/08	100	0	10	85	80	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Calamagrostis stricta</i>
143	419	1967/08/08	100	0	50	75	80	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Calamagrostis stricta</i>
144	420	1967/08/07	100	0	10	85	90	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Sphagnetum magellenici sphagnetosum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Eriophorum vaginatum</i>
145	421	1967/08/08	100	0	50	70	80	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Sphagnetum magellenici sphagnetosum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Eriophorum vaginatum</i>
146	422	1967/08/08	80	0	50	80	90	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Sphagnetum magellenici sphagnetosum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Eriophorum vaginatum</i>
147	423	1967/08/08	100	0	40	75	85	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Sphagnetum magellenici sphagnetosum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Eriophorum vaginatum</i>
148	424	1967/08/08	100	0	50	80	80	-	Jez. Mętne	Boiński, Boińska, Ceynowa-Giełdoń 1975, <i>Sphagnetum magellenici sphagnetosum recurvi</i> M. Jasn., J. Jasn. et S. Mark. 1968 z <i>Eriophorum vaginatum</i>
149	425	1975	100	0	10	90	50	-30	Lisia Wólka	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum cespitosae</i> Palcz. 1975
150	426	1975	100	0	20	90	30	-20	Łowiszów	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum paradoxae</i> R. Tx. 1947
151	427	1975	100	0	50	60	40	-10	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum paradoxae</i> R. Tx. 1947 z <i>B.pendula</i>
152	428	1975	100	0	60	70	40	-30	Krzczęń	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum paradoxae</i> R. Tx. 1947 z <i>B.pendula</i>
153	429	1975	100	0	50	90	20	-50	Motycz Leśny	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 z <i>B. humilis</i>
154	430	1975	100	0	20	70	40	-50	Rozkopaczów	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 z <i>B. humilis</i>
155	431	1975	100	0	30	70	30	-40	Kol. WolaWereszczyńska	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 z <i>B. humilis</i>

156	432	1975	100	0	30	80	30	-50	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 z <i>B. humilis</i>
157	433	1975	100	0	20	80	30	-60	Łowiszów	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 z <i>B. humilis</i>
158	434	1975	100	0	10	100	30	-40	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> Koch 1926 typicum
159	435	1975	100	0	5	70	40	-60	Pławanice	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Carici flavae-Molinietum</i>
160	436	1975	100	0	5	80	30	-80	Gotówka Niemiecka	Fijałkowski 1980 z <i>Toffieldia calyculata</i>
161	437	1975	100	0	20	90	10	-40	Sawin	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Carici flavae-Molinietum</i>
162	438	1975	100	0	10	90	30	-60	Rozkosz	Fijałkowski 1980 z <i>Salix nigricans</i>
163	439	1975	100	0	10	80	40	-40	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Carici flavae-Molinietum</i>
164	440	1975	100	0	5	80	30	-30	Wytyczno	Fijałkowski 1980 typicum
165	441	1975	100	0	10	80	90	-	Wólka Nadrybska	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum limosae</i> Br.-Bl. 1921
166	442	1975	100	0	10	70	90	-10	Krzczęń	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 typicum
167	443	1975	100	0	40	80	90	-10	Wólka Nadrybska	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Salix cinerea</i>
168	444	1975	100	0	30	80	90	-20	Wojciechów	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Salix cinerea</i>
169	445	1975	100	0	30	70	90	-20	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Salix cinerea</i>
170	446	1975	100	0	10	70	90	-30	Ciosny	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Phragmites australis</i>
171	447	1975	100	0	10	80	90	-30	Bidaczów Stary	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Phragmites australis</i>
172	448	1975	100	0	10	80	90	-20	Dądrawica	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Phragmites australis</i>
173	449	1975	100	0	10	70	90	-30	Karólówka	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957 z <i>Phragmites australis</i>
174	450	1975	100	0	10	70	90	-20	Woroniec	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926 typicum

175	451	1975	100	0	10	70	90	-20	Krasne	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926 typicum
176	452	1975	100	0	30	60	60	-20	Pikule	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Sphagno-Caricetum inflatae</i> Steffen 1931 z <i>Salix cinerea</i>
177	453	1975	100	0	40	70	60	-30	Flisy	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Sphagno-Caricetum inflatae</i> Steffen 1931 z <i>Salix cinerea</i>
178	454	1975	100	0	5	70	70	-	Bukowa	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Sphagno-Caricetum inflatae</i> Steffen 1931 z <i>Carex diandra</i>
179	455	1975	100	0	5	90	80	-50	Michałow	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum davaliana</i> Dutoit 1924 em. Görs 1963 z <i>Carex nigra</i>
180	456	1975	100	0	20	90	40	-20	-	Fijałkowski i Chojnacka-Fijałkowska 1990, <i>Caricetum davaliana</i> Dutoit 1924 em. Görs 1963 z <i>Carex nigra</i>
181	457	1961/07/11	-	50	10	80	80	-	Alpenvorland, Steiermark, Austria	Eggler 1962, <i>Pino-Betuletum humili</i> = <i>Betuletum humili-pubescentis</i> Oberd. 1957
182	458	1995	-	0	40	90	30	-	Jez. Moszne	Sugier i Popiołek 1998, <i>Phragmitetum communis</i> (Gams 1927) Schmale 1939
183	459	1995	-	0	20	90	90	-	Jez. Moszne	Sugier i Popiołek 1998, <i>Phragmitetum communis</i> (Gams 1927) Schmale 1939
184	460	1995	-	0	40	90	90	-	Jez. Moszne	Sugier i Popiołek 1998, <i>Phragmitetum communis</i> (Gams 1927) Schmale 1939
185	461	1995	-	0	5	100	50	-	Jez. Obradowskie	Kozak 1968, <i>Caricetum appropinquatae</i> (Aszod 1936) R. Tx. 1937
186	462	1995	-	0	20	70	100	-	Jez. Obradowskie	Kozak 1968, <i>Caricetum limosae</i> Br. Bl. 1921
187	463	1995	-	0	0	100	30	-	Jez. Obradowskie	Kozak 1968, <i>Caricetum diandrae</i> (Jon. 1932) Oberd. 1957
188	464	1959/07/12	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1963, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
189	465	1959/07/12	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1963, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
190	466	1959/07/12	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1963, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
191	467	1960/06/04	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1963, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
192	468	1960/06/04	50	-	-	-	-	-	Sołtysek	Polakowski 1963, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
193	469	1953-1958	16	0	10	90	20	-30	Jez. Długie	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum paniculatae</i> Wang 1916
194	470	1953-1958	16	0	5	90	20	-50	-	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum paniculatae</i> Wang 1916
195	471	1953-1958	16	0	5	80	30	-40	Jez. Płotycze	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum paniculatae</i> Wang 1916
196	472	1953-1958	16	0	10	80	20	-40	Jez. Wytoczno	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum appropinquatae</i> Tx. 1947
197	473	1953-1958	16	0	5	80	10	-40	Jez. Uścimowskie	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum appropinquatae</i> Tx. 1947
198	474	1953-1958	16	0	5	80	10	-20	Wincencin	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum buxbaumii</i> Issler 1932
199	475	1953-1958	16	0	10	90	20	-30	Kulczyn	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum buxbaumii</i> Issler 1932

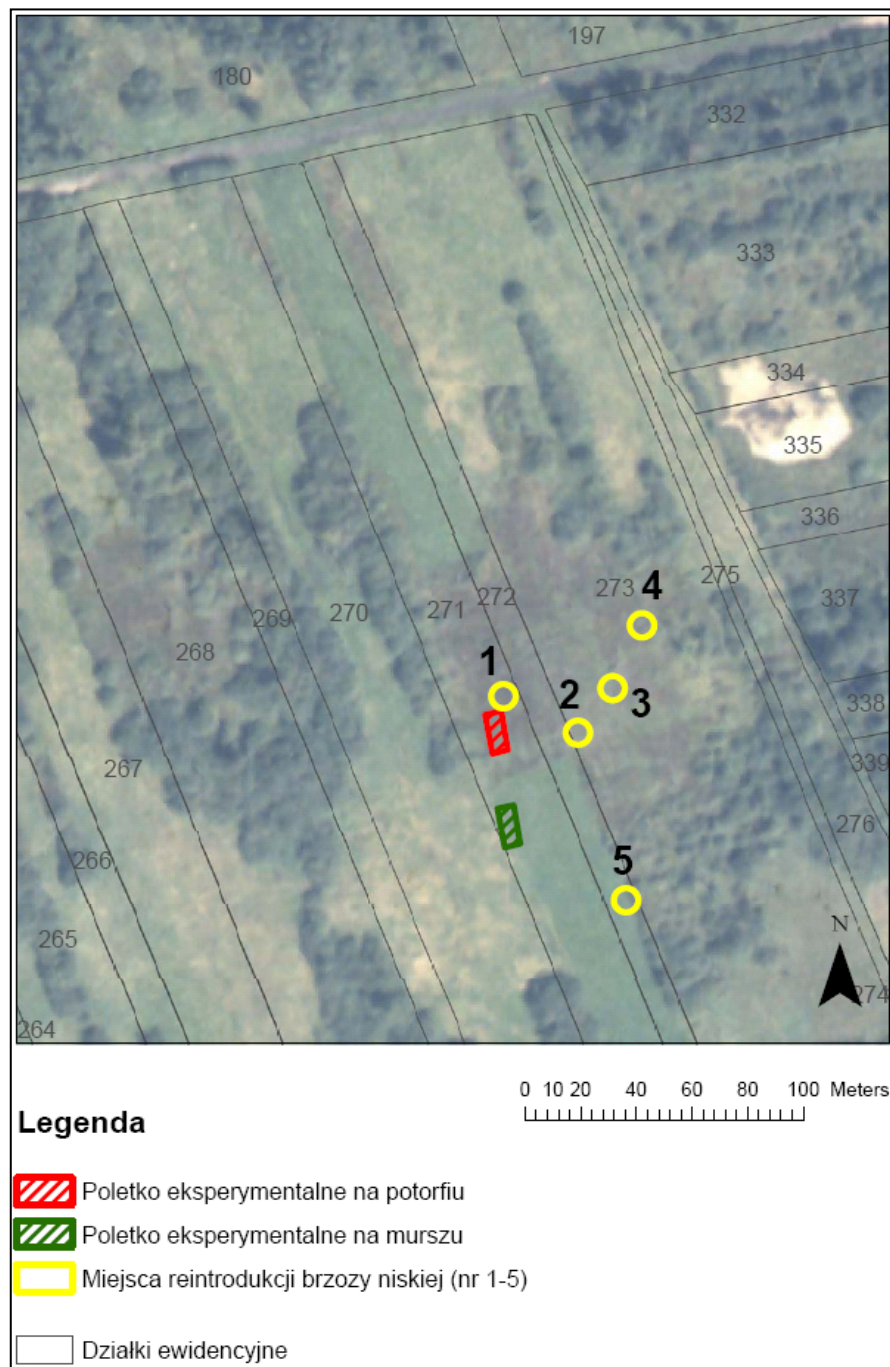
200	476	1953-1958	16	0	10	80	30	-90	Jez. Karaśne k/Wujek	Fijałkowski 1959, <i>Caricetum davaliana</i> W. Koch 1928
201	477	1953-1958	16	0	20	100	20	-50	Jez. Uściwierz	Fijałkowski 1959, <i>Molinietum medioeuropaeum</i> W. Koch 1928
202	478	1953-1958	16	0	5	70	50	-60	OstrówLub.	Fijałkowski 1959, <i>Poa-Festucetum rubrae</i> prov.
203	479	1953-1958	16	0	5	80	30	-50	Rozkopaczów	Fijałkowski 1959, <i>Poa-Festucetum rubrae</i> prov.
204	480	1953-1958	16	0	60	90	20	-70	Wytyczno	Fijałkowski 1959, <i>Betuletum humilis</i> prov.
205	481	1953-1958	16	0	90	100	10	-70	Rozkopaczów	Fijałkowski 1959, <i>Betuletum humilis</i> prov.
206	482	1953-1958	16	0	90	100	30	-50	KrowieBagno	Fijałkowski 1959, <i>Betuletum humilis</i> prov.
207	483	1953-1958	16	0	80	90	5	-30	WólkaWytycka	Fijałkowski 1959, <i>Betuletum humilis</i> prov.
208	484	1953-1958	16	0	70	90	5	-20	Wola Wereszczyńska	Fijałkowski 1959, <i>Betuletum humilis</i> prov.
209	485	1962	10	60	70	90	40	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Betuletum humilis</i> Fij. 1959
210	486	1962	10	50	80	80	30	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Betuletum humilis</i> Fij. 1959
211	487	1962	10	0	80	80	20	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Betuletum humilis</i> Fij. 1959
212	488	1962	10	0	90	70	80	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Betuletum humilis</i> Fij. 1959
213	489	1962	10	0	90	60	20	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Betuletum humilis</i> Fij. 1959
214	490	1962	10	0	90	40	80	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Salix aurita-Frangula alnus</i> Tx. 1937
215	491	1962	10	0	90	40	10	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Salix aurita-Frangula alnus</i> Tx. 1937
216	492	1962	10	0	90	90	30	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Salix aurita-Frangula alnus</i> Tx. 1937
217	493	1962	10	0	70	80	20	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Salix aurita-Frangula alnus</i> Tx. 1937
218	494	1962	10	0	80	80	30	-	Wieprz	Izdebska 1963, <i>Salix aurita-Frangula alnus</i> Tx. 1937
219	496	1968/08/08	80	0	50	80	90	-	Jez. Mętne	Boińska 1974, <i>Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
220	497	1968/08/08	100	0	50	75	85	-	Jez. Mętne	Boińska 1974, <i>Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
221	498	1968/08/08	100	0	50	80	80	-	Jez. Mętne	Boińska 1974, <i>Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
222	499	1968/08/08	100	0	50	80	80	-	Jez. Mętne	Boińska 1974, <i>Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
223	500	1968/08/08	100	0	55	75	80	-	Jez. Mętne	Boińska 1974, <i>Sphagnetum magellanici sphagnetosum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
224	501	1970/07/16	100	0	65	65	90	-	Sołtysek	Boińska 1974, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
225	502	1970/07/16	100	0	60	60	60	-	Sołtysek	Boińska 1974, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968

226	503	1970/08/15	100	0	5	90	95	-	Skępe	Boińska 1974, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
227	504	1970/07/18	100	0	50	70	100	-	Jeziorko k./Drozdowa	Boińska 1974, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
228	505	1970/07/31	100	0	60	100	70	-	Obrowo	Boińska 1974, <i>Eriophoro angustifolii-Sphagnetum recurvi</i> Jasn. Jasn. Mark. 1968
229	506	1970/07/17	100	0	80	80	100	-	Zabrodzie	Boińska 1974, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
230	507	1970/07/17	100	0	50	90	50	-	Zabrodzie	Boińska 1974, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
231	508	1970/07/17	100	0	90	70	85	-	Jeziorko Ławki	Boińska 1974, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
232	509	1970/08/25	100	0	60	95	95	-	Obrowo	Boińska 1974, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
233	510	1964/07/31	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1959
234	511	1964/07/31	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1960
235	512	1964/07/31	50	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1961
236	513	1964/07/31	50	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1962
237	514	1964/07/16	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1963
238	515	1964/07/16	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1964
239	516	1964/07/16	50	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1965
240	517	1964/07/31	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1966
241	518	1964/07/16	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1967
242	519	1964/07/20	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum humilis</i> (Sinicyowna 1936) Fijalk. 1968
243	520	1964/07/09	100	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, zb. <i>Salix cinerea-Betula pubescens</i>
244	521	1964/07/09	100	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, zb. <i>Salix cinerea-Betula pubescens</i>
245	522	1964/06/20	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, zb. <i>Calamagrostis canescens</i>
246	523	1964/07/03	25	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, zb. <i>Calamagrostis canescens</i>
247	524	1964/06/29	100	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum pubescentis-verucosae</i> ass. nova wariant eutroficzny
248	525	1964/07/17	100	-	-	-	-	-	Biebrza	Pałczyński 1975, <i>Betuletum pubescentis-verucosae</i> ass. nova wariant eutroficzny
249	526	1982/07/23	50	0	0	95	75	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
250	527	1982/07/21	100	0	0	90	70	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1964
251	528	1982/07/06	100	0	0	90	80	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1965
252	529	1982/07/21	100	0	0	80	80	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1966
253	530	1982/07/23	100	0	0	80	80	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1967

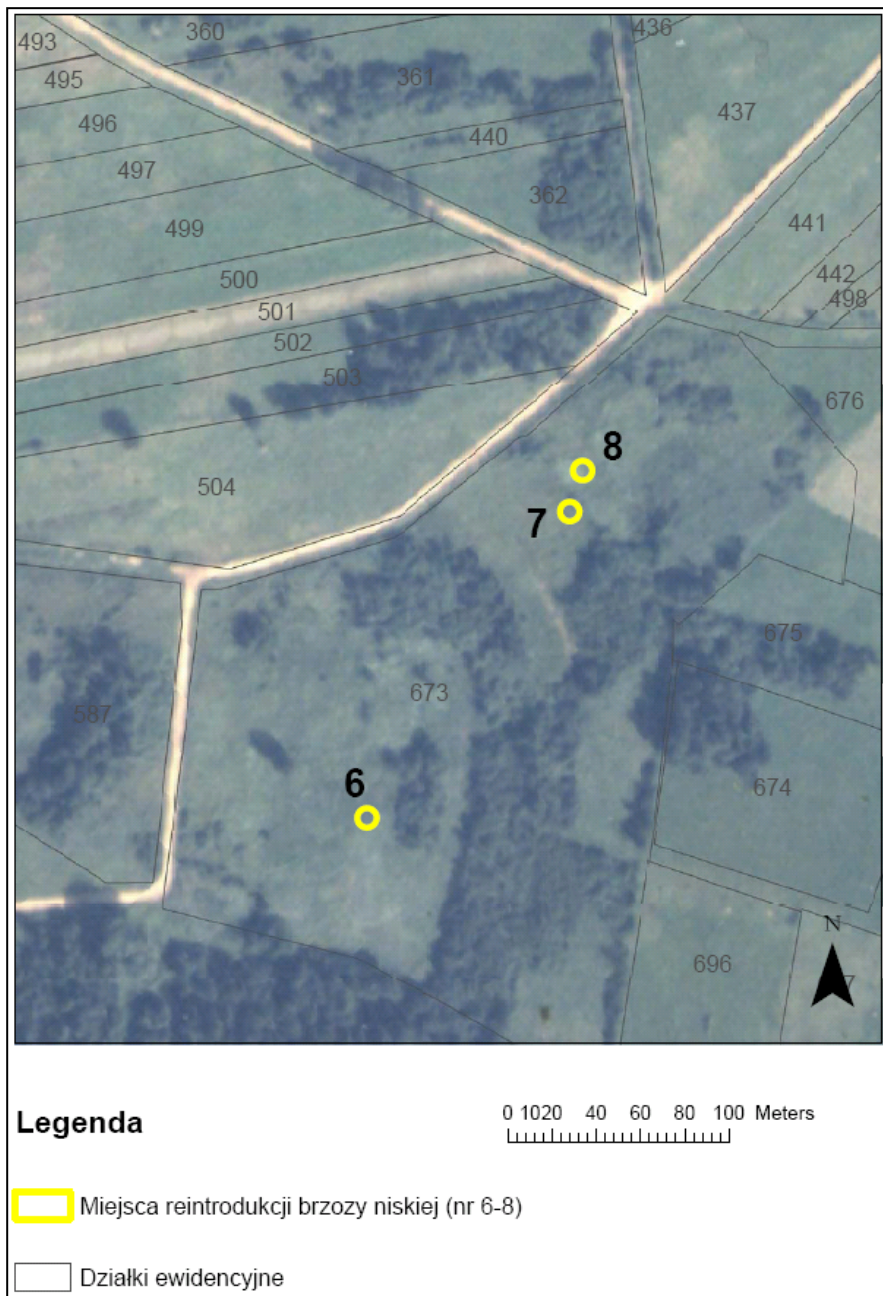
254	531	1982/07/21	100	0	40	90	30	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1968
255	532	1982/07/20	60	0	35	80	90	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1969
256	533	1982/07/23	100	0	70	90	70	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Betulo-Salicetum repentis</i> Oberd. 1970
257	534	1982/07/23	100	0	80	85	25	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Salicetum pentandro-cinereae</i> (Almq. 1929) Pass. 1961
258	535	1985/06/29	100	0	95	65	60	-	Ławiczek	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Salicetum pentandro-cinereae</i> (Almq. 1929) Pass. 1961
259	536	1982/07/23	200	60	40	90	5	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Carici elongateae-Alnetum</i> Koch 1926
260	537	1982/09/08	200	80	30	90	5	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, zb. z <i>Betula verrucosa</i> (Alnion)
261	538	1982/07/21	20	0	0	80	90	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Caricetum limosae</i> Br.-Bl. 1921
262	539	1982/09/08	60	0	0	80	70	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch 1926
263	540	1982/07/06	100	0	0	80	90	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932 em. Oberd. 1957
264	541	1982/09/08	100	0	0	80	95	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Caricetum chorderhizae</i> Paul et Lutz 1941
265	542	1985/09/17	36	0	0	100	5	-	Wólka Mała	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Junco-Molinietum</i> Prsg 1951
266	543	1982/07/06	50	0	0	95	50	-	Skępe	Kępczyński i Załuski 1988, <i>Junco-Molinietum</i> Prsg 1951
267	566	1970	-	50	75	75	90	-	Koszelewki	Bońska 1974, zb. nieokreslone
268	567	1970	-	0	85	30	70	-	Obrowo	Bońska 1974, zb. nieokreslone
269	568	1970	-	0	75	90	90	-	Obrowo	Bońska 1974, zb. nieokreslone
270	569	1970	-	0	100	40	0	-	Łąki Ślesińskie	Bońska 1974, zb. nieokreslone
271	570	1963/08/14	3	-	-	-	-	-	Kesselmoor b.Wasserburg	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov. (bez <i>B. humilis</i>)
272	571	1963/08/14	2	-	-	-	-	-	Moor b.Diemendorf	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov. (bez <i>B. humilis</i>)
273	572	1963/08/14	3	-	-	-	-	-	Moor b.Diemendorf	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
274	573	1963/08/14	25	-	-	-	-	-	Zieglerhof-Moor	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
275	574	1963/08/14	15	-	-	-	-	-	Ghagelslaich-Moor	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
276	575	1960/06/12	100	-	-	-	-	-	Federseemoor	Oberdorfer 1964, (Korneck) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
277	576	1962/06/27	-	-	-	-	-	-	Moor b.Ruhstetten	Oberdorfer 1964, (Gors) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
278	577	1963/08/16	20	-	-	-	-	-	Edlacher Moor b.Trieben	Oberdorfer 1964, (Wagner) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.

279	578	1962/06/26	-	-	-	-	-	-	Waltere b. Schackenreuthe	Oberdorfer 1964, (Gors) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
280	579	1963/08/15	10	-	-	-	-	-	Moor b.Pfronten-Kreuzegg	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
281	580	1937/09/02	50	-	-	-	-	-	Taubenried b.Pfullendorf	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
282	581	1963/07/31	5	-	-	-	-	-	Taubenried b.Pfullendorf	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
283	582	1963/07/31	10	-	-	-	-	-	Waltere b.Schwackenreathe	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
284	583	1963/07/31	10	-	-	-	-	-	Waltere b.Schwackenreathe	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
285	584	1955/08/09	-	-	-	-	-	-	Vorsee b.Wolpertswende	Oberdorfer 1964, (Philippi) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
286	585	1959/08/10	20	-	-	-	-	-	Waltere b. Schwackenreuthe	Oberdorfer 1964, (Philippi) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
287	586	1963/08/15	5	-	-	-	-	-	Federsee	Oberdorfer 1964, <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.
288	587	1960/06/16	50	-	-	-	-	-	Federsee	Oberdorfer 1964, (Korneck) <i>Betulo-Salicetum repentis (angustifoliae)</i> ass. nov.

Zał. 5. Rozmieszczenie sadzonek brzozy niskiej reintrodukowanych przez Stowarzyszenie Chrońmy Mokradła (Centrum Ochrony Mokradel) na Bagnie Całowanie



Ryc. I. Skupiska brzozy niskiej posadzonej na Bagnie Całowanie w 2004 i 2005 roku. Poletko eksperymentalne – miejsca, gdzie w 2004 roku posadzonych zostało 80 sadzonek, które posłużyły do realizacji eksperymentu terenowego (**rozdział 2.5 i 2.6**). Miejsca reintrodukcji nr 1-5 – miejsca, w których w 2005 roku, po dwóch latach uprawy w szkółce, posadzonych zostało 107 sadzonek brzozy niskiej; liczba sadzonek posadzonych w poszczególnych skupieniach: 1 – 20, 2 – 23, 3 – 22, 4 – 21, 5 – 20. W 2007 roku skoszone zostały skupienia nr: 2 i 5.



Ryc. II. Skupiska brzozy niskiej posadzonej na Bagnie Całowanie w 2006 roku, po trzech latach uprawy w szkółce. Liczba sadzonek posadzonych w poszczególnych skupieniach: 6 – 15, 7 – 10, 8 – 10.

