



**UNIwersytet  
Przyrodniczy  
we Wrocławiu**  
Wydział Przyrodniczo-Technologiczny

**mgr inż. Brayan Jacewski**

**Wpływ użytkowania łąk trzęślicowych na zróżnicowanie  
gatunkowe roślin i grzybów mikroskopowych**

The impact of Molinia meadow communities usage on the species diversity  
of plants and microscopic fungi

Praca doktorska  
wykonana pod kierunkiem  
dra hab. Jacka Urbaniaka, profesora uczelni  
Katedra Botaniki i Ekologii Roślin  
Drugi promotor:  
dr hab. inż. Wojciech Pusz, profesor uczelni  
Katedra Ochrony Roślin

Wrocław, 2021

*Pragnę podziękować profesorom  
Jackowi Urbaniakowi  
za zachęcanie do poszukiwania wiedzy, serdeczność, profesjonalizm i poświęcony czas,  
Wojciechowi Puszowi  
za merytoryczny sukurs fitopatologiczny  
Ponadto składam podziękowania dla dr Grzegorza Swachy  
za pomoc w realizacji badań.*

*Dziękuję także mojej rodzinie, Mokrej Włoszce oraz Pawłowi Gulczowi  
za ogromne wsparcie na każdym etapie badań.*

*Bez Was nie znalazłbym się tu gdzie jestem.*

## 1. Spis treści

2.	Wstęp.....	4
3.	Cel i zakres pracy .....	6
4.	Przegląd literatury .....	7
4.2.	Łąki półnaturalne użytkowane ekstensywnie .....	8
4.3.	Zmiennowilgotne łąki trzęślicowe.....	9
4.4.	Sukcesja wtórna zbiorowisk łąkowych.....	11
4.5.	Historia badań mikroskopijnych grzybów w zbiorowiskach roślinnych.....	12
5.	Metodyka badań .....	14
5.1.	Charakterystyka obszaru badań .....	14
5.2.	Obszar badań .....	14
5.3.	Opis i charakterystyka powierzchni badawczych.....	16
5.4.	Analiza wyników .....	19
5.4.1.	Zróźnicowanie gatunkowe i ekologiczne .....	19
5.4.2.	Analiza statystyczna wyników .....	21
5.4.3.	Analizy klasyfikacyjne .....	22
5.5.	Badania molekularne .....	23
6.	Charakterystyka powierzchni badawczych .....	24
7.	Wyniki badań .....	32
7.1.	Wyniki analiz florystycznych.....	32
7.2.	Wyniki analiz mykologicznych .....	49
7.3.	Wyniki analiz klasyfikacyjnych .....	79
7.4.	Analizy wilgotności.....	92
8.	Dyskusja .....	97
8.1.	Część florystyczna.....	97

8.2.	Część mykologiczna .....	102
8.2.1.	Grzyby mikroskopijne zmiennowilgotnych łąk trzęślicowych na tle innych regionów Polski.....	103
8.2.2.	Grzyby mikroskopijne łąk trzęślicowych a różne stopnie sukcesji.....	106
9.	Wnioski .....	107
10.	Literatura .....	110
11.	Aneks.....	119
12.	Spis tabel, aneksów i rysunków .....	132
13.	Streszczenie .....	136

## 2. Wstęp

Zmiana sposobów użytkowania łąk trzęślicowych (*Molinion caeruleae* Koch 1926) na przestrzeni ostatnich dekad w dużym stopniu przyczyniła się do przemian tych biocenoz, a zachodzące zmiany zdają się wciąż postępować z upływem lat. Zaprzestanie wypasania zwierząt, a także wykaszania w celu uzyskania materiału roślinnego będące wynikiem transformacji i specjalizacji gospodarstw rolnych na przełomie XX i XXI wieku, oraz pojawienie się dotacji unijnych mających na celu powstrzymanie procesu zarastania porzuconych łąk, doprowadziło do przemian zbiorowisk łąk trzęślicowych (*Molinion caeruleae* Koch 1926) (Heinsoo i in., 2010; Linusson i in., 1998). Ze względu na półnaturalny charakter łąk trzęślicowych – powstałych wskutek odwadniania terenów bagiennych – zanik czynnej gospodarki ludzkiej mającej bezpośredni wpływ na ich formowanie i utrzymywanie często prowadzi do procesów sukcesji wtórnej. Efektem tych przemian są zazwyczaj zmiany florystyczne prowadzące do wykształcenia zupełnie odmiennych fitocenoz (Faliński, 1969).

Co ważne, postępujące przemiany składu florystycznego nie pozostają obojętne na inne elementy biocenoz (Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Takim składnikiem jest biota grzybów mikroskopowych będąca jednym z ważniejszych ogniw biocenoz łąkowych, a która w porównaniu z roślinami wyższymi jest bardzo słabo poznanym elementem oraz rzadko stosowanym wskaźnikiem kierunku zmian stanu środowiska. Ze względu na specyficzną biologię i możliwość wchodzenia w różne związki ekologiczne, grzyby mogą wpływać bezpośrednio lub pośrednio na rozwój ekosystemów i ich komponentów, a ich występowanie w biocenozach zależy od obecności roślin żywicielskich. Rośliny te będące gospodarzami obligatoryjnymi lub fakultatywnymi), których obecność pozwala na rozwój grzyba w danym zbiorowisku (Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Samo występowanie mykobioty grzybów pasożytniczych jest uwarunkowane oddziaływaniem zróżnicowanej liczby czynników takich jak: wilgotność, nasłonecznienie, temperatura, cyrkulacja powietrza oraz struktura przestrzenna i wiekowa oraz zagęszczenie populacji żywiciela, ale także typu zbiorowiska roślinnego i oddziaływań samych roślin żywicielskich (Hirsch i Braun, 1992; Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Ponadto, uważa się, że wpływ wymienionych czynników bywa silnie modyfikowany przez specyficzny mikroklimat kształtowany w obrębie zróżnicowanych zbiorowisk roślinnych. Czasem nieduże wahania (zmiana warunków ocienienia i wilgotności) mogą mieć wpływ na obserwowane zróżnicowanie

w występowaniu mykobioty (Hirsch i Braun, 1992; Majewski, 1971; Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Układ żywiciel – grzyb, jest podobnie jak w przypadku innych interakcji wewnątrz biocenotycznych układem dynamicznym podlegającym presji czynników środowiskowych, a w tym przemian florystycznych zachodzących w zbiorowiskach roślinnych. Uważa się, że zbiorowiska roślinne, a właściwie gatunki roślin składające się na nie i tworzące je, mogą mieć wpływ na charakter czynników abiotycznych i modyfikować je, czego dobrym przykładem są obserwowane zmiany wilgotności podłoża wpływające na zasiedlenie powierzchni liścia przez niektóre mikroorganizmy (Jones i Harrison R., 2004; Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Z pewnością, na skład gatunkowy, ale też i frekwencję występowania grzybów w populacjach żywicielskich gatunków roślin ma także wpływ fenologia, czyli okresowe pojawy i fazy rozwojowe roślin następujące względem upływu czasu i zmian czynników klimatycznych. Jeśli uwzględnimy przy tym zróżnicowaną długość trwania organizmu roślinnego ograniczonego choćby czasowym zastosowaniem zabiegów gospodarczych lub nagłymi zmianami pogodowymi, częstotliwość pojawów grzybów może fluktuować w znacznym stopniu (Mułenko, 1998). Jak dotychczas, tylko nieliczne prace podejmowały próby oceny zmian zachodzących w zespołach roślinnych, poprzez jednoczesną analizę przemian florystycznych oraz charakterystykę bioty mikroskopowych grzybów fitopatogenicznych (Mułenko, 1998; Pusz, 2016; Romaszewska-Sałata, 1977; Ruszkiewicz-Michalska, 2006). W związku z tym niniejsza praca stara się uzupełnić nieliczne dane dotyczące wspólnej koegzystencji zbiorowisk i zasiedlających je grzybów, na przykładzie zmian użytkowania łąk trzęślicowych.

### 3. Cel i zakres pracy

W trakcie prac, analizą objęto zbiorowiska łąk trzęślicowych na Wysoczyźnie Rościśławskiej. Należące do obszaru Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki stanowią unikalny w skali Dolnego Śląska zespół roślin łąkowych o powierzchni 359,8 ha (Fig. 1-2). Zasadniczymi celami podjętych badań było:

1. przeprowadzenie analizy botanicznej wybranych fragmentów zbiorowisk trzęślicowych związku *Molinion caeruleae* Koch 1926 oraz potencjalnego wpływu intensywności użytkowania łąk zmiennowilgotnych na różnorodność florystyczną i stan faktyczny zbiorowisk,
2. ocena stanu sukcesji wtórnej oraz analiza gatunkowa roślin wkraczających na powierzchnie stanowiące nieużytki rolne o zróżnicowanym czasie odłogowania (od 5 do ponad 15 lat zaniechania polowych prac agrotechnicznych),
3. identyfikacja różnorodności gatunkowej grzybów mikroskopijnych pasożytujących na nadziemnych organach roślin naczyniowych występujących na wyznaczonych obszarach Łąk Zagórzyckich oraz określenie stopnia porażenia żywicieli,
4. wykonanie obserwacji i analiz zmian w występowaniu i okresowych pojawach bioty grzybów mikroskopijnych względem wpływu użytkowania łąk trzęślicowych związku *Molinion caeruleae* Koch 1926.

## 4. Przegląd literatury

### 4.1. Zbiorowiska łąkowe

Zbiorowiska trawiaste, czyli biocenozy łąkowe, są od dawna stałym elementem krajobrazu naturalnego jak i antropogenicznego, stanowiąc tym samym nieodzowny składnik krajobrazu kulturowego człowieka. Ich wspólną cechą jest dominujący udział traw, przy współdziale turzyc i roślin dwuliściennych. Ze względu na szeroki zasięg występowania geograficznego, można spotkać je w strefie okołobiegunowej, na terenach stref umiarkowanych i podzwrotnikowych, gdzie tworzą stepy, jak też w strefie równikowej w formacji trawiastej zwanej sawanną. Występują zarówno w dolinach rzek, formując żyzne łąki świeże, jak i na zboczach gór, tworząc murawy wysokogórskie (Balcerkiewicz, 2007).

Obecnie, szacuje się pokrycie powierzchni Polski łąkami na około 14% (Wysocki i Sikorski, 2009). Tak duży udział w zbiorowiskach roślinnych Polski sprawia, że wśród biocenoz łąkowych występuje dość duże zróżnicowanie siedliskowe, głównie pod względem zasobności jak i wilgotności. W większości zbiorowiska te są zbiorowiskami wtórnymi, które powstanie zawdzięczają człowiekowi i utrzymują się dzięki jego gospodarowaniu i ingerencji. Bez niej szybciej lub wolniej zostałyby porośnięte lasem wskutek naturalnie zachodzących na nich procesów sukcesyjnych (Pawłowski i Zarzycki, 1972; Wysocki i Sikorski, 2009).

Ze względu na użytkowanie, zbiorowiska łąkowe można podzielić na:

1. użytkowane ekstensywnie, do których zaliczamy łąki i pastwiska półnaturalne (seminaturalne),
2. łąki intensywnie użytkowane, nastawione głównie na produkcję siana o dużej zawartości składników pokarmowych,
3. naturalne zbiorowiska łąkowe (Eriksen i in., 2014).

Do zbiorowisk naturalnych można zaliczyć te zbiorowiska trawiaste, które ze względów klimatyczno-siedliskowych nie przekształcają się w inne formacje zaroślowo-leśne. Taki typ zbiorowisk łąkowych o charakterze naturalnym reprezentują między innymi murawy wysokogórskie, zbiorowiska kserotermiczne oraz murawy wytworzone na specyficznych siedliskach jak murawy solniskowe czy galmanowe (Wysocki i Sikorski, 2009).



## 4.2. Łąki półnaturalne użytkowane ekstensywnie

Jak wspomniano, do zbiorowisk łąk półnaturalnych zaliczamy te zbiorowiska łąkowe, których istnienie uzależnione jest od aktywności i sposobu użytkowania przez człowieka. Geneza tych fitocenoz ma charakter półnaturalny – powstały one najczęściej w wyniku osuszania mokradeł lub wycięcia lasów, w celu pokrycia zapotrzebowania rosnącego pogłowia zwierząt hodowlanych na paszę oraz ściółkę. Ich ukształtowanie poprzez wieloletnie użytkowanie kośne bądź wypas cechuje się dużym bogactwem florystycznym (Wysocki i Sikorski, 2009). Dzięki tym dwóm podstawowym czynnikom, powstrzymywana jest sukcesja wtórna, czyli wzrost roślin wysokich, a następnie krzewów, drzew i ewentualnych gatunków inwazyjnych. Zwiększenie dostępności światła w runi łąkowej sprzyja rozwojowi późno kwitnących niskich bylin (Barabasz, 1994). Ich półnaturalność, polega także na dominacji na ich obszarze spontaneofitów (gatunków rodzimych, które na dany teren przywędrowały spontanicznie i mogą istnieć bez udziału człowieka) pochodzących z siedlisk naturalnych jak okrajki bądź polany śródleśne. Spontaneofity utrzymują się na stanowiskach dzięki regularnie prowadzonym zabiegom gospodarczym. Mimo przynależności do klas zbiorowisk pochodzenia antropogenicznego, to właśnie występowanie spontaneofitów odróżnia łąki półnaturalne od sztucznych układów roślinności, takich jak pola uprawne bądź intensywnie użytkowane łąki i pastwiska, do których z kolei celowo wprowadzono wyselekcjonowane antropofity, a ich trwałość gatunkowa utrzymywana jest przez liczne zabiegi agrotechniczne (Faliński, 1969). Trzeba też zauważyć, że dzięki dużej zdolności odrastania, zbiorowiska trawiaste są w stanie utrzymać się na obszarach koszonych czterokrotnie, bądź siedmiokrotnie spasanymi. Ustanie koszenia powoduje wzrost roślin słabiej je znoszących, dlatego też w celu zachowania ich trwałości, zbiorowiska trawiaste należy kosić z określoną częstotliwością (Wysocki i Sikorski, 2009).

Pochodzenie semiantropogeniczne łąk skutkuje gwałtownymi i szybkimi zmianami w biotopach na skutek zaprzestania prowadzenia gospodarki rolnej. Porzucenie lub zmiany sposobu użytkowania, których efektami jest rozpoczęcie sukcesji wtórnej, kompensowane są tworzeniem programów ochrony wraz z kompleksowymi dopłatami rolnymi, mającymi powstrzymać proces zanikania tych cennych płatów roślinności (Szewczyk i Oświęcimska-Piasko, 2001).

### 4.3. Zmiennowilgotne łąki trzęślicowe

Zbiorowiska półnaturalnych łąk i pastwisk występujące na terenie Polski pod względem fitosocjologicznym zaliczane są do klasy *Molinio-Arrhenatheretea* R.Tx. 1937 (Matuszkiewicz, 2006). W tym ujęciu w obrębie klasy, wyróżnia się następujące rzędy: *Plantaginetalia majoris* R. Tx. (1943) 1950, *Trifolio-Agrostietalia stoloniferae* R.Tx. 1970, *Molinetalia* Koch 1926 i *Arrhenatheretalia elatioris* Pawł. 1928.

Do rzędu *Molinetalia* Koch 1926 zaliczane są zbiorowiska trwale lub okresowo wilgotnych użytków zielonych, przeważnie mezo- i eutroficznych łąk kośnych. Rząd *Molinetalia* obejmuje zbiorowiska, których główną cechą jest występowanie na siedliskach wilgotnych lub okresowo wilgotnych oraz średniej i dużej zasobności (Wysocki i Sikorski, 2009). W obrębie rzędu *Molinetalia* Koch 1926, najbogatszym w gatunki jest związek *Molinion caeruleae* Koch 1926, czyli zbiorowiska jednokośnych i nienawożonych łąk trzęślicowych. Są to innymi słowy zmiennowilgotne łąki trzęślicowe, ekstensywnie użytkowane zespoły łąk, bogate w gatunki roślin ze znacznym udziałem trzęślicy modrej *Molinia caerulea* (L.) Moench. Rozwijają się na siedliskach o zmiennym poziomie wody gruntowej od wilgotnych do okresowo wilgotnych w ciągu okresu wegetacji, zarówno na glebach organicznych jak i mineralnych o małej zasobności w fosfor i potas (Grynia, 1962; Kozłowski i in., 2012). Łąki te są uważane za mało plenne, ze średnią ilością masy roślin około 2-2,5 t s.m./ha (Grzyb i Prończuk, 1995). Ze względu na plon słabej jakości, koszone są zazwyczaj raz w roku, pod koniec września. Są za to łąkami bardzo bogato zróżnicowanymi florystycznie, należącymi do najcenniejszych zbiorowisk roślinnych Polski i Europy Środkowej. W zespole występuje wiele chronionych gatunków roślin, takich jak np. kosaciec syberyjski (*Iris sibirica* L.), goryczka wąskolistna (*Gentiana pneumonanthe* L.), goździk pyszny (*Dianthus superbus* L.), mieczyk dachówkowaty (*Gladiolus imbricatus* L.) czy kukulka plamista (*Dactylorhiza maculata* (L.) (Kącki i Załuski, 2004; Trąba, 2014). W razie zaprzestania koszenia, zbiorowiska zmiennowilgotnych łąk trzęślicowych przechodzą w łąkę ziołoroślową, zespół wiązówki i bodziszka łąkowego (*Filipendulo-Geranium* Koch 1926) (Trąba i Wolański, 2012).

Związek *Molinion caeruleae* Koch 1926, obejmujący zbiorowiska kośnych łąk o zmiennym uwilgotnieniu, należy do bardziej zagrożonych typów siedlisk w Europie, a szeroka skala ekologiczna zbiorowisk do niego należących wpływa na dużą regionalną zmienność siedliskową,

a co za tym idzie – na zróżnicowanie florystyczne (Matuszkiewicz, 2006). Wpływ ma tu przede wszystkim różnorodność gleb i ich uwilgotnienie oraz użytkowanie – działalność człowieka poprzez stosowane zabiegi agrotechniczne takie jak odwadnianie, nawożenie, częstotliwość koszenia, a także zaniechanie użytkowania (Michalska-Hejduk, 2006; Swacha i in., 2018). Stanowiska związku *Molinion caeruleae* Koch 1926 odnotowywane są w Polsce na obszarze prawie całego kontynentalnego regionu biogeograficznego (za wyjątkiem Pojezierza Litewskiego i wschodniej części Niziny Północnopodlaskiej na północnym wschodzie, Kotliny Jeleniogórskiej, Kotliny Kłodzkiej, Karkonoszy, Gór Izerskich i Obniżenia Żytawsko-Zgorzeleckiego w południowo-zachodniej części kraju oraz Kotliny Jasielsko-Krośnieńskiej, Obniżenia Gorlickiego i Pogórzy Przemyskiego, Bukowskiego, Jasielskiego Strzyżowskiego, Ciężkowickiego, Rożnowskiego w południowo-wschodniej Polsce), a także nielicznie w regionie alpejskim na obszarze Beskidu Wyspowego (Kącki i Załuski, 2004; Kołodziejek i Michalska-Hejduk, 2004; Michalska-Hejduk i Kopeć, 2012; Kondracki, 2002; Suder, 2008).

Na potrzeby pracy klasyfikacja łąk trzęślicowych została przedstawiona na podstawie publikacji Wysockiego i Sikorskiego (2009) oraz Swachy i Kąckiego (2016) w oparciu o aktualnie trwające badania wykorzystujące dane zgromadzone w krajowej bazie danych o roślinności *Polish Vegetation Database* – PVD (Kącki i Śliwiński, 2012). Pozwoliło to na dokładniejsze scharakteryzowanie i skatalogowanie zbiorowisk roślinnych w Polsce, a wiele fitocenoz przyporządkowanych do związków czy zespołów zostało ponownie przebadanych z wykorzystaniem najnowszych metod badawczych połączonych z analizami bioróżnorodności i kierunków rozwoju (Kącki, 2007; Swacha i in., 2016). W związku z tym, wykorzystywana w pracy klasyfikacja zbiorowisk łąk trzęślicowych przedstawia się następująco:

Klasa: *Molinio-Arrhenatheretea* R. Tx. 1937

Rząd: *Molinietalia* Koch 1926

Związek: *Molinion caeruleae* Koch 1926

Zespół: *Molinietum caeruleae* Koch 1926

#### 4.4. Sukcesja wtórna zbiorowisk łąkowych

W Polsce sukcesję wtórną najczęściej możemy obserwować na wcześniej wykorzystywanych terenach i użytkowanych jako tereny porolne, a przede wszystkim na odłogowanych polach i łąkach, w tym na łąkach trzęślicowych. Sukcesja prowadzi do odtworzenia zbiorowiska typowego lub utworzenia nowego, dopasowanego do lokalnych warunków środowiskowych. W przypadku sukcesji wtórnej, jeden gatunek zastępuje drugi, ponieważ w każdym stadium gatunki tak przekształcają środowisko, że dla nich samych staje się ono mniej odpowiednie, dla innych zaś bardziej im odpowiadające (Krebs, 2011). Swoista wymiana gatunków, jest więc procesem uporządkowanym i przewidywalnym oraz sprawia, że sukcesja jest procesem kierunkowym (Krebs, 2011). W większości przypadków całkowite odtworzenie się ekosystemu identycznego z tym przed jego przekształceniem nie występuje. Następuje za to często zmiana składu gatunkowego fitocenozy wskutek zaniku pewnych gatunków, zmian warunków fizykochemicznych i mikroklimatycznych środowiska. Faliński (1991) zwraca uwagę, że w przypadku sukcesji wtórnej, ostatnim etapem może być odtworzenie zbiorowiska leśnego. Często jednak może wytworzyć się zbiorowisko końcowe daleko odmienne od tego, jakie występowało w danym położeniu pierwotnie. Procesy związane z postępowaniem sukcesji w przypadku braku presji czynnika ludzkiego trwają wiele dziesięcioleci, a czasem setki lat (Faliński, 2001).

Siewki krzewów i drzew, które ze względu na sezonowe prace przy regularnym użytkowaniu nie mają możliwości wzrostu, a dopiero po ustaniu zabiegów zasiedlać porzucone łąki. W dalszym ciągu brak regulatora wzrostu, jakim był człowiek i jego działalność, doprowadza stopniowo do zmiany składu gatunkowego, spowodowanego zwiększoną konkurencją o światło, wodę i składniki pokarmowe (Jastrzębska i in., 2009). Należy również wspomnieć, że regularne wykaszanie, które w pozytywny sposób wpływa na kondycję łąki jako ekosystemu, ograniczało możliwość wkraczania gatunków inwazyjnych, szczególnie nawłoci kanadyjskiej *Solidago gigantea* Aiton., której masowe pojawy doprowadziły do negatywnych przemian wielu różnych typów ekosystemów łąkowych na terenie całej Polski (Brzeg i Wojterska, 2001; Kącki i Załuski, 2004; Krasicka-Korczyńska i in., 2008).

#### 4.5. Historia badań mikroskopijnych grzybów w zbiorowiskach roślinnych

Badania mykocenologiczne grzybów mikroskopijnych, których przedmiotem jest jakościowa i ilościowa analiza gatunków grzybów, a także poznanie związków łączących je ze zbiorowiskami roślinnymi, prowadzone były głównie przez polskich mykologów. Jednym z pionierów badań mykocenologicznych był prof. Tadeusz Majewski, który skupiał się przede wszystkim na czterech grupach taksonomicznych grzybów: *Erysiphaceae*, *Peronosporales*, *Uredinales*, *Ustilaginales* prowadząc badania na obszarze Puszczy Białowieskiej (Majewski, 1971). Badania Kućmierz (1965, 1973, 1977) dotyczyły mykobioty Ojcowskiego i Pienińskiego Parku Narodowego. W swoich badaniach skupił się na grzybach pasożytniczych łąk kserotermicznych i pastwisk oraz fitocenozy nadrzecznych. Jako jeden z pierwszych zauważył m.in., że wraz ze wzrostem wilgoci w zbiorowiskach roślinnych rośnie liczba zebranych gatunków grzybów (Kućmierz, 1973, 1977). Romaszewska-Sałata (1977) przedstawiła natomiast wyniki badań mykocenologicznych przeprowadzonych na murawach kserotermicznych występujących niedaleko Lublina oraz na Wyżynie Małopolskiej, w których potwierdziła właściwość podziału grzybów pasożytniczych roślin stepowych na 4 typy (homo-, oligo-, amfi-, mejotopowe) odnotowując jednocześnie niepełne pokrycie zakresu występowania pasożyta z jego rośliną żywicielską. Podobne badania prowadził Mułenko w rezerwacie leśno-torfowiskowym w Brzezicznie (Mułenko, 1981), a następnie poszerzył badania na obszar Poleskiego oraz Białowieskiego Parku Narodowego (Mułenko, 1988; Faliński i Mułenko, 1992). Jedną z ostatnich publikacji analizującą w kompleksowy sposób zbiorowiska grzybów i roślin była praca Małgorzaty Ruszkiewicz-Michalskiej dotycząca udziału i roli mykobioty grzybów pasożytniczych w fitocenozach leśnych w lasach bukowych oraz nieleśnych w murawach kserotermicznych na Wyżynie Częstochowskiej (Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Badaniami objęto różne rodzaje zbiorowisk roślinnych na stałych powierzchniach próbnych analizując nie tylko bogactwo i zróżnicowanie gatunkowe, ale także ich dynamikę sezonową zależną od warunków mikroklimatycznych. Autorka jednoznacznie stwierdza, że na wpływ zróżnicowanego występowania grzybów mają zarówno warunki panujące w zbiorowiskach roślinnych o podobnej strukturze (fitocenozach) jak i występujące w nich bogactwo gatunkowe roślin budujące badane płaty (Ruszkiewicz-Michalska, 2006).

Jednym z bardziej złożonych projektów mykocenologicznych bazujących na zbiorowiskach fitosocjologicznych w Polsce był *Projekt CRYPTO*, którego celem było poznanie zróżnicowania gatunkowego roślin i grzybów w środowisku leśnym (Faliński i Mułenko, 1992).

W projekcie tym kompleksowo potraktowano nie tylko zagadnienia fitocenologiczne, ale także wykonano badania mykologiczne na stałych powierzchniach obserwacyjnych V-100 na terenie Puszczy Białowieskiej o powierzchni ponad 140 ha, podzielonej na 144 kwadraty. Efektem badań jest analiza odnotowanych na tym obszarze grzybów pasożytniczych, co udało się m.in. dzięki przyjęciu jednolitej metody badawczej dla wszystkich kwadratów obserwacyjnych, wykorzystując przy tym metodę kwadratów jako stałych powierzchni badawczych do badań. Zastosowanie zarówno trzystopniowej oceny frekwencji występowania roślin żywicielskich jak i grzybów na nich pasożytujących umożliwiło opracowanie szczegółowych danych ekologicznych, co pozwoliło na przedstawienie wyników w sposób graficzny i syntetyczny, jednocześnie wprowadzając nowatorską metodologię pozwalającą ocenić w sposób mierzalny i porównawczy efekty badań w różnych fitocenozach (Faliński i Mułenko, 1992; Mułenko, 1998). W efekcie, badania Mułenki (1997) można nazwać badaniami modelowymi, których metodyka oparta na badaniach systematycznych w stałych powierzchniach próbnych pozwala na uzyskanie wiarygodnych i powtarzalnych wyników, a co za tym idzie, na wyciągnięcie trafnych wniosków. Dlatego w niniejszej pracy zastosowano analogiczne podejście z wyznaczeniem kwadratów badawczych.

## 5. Metodyka badań

### 5.1. Charakterystyka obszaru badań

Badania zbiorowisk łąkowych przeprowadzone zostały w województwie dolnośląskim, regionie wrocławskim, na Wysoczyźnie Rościszawskiej. Obszar badań przedstawiają rysunek 1 i 2. Według klasyfikacji Kondrackiego (1994) jest to mezoregion o powierzchni ok. 150 km<sup>2</sup> będący północno-zachodnim zakończeniem Niziny Śląskiej (318.51). Na północnym zachodzie graniczy z Obniżeniem Ścinawskim, na północnym wschodzie ze Wzgórzami Trzebnickimi, zaś od południa z Pradolina Wrocławską. Pod względem geologicznym opisywany obszar wchodzi w skład monokliny przedsudeckiej pokrytej osadami zlodowaceń południowopolskiego i środkowopolskiego – piaskami, żwirami i glinami. Powierzchnia, na której prowadzono badania znajduje się na wysokości 107–113 m n.p.m. Średnia roczna suma opadów wynosi 600 mm, zaś średnia temperatura 8.5°C.

Rysunek 1 Lokalizacja obszaru badań na Wysoczyźnie Rościszawskiej

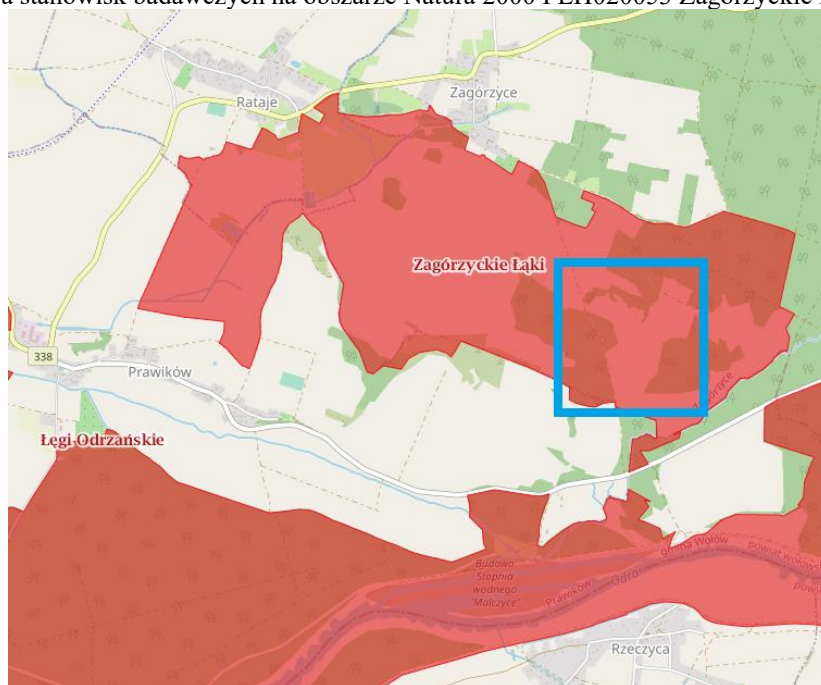


### 5.2. Obszar badań

Badania przeprowadzono na terenie należącym do obszaru Natura 2000 PLH020053 Zagórze Łąki (pow. 359,8 ha), stanowiącym unikalny w skali Dolnego Śląska zespół roślin łąkowych z rzędu Molinietalia Koch 1926 (rys. 2). Położony na Wysoczyźnie Rościszawskiej wytyczony został pomiędzy miejscowościami Rataje, Zagórze, Grodzanów i Prawików. Stwierdzono na nim występowanie czterech typów siedlisk przyrodniczych zajmujących około 70% wytyczonej powierzchni, jednak dominującą fitocenozą są zbiorowiska łąk trzęslicowych.

Fragment obszaru, który wybrano do przeprowadzenia badań obejmuje wschodnią część o powierzchni 11,6 ha. Obszar ten został wybrany ze względu na duże zróżnicowanie łąk trzęślicowych, różne użytkowanie lub brak ich użytkowania oraz obecność powierzchni o różnym typie i zaawansowaniu sukcesji łąk z rzędu *Molinietalia* Koch 1926, na których po zaprzestaniu użytkowania nastąpiła wtórna sukcesja, a które wciąż wykazują cechy łąk trzęślicowych. Spośród występujących na badanym obszarze zbiorowisk roślinnych (Swacha i in., 2016), szczegółowym badaniom poddano związek *Molinion caeruleae* Koch 1926 i należące do niego bogate florystycznie zbiorowiska jednokośnych i nienawożonych łąk trzęślicowych – zmiennowilgotne łąki trzęślicowe, ekstensywnie użytkowane zespoły łąk, bogate w gatunki roślin półnaturalnych ze znacznym udziałem trzęślicy modrej (*Molinia caerulea* (L.) Moench).

Rysunek 2 Lokalizacja stanowisk badawczych na obszarze Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki

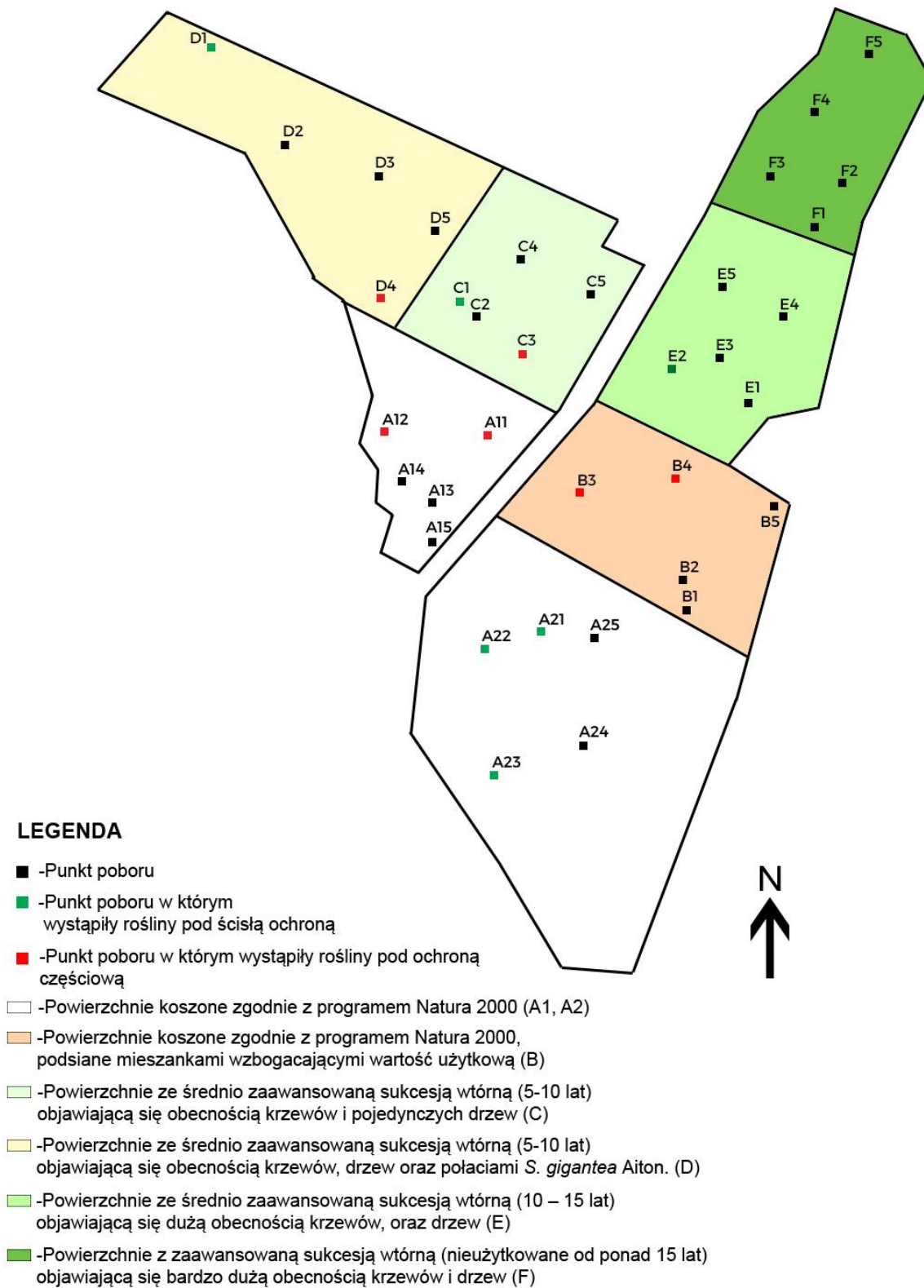


Zarówno badania florystyczne jak i mykologiczne zostały przeprowadzone na zróżnicowanych pod względem użytkowania powierzchniach, na których wyznaczono stałe powierzchnie badawcze (kwadraty obserwacyjne) o wielkości 25 m<sup>2</sup>. Kwadraty umiejscowiono na badanym terenie losowo, metodą losowej heterogeniczności (badane są powierzchnie najmniej do siebie podobne należące do tego samego zbiorowiska). Wybrany sposób poruszania się po kwadratach obserwacyjnych (przedstawiony na rys. 3 linią czerwoną) umożliwił dokładne badania oraz rewizję i pobór porażonych tkanek grzybami, bez nadmiernego naruszenia układu przestrzennego rosnących roślin.





Rysunek 4 Lokalizacja punktów poboru materiału (kwadraty obserwacyjne) na wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych



W badaniach florystycznych w wyznaczonych losowo kwadratach obserwacyjnych na wydzielonych w tym celu powierzchniach wykorzystano zarówno wykonane i udostępnione przez dr Grzegorza Swachę zdjęcia fitosocjologiczne (Swacha i in., 2016, 2018) jak i wykonane w czasie badań *de novo* zdjęcia fitosocjologiczne. Zdjęcia w płatach roślinności zostały wykonane z wykorzystaniem metody i skali Braun-Blanqueta (1964). Analizę florystyczną występujących w badanych płatach gatunków roślin, przeprowadzono poprzez zbadanie różnic pomiędzy atrybutami wykorzystywanymi w ocenie florystycznej zbiorowisk jak: bogactwo gatunkowe (liczba gatunków na powierzchni), zróżnicowanie Indeksu Shannona i Simpsona oraz jakościowe i ilościowe proporcje grup funkcjonalnych roślin: rośliny jednoliścienne, dwuliścienne, gatunki krzewiaste i drzewiaste (Mucina, 1997).

Wykorzystując wartości liczb ekologicznych przypisane do konkretnych gatunków roślin zaproponowane przez Ellenberga (1991) obliczono także średnie wartości następujących wskaźników: światło, temperatura, kontynentalizm, wilgotność podłoża, odczyn i zawartość CaCo<sub>3</sub> oraz zawartość azotu w podłożu dla wykorzystywanych w badaniach zdjęć fitosocjologicznych – tożsamyh z kwadratami obserwacyjnymi, w których prowadzono badania zawartości grzybów (Ellenberg i in., 1991). Następnie z uzyskanych wyników wyliczono średnie ważone poszczególnych liczb ekologicznych dla wydzielonych powierzchni.

Do analiz mykobioty na wyznaczonych stanowiskach pobierano fragmenty roślin wykazujące objawy chorobowe, z formami zarodnikowania, począwszy od kwietnia do października, w odstępie 21–28 dni. W przypadku braku możliwości oznaczenia grzybów *in situ*, wykonano analizy mykologiczne porażonych tkanek. W tym celu pobierano fragmenty roślin z objawami chorobowymi i wykładano je na zakwaszoną pożywkę dekstrozowo-ziemniaczaną (Marczewska i Mysłowska, 2013). Rosnące kolonie grzybów pasażowano na skosach celem ich hodowli i oznaczania przynależności gatunkowej za pomocą mikroskopu świetlnego (ZeissAxiophot, Carl Zeiss, Jena, Germany) przy powiększeniu 400 razy. W niektórych przypadkach wykorzystano powiększenie 1000-krotne z zastosowaniem olejku immersyjnego. Grzyby identyfikowano z użyciem dostępnych kluczy (Bensch i in., 2012; Martin B. Ellis, 1971; Martin B. Ellis i Ellis, 1985; Henderson, 2004; Raper i Fennell, 1968; Raper i Thom, 1965). Zastosowane nazwy gatunkowe są zgodne z Index Fungorum (*Index Fungorum - Search Page*, n.d.), a nazwy roślin podano według Mirka (2002). Wykonane badania zawierają informacje o nazwie i przynależności systematycznej gatunku grzyba i rośliny żywicielskiej, miejscu (stanowisku powierzchni obserwacyjnej) i dniu

zbioru, oraz o frekwencji występowania obu organizmów. W przypadku odnotowania porażenia rośliny przez więcej niż jeden gatunek grzyba, dla każdego fitopatogena wykonywano osobną analizę. Przyjęto zasadę, że na jednej powierzchni dany gatunek grzyba (na określonym żywicielu) notowany był tylko raz podczas pojedynczej obserwacji.

#### **5.4. Analiza wyników**

Do analiz wykorzystano dane dotyczące występowania grzybów mikroskopowych zebrane w latach 2017–2019 oraz dane florystyczne w wyznaczonych kwadratach obserwacyjnych na wydzielonych powierzchniach badawczych. Analizowane dane znajdują się w Aneksie 1, gdzie przedstawiono odnotowane gatunki roślin na badanych powierzchniach oraz w Aneksie 2, gdzie zawarte są dane dotyczące grup taksonomicznych oraz przynależnych do nich gatunków grzybów wraz z podaniem roślin żywicielskich.

##### **5.4.1. Zróżnicowanie gatunkowe i ekologiczne**

Różnorodność taksonomiczną roślin i grzybów mikroskopowych pomiędzy powierzchniami badawczymi analizowano na podstawie zebranych wyników w kwadratach badawczych oraz indeksu Shannona i Simpsona będącymi dwoma najczęściej wykorzystywanymi wskaźnikami różnorodności, uwzględniającymi nie tylko liczbę gatunków, ale i równomierność ich udziału (Piernik, 2008; Wysocki i Sikorski, 2009)

Indeks Shannona był obliczony wg. wzoru:

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

gdzie:

$S$  – liczba gatunków (bogactwo gatunkowe),

$p_i$  – stosunek liczby osobników danego gatunku do liczby wszystkich osobników ze wszystkich

gatunków:  $\frac{n_i}{N}$ ,

$n_i$  – liczba osobników  $i$ -tego gatunku,

$N$  – liczba wszystkich osobników ze wszystkich gatunków.

Indeks Simpsona był obliczony wg wzoru:

$$D = \frac{\sum_{i=1}^S n_i(n_i - 1)}{N(N - 1)}$$

gdzie:

$S$  – liczba gatunków,

$N$  – liczebność osobników

$n_i$  – liczba osobników  $i$ -tego gatunku,

Obydwa indeksy obliczane były na podstawie uzyskanych danych w kwadratach obserwacyjnych. Przyjmując, że ich wartości wahające się w pewnych przedziałach są tym wyższe, im wyższa jest stwierdzona różnorodność, znajdują szerokie zastosowanie w porównywaniu składowych ekosystemu zmieniających się w czasie oraz w monitoringu (Wysocki i Sikorski, 2009). Zdecydowano się na obliczenie obu indeksów dla uzyskanych danych, ponieważ często są stosowane zamiennie lub analizowane oba z uwagi na różnice w wykorzystywanych algorytmach obliczeniowych. Oba wskaźniki obliczono za pomocą programu MVSP (Kovach, 2007).

W celu oceny frekwencji obecności grzybów pasożytniczych na tkankach roślin, wykorzystano za Mułenko (1997) pięciostopniową skalę występowania:

- 1 – ślady infekcji (do 20%)
- 2 – niewielkie porażenie (20–40%)
- 3 – średnie porażenie (40–60%)
- 4 – porażony duży obszar rośliny (60–80%)
- 5 – porażona cała roślina (80–100%)

W celu oceny frekwencji obecności danego gatunku grzyba w odniesieniu do sposobu użytkowania badanych powierzchni obserwacyjnych wykorzystano pięciostopniową skalę występowania:

- 1 – gatunek zidentyfikowany na 1 kwadracie badawczym analizowanej powierzchni
- 2 – gatunek zidentyfikowany na 2 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni
- 3 – gatunek zidentyfikowany na 3 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni
- 4 – gatunek zidentyfikowany na 4 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni
- 5 – gatunek zidentyfikowany na 5 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni

Ponadto, w celu ustalenia wpływu warunków wilgotności podłoża na rozwój grzybów na obszarze badawczym, w okresie poboru materiału dokonywano pomiaru wilgotności powietrza gleb za pomocą wilgotnościomierza LB-797A wyposażonego w wieloparametrowy czujnik do gleby (Lab-El, Warszawa).

#### **5.4.2. Analiza statystyczna wyników**

W badaniach statystycznych zróżnicowania ilościowego roślin i grzybów analizowano zarówno dane zebrane w kwadratach i powierzchniach obserwacyjnych (użytkowych i nieużytkowych) jak i porównując ze sobą wydzielone powierzchnie obserwacyjne. Przed wykonaniem analiz badano zgodność rozkładu danych z rozkładem normalnym. Ponieważ rozkład zmiennych odbiegał od rozkładu normalnego i przy użyciu transformacji danych nie można było zmienić ich charakteru, w analizach zastosowano testy nieparametryczne. Wykorzystywano w tym celu test  $\chi^2$  oraz test Kołmogorowa-Smirnowa stosując poziom istotności  $p = 0,05$ . Wykonano także porównanie zróżnicowania wartości obu indeksów różnorodności (Shannona i Simpsona) za pomocą testów nieparametrycznych  $\chi^2$  dla kwadratów oraz za pomocą testu Kołmogorowa-Smirnowa dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych stosując poziom istotności  $p = 0,05$ . Analizy statystyczne wykonano za pomocą pakietu Statistica 12 (StatSoft Inc., 2018).

Do przedstawienia danych na wykresach wykorzystano także program Excel, dodając linię trendu pozwalającą na ocenę charakteru zjawiska (wzrost – spadek) oraz na oszacowanie przyszłych wartości, które mogą zostać osiągnięte przez dane zjawisko. Podawano także wartość współczynnika determinacji  $R^2$ , który jest miarą jakości dopasowania modelu i przyjmuje wartości od 0 do 1.

### 5.4.3. Analizy klasyfikacyjne

Uzyskane w czasie badań dane analizowano także za pomocą metod klasyfikacyjnych zawartych w programie MVSP (Kovach, 2007). Do analiz florystycznych oraz zróżnicowania bioty grzybów w kwadratach obserwacyjnych zastosowano aglomeracyjną hierarchiczną metodę grupowania (UPGMA) z wykorzystaniem kwadratu odległości Euklidesowej jako miary odległości. Do analiz wyników zastosowano także technikę ordynacji pośredniej – analizę zgodności (CA).

Wielowymiarową analizę korespondencji występowania grzybów mikroskopowych na powierzchniach użytkowych jak i nieużytkowych przeprowadzono z wykorzystaniem macierzy iloczynu wewnętrznych kodów (wiersze odpowiadają kolejnym obserwacjom, a kolumny wariantom zmiennych) z wykorzystaniem tzw. tablicy Burta (Stanisz, 2007b, 2007a).

Zróżnicowanie w składzie gatunkowym roślin oraz grzybów w kwadratach obserwacyjnych i na wydzielonych powierzchniach oraz wpływających na nie czynników badano także za pomocą analizy redundancji (RDA) bez wykorzystywania dodatkowych transformacji analizowanych danych wraz z wykreśleniem wektorów wybranych zmiennych środowiskowych (Braak i Šmilauer, 2012). Do oceny zróżnicowania prób gatunków roślin przez zmienne środowiskowe wykorzystano następujące zmienne: rodzaj użytkowania, wilgotność podłoża, stopień zaawansowania sukcesji oraz zmienne środowiskowe uzyskane z wartości reprezentowanych przez liczby ekologiczne dla badanych kwadratów obserwacyjnych: zawartość azotu, pH, kontynentalizm, dostępność światła i temperaturę. W przypadku analiz grzybów wykorzystywano takie zmienne jak: rodzaj użytkowania, wilgotność podłoża i stopień zaawansowania sukcesji. Analiza RDA została wybrana, ponieważ dane charakteryzują się strukturą liniową z długością gradientu 2,1 SD (Lepš i Šmilauer, 2003). Istotność wpływu czynników na skład gatunkowy testowano za pomocą testu permutacyjnego Monte Carlo z 499 permutacjami. Analiza redundancji (RDA) wraz z krokową selekcją zmiennych pozwoliła na określenie istotności wpływu poszczególnych czynników na skład gatunkowy roślin i grzybów. Analizy ordynacyjne wykonano za pomocą pakietu Canoco 4.5 (Braak i Šmilauer, 2012).

## 5.5. Badania molekularne

W niektórych przypadkach, gdy wystąpiły trudności identyfikacyjne zebranych gatunków grzybów, zastosowano do ich oznaczenia metody molekularne z wykorzystaniem zmiennych fragmentów wewnątrz transkrybowanych genów ITS usytuowanych pomiędzy małą a dużą podjednostką rybosomalnego RNA. DNA grzybów ekstrahowano za pomocą zestawów do izolacji DNA (NucleoSpin® Plant II, Macherey-Nagel GmbH i Co. KG, Düren, Niemcy) lub za pomocą metodyki ekstrakcji kwasów nukleinowych za pomocą CTAB (Doyle i Doyle, 1987). Regiony ITD rDNA zostały oflankowane za pomocą par starterów ITS1F i ITS4 (White i in., 1990) oraz oczyszczone po reakcjach enzymatycznych zestawem (NucleoSpin® Gel and PCR Clean-up, Macherey-Nagel GmbH & Co. KG, Düren, Niemcy). Produkty reakcji PCR zsekwencjonowano za pomocą aparatu ABI377XL Automated Sequencer (Applied Biosystems, Carlsbad, CA, USA) w firmie (Genomed S.A., Warszawa, Polska). Reakcja PCR i parametry temperatury były takie same, jak te opisane w pracy Pusza i Urbaniaka (2017). Sekwencje analizowano programem FinchTV (Patterson i in., 2004) oraz MEGA 6.0 (Tamura i in., 2013). Gatunki były weryfikowane z wykorzystaniem programu BLAST (2017), a gotowe sekwencje zdeponowano w GenBank (NCBI, National Center for Biotechnology Information, U.S. National Library of Medicine).



## 6. Charakterystyka powierzchni badawczych

### Przemiany roślinności na terenie Zagórzyckich Łąk

W celu ochrony bioróżnorodności opisywanego obszaru Doliny Rościśławskiej, w 2006 roku powołano Specjalny obszar ochrony siedlisk Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki. Cały obszar obejmuje powierzchnię około 359,8 ha. Wydzielone powierzchnie badawcze, na których wykonywano badania oraz pobierano materiał do analiz, zajmują powierzchnię około 84000 m<sup>2</sup> (8,4 ha). Zagórzyckie Łąki obejmują zróżnicowane siedliska będące ostoją wielu gatunków zasiedlających m.in. bogate pod względem florystycznym zmiennowilgotne łąki trzęślicowe związku *Molinion caeruleae* Koch 1926. Zarówno flora jak i entomofauna związane z Zagórzyckimi Łąkami są unikalne w skali Dolnego Śląska ze względu na występowanie wielu gatunków ginących i zagrożonych gatunków roślin jak np. mieczyk dachówkowaty (*Gladiolus imbricatus* L.), kukułka szerokolistna (*Dactylorhiza majalis* (Rchb.) P.F. Hunt & Summerh. 1965), podkolan biały (*Platanthera bifolia* (L.) Rich.).

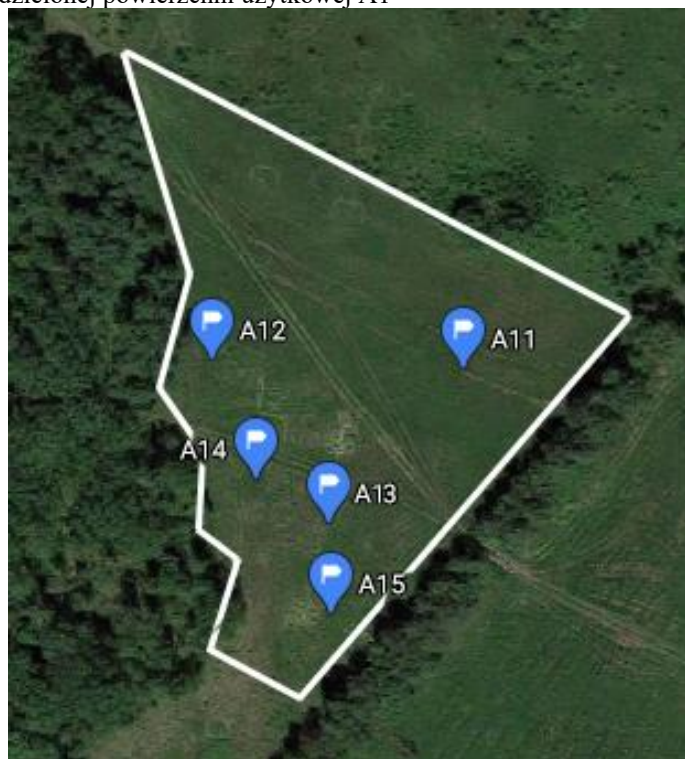
Z całą pewnością istnienie występujących tu siedlisk jest możliwe dzięki wykonywaniu ekstensywnych zabiegów kośnych lub pastwiskowych zgodnie ze stosownym planem zadań ochronnych ustanowionych zarządzeniem nr 24 RDOŚ we Wrocławiu z dnia 29.11.2013 – 7 lat po powołaniu obszaru ochrony (PLH020053 – Zagórzyckie Łąki, 2014). Można stwierdzić, że zalecenia ochronne planu generalnie pozytywnie wpływają na stan zachowania Łąk Zagórzyckich, jednak częściowo wpływ czasu i zaniechanie zabiegów rolniczych na części powierzchni, częściowo negatywnie wpłynęło zarówno na florę jak i na biotę grzybów. Dotyczy to zarówno wydzielonej powierzchni badań, czyli około 8,4 ha jak i całego obszaru. Zaniechanie prowadzenia gospodarki ekstensywnej spowodowało częściowo rozwój sukcesji wtórnej i zajęcia części obszarów przez gatunki inwazyjne, a także krzewy i następnie drzewa.

W wyniku podjętych badań, stwierdzono, że na badanym obszarze można wyodrębnić 6 stref odznaczających się indywidualnymi cechami florystycznymi (rys. 4, 5a–g, 6). Są to:

- Powierzchnie użytkowane (A1, A2, B – zajmujące południową część badanego obszaru badawczego, o całkowitej powierzchni 4,4 ha), na którym przeprowadzane są regularne zabiegi wykaszania. Dzięki temu wymienione powierzchnie użytkowe zachowały relatywnie dużą bioróżnorodność. Są to również powierzchnie, na których stwierdzono występowanie największej ilości gatunków objętych ochroną ścisłą lub częściową. Ze względu na znaczące

podobieństwo obszarów A1 i A2, dokonano wydzielenia powierzchni obiektów, mając na celu uwzględnienie okresowo wysychającego cieku melioracyjnego oraz rosnącego wzdłuż niego szpaleru zadrzewień śródpolnych separujących teren na dwie powierzchnie względem osi NE. Obszar A1 o całkowitej powierzchni 0,78 ha ograniczony jest od zachodu lasem, zaś jego południowy koniec stanowi 20-metrowy wąski przesmyk pomiędzy lasem a wspomnianym ciekiem. Powierzchnie A2 (2,57 ha) i B również otoczone są zadrzewieniem śródpolnym wyznaczającym naturalne granice badanych obiektów. Wydzielenie powierzchni B (1,05 ha) dokonano na podstawie wywiadu terenowego z właścicielem działki, wzdłuż biegnącej drogi polnej. Teren ten prawdopodobnie został obsiany mieszanką traw wzbogacającą wartość użytkową przed objęciem obszaru planem Natura 2000 (rys. 5a–c)

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej A1



Rysunek 5b Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej A2

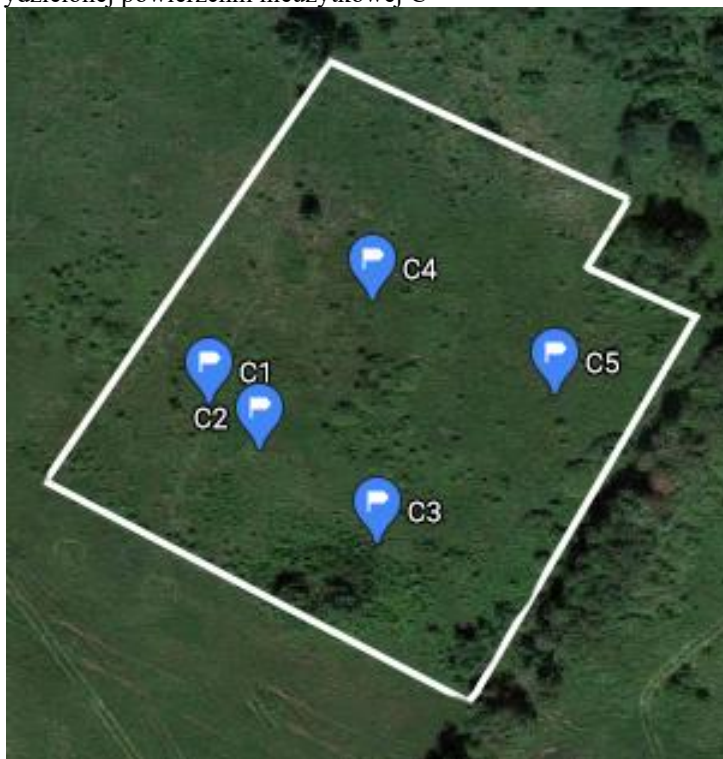


Rysunek 5c Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej B

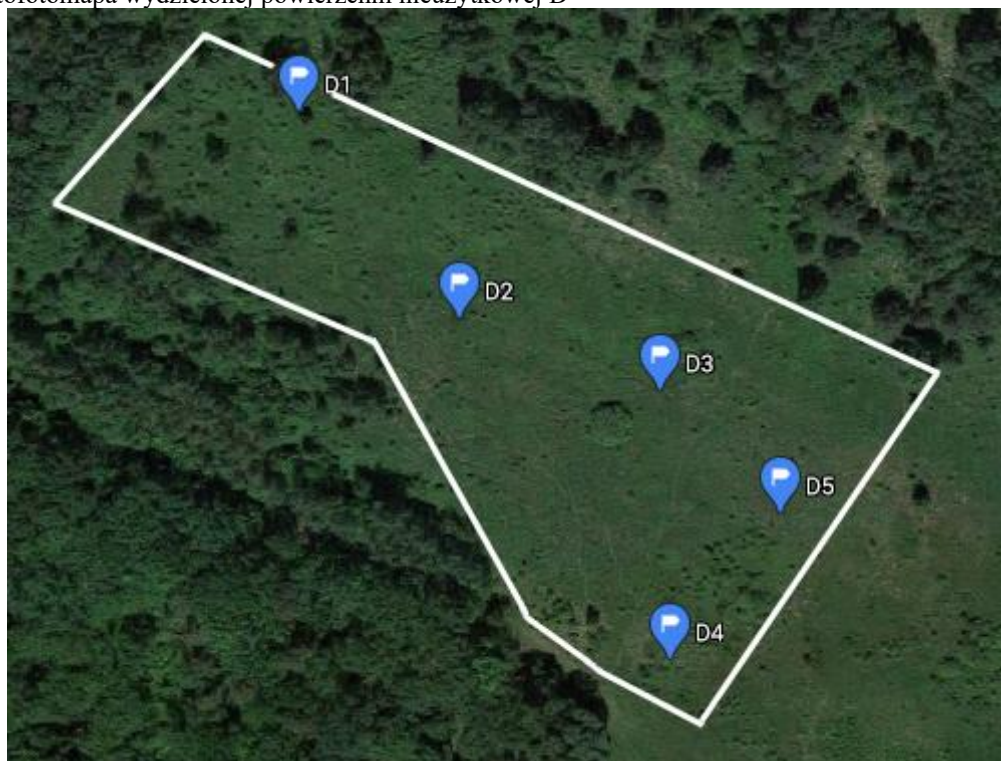


- Powierzchnie nieużytkowane (C, D) zajmujące północną część obszaru badawczego o całkowitej powierzchni 4,0 ha, są nieużytkami rolnymi o zróżnicowanym czasie zaniechania prowadzenia zabiegów rolnych (rys. 4). Na stanowiskach północno zachodnich (powierzchnie C – 0,89 ha i D – 1,26 ha) na części terenu stwierdzono istnienie dużego udziału *Solidago gigantea* Aiton. (powierzchnia D) oraz krzewów m.in. z rodzaju *Salix sp.* (powierzchnia C). Mimo występowania średnio zaawansowanej sukcesji wtórnej, której rozpoczęcie datowane jest na lata 2010–2015, na niektórych poletkach badawczych wyodrębnionych w granicach wspomnianych stanowisk również zaobserwowano gatunki roślin objętych ochroną prawną (rys. 5d-e).

Rysunek 5d Ortofotomapa wydzielonej powierzchni nieużytkowej C

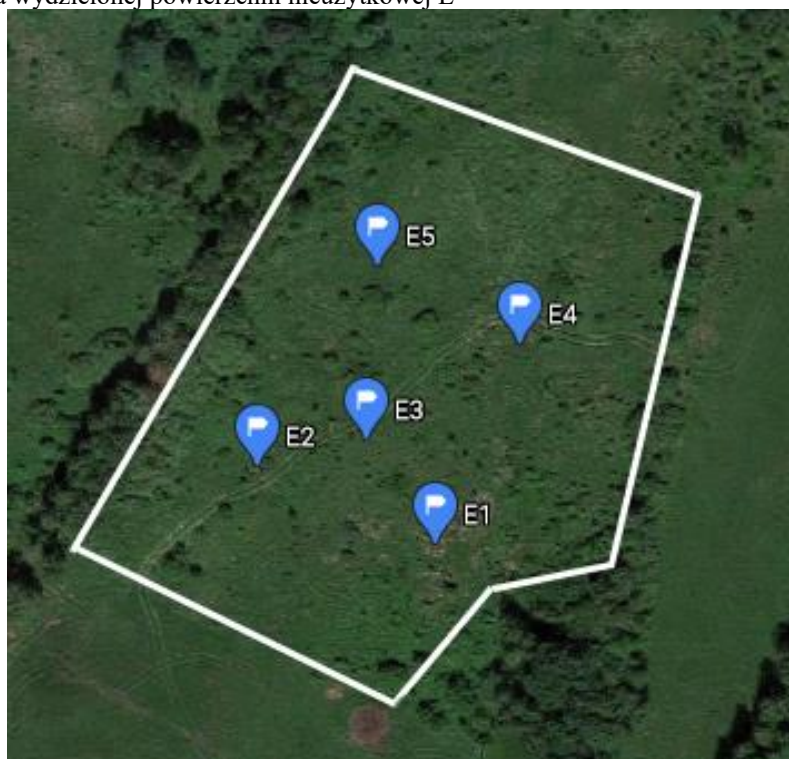


Rysunek 5e Ortofotomapa wydzielonej powierzchni nieużytkowej D

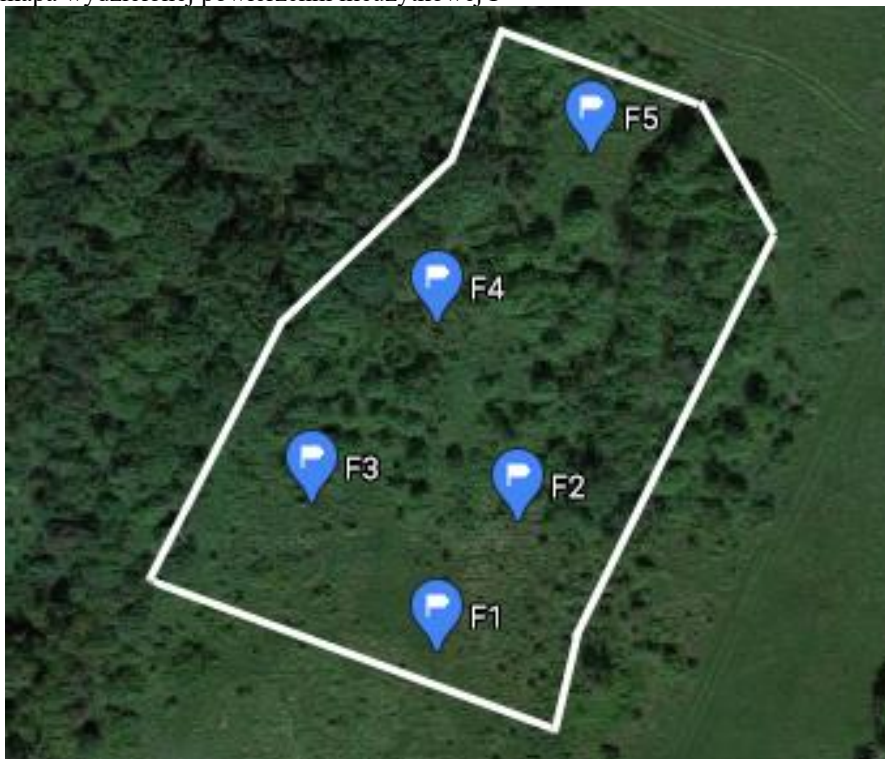


- Stanowiska wysunięte najdalej na północny wschód (powierzchnie E i F) charakteryzują się znacznie większym zasiedleniem przez krzewy (powierzchnia E – 1,08 ha) i drzew (powierzchnia F – 0,77 ha), a ze względu na brak prowadzenia zabiegów wykaszania, zdecydowanie uboższym składem gatunkowym flory na nich występującej. Sukcesja wtórna na wymienionych obszarach rozpoczęła się prawdopodobnie około 2005–2010 roku (powierzchnia E) oraz przed 2005 rokiem (powierzchnia F). Tereny te zostały włączone do badań ze względu na kompleksowy udział w całym obszarze i możliwość porównania zasiedlenia przez grzyby fitopatogeniczne stanowisk zarówno regularnie wykaszanych, jak i graniczących z nimi i uboższymi w gatunki charakterystyczne dla łąk trzęślicowych, odłogami, dawniej pełniącymi te same funkcje gospodarcze (rys. 5f–g).

Rysunek 5f Ortofotomapa wydzielonej powierzchni nieużytkowej E



Rysunek 5g Ortofotomapa wydzielonej powierzchni nieużytkowej F



Rysunek 6 Ortofotomapa całego terenu analizowanego podczas prowadzonych prac badawczych





## 7. Wyniki badań

### 7.1. Wyniki analiz florystycznych

Wyniki analiz florystycznych badanych łąk trzęślicowych związku *Molinion caeruleae* Koch 1926 o zróżnicowanym typie użytkowania zostały przedstawione w tabelach 1–5, na rysunkach 7–14, 29–31 oraz w Aneksie 1. W zaprezentowanym w tabeli 1 zestawieniu rodzin oraz liczby gatunków roślin naczyniowych zidentyfikowanych podczas badań, najliczniej reprezentowane były gatunki zaliczane do rodziny *Poaceae*, *Rosaceae*, *Compositae* oraz *Cyperaceae*. Łącznie z wymienionych rodzin podczas badań zidentyfikowano odpowiednio 23, 22, 17 oraz 12 gatunków roślin naczyniowych. Pozostałe rodziny reprezentowane były mniej licznie, a blisko połowa rodzin zawierała jedynie po jednym gatunku. Występowały także gatunki z tak rzadkich i zagrożonych wyginięciem rodzin jak *Orchidaceae* i *Ophioglossaceae*. Zasadniczo, badany związek *Molinion caeruleae* Koch 1926 należy do zbiorowisk jednokośnych i nienawożonych łąk trzęślicowych – zmiennowilgotnych łąki trzęślicowych.

Tabela 1 Zestawienie rodzin oraz liczba gatunków roślin naczyniowych zidentyfikowanych podczas badań

<b>Rodziny</b>	<b>Liczba gatunków</b>	<b>Rodziny</b>	<b>Liczba gatunków</b>
<i>Poaceae</i>	23	<i>Primulaceae</i>	2
<i>Rosaceae</i>	22	<i>Veronicaceae</i>	2
<i>Asteraceae</i>	17	<i>Brassicaceae</i>	1
<i>Cyperaceae</i>	12	<i>Celastraceae</i>	1
<i>Apiaceae</i>	9	<i>Convolvulaceae</i>	1
<i>Papilionaceae</i>	8	<i>Dryopteridaceae</i>	1
<i>Ranunculaceae</i>	8	<i>Fagaceae</i>	1
<i>Lamiaceae</i>	6	<i>Geraniaceae</i>	1
<i>Juncaceae</i>	5	<i>Hypericaceae</i>	1
<i>Rubiaceae</i>	5	<i>Iridaceae</i>	1
<i>Betulaceae</i>	4	<i>Lathraceae</i>	1
<i>Carophyllaceae</i>	4	<i>Malvaceae</i>	1
<i>Salicaceae</i>	4	<i>Ophioglossaceae</i>	1
<i>Equisetaceae</i>	3	<i>Orchidaceae</i>	1
<i>Onagraceae</i>	3	<i>Oxalidaceae</i>	1
<i>Campanulaceae</i>	2	<i>Polygonaceae</i>	1
<i>Dipsacaeae</i>	2	<i>Rhamnaceae</i>	1
<i>Gentianaceae</i>	2	<i>Scrophulariaceae</i>	1
<i>Plantaginaceae</i>	2	<i>Violaceae</i>	1

Znacznie dokładniejsze informacje zawarte są w tabelach 2–3, w których zaprezentowane są szczegółowe wyniki dotyczące liczby gatunków roślin na poszczególnych rodzajach powierzchni użytkowych, na wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych oraz w kwadratach obserwacyjnych. Z danych wynika, że największa liczba gatunków roślin była stwierdzana na powierzchniach użytkowych w kwadratach obserwacyjnych A12, A22 i B3 (odpowiednio 54, 54 i 53 gatunki) (tab. 2). Najmniej gatunków odnotowano w kwadracie B2 – tylko 34. Analizując wartości uśrednione dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych zlokalizowanych na pow. użytkowanych, największą ilość gatunków stwierdzono na pow. A1 (53 gat.), a najmniejszą na pow. B (45 gat.). Analogicznie, te same kwadraty obserwacyjne: A12, A22 oraz B3 odznaczały się największymi stwierdzonymi wartościami Indeksu bioróżnorodności Shannona (tab. 2).

Analiza statystyczna wyników liczby gatunków roślin stwierdzonych w kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych nie wykazała istotnych różnic. Wyliczona wartość testu  $\chi^2$  była wyższa od przyjętego w analizach poziomu istotności ( $p > 0,05$ ), co wskazuje na brak istotnych różnic w liczbie gatunków w analizowanych kwadratach obserwacyjnych. Można zatem przyjąć, że wydzielone kwadraty były do siebie podobne pod względem liczby gatunków. Analizy wyliczonego Indeksu Shannona wykonane za pomocą testu  $\chi^2$  wskazały jednak na występujące istotne różnice (tab. 2).

Dla tych samych danych reprezentujących liczebność gatunków roślin obliczono także wartości Indeksu Simpsona (tab. 3). Stosowany w obliczaniu algorytm obliczony na podstawie wartości uśrednionych Indeksu Simpsona wskazał wartość najwyższą na powierzchni A1 (0,9785). Nieco mniejszą wartość posiada dla powierzchni A2 (0,974), a wartość najniższą wyliczono dla powierzchni B (0,9726). Wartości wykonanego testu  $\chi^2$  wskazała na istotne zróżnicowanie statystyczne tego indeksu obliczonego dla danych ze zdjęć fitosocjologicznych w poszczególnych kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych ( $p < 0,05$ ) (tab. 3).

Ilość gatunków roślin naczyniowych na powierzchniach nieużytkowych (tab. 2) różniła się dość znacznie pomiędzy sobą. Najniższe wartości zostały odnotowane w kwadratach obserwacyjnych D4 i F3 (odpowiednio 23 i 24 gatunki). Najwyższa liczba gatunków została natomiast odnotowana w kwadracie C4 (50 gatunków), a na całej wydzielonej powierzchni obserwacyjnej C było odnotowywanych najwięcej gatunków roślin (średnia 45) spośród wszystkich badanych

powierzchni użytkowych. Najniższe uśrednione wartości odnotowano na powierzchni nieużytkowej F i były to tylko 33 gatunki roślin.

Powierzchnia C4 charakteryzowała się najwyższymi wartościami obliczonego Indeksu bioróżnorodności Shannona (tab. 2). W poszczególnych wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych C, D, E i F największa wartość została stwierdzona w kwadracie obserwacyjnym C4 (5,548), a także na powierzchni D3 (5,467) i E3 (5,192). Najniższa zaś wartość była stwierdzona w kwadracie F3 (4,417). Podobnie kształtowały się wartości Indeksu Simpsona (tab. 3).

Analiza statystyczna ilości gatunków na powierzchniach nieużytkowych w obrębie wszystkich kwadratów obserwacyjnych nie wykazała istotnych różnic. Brak różnic statystycznych został stwierdzony w przypadku analiz Indeksu Shannona oraz wartości Indeksu Simpsona (tab. 3), co nie dało podstaw do odrzucenia hipotezy o braku różnic pomiędzy analizowanymi kwadratami obserwacyjnymi.

Za pomocą testu Kołmogorowa-Smirnowa umożliwiającego porównanie ze sobą dwóch serii danych, porównywano ilość gatunków na powierzchniach użytkowych z ilością gatunków na powierzchniach nieużytkowych, a także zróżnicowanie wyliczonych wartości Indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona. Zaprezentowane w tabelach 2 i 3 wyniki wskazują na istotne statystycznie zróżnicowanie względem wszystkich wspomnianych parametrów. Wartość testu Kołmogorowa-Smirnowa była poniżej przyjętego w metodyce poziomu istotności ( $p < 0,05$ ), tak pod względem ilości gatunków stwierdzonych w obu powierzchniach (użytkowych i nieużytkowych) jak i pod względem wartości obu indeksów bioróżnorodności.

Tabela 2 Liczba gatunków roślin oraz wartości wskaźnika różnorodności (Indeks Shannona  $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	Liczba gatunków	Uśredniona liczba gatunków	Wartość Indeksu	Uśredniona wartość Indeksu
użytkowa	A1	A11	53	53	5,657	5,6492
		A12	54		5,687	
		A13	53		5,637	
		A14	52		5,629	
		A15	53		5,636	
	A2	A21	50	48	5,533	5,4432
		A22	54		5,662	
		A23	39		5,164	
		A24	53		5,603	
		A25	42		5,254	
	B	B1	43	45	5,312	5,3532
		B2	34		4,971	
		B3	53		5,636	
		B4	41		5,24	
		B5	52		5,607	
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie użytkowe)		<b>Chi<sup>2</sup></b>	<i>p= 0,0821</i>		<i>p=0,0138</i>	
nieużytkowa	C	C1	47	45	5,467	5,3746
		C2	33		4,949	
		C3	49		5,49	
		C4	50		5,548	
		C5	46		5,419	
	D	D1	43	40	5,33	5,1322
		D2	45		5,402	
		D3	47		5,467	
		D4	23		4,354	
		D5	40		5,108	
	E	E1	38	37	5,134	5,0664
		E2	39		5,165	
		E3	40		5,192	
		E4	29		4,743	
		E5	37		5,098	
	F	F1	38	33	5,123	4,883
		F2	30		4,777	
		F3	24		4,417	
		F4	39		5,175	
		F5	34		4,923	
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie nieużytkowe)		<b>Chi<sup>2</sup></b>	<i>p= 0,0658</i>		<i>p= 0,2615</i>	
Testy statystyczne – wydzielone powierzchnie obserwacyjne (użytkowe vs. nieużytkowe)		<b>Kolmogorow-Smirnow</b>	<i>p &lt; 0,001</i>		<i>p &lt; 0,05</i>	

Tabela 3 Liczba gatunków roślin oraz wartości wskaźnika różnorodności (indeks Simpsona) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	Liczba gatunków	Uśredniona liczba gatunków	Wartość Indeksu	Uśredniona wartość Indeksu
użytkowa	A1	A11	53	53	0,979	0,9785
		A12	54		0,979	
		A13	53		0,978	
		A14	52		0,978	
		A15	53		0,979	
	A2	A21	50	48	0,976	0,974
		A22	54		0,978	
		A23	39		0,969	
		A24	53		0,977	
		A25	42		0,97	
	B	B1	43	45	0,972	0,9726
		B2	34		0,965	
		B3	53		0,978	
		B4	41		0,97	
		B5	52		0,978	
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie użytkowe)		<b>Chi<sup>2</sup></b>	<i>p= 0,0821</i>		<i>p= 0,0307</i>	
nieużytkowa	C	C1	47	45	0,975	0,9732
		C2	33		0,965	
		C3	49		0,975	
		C4	50		0,977	
		C5	46		0,974	
	D	D1	43	40	0,972	0,962
		D2	45		0,974	
		D3	47		0,976	
		D4	23		0,942	
		D5	40		0,946	
	E	E1	38	37	0,969	0,9634
		E2	39		0,969	
		E3	40		0,969	
		E4	29		0,959	
		E5	37		0,951	
F	F1	38	33	0,968	0,9532	
	F2	30		0,96		
	F3	24		0,946		
	F4	39		0,97		
	F5	34		0,922		
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie nieużytkowe)		<b>Chi<sup>2</sup></b>	<i>p= 0,0658</i>		<i>p= 0,2615</i>	
Testy statystyczne – wydzielone powierzchnie obserwacyjne (użytkowe vs. nieużytkowe)		<b>Kolmogorow-Smirnow</b>	<i>p &lt; 0,001</i>		<i>p &lt; 0,05</i>	

Z analizy zaprezentowanych wyników liczb ekologicznych wyliczonych dla zdjęć w kwadratach obserwacyjnych (tab. 4, 5) wynika, że zaprezentowane wartości określające w syntetyczny sposób warunki siedliskowe wymagane przez poszczególne gatunki roślin, prezentują niewielką zmienność w wyróżnianych powierzchniach obserwacyjnych (użytkowych i nieużytkowych) i to w odniesieniu do właściwie wszystkich analizowanych czynników (tab. 4). Zarówno wartości minimalne jak i maksymalne nie wskazują na występowanie dużych różnic względem wydzielonych powierzchni obserwacyjnych i nie wykazują zależności względem kwadratów usytuowanych na powierzchniach użytkowych bądź też nieużytkowych.

Wyniki analiz statystycznych uzyskanych danych wskazują na zróżnicowanie statystyczne stwierdzone w przypadku analiz wartości liczb ekologicznych obrazujących zawartość azotu w podłożu dla danych pochodzących z kwadratów obserwacyjnych zlokalizowanych powierzchni użytkowych (test  $\chi^2$ ,  $p < 0,05$ ) oraz odczynu i zawartości  $\text{CaCO}_2$  dla danych z kwadratów nieużytkowych (tab. 4).

Wyniki analiz statystycznych łącznych danych dla powierzchni użytkowych i nieużytkowych, czyli dla dwóch serii analizowanych testem Kołmogorowa-Smirnowa nie wykazały istotnych statystycznie różnic. Obliczone wartości testu  $\chi^2$  miały poziom  $p > 0,05$  (tab. 4).

Syntetycznym podsumowaniem tabeli 4. jest analiza wartości średnich uzyskanych dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych, zaprezentowanych w tabeli 5. Na obu rodzajach powierzchni (użytkowych i nieużytkowych) w wydzielonych kwadratach obserwacyjnych występują gatunki w warunkach siedliskowych o umiarkowanym nasłonecznieniu, preferujące także umiarkowane temperatury, jak i dość wilgotne podłoże, umiarkowanie kwaśny i słabo zasadowy odczyn gleby odczyn i siedliska umiarkowanie zasobne w azot (Chytry i in., 2018; Kozłowska i Matuszkiewicz, 1991; Roo-Zielińska, 2014).

Tabela 4 Wartości wskaźników ekologicznych wg. Ellenberga dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	Światło [L]	Temperatura [T]	Kontynentalizm [K]	Wilgotność podłoża [F]	Odczyn i zawartość CaCO <sub>3</sub> [R]	Zawartość azotu w podłożu [N]
użytkowa	A1	A11	6,98	5,41	3,95	5,85	5,39	3,83
		A12	6,67	5,41	4,16	6,46	5,78	5,21
		A13	6,62	5,47	3,93	6,08	5,35	4,38
		A14	6,70	5,45	3,93	6,00	5,42	4,51
		A15	6,76	5,43	3,88	6,00	5,61	4,66
	A2	A21	6,96	5,50	4,22	6,77	5,68	3,94
		A22	6,94	5,50	3,93	6,50	5,58	3,61
		A23	6,92	5,42	4,04	7,07	5,65	4,07
		A24	6,88	5,48	3,93	6,27	6,04	3,73
		A25	6,90	5,46	4,24	6,36	5,91	3,90
	B	B1	6,75	5,39	3,84	6,41	5,88	4,40
		B2	6,88	5,47	4,26	6,15	6,82	4,08
		B3	6,98	5,50	4,12	5,79	6,03	4,53
		B4	6,82	5,55	4,03	6,28	6,00	4,43
		B5	6,88	5,32	3,95	6,55	5,76	4,71
Zakres			6,62–6,98	5,32–5,55	3,84–4,26	5,79–7,07	5,35–6,82	3,61–5,21
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie użytkowe)		Chi <sup>2</sup>	<i>p</i> =0,082	<i>p</i> = 0,3425	<i>p</i> = 0,342	<i>p</i> = 0,153	<i>p</i> = 0,153	<i>p</i> = 0,031
nieużytkowa	C	C1	7,05	5,59	4,00	5,91	5,92	4,28
		C2	6,90	5,53	4,15	6,42	5,60	4,10
		C3	6,88	5,56	3,98	5,45	5,64	3,93
		C4	6,98	5,48	3,89	6,32	5,52	4,06
		C5	6,86	5,58	3,95	5,87	5,92	4,82
	D	D1	6,88	5,48	3,79	6,79	6,05	4,76
		D2	6,81	5,59	3,74	6,29	6,30	5,13
		D3	6,91	5,54	3,97	6,12	6,25	4,31
		D4	6,82	5,43	4,56	5,47	6,42	5,00
		D5	6,91	5,47	4,21	5,92	5,40	3,81
	E	E1	6,86	5,32	3,86	6,20	6,40	5,07
		E2	6,97	5,54	4,06	6,36	6,95	5,06
		E3	6,82	5,40	3,97	6,40	6,56	4,67
		E4	6,96	5,55	4,40	5,95	6,77	5,21
		E5	6,66	5,38	3,96	6,24	5,32	4,09
	F	F1	6,91	5,42	4,52	6,46	5,75	4,58
		F2	6,86	5,39	4,36	6,21	5,87	5,00
		F3	6,83	5,33	4,47	6,14	6,60	5,00
		F4	6,71	5,32	4,41	6,15	5,95	4,89
		F5	6,74	5,18	3,95	6,68	5,31	4,18
Zakres			6,66–7,05	5,18–5,59	3,74–4,56	5,45–6,79	5,31–6,95	3,81–5,21
Testy statystyczne – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie nieużytkowe)		Chi <sup>2</sup>	<i>p</i> = 0,261	<i>p</i> = 0,015	<i>p</i> = 0,493	<i>p</i> = 0,849	<i>p</i> = 0,032	<i>p</i> = 0,493
Testy statystyczne – wydzielone powierzchnie obserwacyjne (użytkowe vs. nieużytkowe)		Kołmogorow–Smirnow	<i>p</i> > 0,10	<i>p</i> > 0,10	<i>p</i> > 0,10	<i>p</i> > 0,10	<i>p</i> > 0,10	<i>p</i> < 0,10

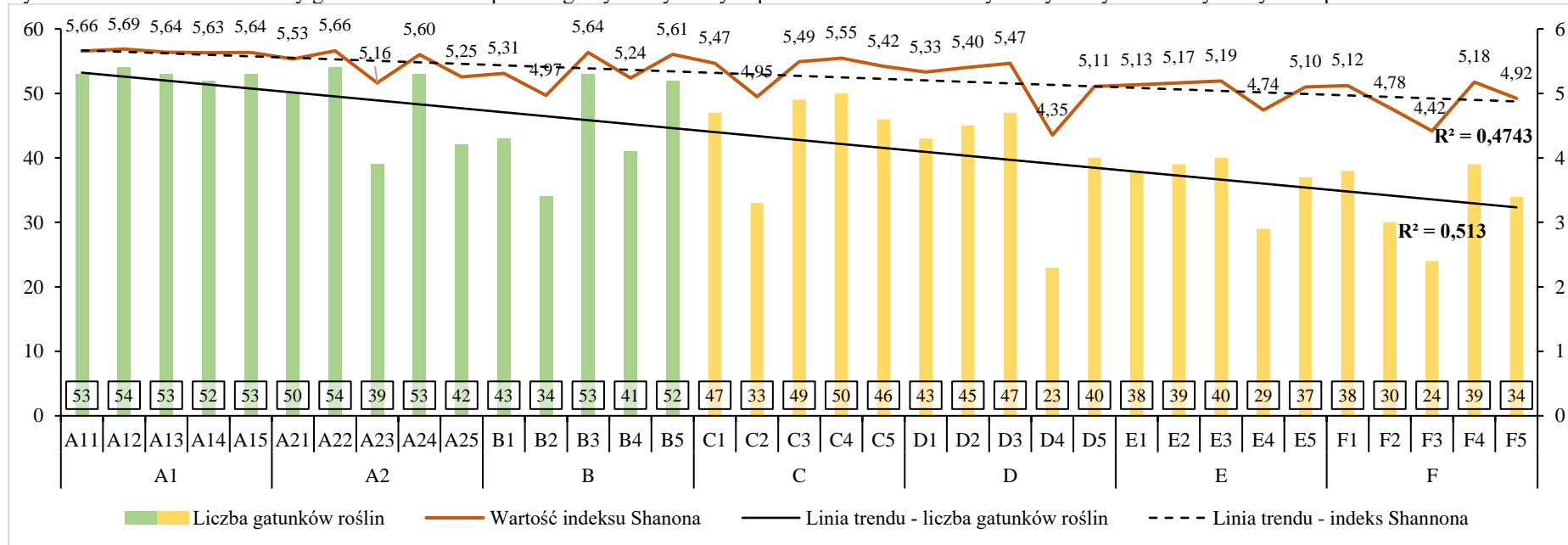
Tabela 5 Wartości wskaźników ekologicznych wg. Ellenberga dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych

Rodzaj powierzchni	Kwadraty obserwacyjne	Światło [L]	Temperatura [T]	Kontynentalizm [K]	Wilgotność podłoża [F]	Odczyn i zawartość CaCO <sub>3</sub> [R]	Zawartość azotu w podłożu [N]	Średnia ważona poszczególnych liczb ekologicznych dla wydzielonych powierzchni					
								[L]	[T]	[K]	[F]	[R]	[N]
użytkowa	A1	6,7	5,4	3,9	6,1	5,5	4,5	6,9	5,5	4,4	6,4	6,0	5,3
	A2	6,9	5,5	4,1	6,6	5,8	3,9	7,0	5,6	4,5	6,9	6,3	4,5
	B	6,9	5,4	4,1	6,2	6,0	4,5	6,9	5,6	4,5	6,6	6,4	5,1
Zakres (min.–max)		6,7–6,9	5,4–5,5	3,9–4,1	6,1–6,6	5,5–6,0	3,9–4,5	6,9–7,0	5,5–5,6	4,4–4,5	6,4–6,9	6,0–6,4	5,1–5,3
nieużytkowa	C	6,9	5,5	3,9	5,9	5,7	4,2	7,1	5,6	4,4	6,3	6,3	5,0
	D	6,9	5,5	3,9	6,2	6,0	4,6	6,9	5,6	4,4	6,6	6,4	5,3
	E	6,8	5,4	4,0	6,2	6,4	4,8	6,9	5,5	4,4	6,6	6,7	5,5
	F	6,8	5,3	4,3	6,3	5,8	4,7	6,9	5,4	4,8	6,7	6,2	5,4
Zakres (min.–max)		6,8–6,9	5,3–5,5	3,9–4,3	5,9–6,3	5,7–6,4	4,2–4,8	6,9–7,1	5,4–5,6	4,4–4,8	6,3–6,7	6,2–6,7	5,0–5,5



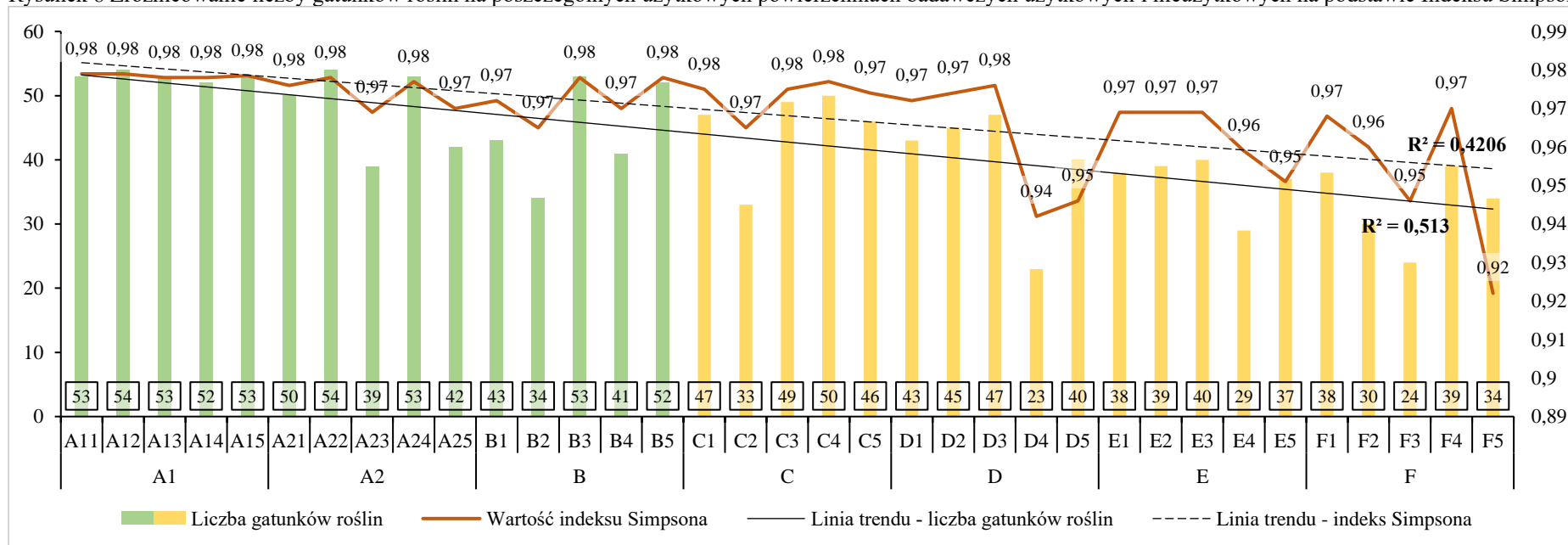
Zróźnicowanie wskaźników bioróżnorodności roślin na poszczególnych powierzchniach badawczych (użytkowych i nieużytkowych) w kwadratach obserwacyjnych na podstawie Indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona jak i ilość gatunków roślin w poszczególnych kwadratach zaprezentowane są na rysunkach 7 i 8. Obliczone wartości obu indeksów wykazują wyraźny trend spadkowy przyjmując najwyższe wartości indeksów bioróżnorodności w kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych A11–A15 i A21–A25 zmniejszające się w kierunku kwadratów położonych na obszarach o ograniczonym lub zaniechanym użytkowaniu. Podobnie jest z ilością gatunków roślin. Dla obu indeksów bioróżnorodności jak i dla stwierdzonej liczby gatunków roślin wyliczono wartości współczynnika dopasowania modelu pozwalające na ocenę i propagację stwierdzanych wyników obserwacji. Wartość ta wynosiła:  $R^2 = 0,4743$  dla wartości Indeksu Shannona (rys. 7) oraz  $R^2 = 0,4206$  dla wartości Indeksu Simpsona (rys. 8) wskazując tym samym na wysoką istotną relację pomiędzy uzyskanymi wartościami, a rodzajem/stopniem użytkowania poszczególnych powierzchni. Podobnie w przypadku stwierdzanych ilości gatunków roślin, wyznaczona linia trendu również miała zależność liniową, a wartość współczynnika trendu (jakości dopasowania modelu) wynosiła  $R^2 = 0,513$  (rys. 8). Wszystkie linie trendu odznaczały się wartościami spadkowymi w kierunku zmniejszenia wartości dla obszarów o zmniejszonym użytkowaniu rolniczym.

Rysunek 7 Zróżnicowanie liczby gatunków roślin na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych użytecznych i nieużytecznych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$ <sup>1</sup>



<sup>1</sup> Liczba gatunków roślin została przedstawiona w etykietach danych znajdujących się w podstawie każdego słupka histogramu, zaś wartość Indeksu Shannona przedstawiona została w etykietach danych znajdujących się nad krzywą łączącą wartości

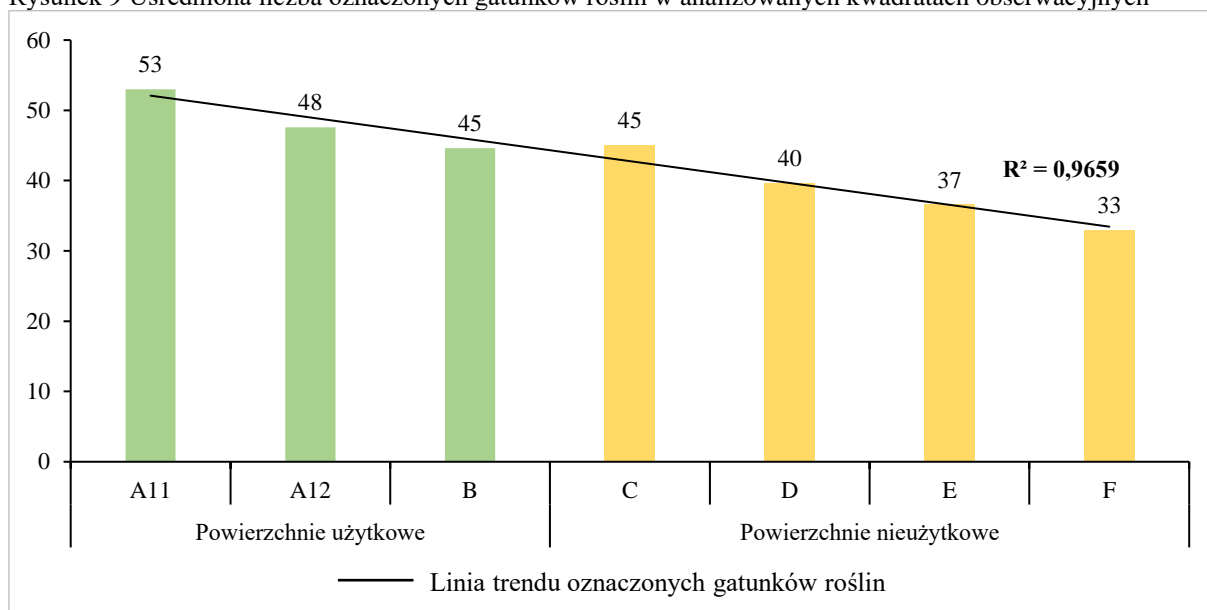
Rysunek 8 Zróżnicowanie liczby gatunków roślin na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych użytecznych i nieużytecznych na podstawie Indeksu Simpsona<sup>1</sup>



<sup>1</sup> Liczba gatunków roślin została przedstawiona w etykietach danych znajdujących się w podstawie każdego słupka histogramu, zaś wartość Indeksu Simpsona przedstawiona została w etykietach danych znajdujących się nad krzywą łączącą wartości

Dla dokładniejszego zobrazowania uzyskanych danych, na rysunku 9 przedstawiono uśrednione ilości oznaczonych gatunków roślin w analizowanych kwadratach, a także wyznaczono linie trendu oraz wartości współczynnika dopasowania modelu  $R^2$ . Wyniki potwierdzają znaczną regresję ilości zaobserwowanych gatunków roślin naczyniowych na poszczególnych powierzchniach wyraźnie zmniejszającą się wraz ze spadkiem intensywności użytkowania (powierzchnie C – F). Wyliczony współczynnik dopasowania modelu przedstawia bardzo wysoką wartość ( $R^2 = 0,9659$ ), co wskazuje na bardzo silną zależność pomiędzy sposobem użytkowania, a liczbą oznaczonych gatunków roślin (rys. 9). Można zatem wysunąć wniosek, że w przypadku zmiennowilgotnych łąk trzęślicowych, do których należy analizowany obszar Łąk Zagórzycznych, zaniechanie prowadzenia zabiegów agrotechnicznych oraz będąca tego skutkiem sukcesja wtórna, prowadzą do zubożenia bioróżnorodności szaty roślinnej występującej na badanych stanowiskach.

Rysunek 9 Uśredniona liczba oznaczonych gatunków roślin w analizowanych kwadratach obserwacyjnych



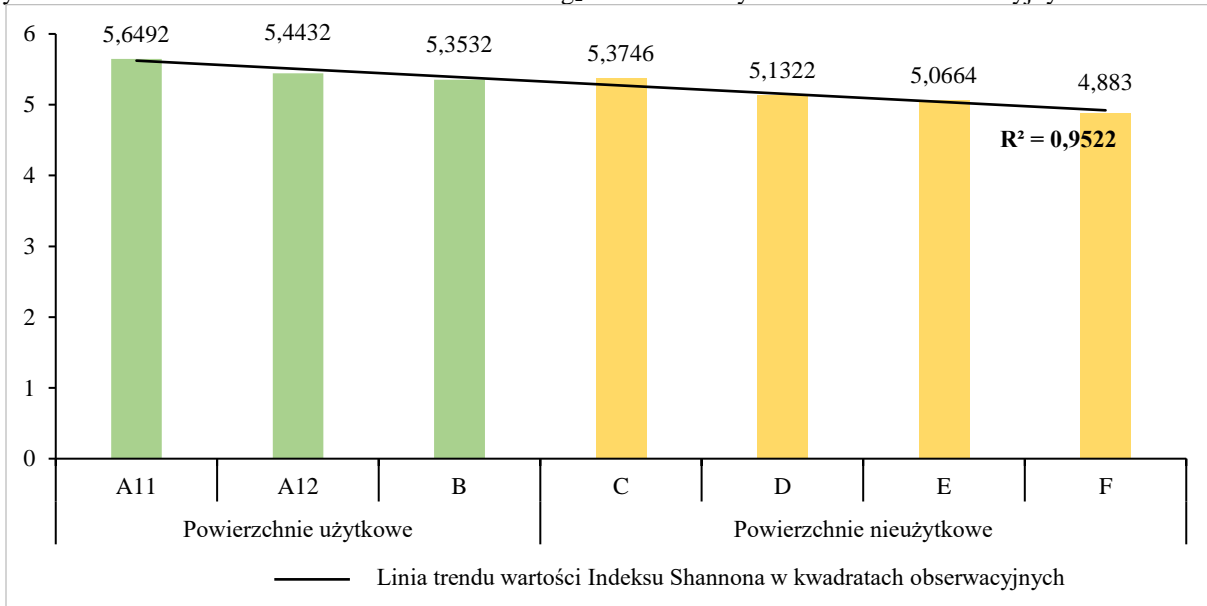
Podczas analizy uśrednionych wartości indeksów bioróżnorodności Shannona oraz Simpsona dla poszczególnych powierzchni użytkowych i nieużytkowych, w przypadku obu współczynników zaobserwowane zostały wyraźne spadkowe linie trendu z bardzo wysokimi wartościami miary jakości dopasowania modelu  $R^2$ . Dopasowane wykresy regresji liniowych miały także w kierunku powierzchni o zmniejszonym lub zaprzestanym użytkowaniu. Wartości te wynosiły odpowiednio dla indeksu Shannona:  $R^2 = 0,9522$ , a dla indeksu Simpsona:  $R^2 = 0,8804$  (rys. 10, 11).

Należy zauważyć, że najwyższą uśrednioną wartość indeksu Shannona stwierdzono na powierzchni użytkowej A1 (5,6492). Wartość ta różniła się między najniższą wartością badanego parametru (B – 5,3532) dla powierzchni użytkowych o około 5% (rys. 10). W przypadku powierzchni nieużytkowych, najwyższą uśrednioną wartość indeksu Shannona stwierdzono na powierzchni C (5,3746). Wartość ta także znacząco różniła się między najniższą wartością analizowanego parametru (F – 4,883) dla powierzchni nieużytkowych (mniejsza o ponad 9%) (rys. 10).

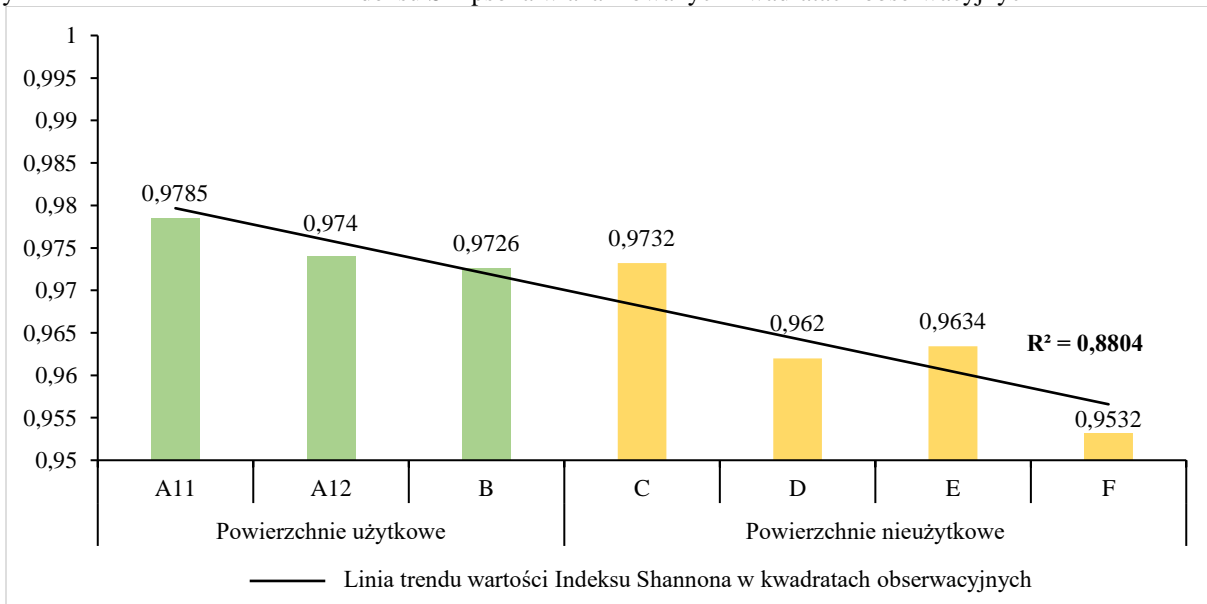
Najwyższe uśrednione wartości indeksu Simpsona stwierdzono na powierzchni użytkowej A1 (0,9785) (rys. 11). W przypadku powierzchni nieużytkowych, najwyższą uśrednioną wartość indeksu Simpsona stwierdzono na powierzchni C (0,9732) (rys. 11). Zaobserwowana została przy tym bardzo wysoka tendencja spadkowa trendu, a wartość dopasowania modelu wynosiła  $R^2 = 0,8804$ .

Dendrogram wykonany na podstawie danych ze zdjęć fitosocjologicznych wykonanych w kwadratach badawczych dość jednoznacznie wydzielił dwie w miarę jednorodne grupy powierzchni badawczych: na użytkowe i nieużytkowe (rys. 12). W obrębie powierzchni użytkowych można zauważyć mniejsze klastry grupujące trzy wydzielane powierzchnie użytkowe: A11–A15, B1–B5 i A21–A25. Na powierzchniach użytkowych najbardziej odrębną grupę utworzyły kwadraty od A11 do A15. W obrębie powierzchni nieużytkowych najbardziej wyodrębniającą się grupę stanowiły powierzchnie F1–F5. Pozostałe mniejsze grupy kwadratów na powierzchniach nieużytkowych tworzą nieco mniej odrębne grupy. Rysunek 13 przedstawia z kolei klasyfikację porównawczą wybranych powierzchni nieużytkowych (powierzchni o najbardziej zaawansowanej sukcesji: E1–E5 i F1–F5) oraz wszystkich powierzchni użytkowych. Na tym rysunku, także najbardziej odrębny klaster utworzyły kwadraty A11–A15. Zauważalna jest także odrębność powierzchni o najbardziej zaawansowanej sukcesji, które tworzą osobną podgrupę. Odrębność obu typów powierzchni widoczna jest także na wykresie przedstawiającym wyniki analizy zgodności (rys. 14). Większość kwadratów badawczych zlokalizowanych na powierzchniach użytkowych tworzy jednorodną grupę. Kwadraty na powierzchniach nieużytkowych zlokalizowane są na wykresie w dość dużym rozprzestrzenieniu.

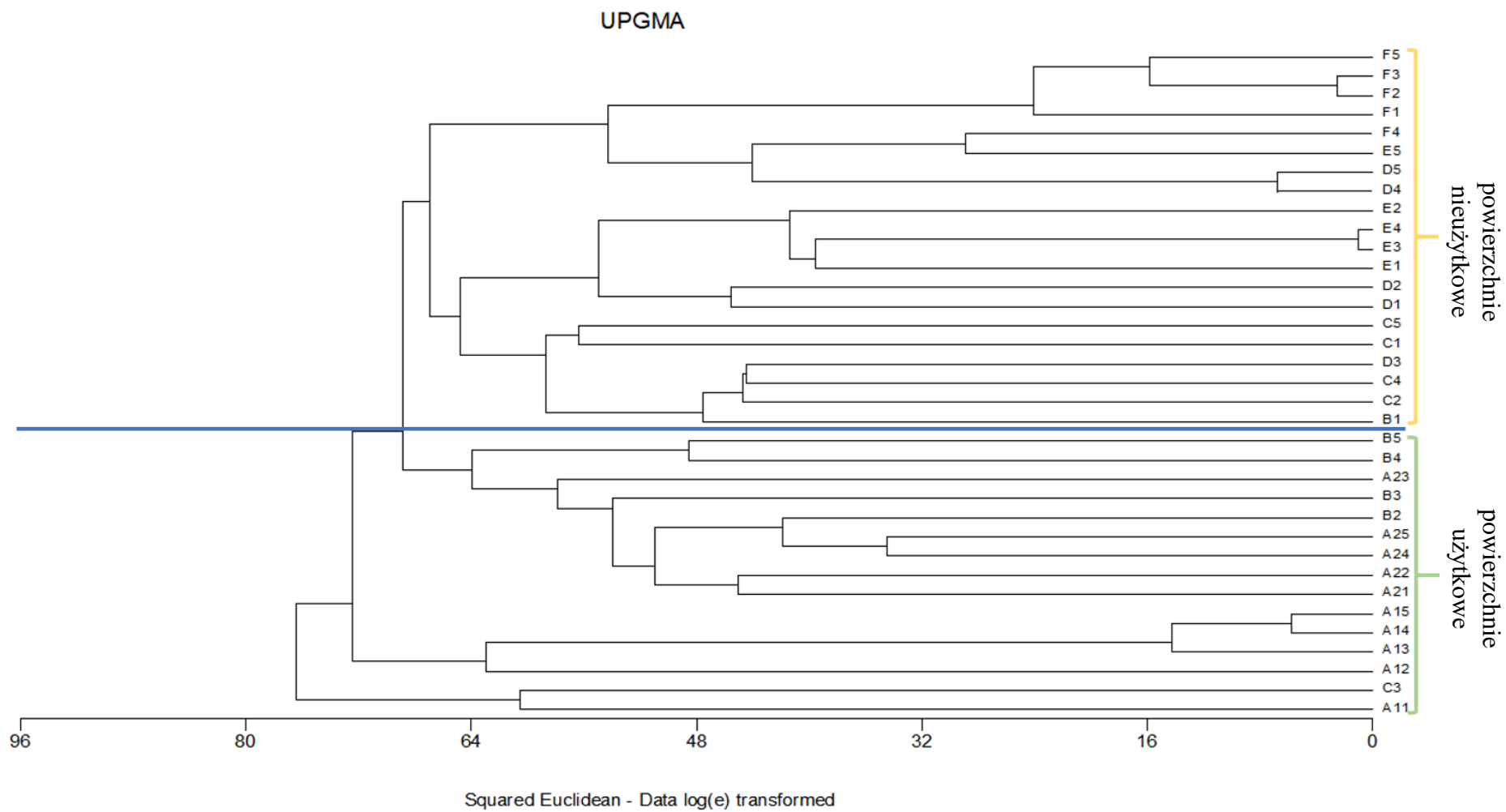
Rysunek 10 Uśredniona wartość Indeksu Shannona  $\log_2$  w analizowanych kwadratach obserwacyjnych



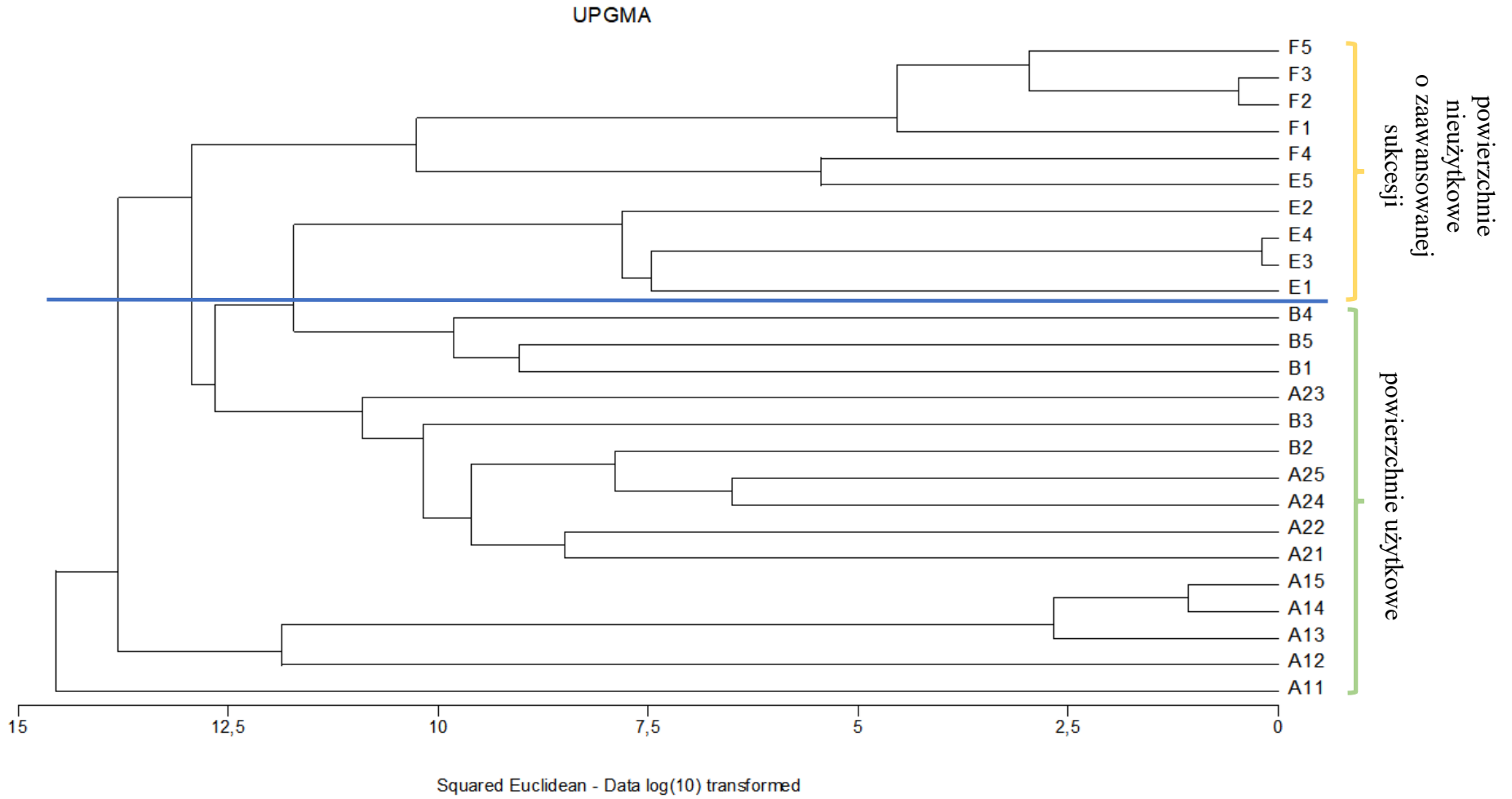
Rysunek 11 Uśredniona wartość Indeksu Simpsona w analizowanych kwadratach obserwacyjnych



Rysunek 12 Dendrogram przedstawiający wyniki klasyfikacji zdjęć fitosocjologicznych we wszystkich analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych

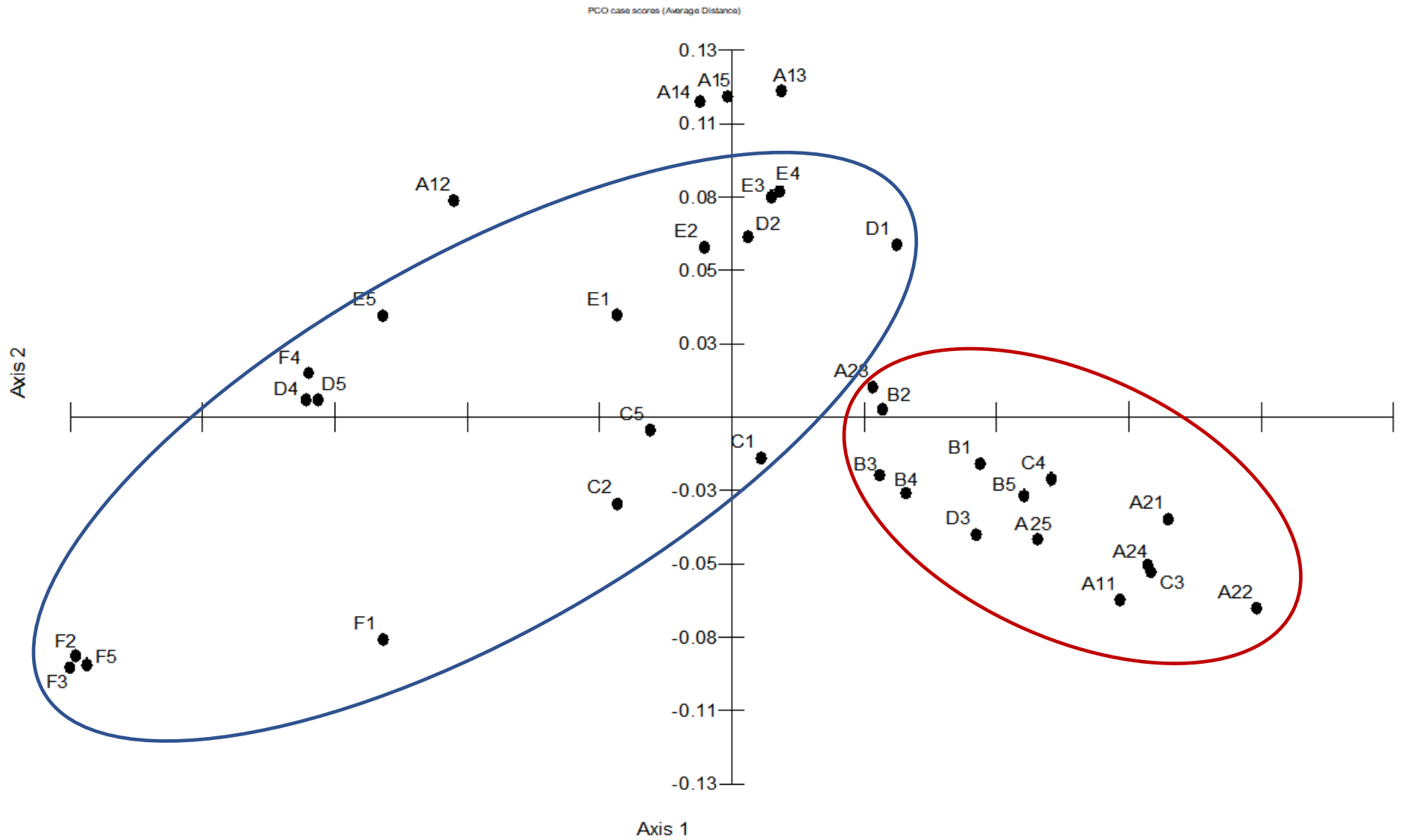


Rysunek 13 Dendrogram przedstawiający wyniki klasyfikacji zdjęć fitosocjologicznych w analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych użytkowanych i o zaawansowanej sukcesji





Rysunek 14 Wyniki analizy zgodności (correspondence analysis) zdjęć fitosocjologicznych w analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych



## 7.2. Wyniki analiz mykologicznych

Wyniki wykonanych w czasie badań w latach 2017–2019 analiz mykologicznych badanych łąk trzęślicowych związku *Molinion caeruleae* Koch 1926 o zróżnicowanym typie użytkowania zostały przedstawione w tabelach (6–9) a także w Aneksie 2, będącym szczegółową listą wszystkich zidentyfikowanych gatunków grzybów oraz roślin na których je odnotowano.

W zaprezentowanym w tabeli 6a zestawieniu zaprezentowano informacje dotyczące liczby gatunków roślin żywicielskich, na których zidentyfikowano grzyby mikroskopijne przynależące do poszczególnych rodzin oraz rzędów. Tabela przedstawia wszystkie grupy taksonomiczne grzybów, które zostały zaobserwowane w trakcie 3 lat prowadzenia badań (tab. 6a). Organizmy te zasiedlały 82 (spośród 162 odnotowanych) gatunki roślin naczyniowych (Aneks 1-2). Do najliczniej występujących grzybów należały gatunki będące przedstawicielami rodzin *Mycosphaerellaceae*, *Pucciniaceae*, *Peronosporaceae* oraz rzędu *Erysiphales*. Wymienione grupy taksonomiczne reprezentowane były przez grzyby zasiedlające odpowiednio 44, 28, 8 oraz 18 gatunków roślin naczyniowych (Aneks 2). Spośród pozostałych rodzin, blisko dwie trzecie porażało mniej niż pięciu przedstawicieli roślin, a 5 rodzin nie więcej niż 10 gatunków (*Dermateaceae*, *Didymellaceae*, *Phyllostictaceae*, *Pleosporaceae*, *Urocystidaceae*, *Ustilaginaceae*) (Aneks 2). Podczas pierwszych dwóch lat badań (2017–18) liczba gatunków roślin żywicielskich, występujących na powierzchniach nieużytkowych, porażonych przez grzyby była większa, niż tych odnotowanych na powierzchniach użytkowych (rys. 15a, 15b). Należy również zauważyć, że najwięcej porażonych przez grzyby gatunków roślin zostało zaobserwowanych w trakcie pierwszego roku badań (120), w pozostałych zaś latach liczba odnotowanych porażonych gatunków roślin była taka sama i wynosiła 90 (tab. 6a). Łącznie zaś stwierdzono 300 porażonych roślin.

Po wykonaniu analizy statystycznej wyników (tab. 6a), wartości testu  $\text{Chi}^2$  dotyczące powierzchni użytkowych oraz nieużytkowych podczas wszystkich lat badań wskazały na istotne statystyczne zróżnicowanie liczby gatunków roślin, na których stwierdzono występowanie grup taksonomicznych grzybów ( $\text{Chi}^2$ ,  $p < 0,05$ ).

Tabela 6a Liczba gatunków roślin żywicielskich dla wszystkich grup taksonomicznych grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań

Grupa taksonomiczna grzybów	Liczba gatunków roślin żywicielskich																
	Powierzchnie użytkowe			Powierzchnie nieużytkowe			Test Kołmogorow–Smirnow dla wydz. pow. obserwacyjnych (użyt. vs. nieużyt.)			Suma gatunków roślin żywicielskich z badanego okresu 2017–2019		Test Kołmogorow–Smirnow dla sumy roślin żywicielskich (użyt. vs. nieużyt.)	Suma				
	2017	2018	2019	2017	2018	2019	2017	2018	2019	Pow. użytkowe	Pow. nieużytkowe		2017	2018	2019	Σ	
<i>Chaetomiaceae</i>	–	–	1	–	–	2					1	2		–	–	3	3
<i>Chorioactidaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Cladosporiaceae</i>	2	–	–	–	–	–					2	0		2	–	–	2
<i>Clavicipitaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Dermateaceae</i>	1	1	1	4	3	–					3	7		5	4	1	10
<i>Didymellaceae</i>	–	1	3	1	4	1					4	6		1	5	4	10
<i>Dothioraceae</i>	–	–	–	–	–	2					0	2		–	–	2	2
<i>Entylomataceae</i>	1	–	1	2	1	–					2	3		3	1	1	5
<i>Erysiphales</i>	3	4	4	11	8	5					11	24		14	12	9	35
<i>Massarinaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Melampsoraceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Melanopsichiaceae</i>	1	–	–	–	1	–					1	1		1	1	–	2
<i>Meruliaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Mycosphaerellaceae</i>	16	13	14	15	18	16					43	49		31	30	30	92
<i>Nectriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Peronosporaceae</i>	7	3	2	5	1	1	p<0,05	p<0,05	p<0,05		12	7		12	4	3	19
<i>Phaeosphaeriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Phragmidiaceae</i>	1	1	–	1	1	–					2	2		2	2	–	4
<i>Phyllachoraceae</i>	1	–	–	–	–	1					1	1		1	–	1	2
<i>Phyllostictaceae</i>	1	2	–	4	1	–					3	5		5	3	–	8
<i>Pleosporaceae</i>	2	1	4	–	1	–					7	1		2	2	4	8
<i>Psathyrellaceae</i>	–	–	–	–	–	2					0	2		–	–	2	2
<i>Pseudeurotiaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Pucciniaceae</i>	8	8	9	11	10	9					25	30		19	18	18	55
<i>Pucciniastraceae</i>	–	1	–	1	1	–					1	2		1	2	–	3
<i>Raveneliaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Strophariaceae</i>	–	–	1	–	–	1					1	1		–	–	2	2
<i>Trichocomaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Urocystidaceae</i>	4	1	–	3	–	–					5	3		7	1	–	8
<i>Ustilaginaceae</i>	5	2	2	2	1	3					9	6		7	3	5	15
<i>Venturiaceae</i>	1	–	–	1	1	–					1	2		2	1	–	3
<b>Test Chi<sup>2</sup></b>	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05					p<,05	p<,05		p<,05	p<,05	p<,05	p<,05
<b>Suma</b>	56	38	45	64	52	45								120	90	90	300

Dane przedstawione w tabeli 6b dostarczają informacji o liczbie odnotowanych gatunków grzybów i ich przynależności do grup taksonomicznych w poszczególnych latach (2017-19). W trakcie trzyletnich analiz terenowych i laboratoryjnych zidentyfikowano 133 gatunki grzybów należące do 31 grup taksonomicznych (Aneks 2). Warty nadmienia jest fakt, że część gatunków występowała kilkakrotnie podczas prowadzenia badań. Spośród prezentowanych grup taksonomicznych, rodziny *Mycosphaerellaceae*, *Pucciniaceae*, *Peronosporaceae* oraz rząd *Erysiphales* występowały najliczniej. W trakcie wszystkich lat prowadzenia obserwacji gatunki je reprezentujące zostały odnotowane odpowiednio przez 81, 43, 19 oraz 30 razy (tab. 6b). Spośród pozostałych rodzin, blisko 42% posiadało przedstawiciela zaledwie jednego gatunku, zaś wśród kolejnych 25% zaobserwowano mniej niż 5 micromycetes. Podczas pierwszych dwóch lat badań (2017–18) liczba gatunków grzybów, występujących na powierzchniach nieużytkowych ponownie była większa niż tych odnotowanych na powierzchniach użytkowych. W roku 2019 trend ten także uległ zmianie, jednakże różnica pomiędzy analizowanymi powierzchniami wynosiła 12 gatunków więcej na korzyść obszarów użytkowych co oznacza, że obszary te były bogatsze w mykobiotę o ponad 40%. Należy również zauważyć, że najwięcej grzybów zostało zidentyfikowanych w trakcie pierwszego roku badań (2017) – 112 gatunków, w pozostałych zaś latach ich liczba stale się zmniejszała (zaobserwowanych 69 gatunków w 2019 roku oznacza spadek o blisko 40% w stosunku do roku 2017).

Po wykonaniu analizy statystycznej wyników, wartości testu  $\text{Chi}^2$  dotyczące powierzchni użytkowych oraz nieużytkowych podczas wszystkich lat badań wskazują na istotne statystyczne zróżnicowanie liczby gatunków grzybów przynależnych do przedstawionych grup taksonomicznych ( $\text{Chi}^2, p < 0,05$ ).

Tabela 6b Grupy taksonomiczne i liczba gatunków grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań na roślinach żywicielskich

Grupa taksonomiczna grzybów	Liczba gatunków roślin żywicielskich																
	Powierzchnie użytkowe			Powierzchnie nieużytkowe			Test Kołmogorow–Smirnow dla wydz. pow. obserwacyjnych (użyt. vs. nieużyt.)			Suma roślin żywicielskich z badanego okresu 2017–2019		Test Kołmogorow–Smirnow dla sumy roślin żywicielskich (użyt. vs. nieużyt.)	Suma				
	2017	2018	2019	2017	2018	2019	2017	2018	2019	Pow. użytkowe	Pow. nieużytkowe		2017	2018	2019	Σ	
<i>Chaetomiaceae</i>	–	–	1	–	–	2					1	2		–	–	3	3
<i>Chorioactidaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Cladosporiaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Clavicipitaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Dermateaceae</i>	1	1	1	3	2	–					3	5		4	3	1	8
<i>Didymellaceae</i>	–	1	2	1	3	1					3	5		1	4	3	8
<i>Dothioraceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Entylomataceae</i>	1	–	1	1	1	–					2	2		2	1	1	4
<i>Erysiphales</i>	2	4	3	11	7	3					9	21		13	11	6	30
<i>Massarinaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Melampsoraceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Melanopsichiaceae</i>	1	–	–	–	1	–					1	1		1	1	–	2
<i>Meruliaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Mycosphaerellaceae</i>	16	12	13	15	15	10					41	40		31	27	23	81
<i>Nectriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Peronosporaceae</i>	7	3	2	5	1	1	p<0,05	p<0,05	p<0,05		12	7		12	4	3	19
<i>Phaeosphaeriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Phragmidiaceae</i>	1	1	–	1	1	–					2	2		2	2	–	4
<i>Phyllachoraceae</i>	1	–	–	–	–	1					1	1		1	–	1	2
<i>Phyllostictaceae</i>	1	2	–	4	1	–					3	5		5	3	–	8
<i>Pleosporaceae</i>	3	1	5	–	1	–					9	1		3	2	5	10
<i>Psathyrellaceae</i>	–	–	–	–	–	2					0	2		–	–	2	2
<i>Pseudeurotiaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Pucciniaceae</i>	6	7	7	10	9	4					20	23		16	16	11	43
<i>Pucciniastraceae</i>	–	1	–	1	1	–					1	2		1	2	–	3
<i>Raveneliaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Strophariaceae</i>	–	–	1	–	–	1					1	1		–	–	2	2
<i>Trichocomaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Urocystidaceae</i>	4	1	–	3	–	–					5	3		7	1	–	8
<i>Ustilaginaceae</i>	2	1	1	3	1	1					4	5		5	2	2	9
<i>Venturiaceae</i>	1	–	–	1	1	–					1	2		2	1	–	3
<b>Test Chi<sup>2</sup></b>	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05					p<,05	p<,05		p<,05	p<,05	p<,05	p<,05
<b>Suma</b>	50	35	40	62	45	29								112	80	69	261

Analiza danych przedstawionych w tabeli 6c dostarcza informacji o liczbie notowań grzybów i ich przynależności do grup taksonomicznych w poszczególnych latach. Prezentowane wartości należą do największych w przedstawionej serii tabel (6a – 6c), różnią się jednak znacząco od danych z tabeli 6b ze względu na fakt, iż poszczególne gatunki grzybów mogły być zaobserwowane wielokrotnie zarówno na kilku roślinach żywicielskich jak i kilku kwadratach obserwacyjnych przypisanych do różnych powierzchni badawczych (użytkowych bądź nieużytkowych) (Aneks 2).

W trakcie analiz terenowych i laboratoryjnych zidentyfikowano łącznie 555 grzybów należących do 133 gatunków, będących przedstawicielami 31 grup taksonomicznych zasiedlających 82 gatunki roślin naczyniowych. Ponownie najczęściej zidentyfikowanymi grzybami były gatunki należące do rodzin *Mycosphaerellaceae*, *Pucciniaceae*, *Peronosporaceae* oraz rzędu *Erysiphales*. Grzyby z wymienionych grup odnotowane były odpowiednio 191, 103, 33 oraz 72 razy. Spośród pozostałych rodzin, blisko 35% posiadało przedstawiciela jednego gatunku odnotowanego jako pojedynczy okaz. Kolejne 25% grup taksonomicznych zastało odnotowanych mniej niż 5 razy w trakcie analiz. Liczba pojawów grzybów podczas prowadzenia prac badawczych, notuje blisko 40% wzrost w 2018 roku w stosunku do poprzedzającego okresu badań (2017), by w 2019 roku zanotować ponad 30% spadek. Podczas wszystkich lat badań liczba notowań grzybów, występujących na powierzchniach nieużytkowych była większa niż na powierzchniach użytkowych.

Sumarycznie, dla wielolecia prowadzonych notowań różnica pomiędzy analizowanymi powierzchniami wynosiła o ponad 52 obserwacje więcej na korzyść obszarów nieużytkowych, co oznacza, że była ilościowo zasobniejsza w przedstawicieli mykobioty o ponad 20%. Po wykonaniu analizy statystycznej danych przedstawionych w tabeli 6c widać, że wartości testu  $\chi^2$  dotyczące powierzchni użytkowych oraz nieużytkowych podczas wszystkich lat badań wskazują na istotne statystyczne zróżnicowanie liczby notowań gatunków grzybów przynależnych do przedstawionych grup taksonomicznych ( $\chi^2$ ,  $p < 0,05$ ).

Tabela 6c Grupy taksonomiczne i liczba notowań grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań na roślinach żywicielskich

Grupa taksonomiczna grzybów	Liczba gatunków roślin żywicielskich																
	Powierzchnie użytkowe			Powierzchnie nieużytkowe			Test Kołmogorow–Smirnow dla wydz. pow. obserwacyjnych (użyt. vs. nieużyt.)			Suma roślin żywicielskich z badanego okresu 2017–2019		Test Kołmogorow–Smirnow dla sumy roślin żywicielskich (użyt. vs. nieużyt.)	Suma				
	2017	2018	2019	2017	2018	2019	2017	2018	2019	Pow. użytkowe	Pow. nieużytkowe		2017	2018	2019	Σ	
<i>Chaetomiaceae</i>	–	–	1	–	–	2					1	2		–	–	3	3
<i>Chorioactidaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Cladosporiaceae</i>	2	–	–	–	–	–					2	0		2	–	–	2
<i>Clavicipitaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Dermateaceae</i>	1	1	1	5	5	–					3	10		6	6	1	13
<i>Didymellaceae</i>	–	1	4	1	11	3					5	15		1	12	7	20
<i>Dothioraceae</i>	–	–	–	–	–	2					0	2		–	–	2	2
<i>Entylomataceae</i>	2	–	1	4	3	–					3	7		6	3	1	10
<i>Erysiphales</i>	4	8	5	18	24	13					17	55		22	32	18	72
<i>Massarinaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Melampsoraceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Melanopsichiaceae</i>	1	–	–	–	3	–					1	3		1	3	–	4
<i>Meruliaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Mycosphaerellaceae</i>	22	46	27	22	42	32					95	96		44	88	59	191
<i>Nectriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Peronosporaceae</i>	11	6	6	6	1	3	p<0,05	p<0,05	p<0,05		23	10	p<0,05	17	7	9	33
<i>Phaeosphaeriaceae</i>	1	–	–	–	–	–					1	0		1	–	–	1
<i>Phragmidiaceae</i>	1	1	–	1	1	–					2	2		2	2	–	4
<i>Phyllachoraceae</i>	1	–	–	–	–	1					1	1		1	–	1	2
<i>Phyllostictaceae</i>	2	5	–	6	5	–					7	11		8	10	–	18
<i>Pleosporaceae</i>	3	5	6	–	7	–					14	7		3	12	6	21
<i>Psathyrellaceae</i>	–	–	–	–	–	2					0	2		–	–	2	2
<i>Pseudeurotiaceae</i>	–	–	–	–	–	1					0	1		–	–	1	1
<i>Pucciniaceae</i>	10	20	15	14	24	20					45	58		24	44	35	103
<i>Pucciniastraceae</i>	–	3	–	1	1	–					3	2		1	4	–	5
<i>Raveneliaceae</i>	–	–	–	1	–	–					0	1		1	–	–	1
<i>Strophariaceae</i>	–	–	1	–	–	1					1	1		–	–	2	2
<i>Trichocomaceae</i>	–	–	1	–	–	–					1	0		–	–	1	1
<i>Urocystidaceae</i>	4	1	–	3	–	–					5	3		7	1	–	8
<i>Ustilaginaceae</i>	10	2	4	3	2	5					16	10		13	4	9	26
<i>Venturiaceae</i>	2	–	–	1	1	–					2	2		3	1	–	4
<b>Test Chi<sup>2</sup></b>	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05	p<,05					p<,05	p<,05		p<,05	p<,05	p<,05	p<,05
<b>Suma</b>	78	99	74	88	130	86								166	229	160	555

W tabeli 7 oraz na rysunkach 15 a–c przedstawione zostały bardziej szczegółowe informacje dotyczące liczby zaobserwowanych gatunków grzybów z wyszczególnieniem rodzaju powierzchni obserwacyjnych, wydzieleniem ich na poszczególne obszary, do których przypisano wyodrębnione fragmenty terenu, gdzie pobierano materiał roślinny i grzybowy – czyli według nomenklatury używanej w dysertacji określane mianem kwadratów obserwacyjnych.

Z danych wynika, że największa liczba grzybów na obszarach użytkowych w poszczególnych latach została zaobserwowana w kwadratach obserwacyjnych A21 (2017), B2 (2018) oraz B5 (2019) przynależnych do dwóch powierzchni obserwacyjnych (A2 i B). Na wymienionych kwadratach obserwacyjnych zidentyfikowano odpowiednio 18, 13 i 11 gatunków grzybów. Z kolei najmniej przedstawicieli mykobioty odnotowanych zostało w trakcie prowadzenia badań w kwadratach B1 (13 gatunków – 2017), A14 (3 gatunki – 2018) oraz A23 (1 gatunek – 2019). Należy jednak zwrócić uwagę, że dane uzyskane w roku 2017 są niepełne i odzwierciedlają badania wykonane na mniejszej ilości kwadratów obserwacyjnych – był to bowiem rok pilotażowych badań, w trakcie którego wykonywano analizy wstępne.

Wyniki uzyskane w latach 2018-2019 (rys. 15b-c), pozwalają na określenie ilości oznaczonych gatunków w poszczególnych wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych. Wyrównany poziom był obserwowany jedynie na pow. A1 w roku 2018 (rys. 15b), gdzie różnica między najwyższą zanotowaną liczbą gatunków a najniższą obserwacją wynosiła 2. W roku 2017 liczba zidentyfikowanych gatunków dla poszczególnych powierzchni obserwacyjnych była najwyższa, zaś sumaryczna ilość grzybów w następnych sezonach wegetacyjnych była zbliżona lub wyższa.

Mimo mniejszej ilości poczynionych obserwacji, znacznie większe wartości prezentujące ilość oznaczonych grzybów w tych samych kwadratach obserwacyjnych dokonano w trakcie badań w roku 2017 niż w latach późniejszych (rys. 15a) na powierzchniach nieużytkowych. Zaprezentowane na rysunkach 15b-c liczby gatunków grzybów zidentyfikowanych w latach 2018–2019 wskazują, że dla poszczególnych nieużytkowych powierzchni obserwacyjnych tylko dwukrotnie odnotowano wartości większe, niż najniższa wartość (C3) w pierwszym sezonie poboru materiału – były to gatunki rozpoznane na powierzchniach D2 i F1 w 2018 roku (rys. 15b). Ilość gatunków grzybów zaobserwowanych w kwadratach obserwacyjnych na powierzchni F w roku 2019 była bardzo wyrównana (rys. 15c).



Powyższe dane z powierzchni użytkowych przedstawiono na rysunku 16, na którym przedstawienie liczby zidentyfikowanych gatunków wskazuje, że na 10 spośród 15 wydzielonych użytkowych kwadratów obserwacyjnych ich ilość malała w trakcie kolejnych lat prowadzenia badań (rys. 16). Wskazują na to także uśrednione wyniki obserwacji podane dla poszczególnych użytkowych kwadratów obserwacyjnych w następujących po sobie latach (rys. 18).

Analiza tabeli 7 zawierającej informacje odnośnie obszarów nieużytkowych wykazała także, że największa liczba grzybów zaobserwowana została w kwadratach obserwacyjnych C1 (dla roku 2017), F1 (2018) oraz D5 (2019). Na wspomnianych obszarach zidentyfikowano odpowiednio 35, 12 i 10 gatunków grzybów. Dla następujących po sobie lat badań, najmniej przedstawicieli grzybów odnotowanych zostało w kwadratach C3 w 2017 roku (10 gatunków), E4 w 2018 (2 gatunki) oraz C4 i E4 w 2019 (po 2 gatunki). Analizy statystyczne danych uzyskanych dla powierzchni nieużytkowych wskazują na brak istotnych różnic w odniesieniu do ilości odnotowanych gatunków grzybów pomiędzy kwadratami obserwacyjnymi w trakcie całego okresu badań ( $\chi^2$ ,  $p < 0,05$ ). Natomiast Test Kołmogorowa-Smirnowa wykazał statystycznie istotne zróżnicowanie pomiędzy analizowanymi powierzchniami użytkowymi i nieużytkowymi ( $p < 0,05$ ).

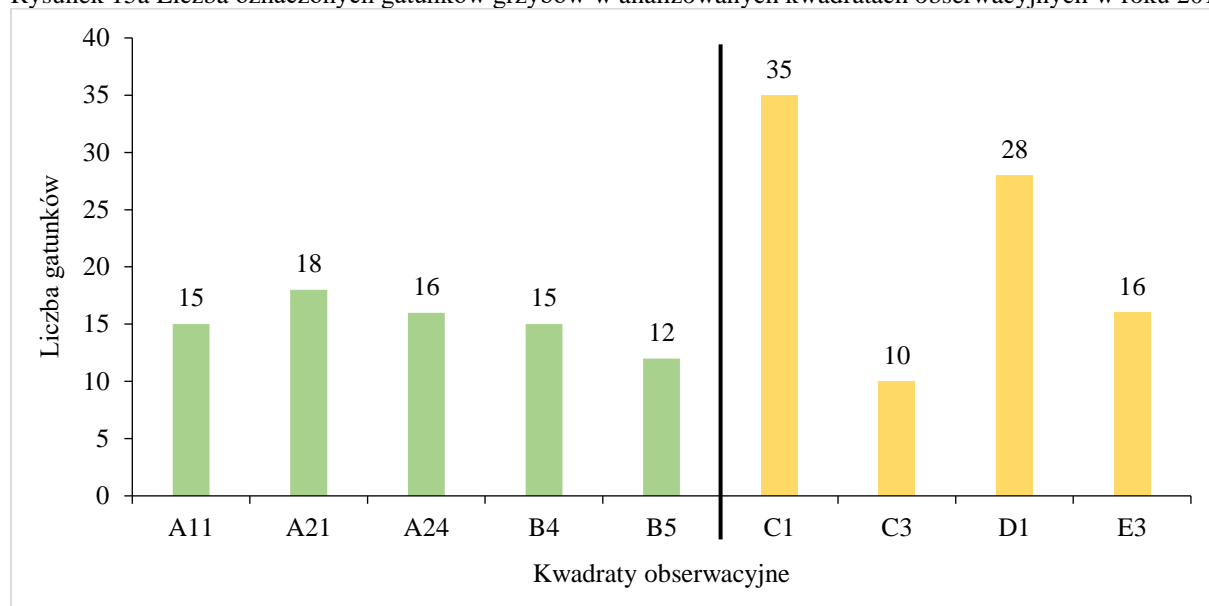
W przypadku nieużytkowych kwadratów obserwacyjnych w roku 2017, mimo że liczba zidentyfikowanych gatunków dla poszczególnych powierzchni obserwacyjnych do nich przynależących była (z wyjątkiem obserwacji D2 i F1 w 2018 r) najwyższa, to sumaryczna ilość grzybów w następnych sezonach wegetacyjnych była zbliżona (2019) lub znacząco wyższa (130 obserwacji w 2018 roku – czyli 46% wzrost – tab. 7) wobec danych uzyskanych w trakcie pierwszego roku badań. Zmiany liczby zidentyfikowanych grzybów zachodzące podczas wszystkich lat prowadzenia badań na nieużytkowych powierzchniach obserwacyjnych przedstawione zostały na rysunku 17. Wykres wskazuje, że na 17 spośród 20 wydzielonych użytkowych obszarów obserwacyjnych ilość zaobserwowanych grzybów maleje w trakcie kolejnych lat obserwacji (rys. 17). Wskazują na to także uśrednione liczby gatunków podane dla poszczególnych nieużytkowych kwadratów obserwacyjnych w następujących po sobie latach. Współczynnik determinacji  $R^2$  wyznaczony dla wartości uśrednionych wynosi 0,5613 potwierdzając obserwacje spadku w kolejnych sezonach (rys. 18).

Dla lepszego zobrazowania danych, wartości zebrane dla wszystkich obserwacji wykonanych w trakcie badań przedstawione zostały na rysunku 19.

Tabela 7 Liczba zaobserwowanych gatunków grzybów w trakcie 3-letnich badań z podziałem na powierzchnie kwadratów obserwacyjnych

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	2017	2018	2019
użytkowa	A1	A11	15	5	7
		A12		5	8
		A13		5	8
		A14		3	4
		A15		4	4
	A2	A21	18	7	3
		A22		9	3
		A23		6	1
		A24	16	9	6
		A25		5	2
	B	B1	13	4	2
		B2		13	3
		B3		9	5
		B4		12	7
		B5		5	11
<b>Test Chi<sup>2</sup> – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie użytkowe)</b>			p =,1353	p =,0307	p =,3425
nieużytkowa	C	C1	35	9	5
		C2		8	4
		C3	10	7	3
		C4		4	2
		C5		8	8
	D	D1	28	7	4
		D2		11	4
		D3		9	7
		D4		6	7
		D5		9	10
	E	E1		6	3
		E2		9	4
		E3	16	3	4
		E4		2	2
		E5		3	3
	F	F1		12	4
		F2		5	3
		F3		5	3
		F4		4	3
		F5		3	3
<b>Test Chi<sup>2</sup> – kwadraty obserwacyjne (powierzchnie nieużytkowe)</b>			p =,5724	p =,0658	p =,0658
<b>Test Kolmogorow–Smirnow – wydzielone powierzchnie obserwacyjne (użytkowe vs. nieużytkowe)</b>			p <0,05	p <0,05	p <0,05

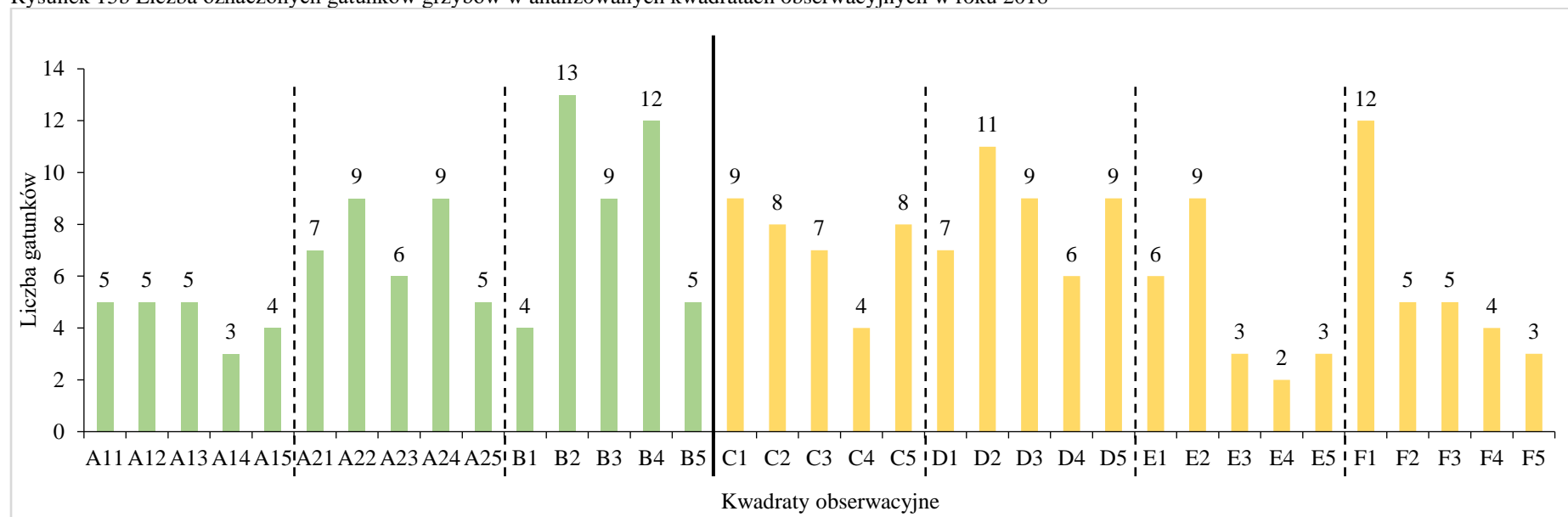
Rysunek 15a Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2017<sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne serii punktów na histogramie uzależnione od rodzaju powierzchni obserwacyjnych, na których wykonywano badania: motyw zielony – powierzchnie użytkowe, motyw żółty – powierzchnie nieużytkowe.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linię czarną ciągłą różnicującą kwadraty obserwacyjne na powierzchnie użytkowe i nieużytkowe.

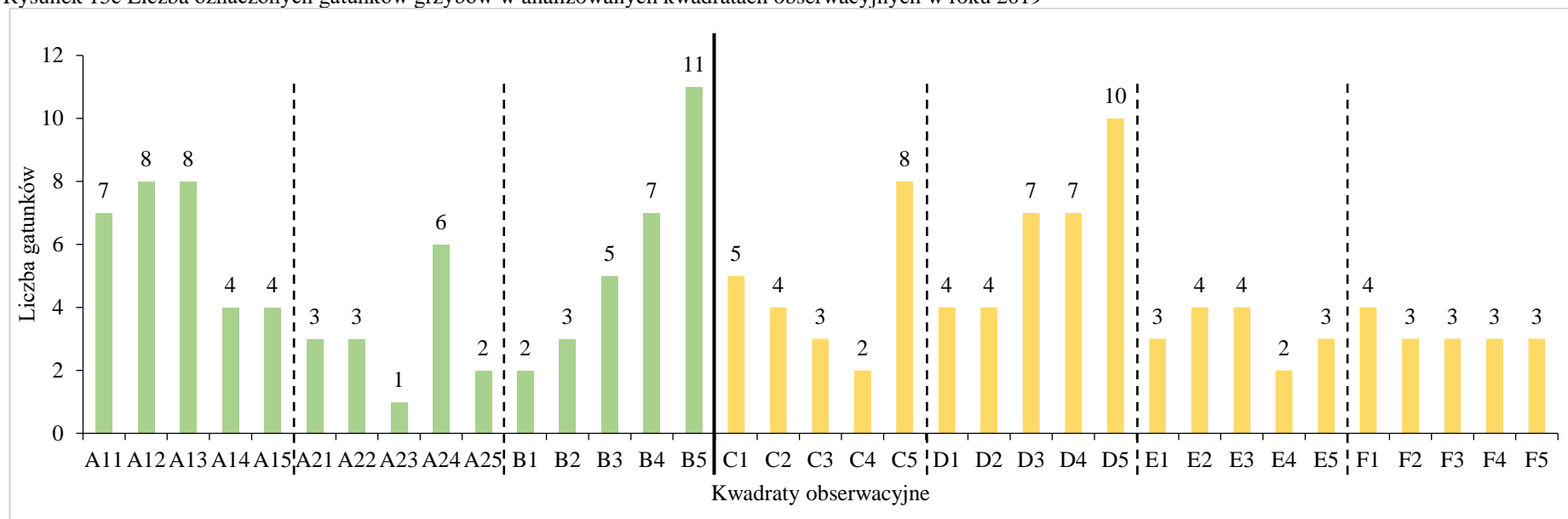
Rysunek 15b Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2018 <sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne serii punktów na histogramie uzależnione od rodzaju powierzchni obserwacyjnych, na których wykonywano badania: motyw zielony – powierzchnie użytkowe, motyw żółty – powierzchnie nieużytkowe.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linie różnicujące kwadraty obserwacyjne: linia czarna ciągła – podział na powierzchnie użytkowe i nieużytkowe, linie przerywane – podział na poszczególne kwadraty obserwacyjne.

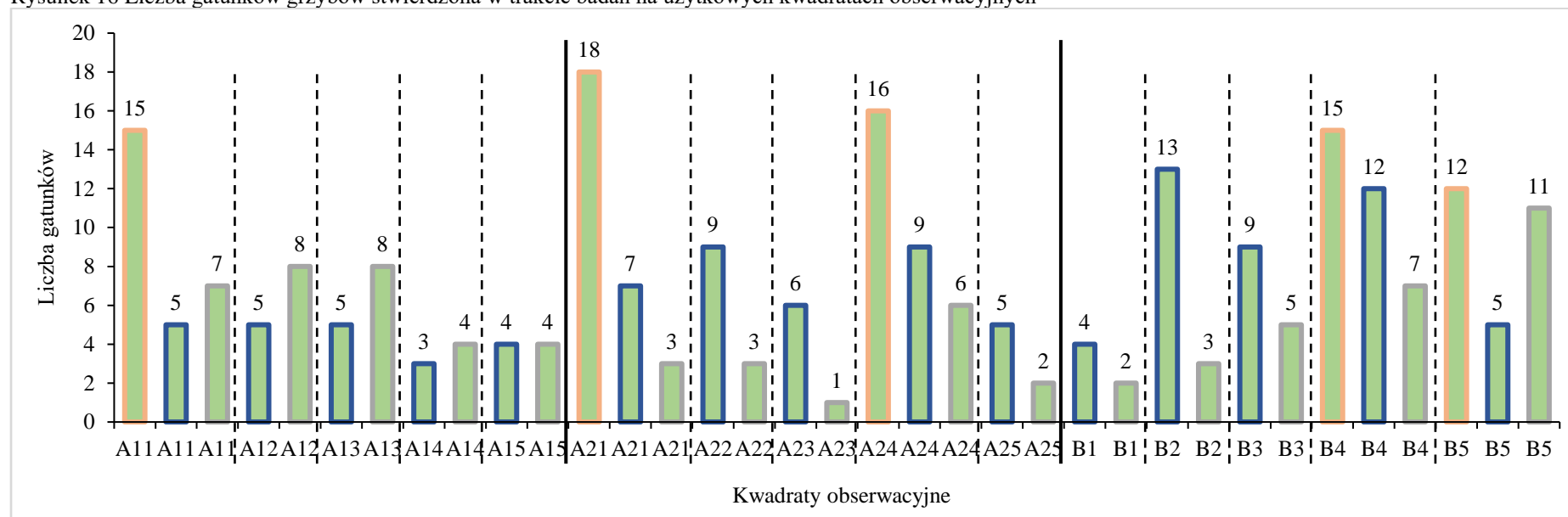
Rysunek 15c Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2019 <sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne serii punktów na histogramie uzależnione od rodzaju powierzchni obserwacyjnych, na których wykonywano badania: motyw zielony – powierzchnie użytkowe, motyw żółty – powierzchnie nieużytkowe.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linie różnicujące kwadraty obserwacyjne: linia czarna ciągła – podział na powierzchnie użytkowe i nieużytkowe, linie przerywane – podział na poszczególne kwadraty obserwacyjne.

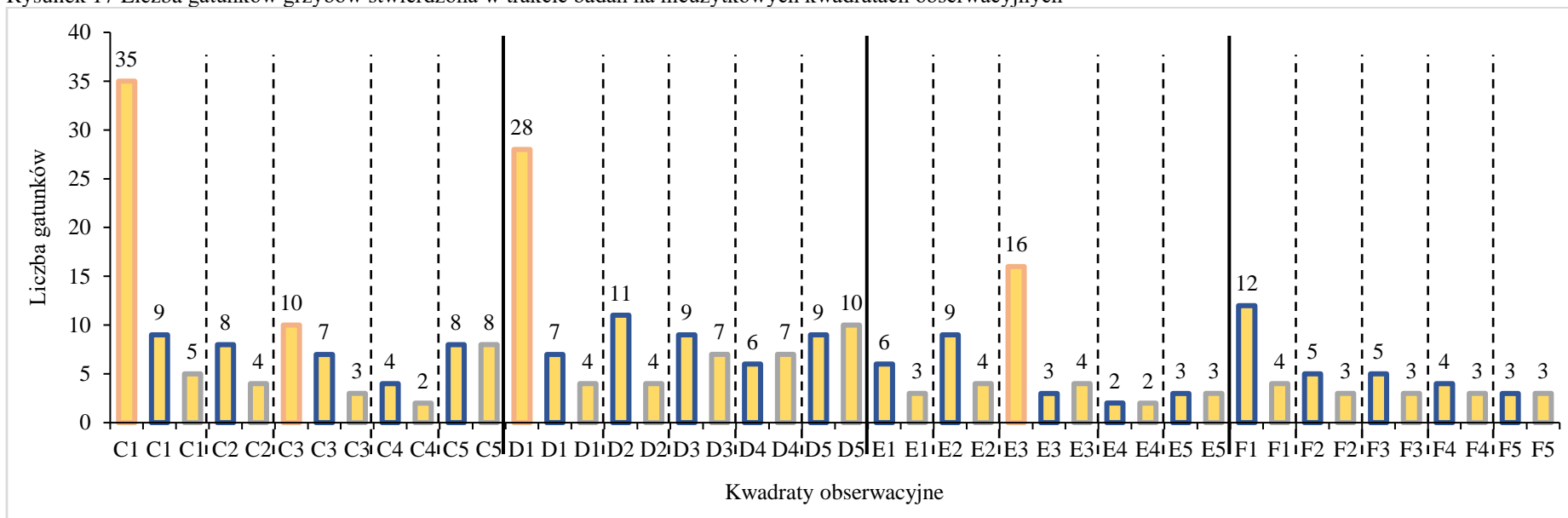
Rysunek 16 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na użytkowych kwadratach obserwacyjnych<sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne obramowania serii punktów na histogramie uzależnione od sezonu wegetacyjnego, w którym wykonywano badania: motyw pomarańczowy – 2017, motyw niebieski – 2018, motyw szary – 2019.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linie różnicujące kwadraty obserwacyjne: linie czarne ciągłe – podział na powierzchnie obserwacyjne, linie przerywane – podział na poszczególne kwadraty obserwacyjne.

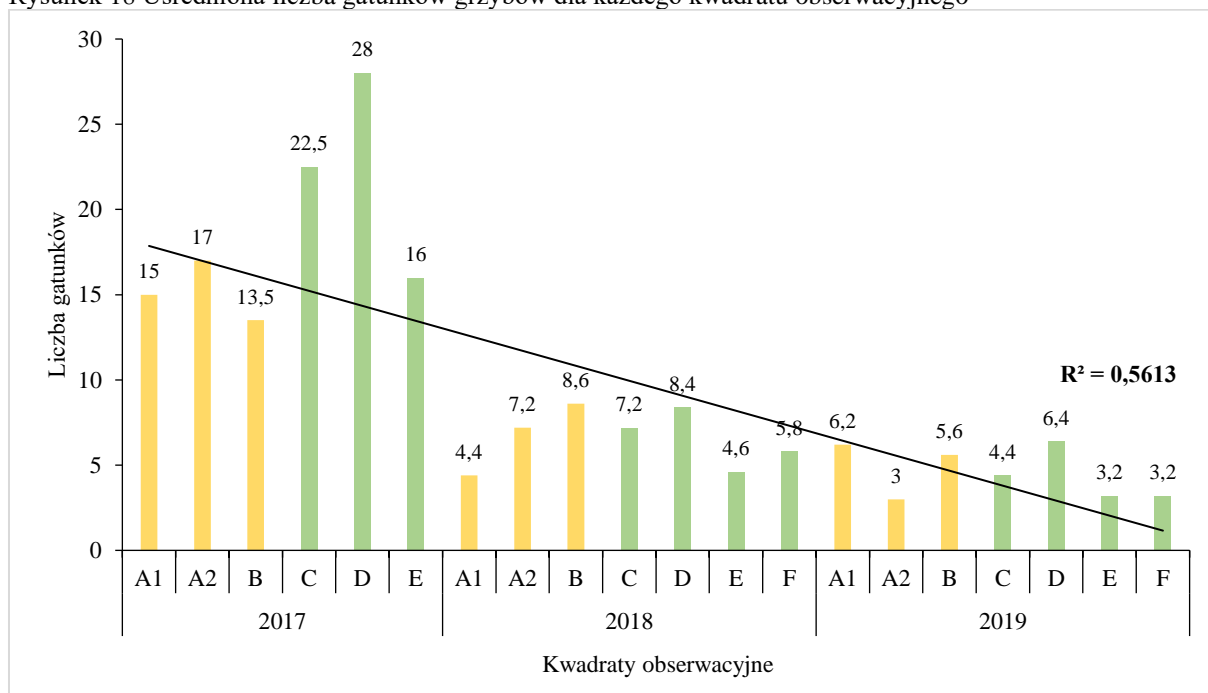
Rysunek 17 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na nieużytkowych kwadratach obserwacyjnych<sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne obramowania serii punktów na histogramie uzależnione od sezonu wegetacyjnego, w którym wykonywano badania: motyw pomarańczowy – 2017, motyw niebieski – 2018, motyw szary – 2019.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linie różnicujące kwadraty obserwacyjne: linie czarne ciągłe – podział na powierzchnie obserwacyjne, linie przerywane – podział na poszczególne kwadraty obserwacyjne.

Rysunek 18 Uśredniona liczba gatunków grzybów dla każdego kwadratu obserwacyjnego <sup>1,2</sup>

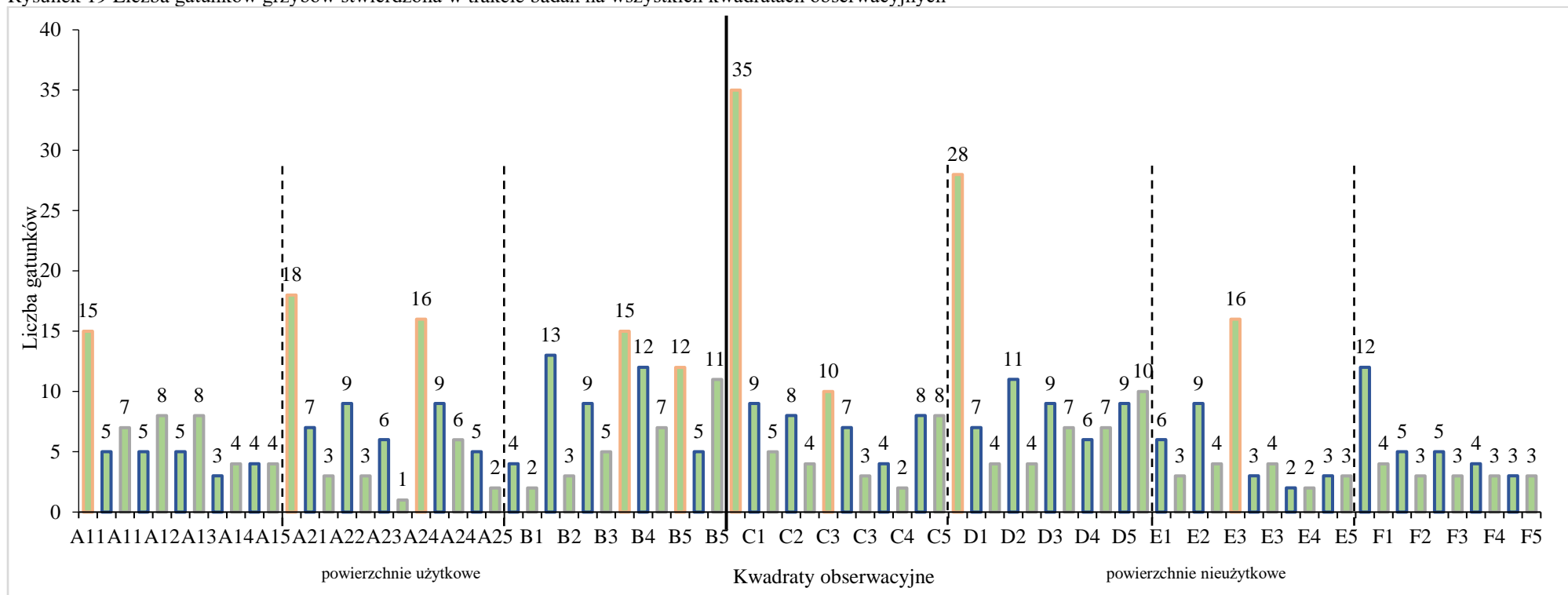


<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne serii punktów na histogramie uzależnione od rodzaju powierzchni obserwacyjnych, na których wykonywano badania: motyw zielony – powierzchnie użytkowe, motyw żółty – powierzchnie nieużytkowe.

<sup>2</sup> Linia trendu została przedstawiona przy użyciu motywu czarnego ciągłego.



Rysunek 19 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na wszystkich kwadratach obserwacyjnych <sup>1,2</sup>



<sup>1</sup> Wprowadzono zróżnicowanie graficzne obramowania serii punktów na histogramie, uzależnione od sezonu wegetacyjnego, w którym wykonywano badania: motyw pomarańczowy – 2017, motyw niebieski – 2018, motyw szary – 2019.

<sup>2</sup> W celu zachowania czytelności histogramu wprowadzono linie różnicujące kwadraty obserwacyjne: linia czarna ciągła – podział na powierzchnie użytkowe i nieużytkowe, linie przerywane – podział na poszczególne kwadraty obserwacyjne.

W tabeli 8. przedstawiona jest liczba gatunków grzybów oraz wskaźniki indeksu bioróżnorodności Shannona ( $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych wraz z wartościami uśrednionymi dla kwadratów obserwacyjnych dla poszczególnych lat prowadzonych badań (2017–2019) jak i całego okresu ich trwania. Parametry indeksu uzyskane dla liczby gatunków grzybów rozpoznanych w 2017 roku cechują się znacznie wyższą wartością zarówno dla kwadratów użytkowych, jak i nieużytkowych niż w latach następujących po nich (kwadraty użytkowe – spadek o 35%, nieużytkowe o około 40%). Potwierdza to analiza danych przedstawiona na rysunkach 20 i 21. W przypadku obu rodzajów powierzchni użytkowych linia trendu wyznaczona dla wartości Indeksu Shannona jest spadkowa. Współczynnik  $R^2$  wyznaczony dla powierzchni użytkowych wynosi 0,351, zaś dla powierzchni nieużytkowych  $R^2 = 0,3942$  (rys. 20, 21).

Najwyższe uśrednione wartości Indeksu Shannona stwierdzono na nieużytkowych kwadratach obserwacyjnych D (4,664 dla roku 2017) oraz C (2,994 i 2,490 odpowiednio dla lat 2018 i 2019). Kwadrat obserwacyjny C odznaczał się także najwyższą wartością średnią parametru za lata 2017–2019 wynoszącą 2,989. Dość wysokie wartości odnotowano także na niektórych powierzchniach użytkowych, jak np. na powierzchni A2 w roku 2017 – 4,059 bądź A1 – w roku 2018 – 2,030. Najniższe uśrednione wartości indeksu Shannona w roku 2017 odnotowano na powierzchni B (3,663) i E (3,970), a w roku 2018 na powierzchniach E (1,985) i A1 (2,030). Dla obserwacji prowadzonych w roku 2019 najniższą wartość indeksu Shannona odnotowano na pow. A2 (0,834) i D (1,234).

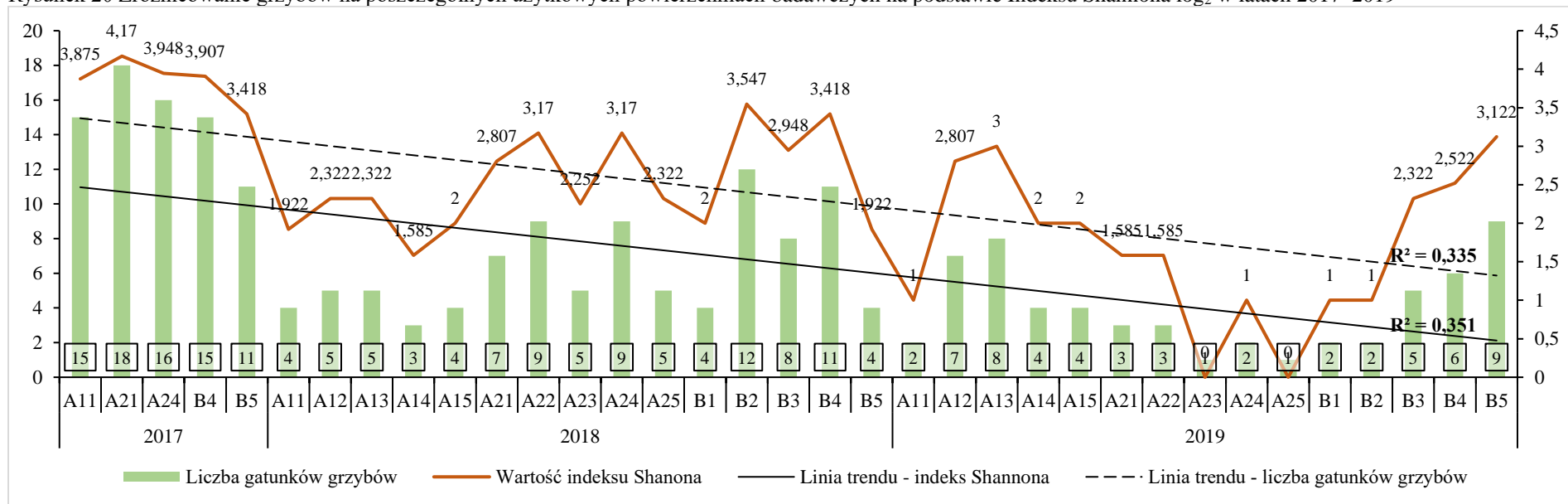
Analiza statystyczna Indeksu Shannona będąca powiązaniem wskaźnikiem liczby gatunków grzybów zaobserwowanych w kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych nie wykazała istotnych różnic statystycznych. Wyliczona wartość testu  $\text{Chi}^2$  była większa od przyjętego w analizach poziomu istotności ( $p > 0,05$ ) dla danych uzyskanych w trakcie wszystkich lat badań, co wskazuje na brak znacznych rozbieżności w liczbie gatunków stwierdzanych na analizowanych kwadratach użytkowych. Można zatem stwierdzić, że wydzielone powierzchnie użytkowe były do siebie podobne pod względem liczebności odnotowanych gatunków grzybów. Wyliczona wartość testu  $\text{Chi}^2$  dla wartości indeksu Shannona obliczonych dla liczby gatunków grzybów zaobserwowanych na nieużytkowych kwadratach obserwacyjnych także wykazała brak istotnych różnic statystycznych dla obserwacji uzyskanych w latach 2017 i 2018 ( $p > 0,05$ ).

Jednakże znaczące różnice wystąpiły w kolejnym roku, gdy wartość  $\text{Chi}^2$  wyniosła  $p = 0,008$ , wskazując na rozbieżności w przypadku ilości odnotowanych gatunków grzybów. Analizy zróżnicowania statystycznego zsumowanych wartości Indeksu Shannona zostały porównane przy użyciu testu Kołmogorowa-Smirnowa, który wykazał wystąpienie istotnych statystycznie różnic pomiędzy analizowanymi powierzchniami użytkowymi i nieużytkowymi ( $p < 0,05$ ).

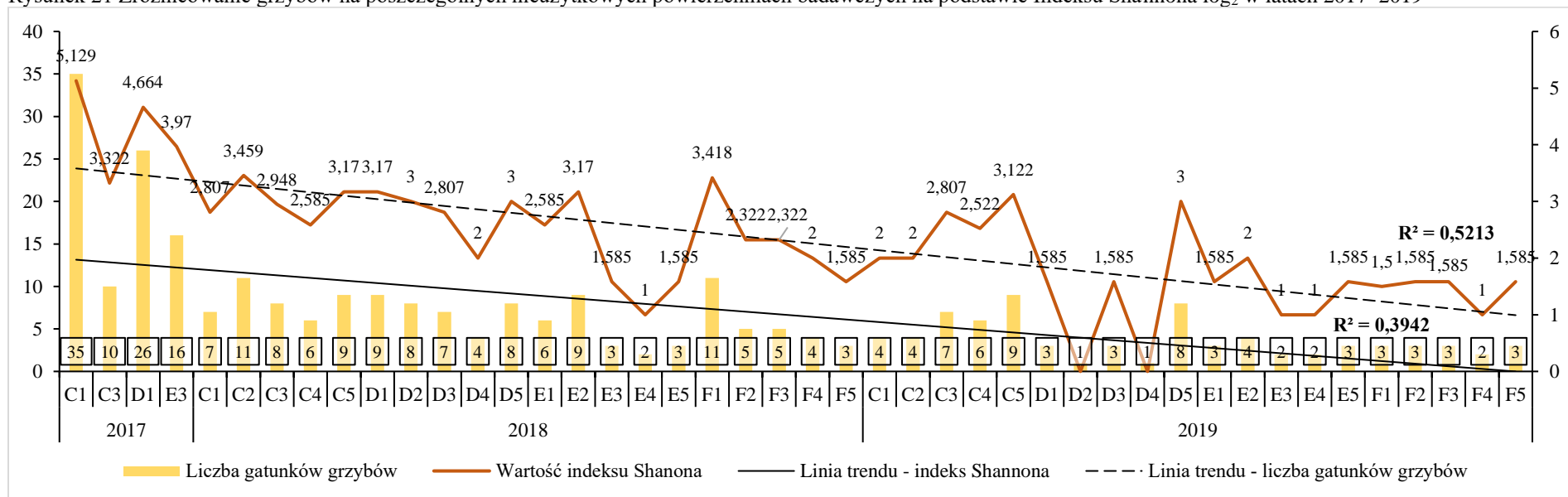
Tabela 8 Liczba gatunków grzybów oraz wartości wskaźnika różnorodności (Indeks Shannona  $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych.

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	Wartość	Liczba	Wartość	Liczba	Wartość	Liczba	Uśrednione wartości indeksu				
			Indeksu	gatunków	Indeksu	gatunków	Indeksu	gatunków	2017-19				
			2017	2018	2019	2017	2018	2019					
użytkowa	A1	A11	3,875	15	1,922	4	1	2	3,875	2,030	2,161	2,258	
		A12			2,322	5	2,807	7					
		A13			2,322	5	3	8					
		A14			1,585	3	2	4					
		A15			2	4	2	4					
	A2	A21	4,17	18	2,807	7	1,585	3	4,059	2,744	0,834	2,167	
		A22			3,17	9	1,585	3					
		A23			2,252	5	0	1					
		A24	3,948	16	3,17	9	1	2					
		A25			2,322	5	0	1					
	B	B1			2	4	1	2	3,663	2,767	1,993	2,594	
		B2			3,547	12	1	2					
		B3			2,948	8	2,322	5					
		B4	3,907	15	3,418	11	2,522	6					
		B5	3,418	11	1,922	4	3,122	9					
Test Chi <sup>2</sup> – powierzchnie użytkowe			<i>p = 0,0821</i>		<i>p = 0,0821</i>		<i>p = 0,2393</i>						
nieużytkowa	C	C1	5,129	35	2,807	7	2	4	4,226	2,994	2,490	2,989	
		C2			3,459	11	2	4					
		C3	3,322	10	2,948	8	2,807	7					
		C4			2,585	6	2,522	6					
		C5			3,17	9	3,122	9					
	D	D1	4,664	26	3,17	9	1,585	3	4,664	2,795	1,234	2,256	
		D2			3	8	0	1					
		D3			2,807	7	1,585	3					
		D4			2	4	0	1					
		D5			3	8	3	8					
	E	E1			2,585	6	1,585	3	3,970	1,985	1,434	1,915	
		E2			3,17	9	2	4					
		E3	3,97	16	1,585	3	1	2					
		E4			1	2	1	2					
		E5			1,585	3	1,585	3					
	F	F1			3,418	11	1,5	3	-	2,329	1,451	1,890	
		F2			2,322	5	1,585	3					
		F3			2,322	5	1,585	3					
		F4			2	4	1	2					
		F5			1,585	3	1,585	3					
Test Chi <sup>2</sup> – powierzchnie nieużytkowe			<i>p = 0,5724</i>		<i>p = 0,0658</i>		<i>p = 0,0080</i>						
Test Kolmogorow–Smirnow – powierzchnie użytkowe i nieużytkowe			<i>p &lt; 0,05</i>		<i>p &lt; 0,05</i>		<i>p &lt; 0,05</i>						

Rysunek 20 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$  w latach 2017–2019



Rysunek 21 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych nieużytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$  w latach 2017–2019



W tabeli 9 przedstawione zostały wartości prezentujące liczbę gatunków grzybów oraz odpowiadające im wskaźniki bioróżnorodności wg Indeksu Simpsona na wydzielonych powierzchniach i kwadratach obserwacyjnych. Analiza danych wskazuje, że w poszczególnych latach prowadzenia obserwacji, użytkowe kwadraty obserwacyjne odznaczały się porównywalnymi wartościami indeksu w pierwszym roku badań. W kolejnych latach badań, najwyższe wyniki zostały odnotowane na powierzchniach obserwacyjnych nieużytkowych C i D, gdzie uśrednione wartości parametru Simpsona wynosiły odpowiednio 0,870 i 0,849 w roku 2018 i na powierzchni D w roku 2019 (0,811). Także na powierzchni D odnotowano najwyższą wartość średnią dla lat 2017–2019 wynoszącą 0,842.

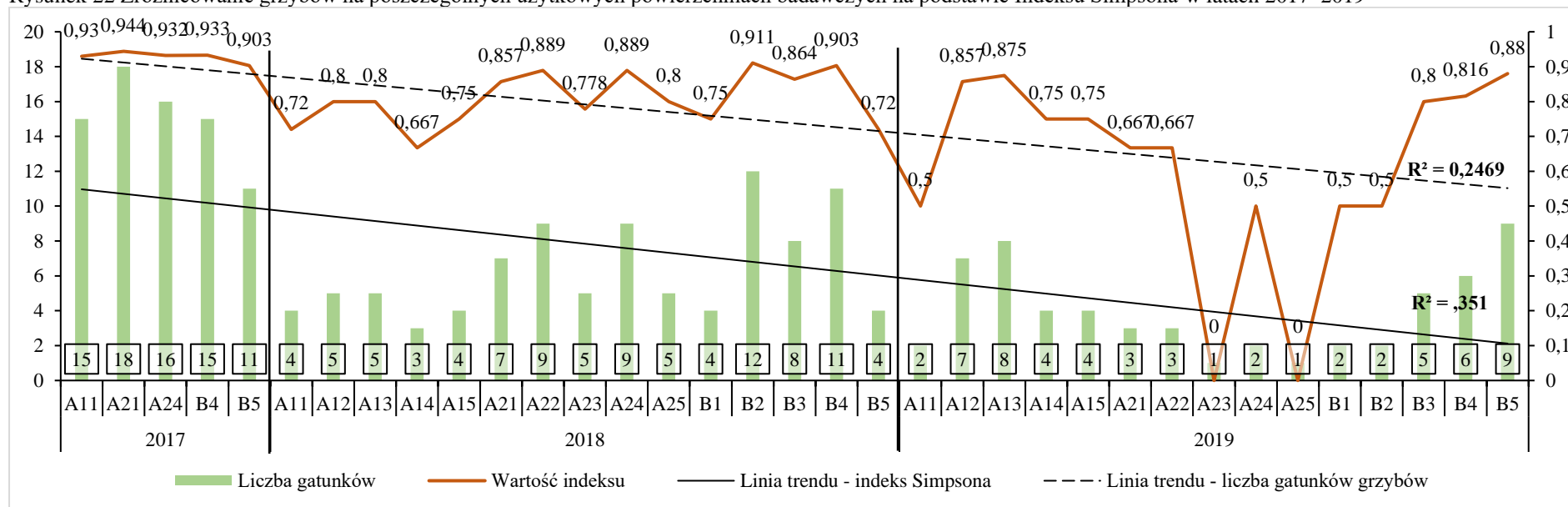
Analiza statystyczna wartości Indeksu Simpsona będącej powiązaniem wskaźnikiem liczby gatunków grzybów zaobserwowanych w kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych nie wykazała istotnych różnic statystycznych. Wyliczona wartość testu  $\chi^2$  była większa od przyjętego w analizach poziomu istotności ( $p > 0,05$ ) dla danych uzyskanych w trakcie wszystkich lat badań, co wskazuje na brak różnic w liczbie gatunków stwierdzanych w kwadratach użytkowych. Wydzielone powierzchnie użytkowe były do siebie podobne pod względem liczebności odnotowanych gatunków grzybów. Wyliczona wartość testu  $\chi^2$  dla wartości indeksu Simpsona obliczonych dla liczby gatunków grzybów zaobserwowanych na nieużytkowych kwadratach obserwacyjnych wykazała brak istotnych różnic statystycznych dla obserwacji uzyskanych w latach 2017 i 2018 ( $p > 0,05$ ). Różnice wystąpiły w roku 2019; wartość  $\chi^2$  wyniosła  $p = 0,008$  wskazując na znaczące rozbieżności w przypadku ilości odnotowanych gatunków grzybów. Analizy zróżnicowania statystycznego zsumowanych wartości indeksu Simpsona zostały porównane przy użyciu testu Kołmogorowa-Smirnowa, który wykazał wystąpienie istotnych statystycznie różnic pomiędzy analizowanymi powierzchniami użytkowymi i nieużytkowymi w latach 2018 i 2019 ( $p < 0,05$ ).

Uzyskane wartości przedstawiono graficznie z wykorzystaniem histogramów, a następnie poddano analizie (rys. 22, 23). Wartości Indeksu Simpsona obliczone dla użytkowych powierzchni obserwacyjnych osiągały większe fluktuacje w następujących po sobie latach badań niż wartości otrzymane dla powierzchni nieużytkowych. W przypadku obu rodzajów powierzchni (użytkowych i nieużytkowych) linia trendu wyznaczona dla wartości Indeksu Simpsona jest spadkowa. Współczynnik  $R^2$  wyznaczony dla powierzchni użytkowych wynosi 0,351, zaś dla powierzchni nieużytkowych wynosi ponad 0,394 (rys. 22, 23).

Tabela 9 Liczba gatunków grzybów oraz wartości wskaźnika różnorodności (Indeks Simpsona log<sub>2</sub>) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych.

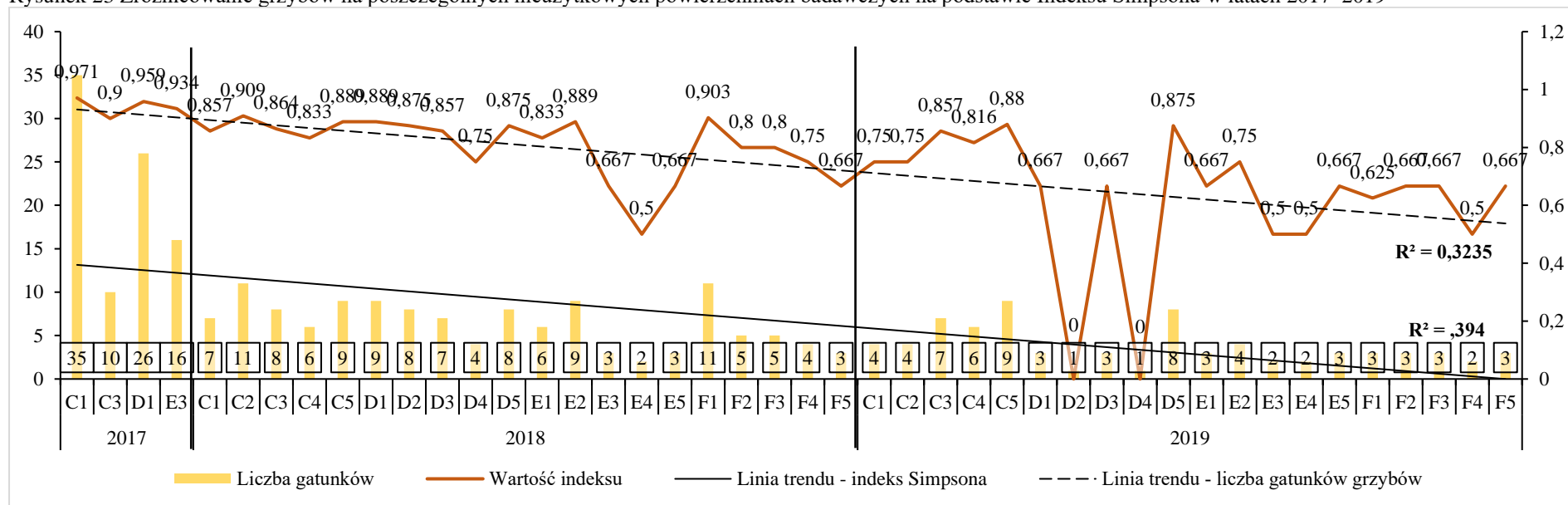
Rodzaj powierzchni	Kwadraty obserwacyjne	Wydzielone powierzchnie	Wartość	Liczba	Wartość	Liczba	Wartość	Liczba	Uśrednione wartości Indeksu			
			Indeksu	gatunków	Indeksu	gatunków	Indeksu	gatunków	2017	2018	2019	2017–19
			2017		2018		2019					
użytkowa	A1	A11	0,93	15	0,72	4	0,5	2	0,930	0,747	0,746	0,764
		A12			0,8	5	0,857	7				
		A13			0,8	5	0,875	8				
		A14			0,667	3	0,75	4				
		A15			0,75	4	0,75	4				
	A2	A21	0,944	18	0,857	7	0,667	3	0,938	0,843	0,367	0,660
		A22			0,889	9	0,667	3				
		A23			0,778	5	0	1				
		A24	0,932	16	0,889	9	0,5	2				
		A25			0,8	5	0	1				
	B	B1			0,75	4	0,5	2	0,918	0,830	0,699	0,790
		B2			0,911	12	0,5	2				
		B3			0,864	8	0,8	5				
		B4	0,933	15	0,903	11	0,816	6				
		B5	0,903	12	0,72	4	0,88	9				
<b>Test Chi<sup>2</sup> – powierzchnie użytkowe</b>			<i>p = 0,0821</i>		<i>p = 0,0821</i>		<i>p = 0,2393</i>					
nieużytkowa	C	C1	0,971	35	0,857	7	0,667	4	0,936	0,870	0,442	0,703
		C2			0,909	11	0	4				
		C3	0,9	10	0,864	8	0,667	7				
		C4			0,833	6	0	6				
		C5			0,889	9	0,875	9				
	D	D1	0,959	26	0,889	9	0,75	3	0,959	0,849	0,811	0,842
		D2			0,875	8	0,75	1				
		D3			0,857	7	0,857	3				
		D4			0,75	4	0,816	1				
		D5			0,875	8	0,88	8				
	E	E1			0,833	6	0,667	3	0,934	0,711	0,617	0,689
		E2			0,889	9	0,75	4				
		E3	0,934	16	0,667	3	0,5	2				
		E4			0,5	2	0,5	2				
		E5			0,667	3	0,667	3				
	F	F1			0,903	11	0,625	3	0,784	0,625	0,705	
		F2			0,8	5	0,667	3				
		F3			0,8	5	0,667	3				
		F4			0,75	4	0,5	2				
F5				0,667	3	0,667	3					
<b>Test Chi<sup>2</sup> – powierzchnie nieużytkowe</b>			<i>p = 0,5724</i>		<i>p = 0,0658</i>		<i>p = 0,0080</i>					
<b>Test Kolmogorow–Smirnow – powierzchnie użytkowe i nieużytkowe</b>			<i>p &lt; 0,05</i>		<i>p &lt; 0,05</i>		<i>p &lt; 0,05</i>					

Rysunek 22 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Simpsona w latach 2017–2019





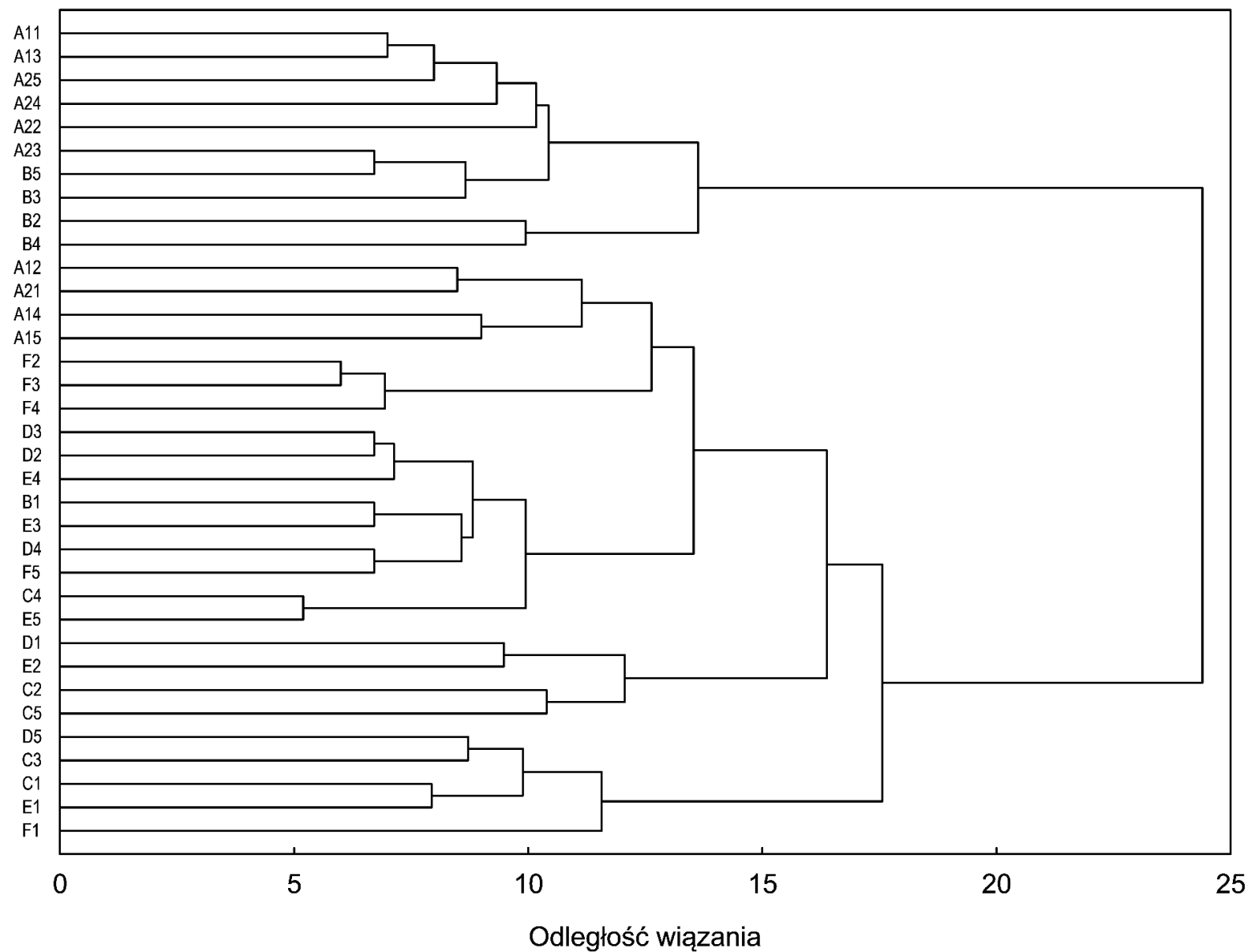
Rysunek 23 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych nieużytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Simpsona w latach 2017–2019



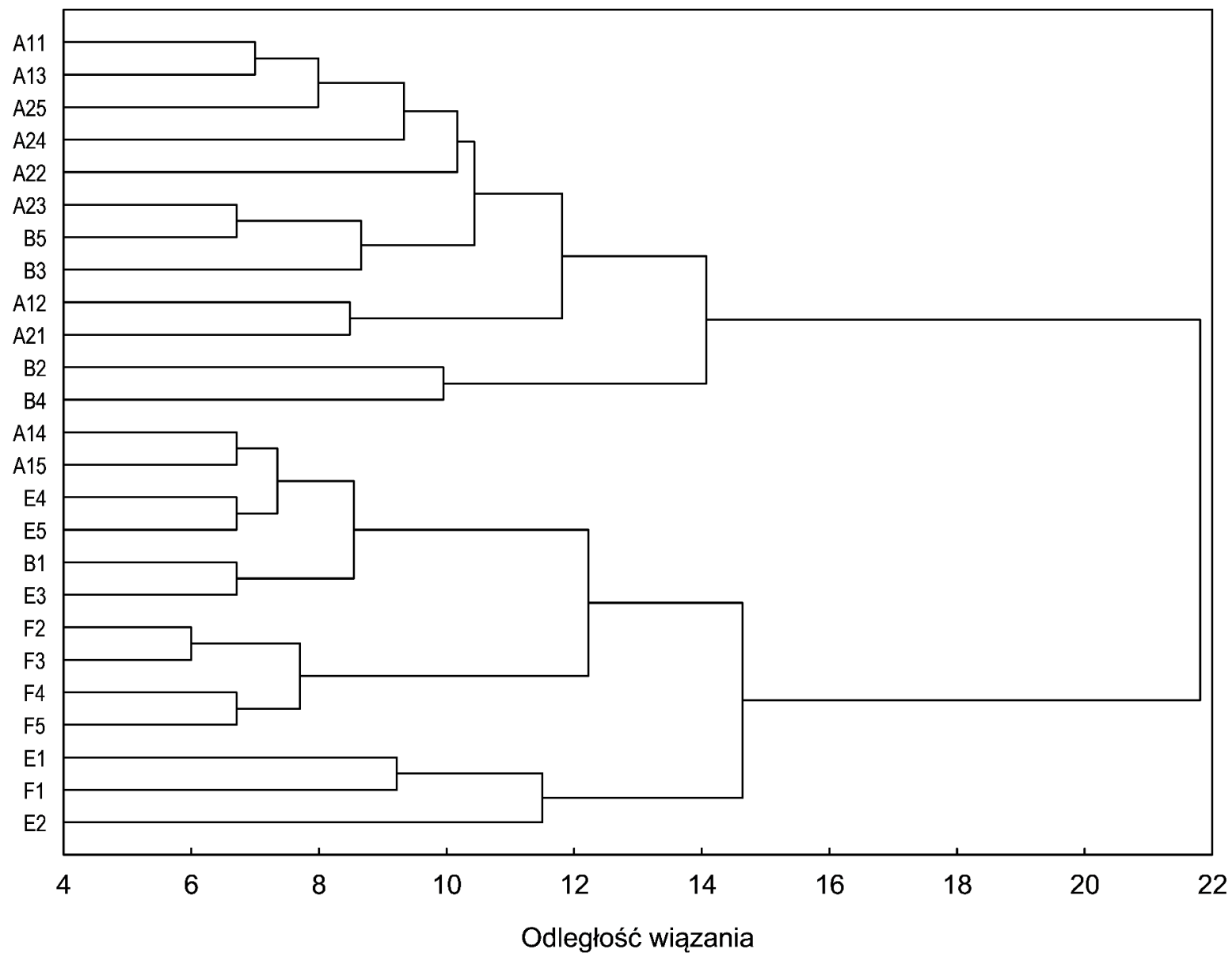
Rysunek 24a prezentuje klasyfikację podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na podstawie ilości gatunków grzybów zaobserwowanych w roku 2018. Na podstawie analizy odległości wiązań można wskazać dwie grupy. Do pierwszej zalicza się część kwadratów obserwacyjnych przynależących do powierzchni użytkowych (A<sub>11</sub>–A<sub>15</sub>, A<sub>21</sub>–A<sub>25</sub>, B<sub>1</sub>–B<sub>5</sub>). Drugą dającą się wyodrębnić grupą są kwadraty reprezentujące powierzchnie nieużytkowe (C<sub>1</sub>–C<sub>5</sub>, D<sub>1</sub>–D<sub>5</sub>, E<sub>1</sub>–E<sub>5</sub>, F<sub>1</sub>–F<sub>5</sub>).

Rysunek 24b prezentuje klasyfikację podobieństw kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) z powierzchni użytkowych i nieużytkowych o najbardziej zaawansowanej sukcesji, na podstawie ilości gatunków grzybów zaobserwowanych w roku 2018. Analiza odległości wiązań podobnie jak na poprzednim dendrogramie wykazała istnienie dwóch znacząco różniących się od siebie grup, z których do jednej należy większość kwadratów zlokalizowanych na powierzchniach użytkowych, zaś do drugiej grupy kwadraty z powierzchni nieużytkowych. Składową zbioru pierwszego jest znacząca część (12 spośród 15) kwadratów obserwacyjnych przynależących tylko do powierzchni użytkowych.

Rysunek 24a Klasyfikacja podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie liczby zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2018



Rysunek 24b Klasyfikacja podobieństw wybranych kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie liczby zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2018

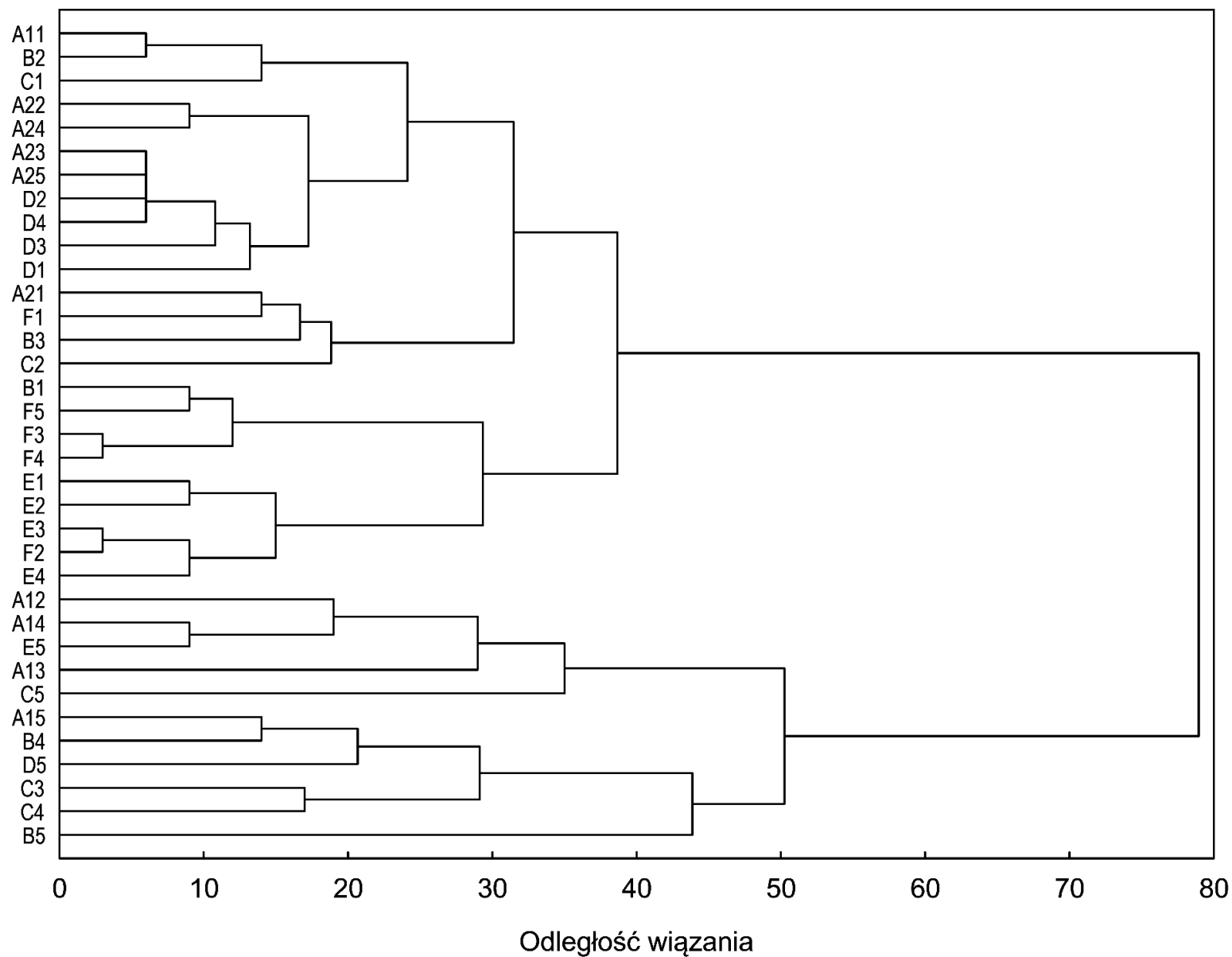


Rysunek 25a prezentuje klasyfikację podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na podstawie ilości gatunków grzybów zaobserwowanych w roku 2019. Wykres prezentuje dwie wyodrębniające się grupy, na które składają się w większości kwadraty z powierzchni nieużytkowych i pozostałe z powierzchni użytkowych. Zauważana jest jednak pomiędzy tymi grupami dość znaczna admiksja. Obie grupy nie są zupełnie homogenne, bowiem w obu występują przemieszane kwadraty z jednej, jak i drugiej grupy. W zdecydowanej jednak ilości, klastry zbudowane są z kwadratów do siebie podobnych względem użytkowania.

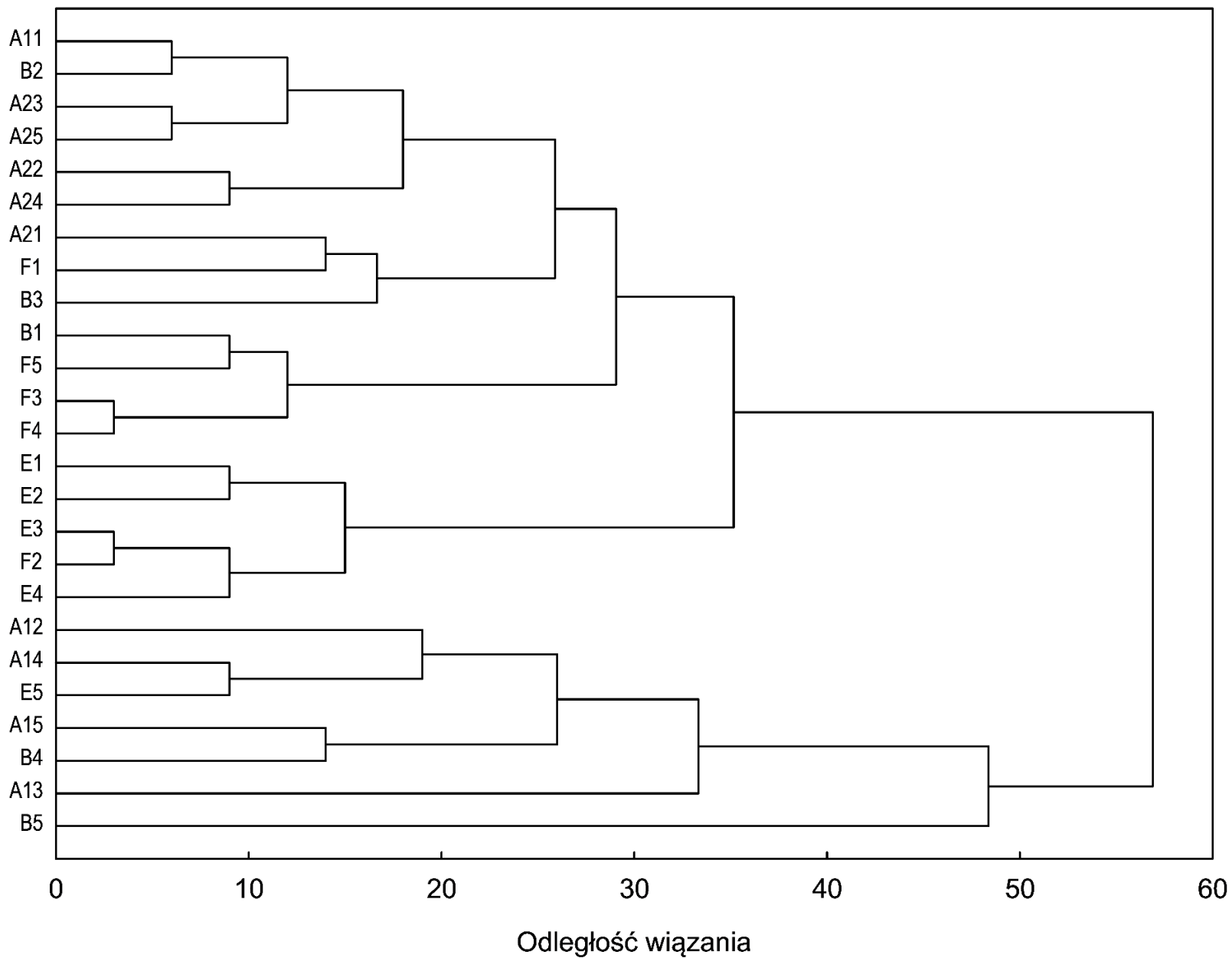
Składową zbioru pierwszego jest 6 znacząco różniących się od siebie podgrup. Pierwsze trzy tworzą klaster, w którym dominują kwadraty użytkowe (A11–C2), zaś podgrupy 5 i 6 w zbiorze pierwszym tworzą osobny klaster zbudowany (z wyjątkiem jednego) z kwadratów nieużytkowych (B1–F4).

Rysunek 25b prezentuje klasyfikację podobieństw użytkowych kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) na podstawie ilości gatunków grzybów zaobserwowanych w roku 2019. Analiza odległości wiązań wykazała istnienie dwóch różniących się od siebie grup złożonych głównie z kwadratów występujących na powierzchniach użytkowych oraz pozostałych elementów należących do powierzchni nieużytkowych. Trzeba zaznaczyć, że jest to rozróżnienie niejednorodne.

Rysunek 25a Klasyfikacja podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie liczby zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2019



Rysunek 25b Klasyfikacja podobieństw wybranych kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie liczby zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2019



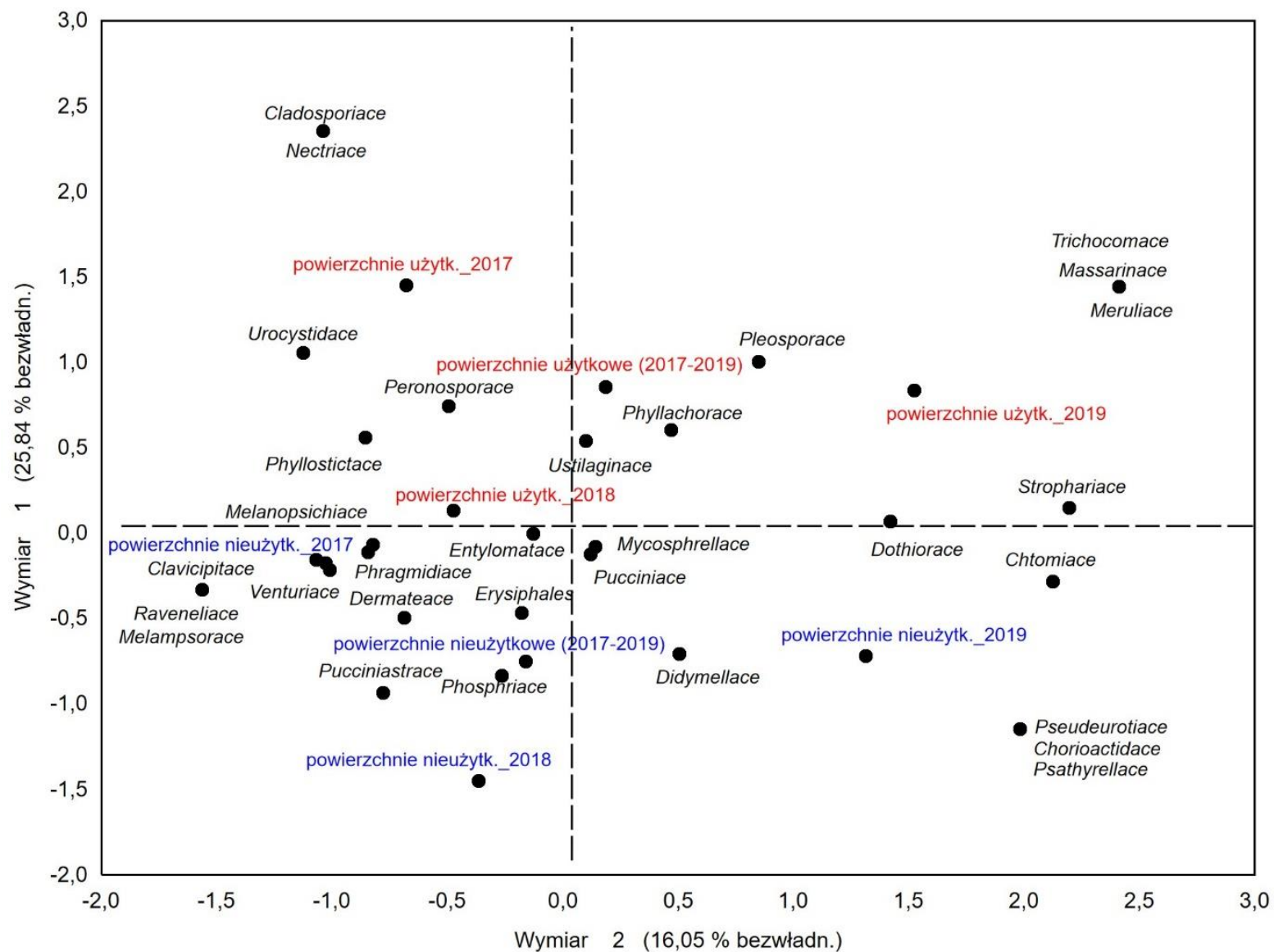
### 7.3. Wyniki analiz klasyfikacyjnych

Uzyskane wyniki analizy korespondencji przedstawione na rys. 26 wskazują, że pierwsza oś (wymiar 1) wyjaśniająca największy procent bezwładności (25,84 %) dobrze rozdziela punkty, reprezentujące grupy taksonomiczne grzybów zebranych i oznaczonych na powierzchniach użytkowych od tych zebranych na powierzchniach nieużytkowych (linia pozioma, przerywana). Również oś reprezentująca trzeci wymiar o dość dużej bezwładności (26,04 %) dobrze kategoryzuje i rozdziela punkty charakteryzujące grupy taksonomiczne grzybów, a skojarzone z powierzchniami użytkowymi i nieużytkowymi – linia pionowa przerywana (rys. 27). Ponadto na obu wykresach bardzo dobrze uwidacznia się, które z grup taksonomicznych są bardziej, a które mniej skojarzone z charakterem użytkowania powierzchni.

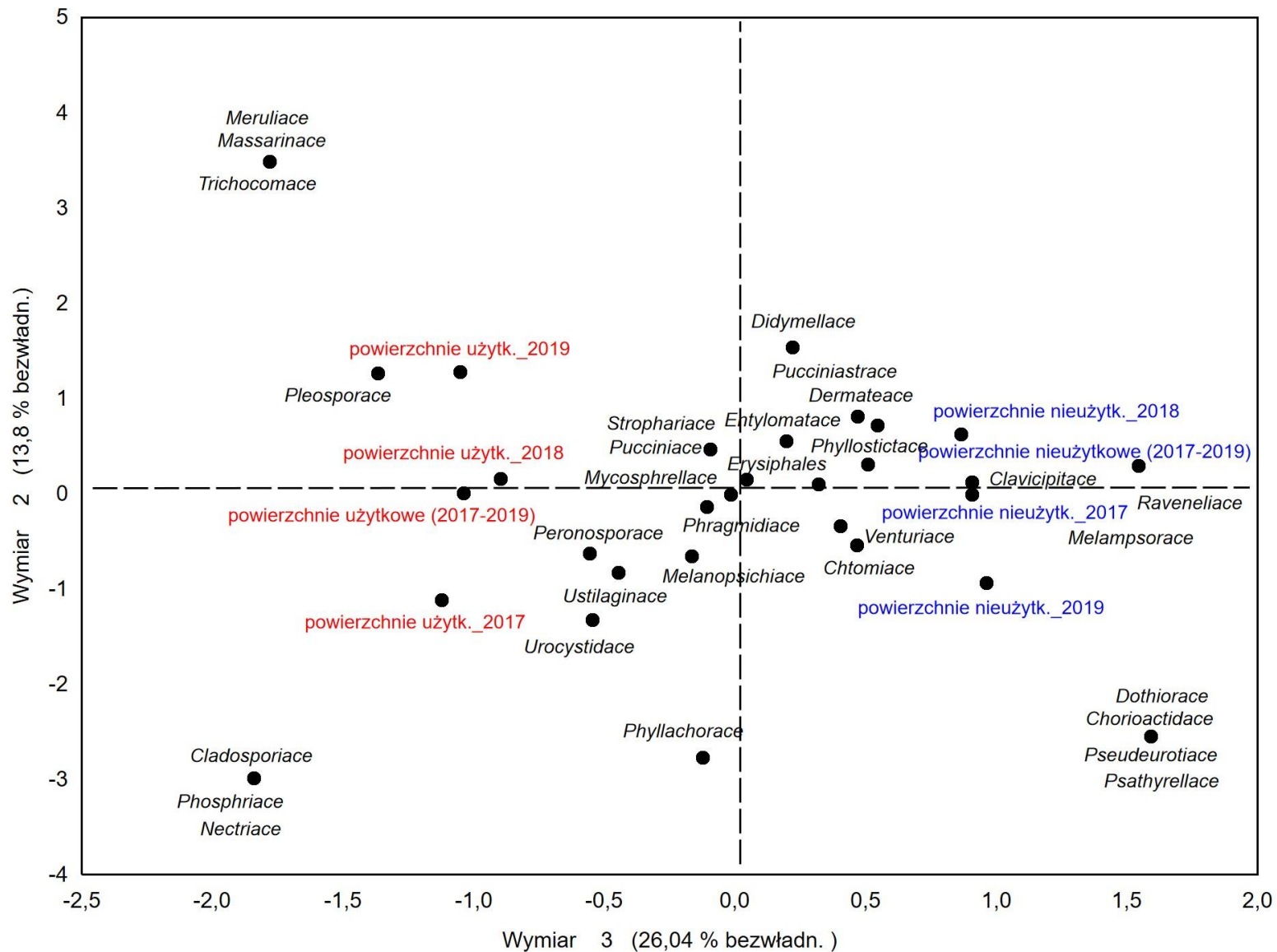
W przypadku zastosowania jako zmiennej grupującej wydzielonych powierzchni badawczych (A1–F), także widoczna jest wyraźna dyskryminacja powierzchni użytkowych od nieużytkowych względem wymiaru 1 o dużym stopniu bezwładności – 35,857 % (rys. 28). Również i w tym przypadku widoczne jest stosowne skojarzenie wybranych grup taksonomicznych względem użytkowania powierzchni.



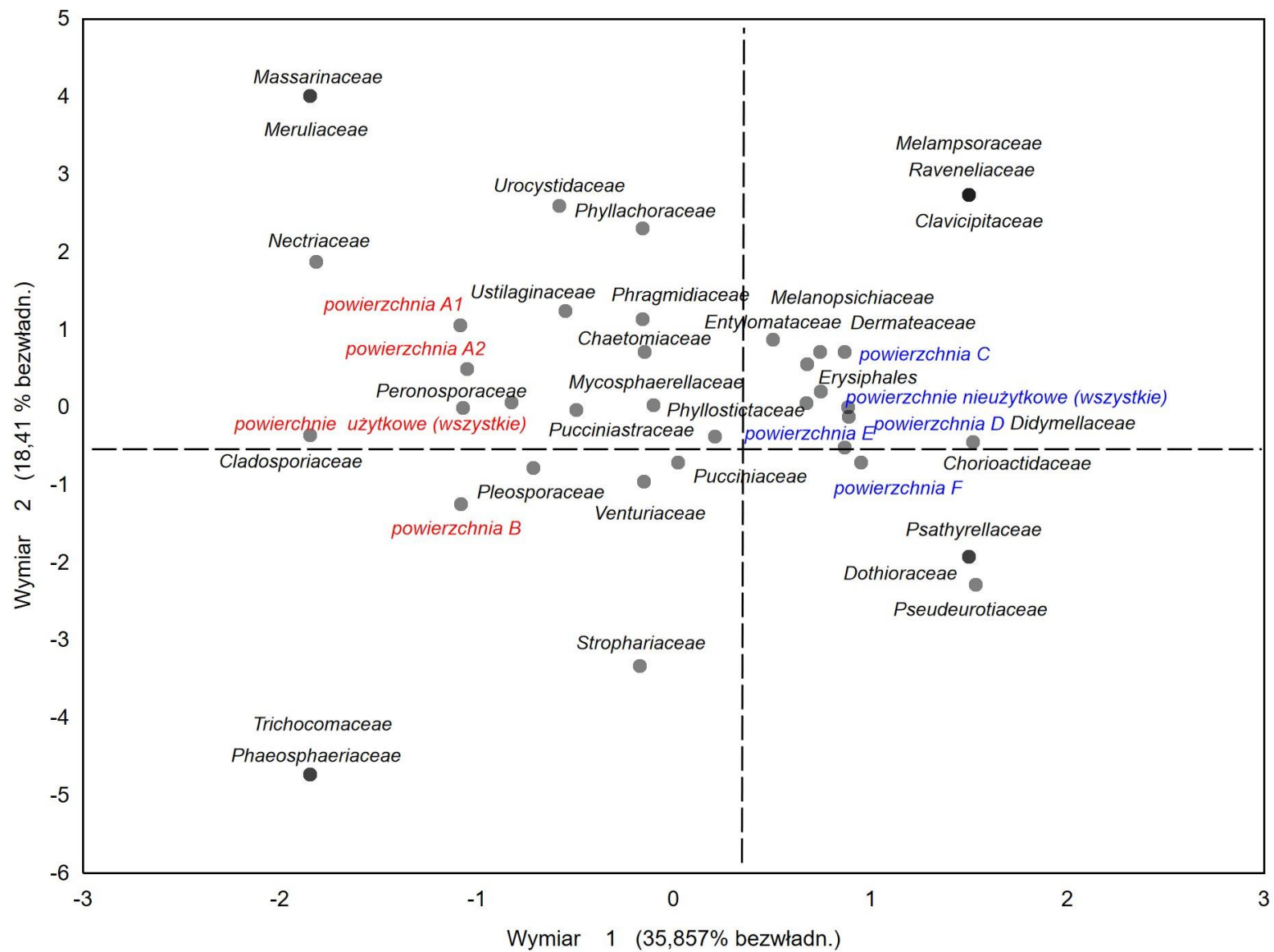
Rysunek 26 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji grup taksonomicznych grzybów w odniesieniu do powierzchni użytkowych i nieużytkowych w latach 2017–2019 (wymiar 1 i 2)



Rysunek 27 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji grup taksonomicznych grzybów w odniesieniu do powierzchni użytkowych i nieużytkowych w latach 2017–2019 (wymiar 2 i 3)



Rysunek 28 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji ilości grup taksonomicznych grzybów na podstawie liczby gatunków<sup>1</sup>

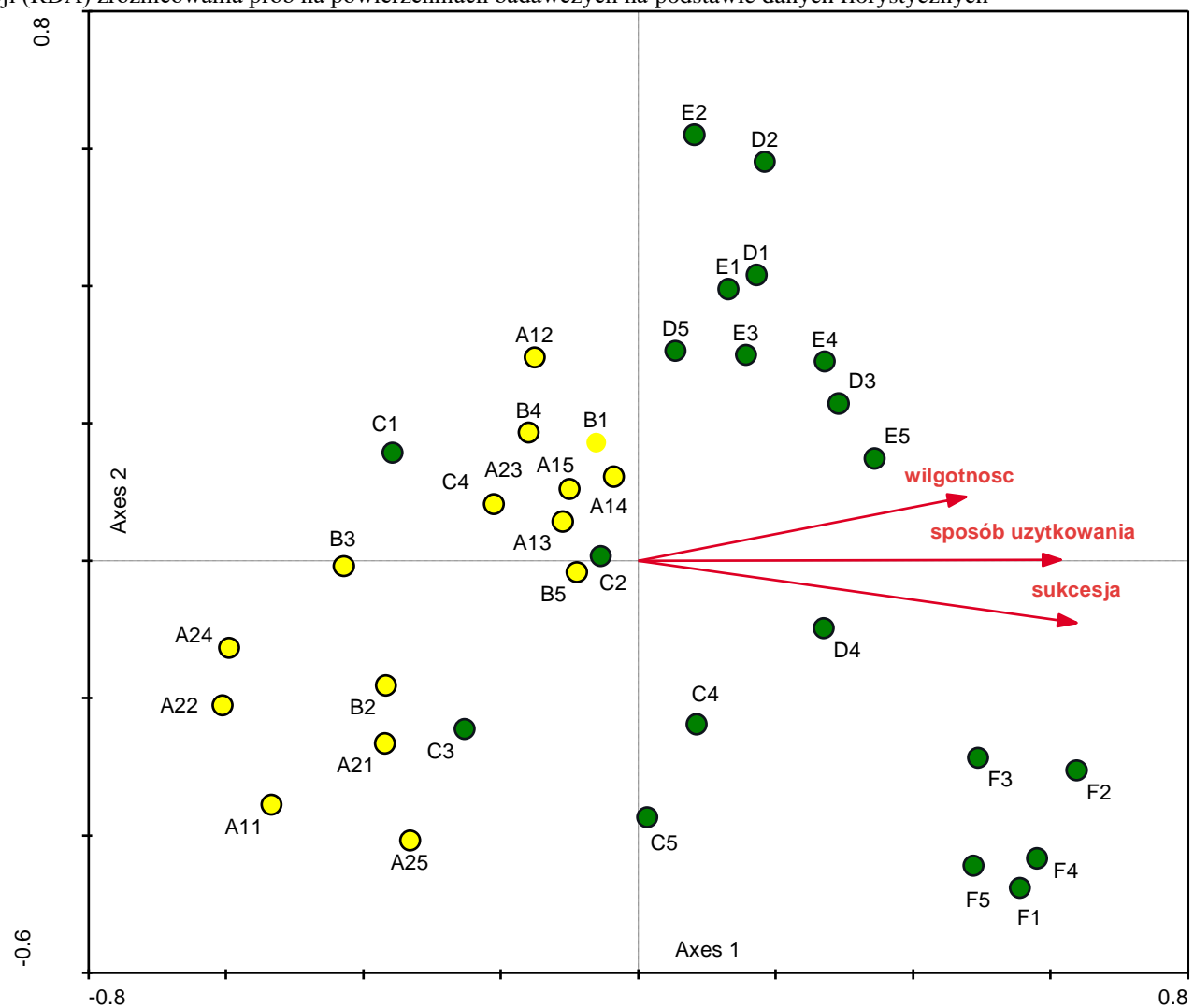


<sup>1</sup> Analizy wykonano w odniesieniu do wyszczególnionych powierzchni użytkowych i nieużytkowych: A1–F.

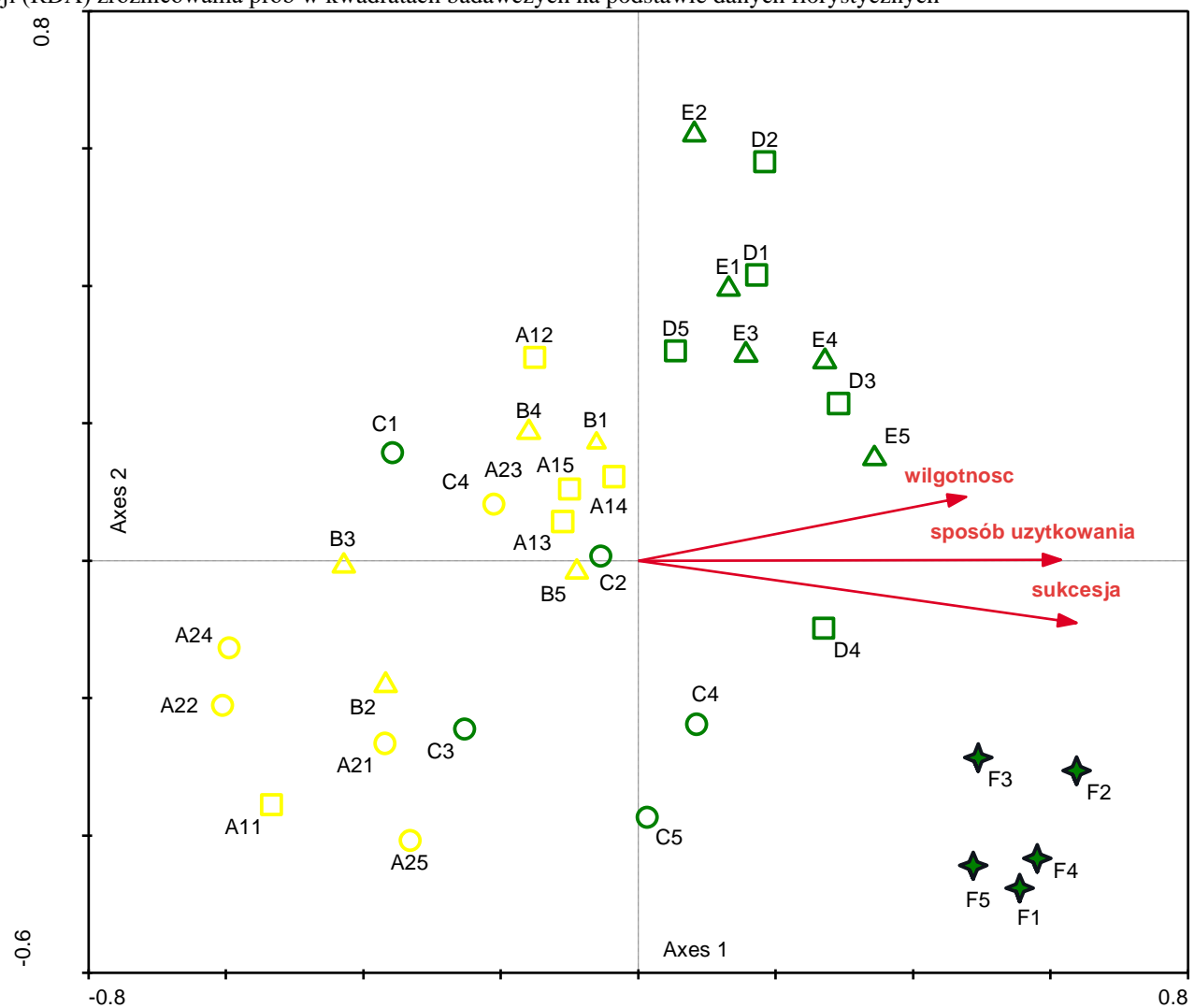
Uzyskane wyniki analizy RDA wskazują na zróżnicowanie kwadratów obserwacyjnych, a tym samym na ich podstawie także i powierzchni obserwacyjnych (rys. 29). Położenie prób reprezentujących kwadraty obserwacyjne jest zróżnicowane względem gradientu pierwszej osi ordynacyjnej. Wyniki testu istotności względem pierwszej osi wskazują, że istnieje silny (statystycznie istotny) gradient determinujący zróżnicowanie występowania gatunków w kwadratach badawczych ( $p < 0,05$ ). Po prawej stronie rozmieszczone są próby charakteryzujące powierzchnie nieużytkowe o zróżnicowanym poziomie zachodzącej sukcesji, natomiast po lewej stronie próby zaliczane do powierzchni użytkowanych (rys. 30). Widać wyraźne zróżnicowanie pomiędzy obydwoimi rodzajami powierzchni, a wykorzystanie zmiennych środowiskowych pozwoliło na określenie, które z nich posiadają największą wagę w kształtowaniu obserwowanego zróżnicowania. Zmienne określające: rodzaj użytkowania, stopień zaawansowania sukcesji oraz wilgotność w sposób statystycznie istotny ( $p < 0,05$ ) tłumaczą zmienność występowania gatunków roślin w zbiorowiskach poprzez wysoką korelację z pierwszą osią. Pozostałe analizowane zmienne, czyli zawartość azotu, pH, kontynentalizm, dostępność światła i temperaturę nie były statystycznie istotne w modelu ( $p > 0,05$ ) i nie zostały uwzględnione na wykresach.

Ponadto, ponieważ efektem postępującej sukcesji jest stopniowe pojawianie się gatunków krzewiastych, a potem drzewiastych, wykonana analiza ordynacyjna RDA gatunków roślin wchodzących w skład analizowanych zbiorowisk w kwadratach obserwacyjnych, pozwoliła na wyciągnięcie wniosków, iż gatunki krzewiaste oraz drzewiaste wykazują wzrost udziału w przestrzeni ordynacyjnej w części, w której zawansowanie sukcesji jest największe (rys. 31).

Rysunek 29 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie danych florystycznych



Rysunek 30 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie danych florystycznych





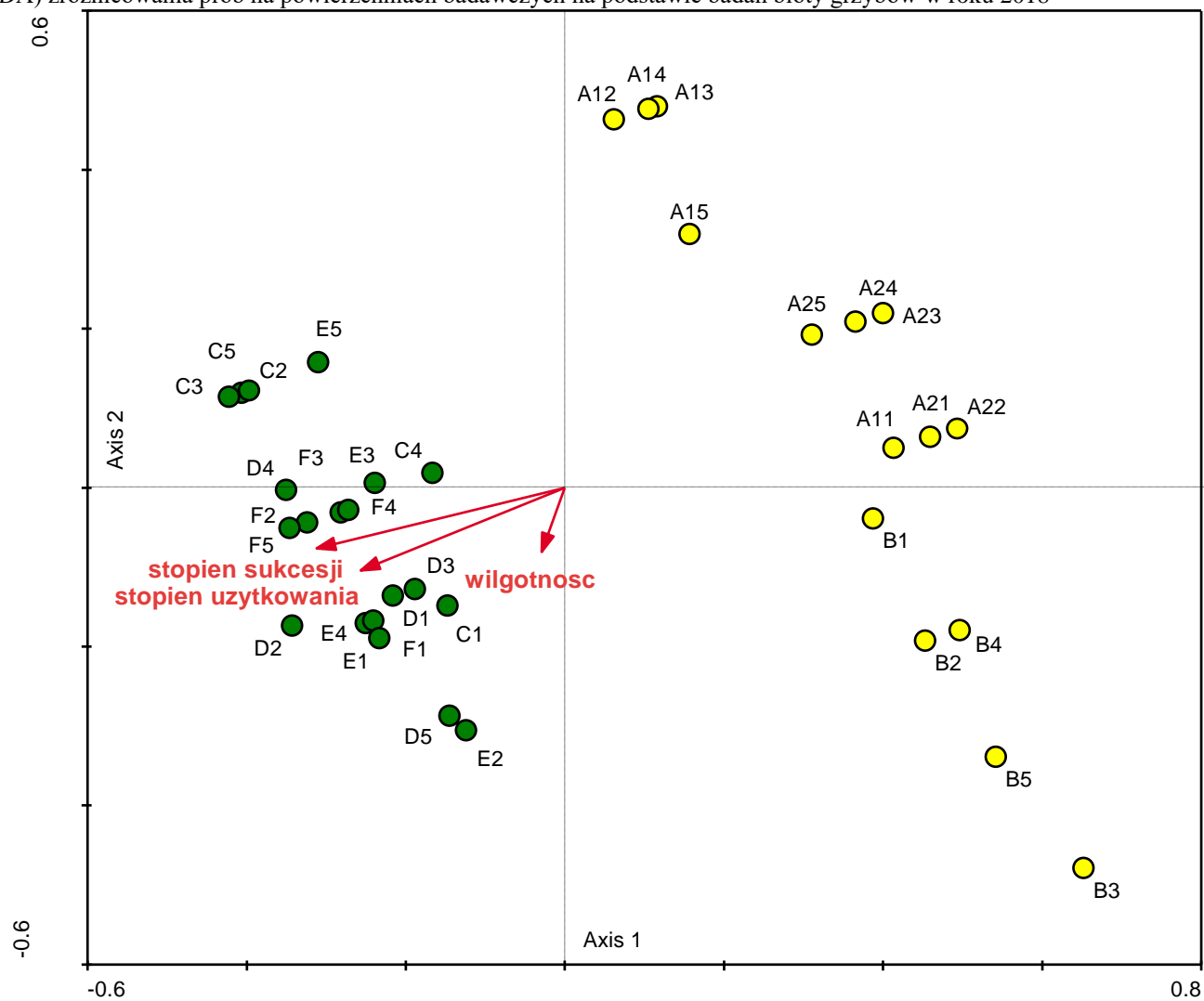
Uzyskane wyniki analizy RDA zebranych grzybów pozwalają na zróżnicowanie powierzchni obserwacyjnych (rys. 32), a także kwadratów obserwacyjnych (rys. 33) na podstawie charakteru ich użytkowania.

Położenie prób zebranych w roku 2018 i reprezentujących kwadraty i powierzchnie obserwacyjne jest zróżnicowane względem gradientu pierwszej osi ordynacyjnej (rys. 32, 33). Wyniki testu istotności pierwszej osi ordynacyjnej wskazują, że istnieje silny statystycznie istotny gradient determinujący zróżnicowanie występowania gatunków ( $p < 0,05$ ). Po lewej stronie są próby, które reprezentują grzyby stwierdzone na powierzchniach o stwierdzonej sukcesji wtórnej o różnym stopniu zaawansowania. Po stronie prawej natomiast rozmieszczone są próby reprezentujące gatunki stwierdzone na powierzchniach użytkowanych (rys. 33). Analiza zmiennych charakteryzujących środowisko pozwoliła na określenie, iż dwie analizowane zmienne środowiskowe: stopień sukcesji oraz stopień użytkowania istotnie ( $p < 0,05$ ) tłumaczą zmienność występowania gatunków w kwadratach obserwacyjnych (zmienna wilgotność była w niewielkim stopniu skorelowana z pierwszą osią ordynacyjną).

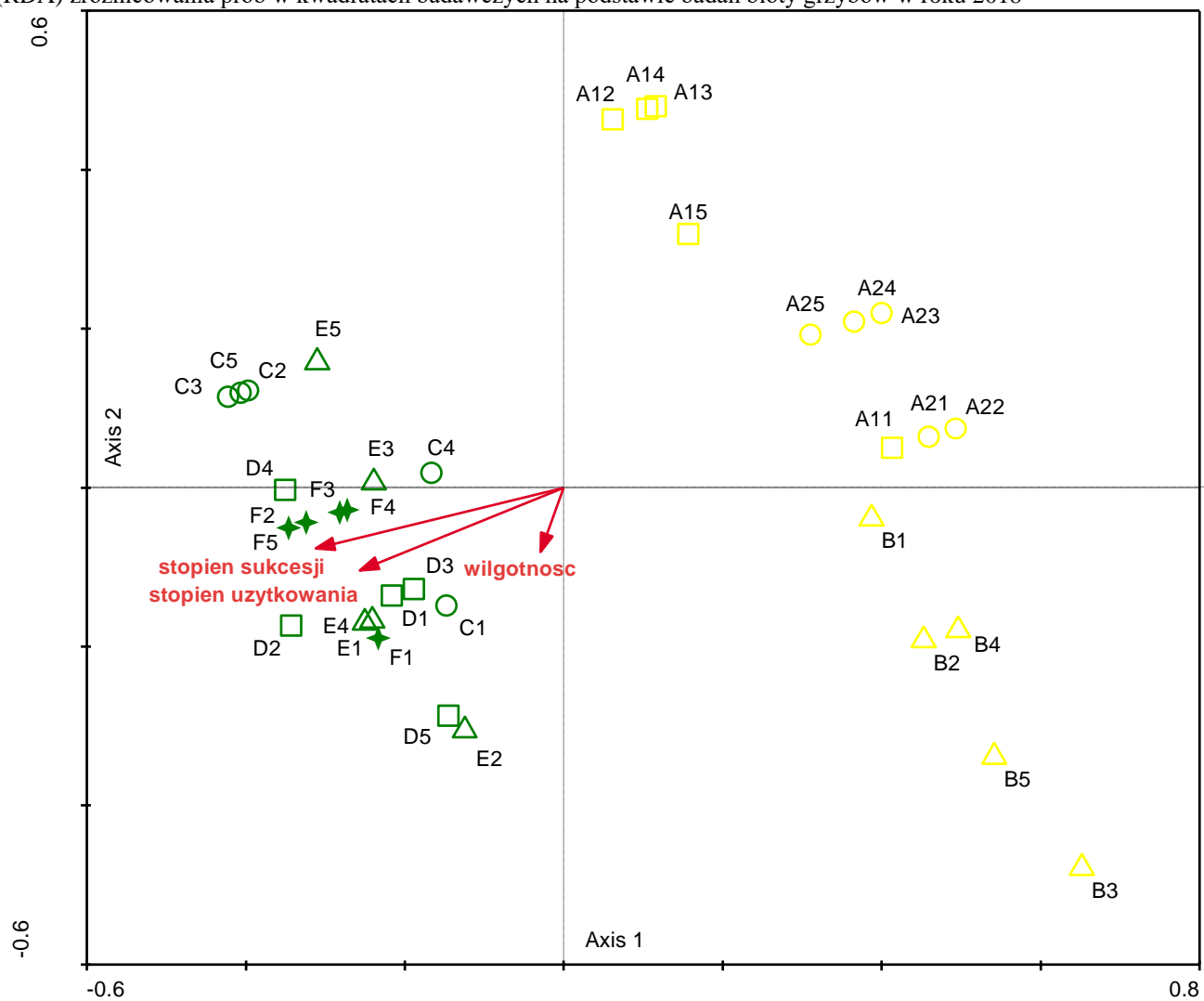
Wyniki uzyskane na podstawie danych zebranych w roku 2019, potwierdzają wyniki uzyskane w roku poprzednim, choć układ na wykresie prób jest nieco różny i rozdział prób jest względem osi drugiej, która w tym przypadku większym stopniu powala na rozróżnienie badanych prób (rys. 34–35). Również mniejszy choć statystycznie istotny jest związek zmiennych środowiskowych, które podobnie jak w analizach prób grzybów zebranych w roku 2018, wykazywały statycznie istotne korelacje z drugą osią ordynacyjną, z wyjątkiem zmiennej reprezentującej wilgotność.



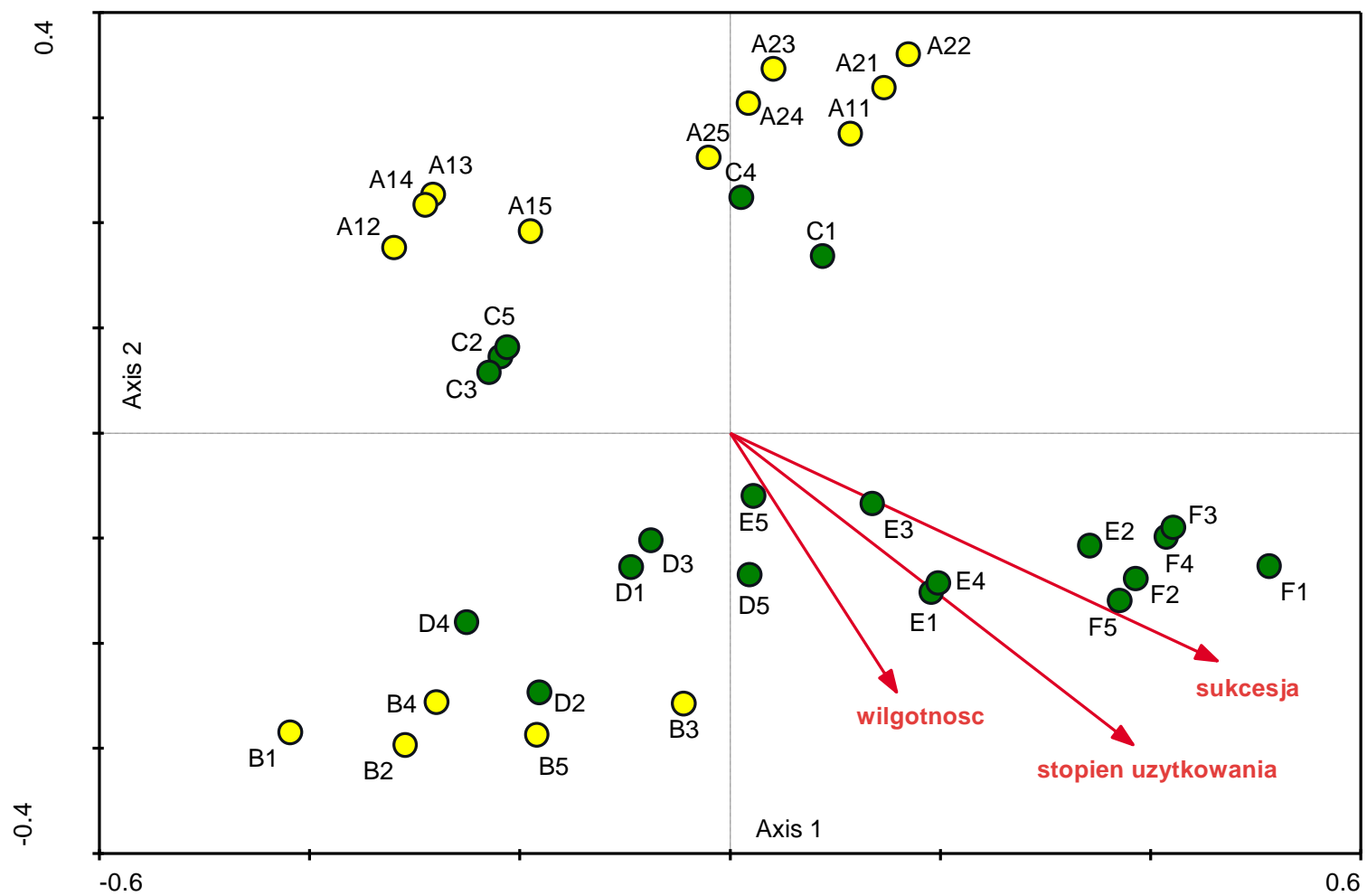
Rysunek 32 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2018



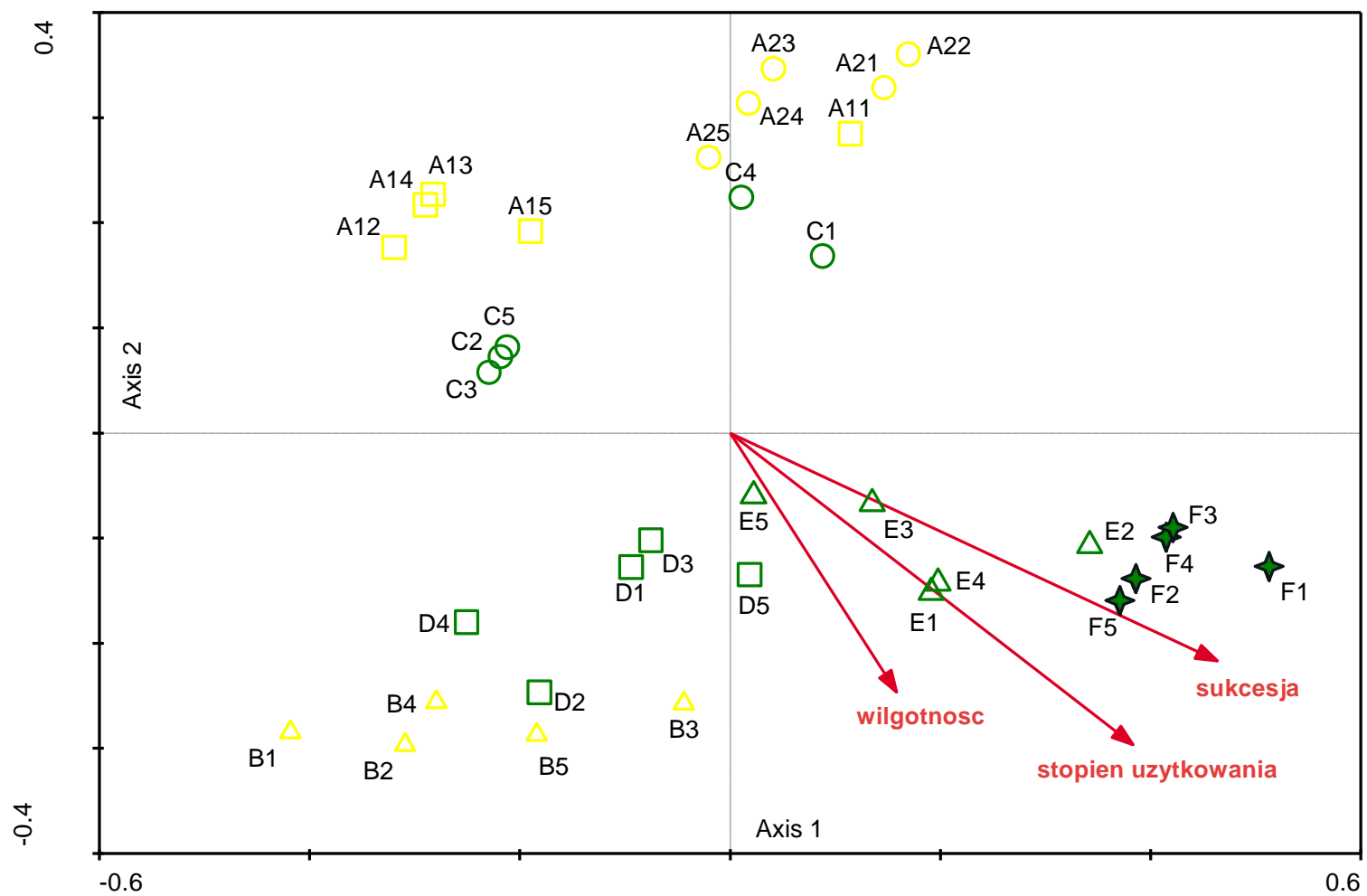
Rysunek 33 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2018



Rysunek 34 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2019



Rysunek 35 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2019



#### 7.4. Analizy wilgotności

Pomiary wilgotności podłoża zostały wykonane w trymestrze letnim 2020 roku, a wyniki uzyskanych pomiarów przedstawione zostały w tabeli 10 oraz na rysunku 36.

Analiza danych wskazuje na duże wahania wilgotności gleby pomiędzy poszczególnymi kwadratami obserwacyjnymi (tab. 10). W lipcu 2020 najniższa zanotowana wartość wilgotności podłoża przynależała do pomiaru I kwadratu użytkowego A15 i wynosiła 14,3%, zaś najwyższa uzyskana wartość wynosiła 49,1% i uzyskana została podczas pomiaru III dla kwadratu nieużytkowego F4. W przypadku wartości uśrednionych dla lipca, najniższa procentowa wilgotność podłoża również przynależała do użytkowego kwadratu obserwacyjnego A15 (16,3%), zaś najwyższa uśredniona procentowa wilgotność podłoża uzyskana została dla kwadratu B1 (44,2%). W sierpniu najniższa zanotowana wartość wilgotności podłoża przynależała do pomiaru I kwadratu użytkowego A15 i wynosiła 15,4%, zaś najwyższa uzyskana wartość wynosiła 41,2% i uzyskana została podczas pomiaru I dla kwadratu nieużytkowego E5 (tab. 10).

Analiza statystyczna uśrednionych wyników wilgotności podłoża w kwadratach obserwacyjnych na powierzchniach użytkowych oraz nieużytkowych dla lipca oraz sierpnia nie wykazała istotnych różnic. Wyliczona wartość testu  $\text{Chi}^2$  była wyższa od przyjętego w analizach poziomu istotności ( $p > 0,05$ ), co wskazuje na brak istotnych różnic. W przypadku danych z września wartość testu  $\text{Chi}^2$  wskazała na występowanie znaczących różnic dla kwadratów użytkowych ( $p < 0,05$ ).

Analizy różnicowania statystycznego zsumowanych uśrednionych wartości wilgotności podłoża zostały porównane przy użyciu testu Kołmogorowa-Smirnowa, który wykazał wystąpienie istotnych statystycznie różnic pomiędzy analizowanymi powierzchniami użytkowymi i nieużytkowymi w każdym badanym miesiącu oraz dla średniej trymestralnej ( $p < 0,05$ ) (tab. 10). Analiza trendu wskazuje na rosnącą wilgotność podłoża na powierzchniach nieużytkowych ( $R^2=0,301$ , rys. 36) i  $R^2=0,5417$ , rys. 37).

Tabela 11 przedstawia średnią procentową wilgotność gleby dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych w trymestrze letnim w roku 2020. Najniższa procentowa wilgotność podłoża uzyskiwana była dla użytkowej powierzchni obserwacyjnej A1. Dla lipca wartość ta wynosiła 20,6%, zaś w sierpniu i wrześniu nieznacznie wzrosła do poziomu 20,8%. W przypadku wartości najwyższych, w lipcu największe zawilgocenie podłoża występowało na powierzchni użytkowej B (34,2%), jednak w kolejnych dwóch miesiącach szczytowe wartości zostały uzyskane na nieużytkowej powierzchni obserwacyjnej E (sierpień – 32,6%, wrzesień – 38,5%) (tab. 11). Także średnia trymestralna wilgotności podłoża obliczona dla miesięcy letnich 2020 wskazuje, że najniższe wartości odnotowano na powierzchni A1 (20,7%), a najwyższe na powierzchni E (34,1%) (tab. 11).

Tabela 10 Procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych w trymestrze letnim w roku 2020

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Kwadraty obserwacyjne	Lipiec 2020 [% wilgotności]					Sierpień 2020 [% wilgotności]					Wrzesień 2020 [% wilgotności]					Średnia trymestralna [% wilgotności]		
			Pomiar				Średnia	Pomiar				Średnia	Pomiar				Średnia			
			I	II	III	IV		I	II	III	IV		I	II	III	IV				
użytkowa	A1	A11	15,4	17,4	20,1	23,2	<b>19,0</b>	19,1	19,8	16,7	21,2	<b>19,2</b>	23,1	21,4	21,0	20,8	<b>21,6</b>	<b>19,9</b>		
		A12	22,9	17,8	16,8	16,0	<b>18,4</b>	20,0	20,7	19,2	22,1	<b>20,5</b>	17,8	17,9	19,1	18,4	<b>18,3</b>	<b>19,1</b>		
		A13	23,8	36,0	24,9	21,9	<b>26,7</b>	21,3	22,2	22,7	24,2	<b>22,6</b>	24,3	24,9	23,7	20,4	<b>23,3</b>	<b>24,2</b>		
		A14	23,2	23,6	24,1	20,8	<b>22,9</b>	22,0	24,6	26,6	25,4	<b>24,7</b>	23,8	20,8	23,2	20,1	<b>22,0</b>	<b>23,2</b>		
		A15	14,3	18,6	16,4	15,7	<b>16,3</b>	15,4	16,7	16,9	18,6	<b>16,9</b>	18,7	17,7	19,3	19,0	<b>18,7</b>	<b>17,3</b>		
	A2	A21	23,2	26,2	28,7	26,4	<b>26,1</b>	21,3	24,1	24,4	23,9	<b>23,4</b>	23,1	21,3	26,0	23,2	<b>23,4</b>	<b>24,3</b>		
		A22	26,7	23,9	26,7	30,1	<b>26,9</b>	23,5	25,0	25,7	26,8	<b>25,3</b>	29,1	29,1	30,5	33,4	<b>30,5</b>	<b>27,5</b>		
		A23	27,4	24,8	25,6	26,6	<b>26,1</b>	27,7	28,4	30,9	31,2	<b>29,6</b>	35,1	33,2	35,2	27,8	<b>32,8</b>	<b>29,5</b>		
		A24	22,5	35,2	24,6	30,3	<b>28,2</b>	24,9	24,3	25,5	20,1	<b>23,7</b>	27,4	25,6	27,3	26,9	<b>26,8</b>	<b>26,2</b>		
		A25	21,8	21,3	25,1	24,1	<b>23,1</b>	18,9	18,4	19,6	21,1	<b>19,5</b>	19,4	21,8	19,9	20,5	<b>20,4</b>	<b>21,0</b>		
	B	B1	45,2	44,2	40,0	47,4	<b>44,2</b>	28,7	29,0	26,4	29,4	<b>28,4</b>	35,8	36,1	37,5	37,2	<b>36,7</b>	<b>36,4</b>		
		B2	33,4	28,7	32,3	35,1	<b>32,4</b>	29,1	27,6	23,1	25,4	<b>26,3</b>	36,9	38,2	37,0	34,2	<b>36,6</b>	<b>31,8</b>		
		B3	27,7	28,5	26,7	27,5	<b>27,6</b>	27,8	26,8	31,3	30,7	<b>29,2</b>	30,7	25,8	33,4	31,4	<b>30,3</b>	<b>29,0</b>		
		B4	44,2	43,6	39,5	39,0	<b>41,6</b>	34,3	35,1	34,8	36,2	<b>35,1</b>	40,5	40,4	39,7	3,7	<b>31,1</b>	<b>35,9</b>		
		B5	22,7	24,3	24,8	29,7	<b>25,4</b>	23,5	23,8	24,8	24,0	<b>24,0</b>	40,3	40,9	37,5	36,9	<b>38,9</b>	<b>29,4</b>		
Testy statystyczne – powierzchnie użytkowe		Chi <sup>2</sup>					<i>p=,1534</i>						<i>p=,1534</i>						<i>p=,0062</i>	<i>p =,0062</i>
nieużytkowa	C	C1	25,3	25,7	25,5	25,9	<b>25,6</b>	21,7	21,1	19,8	25,5	<b>22,0</b>	25,0	27,5	26,7	19,8	<b>24,8</b>	<b>24,1</b>		
		C2	21,1	20,9	22,5	20,6	<b>21,3</b>	19,8	21,9	20,6	19,8	<b>20,5</b>	21,4	21,6	22,7	22,0	<b>21,9</b>	<b>21,2</b>		
		C3	18,6	18,7	19,2	18,3	<b>18,7</b>	18,4	18,9	21,9	20,4	<b>19,9</b>	23,1	18,7	18,9	21,4	<b>20,5</b>	<b>19,7</b>		
		C4	36,3	36,6	37,1	35,9	<b>36,5</b>	25,4	25,5	22,3	30,9	<b>26,0</b>	37,0	36,5	36,8	36,9	<b>36,8</b>	<b>33,1</b>		
		C5	18,2	18,4	18,5	18,4	<b>18,4</b>	21,9	22,8	21,3	20,1	<b>21,5</b>	26,3	26,7	26,7	25,9	<b>26,4</b>	<b>22,1</b>		
	D	D1	29,7	30,3	30,8	32,1	<b>30,7</b>	23,6	23,4	21,9	22,5	<b>22,9</b>	42,7	42,6	43,1	43,0	<b>42,9</b>	<b>32,1</b>		
		D2	19,1	17,8	19,5	19,0	<b>18,9</b>	18,3	18,7	19,6	21,9	<b>19,6</b>	19,8	21,7	22,9	22,6	<b>21,8</b>	<b>20,1</b>		
		D3	41,7	42,3	42,0	41,6	<b>41,9</b>	30,2	30,1	28,7	28,6	<b>29,4</b>	32,8	33,0	31,8	33,9	<b>32,9</b>	<b>34,7</b>		
		D4	24,9	22,8	29,0	28,9	<b>26,4</b>	31,5	30,9	30,0	30,2	<b>30,7</b>	34,6	34,5	32,2	33,0	<b>33,6</b>	<b>30,2</b>		
		D5	24,8	25,7	25,0	25,5	<b>25,3</b>	30,5	30,4	29,7	29,0	<b>29,9</b>	28,7	28,0	29,1	29,5	<b>28,8</b>	<b>28,0</b>		
	E	E1	22,5	26,9	26,4	22,5	<b>24,6</b>	26,6	26,8	25,3	29,1	<b>27,0</b>	30,7	33,8	33,7	32,9	<b>32,8</b>	<b>28,1</b>		
		E2	28,3	28,7	24,3	25,9	<b>26,8</b>	28,1	28,6	29,7	26,1	<b>28,1</b>	31,2	31,5	30,9	36,8	<b>32,6</b>	<b>29,2</b>		
		E3	40,8	35,6	34,7	38,3	<b>37,4</b>	40,7	36,6	36,8	36,8	<b>37,7</b>	47,5	45,6	44,3	42,1	<b>44,9</b>	<b>40,0</b>		
		E4	24,6	25,2	24,9	25,0	<b>24,9</b>	29,9	29,3	29,0	28,7	<b>29,2</b>	32,2	33,6	33,4	31,8	<b>32,8</b>	<b>29,0</b>		
		E5	44,2	40,1	42,3	42,6	<b>42,3</b>	41,2	40,8	40,9	40,2	<b>40,8</b>	48,7	49,9	49,5	48,9	<b>49,3</b>	<b>44,1</b>		
	F	F1	21,1	25,5	25,8	24,9	<b>24,3</b>	25,6	25,7	26,9	25,1	<b>25,8</b>	36,6	36,4	35,9	38,1	<b>36,8</b>	<b>29,0</b>		
		F2	34,5	35,1	34,1	34,9	<b>34,7</b>	30,7	30,9	24,6	23,5	<b>27,4</b>	35,4	35,9	27,8	27,1	<b>31,6</b>	<b>31,2</b>		
		F3	40,9	40,8	42,1	42,3	<b>41,5</b>	34,6	33,9	33,7	33,0	<b>33,8</b>	29,7	29,3	30,8	30,7	<b>30,1</b>	<b>35,2</b>		
		F4	28,4	28,5	49,1	49,0	<b>38,8</b>	29,4	29,8	25,4	25,6	<b>27,6</b>	42,1	42,9	44,0	39,2	<b>42,1</b>	<b>36,1</b>		
		F5	20,3	21,0	21,7	24,0	<b>21,8</b>	30,6	31,5	33,8	30,1	<b>31,5</b>	29,8	35,9	35,4	35,5	<b>34,2</b>	<b>29,1</b>		
Testy statystyczne – powierzchnie nieużytkowe		Chi <sup>2</sup>					<i>p=,4936</i>						<i>p=,0658</i>						<i>p=,4936</i>	<i>p =,4936</i>
Test Kolmogorow–Smirnow – powierzchnie użytkowe i nieużytkowe							<i>p &lt;0,05</i>						<i>p &lt;0,05</i>						<i>p &lt;0,05</i>	<i>p &lt;0,05</i>

Rysunek 36 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych w trymestrze letnim 2020 roku

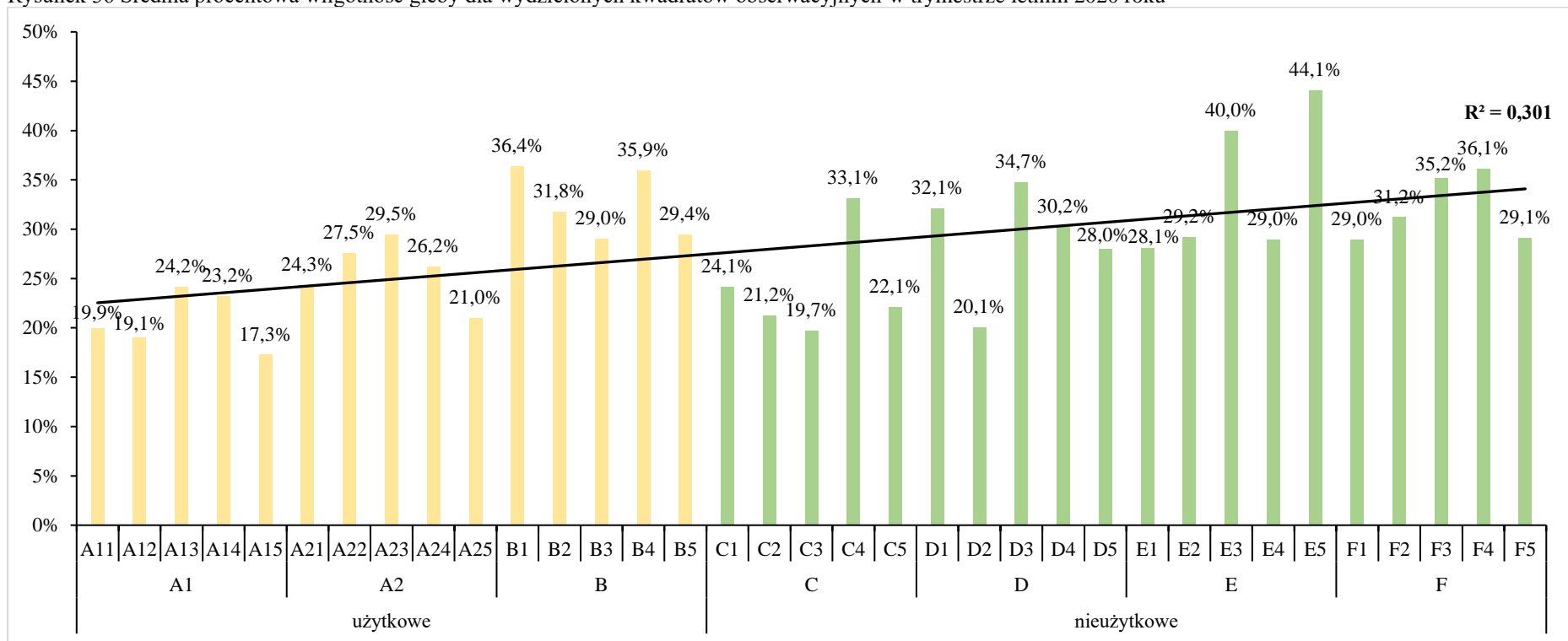
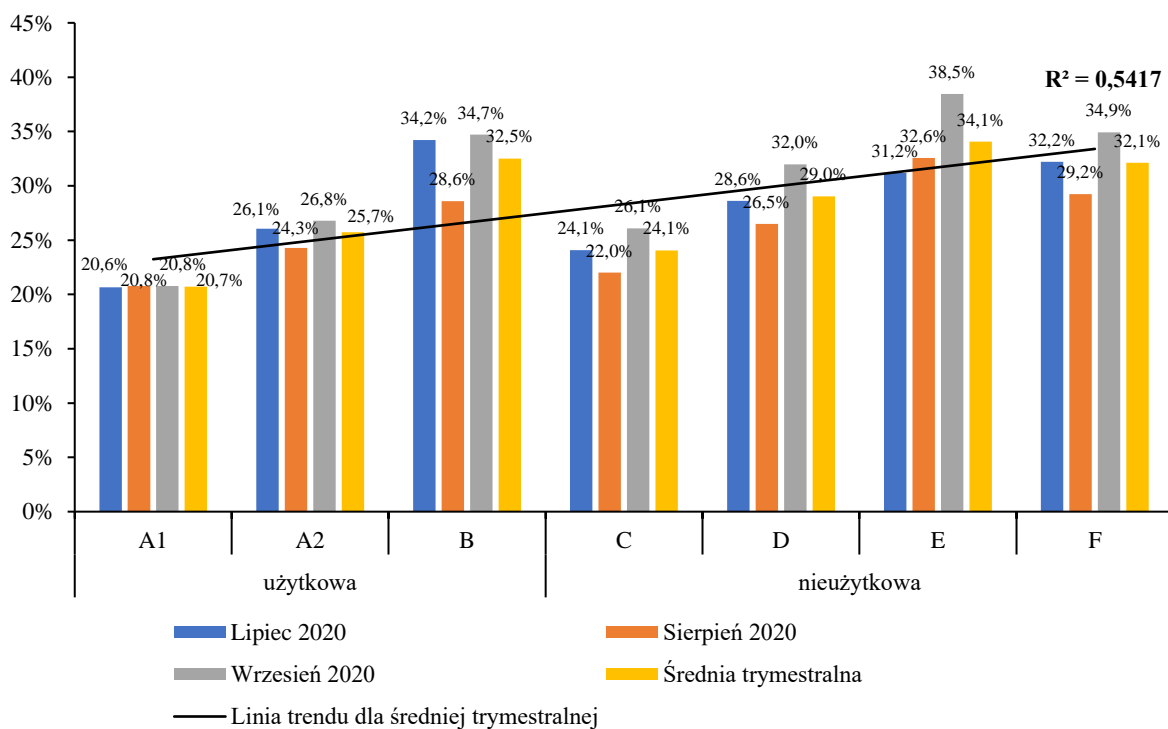




Tabela 11 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych w trymestrze letnim w roku 2020

Rodzaj powierzchni	Wydzielone powierzchnie obserwacyjne	Lipiec 2020 [%]	Sierpień 2020 [%]	Wrzesień 2020 [%]	Średnia trymestralna [%]
użytkowa	A1	20,6	20,8	20,8	20,7
	A2	26,1	24,3	26,8	25,7
	B	34,2	28,6	34,7	32,5
nieużytkowa	C	24,1	22,0	26,1	24,1
	D	28,6	26,5	32,0	29,0
	E	31,2	32,6	38,5	34,1
	F	32,2	29,2	34,9	32,1

Rysunek 37 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych w miesiącach letnich 2020 roku



## 8. Dyskusja

Analizując wpływ użytkowania łąk trzęślicowych na zróżnicowanie gatunkowe roślin i grzybów mikroskopowych należy przede wszystkim uwagę na fakt interdyscyplinarności tego problemu. Jego złożoność umyka uwadze w analizach badaczy, którzy pracują zazwyczaj w homogennych zespołach złożonych z przedstawicieli jednej dyscypliny naukowej zawężonej tylko do fitosocjologów, mykologów, gleboznawców czy entomologów rozpatrując problem jednoaspektowo z punktu widzenia własnej specjalności naukowej. Takie jednobranżowe podejście pozwala co prawda na dogłębne zrozumienie istoty problemu, ale często zawężonego tylko do florystyki, fitosocjologii czy mykologii. Dopiero podejście interdyscyplinarne pozwala na szersze zrozumienie oraz bliższe poznanie funkcjonowania tych ekosystemów, które dla botaników i fitosocjologów są bardzo cennymi zbiorowiskami posiadającymi złożoną i interesującą strukturę, będącą wrażliwą na zmiany zachodzące w użytkowaniu. Dla mykologów zaś mogą stanowić bardzo ważny ekosystem, którego dobra znajomość uwarunkowań fitosocjologicznych może stanowić o zrozumieniu występowania gatunków grzybów mikroskopijnych będącą ściśle związaną i modyfikowaną przez roślinne warunki cenotyczne panujące w określonym zbiorowisku. Może to wpływać zarówno na częstotliwość występowania grzybów w takich zbiorowiskach, jak i na dynamikę sezonową związaną w dużym stopniu z uwarunkowaniami fitosocjologicznymi (Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Dlatego, aby dobrze poznać i zrozumieć zasadniczy aspekt mykologiczny tego problemu, czyli w jaki sposób wpływ użytkowania łąk trzęślicowych determinuje występowanie na nich zróżnicowanej mykobioty, koniecznym jest m.in. zrozumienie, w jaki sposób odmienny typ użytkowania łąk odzwierciedla się w ich charakterze florystycznym i fitosocjologicznym.

### 8.1. Część florystyczna

Wykonane analizy florystyczne na stałych powierzchniach badawczych wykazały, iż zaniechanie użytkowania łąk negatywnie odbija się na ich składzie florystycznym (tab. 2–3, rys. 7-10). Wyraźnie widoczne jest zmniejszenie ilości gatunków roślin obserwowanych na stałych powierzchniach (kwadratach obserwacyjnych) jak i zmniejszenie się wartości indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona. Wskazuje na to wielu autorów opracowań dotyczących problemów zanikania i transformacji łąk trzęślicowych (Fijałkowski, 2003; Kotańska i in., 2016; Kowalska, 2009; Kryszak i in., 2004; Sienkiewicz-Paderewska i in., 2012; Trąba i Wolański, 2012). Podobne wyniki oparte o dokładniejsze analizy wpływu porzucenia

(braku użytkowania łąk trzęślicowych) uzyskali Swacha i in. (2018). Statystycznie istotne różnice w liczbie gatunków roślin zaobserwowano zarówno pomiędzy kwadratami obserwacyjnymi na obu rodzajach powierzchni jak też pomiędzy danymi zebranymi z różnie zarządzanych powierzchni wyodrębnionych do badań ( $p < 0,05$ ). Jest to widoczne na rys. 7-8, na których graficznie przedstawiony jest wyraźny spadek linii trendu reprezentującego liczbę gatunków roślin w poszczególnych kwadratach w kierunku kwadratów reprezentujących dłuższe wyłączenie z produkcji rolniczej: 5-10 lat, 10-15 lat i powyżej 15 lat.

Wskazują na to także wartości uśrednione ilości oznaczonych gatunków roślin w analizowanych kwadratach oraz wyznaczona linia trendu i wysoka wartość współczynnika dopasowania modelu  $R^2 = 0,9659$  (rys. 9). Podobne różnice zarówno w średniej liczbie gatunków roślin, jak i w wartościach wskaźników bioróżnorodności (indeksy Shannona i Simpsona) obserwowane były na łąkach trzęślicowych w Biebrzańskim Parku Narodowym już po 7-letnim okresie zaniechania użytkowania (Sienkiewicz-Paderewska i in., 2012). Wartości obu wskaźników różnorodności na łąkach związku *Molinietum caeruleae* Koch 1926 zarówno nad Biebrzą, jak i w okolicach Zagórzyc malały wraz z długością zaprzestania użytkowania (rys. 7–8, 10–11) co potwierdza wyniki uzyskane przez Swachę i in. (2018). Zarówno w przypadku Indeksu Shannona oraz Indeksu Simpsona obserwowano istotnie statystycznie różnice pomiędzy powierzchniami różniącymi się charakterem ich użytkowania. Wartości testu Kołmogorowa-Smirnowa wykazały statystycznie istotne różnice na poziomie  $p < 0,05$ .

Tak wyraźny związek pomiędzy liczbą gatunków, a rodzajem użytkowania, nie zawsze jest obserwowany (Kotańska i in., 2016). Wpływ na to może mieć z pewnością czas potrzebny na utrwalenie się zmian w zbiorowiskach reprezentowany przez skład gatunkowy roślin jak i odpowiednia długość czasu, który powinien upłynąć, aby zmiany wynikające z charakteru i typu użytkowania lub jego zaprzestania utrwaliły się (Swacha i in., 2018). Ponadto, kierunki przemian zbiorowisk łąkowych nie zawsze muszą być związane z charakterem bądź zaprzestaniem użytkowania łąk trzęślicowych (Kotańska i in., 2016). Przykładem mogą być zmiany zachodzące w Wielkopolsce, gdzie są powiązane z przemianami bilansu wodnego i jego ujemną wartością (Banaszuk, 2004; Grynia, 1996). Bator (2005) z kolei wskazuje na znaczący spadek średniej liczby gatunków w zespołach związku *Molinietum caeruleae* Koch 1926 na Pogórzu Wielickim wynikające głównie ze zmiany sposobu użytkowania łąk trzęślicowych.

Jak wspomiano – zaprzestanie użytkowania łąk trzęślicowych jest częstą przyczyną zmniejszenia wartości użytkowej zbiorowiska, na skutek znaczącego wzrostu udziału drzew i istotnego zmniejszenia zadarniania (Sienkiewicz-Paderewska i in., 2012). Analizując dane florystyczne zawarte w Aneksie 1, można zauważyć różnice w składzie florystycznym występujące pomiędzy analizowanymi powierzchniami próbnymi (kwadratami badawczymi) oraz wydzielonymi powierzchniami obserwacyjnymi i rodzajami powierzchni badawczych. Najbardziej zauważalne były zmiany na powierzchniach o najbardziej zaawansowanym tempie sukcesji, jak powierzchnia F i E. Nieużytkowana i niekoszona powierzchnia F (kwadraty F1–F5), uległa znacznej degeneracji przekształcając się w zbiorowisko ze znaczną ilością gatunków drzewiastych i krzewiastych zarówno w warstwie zielnej, podszytu jak i koron drzew (Aneks 1). Odnotowano na niej między innymi: *Alnus glutinosa*, *Corylus avellana*, *Crataegus monogyna*, *Frangula alnus*, *Populus tremula*, *Prunus serotina*, *Prunus spinosa*, *Pyrus communis*, *Quercus robur*, *Salix caprea*, *S. cinerea* czy *S. rosmarinifolia*, co wskazuje na znacznie zaawansowaną sukcesję, która może prowadzić do rozwoju w kierunku łągów (Kotańska i in., 2016) lub w zależności od rodzaju siedliska może wpłynąć na sukcesję w kierunku zarośli wierzbowo brzoźowych z klasy *Alnetea glutinosae* (Sienkiewicz-Paderewska i in., 2012).

Pozostałe nieużytkowane powierzchnie (C, D i E) także odznaczały się cechami odróżniającym je od powierzchni regularnie koszonych i użytkowanych. Przejawia się to między innymi obserwowaną wtórną sukcesją objawiająca się pojawieniem w warstwie zielnej i podszytu m.in. *Betula pendula*, *Carpinus betulus*, *Frangula alnus*, *Rosa canina*, *R. gallica*, *Rubus plicatus*, czy *Salix rosmarinifolia* (Aneks 1), co stopniowo prowadzi do zarastania łąk przez dendroflorę (Kotańska i in., 2016). Na podobny schemat przemian florystycznych po zaniechaniu użytkowania zwracają uwagę także inni cytowani autorzy Kucharski (1999), Kucharski i Pisarek (1999) oraz Trąba i Wolański (2012). Na zaprzestanych z użytkowania siedliskach mogą nadmiernie rozprzestrzeniać się gatunki uznane za synantropijne jak *Cirsium arvense*, *Calamagrostis epigejos*, *Potentilla anserina* (Baryła i Urban, 2002; Bator, 2005; Fijałkowski i Goś, 1995; Trąba i Wolański, 2012), a po ewentualnej zmianie warunków uwilgotnienia siedliska łąk trzęślicowych i zaprzestania użytkowania może zachodzić ekspansja *Molinia caerulea*, a następnie drastyczne ubożenie fitocenozy i wkraczanie wysokich bylin, krzewów (Kucharski i Pisarek, 1999) i drzew (Falińska, 1989). Na badanych powierzchniach nie stwierdzono co prawda nadmiernego rozprzestrzenienia *Cirsium arvense*, *Calamagrostis epigejos*, *Potentilla anserina* choć odnotowano obecność tych gatunków.

Świadczyć to może o wciąż w miarę stabilnej sytuacji ekologicznej, w jakiej znajdują się Łąki Zagórzyckie. Wyraźnie widoczne są także pojawiające się z upływem lat dysproporcje w udziale poszczególnych grup gatunków roślinnych jak jednoliścienne, dwuliścienne, krzewy i drzewa (tab. 12). Analizując ilość gatunków na powierzchniach badawczych można zauważyć, że wraz z upływem czasu od zaprzestania użytkowania łąk, zmniejszyła się ilość gatunków roślin należących do jednoliściennych i dwuliściennych. Liczba gatunków drzewiastych natomiast wzrosła.

Pewnym zagrożeniem wydaje się być jednak powolny i systematyczny wzrost udziału *Solidago gigantea* Aiton. (szczególnie na powierzchni D) – inwazyjnego gatunku nawłoci, który zaczyna intensywnie opanowywać coraz większe połacie tej powierzchni. Może to być bardzo problematyczne zjawisko, zważywszy na bardzo ekspansywny charakter nawłoci powodujący zarośnięcie i kompletną degenerację zbiorowisk między innymi łąk trzęślicowych (Bornkamm, 2007; Świerszcz i in., 2017; Szymura i in., 2015; Szymura i in., 2018; Tokarska-Guzik i in., 2012). *S. gigantea* stanowi istotne zagrożenie dla zbiorowisk Łąk Zagórzyckich także z uwagi na fakt, iż często regularne wykaszanie łąk zgodne z programami rolno-środowiskowymi nie jest w stanie zapobiec w pełni wkraczaniu *S. gigantea*, choć może utrudniać jej wzrost i reprodukcję (Bornkamm, 2007; Swacha i in., 2018).

Z uwagi różną długość zaprzestania użytkowania niektórych powierzchni badawczych, na których wyznaczono stałe kwadraty badawcze, analiza wykonana za pomocą dendrogramów klasyfikujących zdjęcia fitosocjologiczne dała dość dobre rezultaty (rys. 12–13). Możliwe jest zaobserwowanie zarysowującego się podziału na kwadraty zlokalizowane na powierzchniach użytkowych oraz na te, które znajdują się na powierzchniach nieużytkowych (rys. 12). Warto zauważyć, że kwadraty, które jak oszacowano są wyłączone z użytkowania od 10–15 lat (powierzchnie E i F), znajdują się w dużym oddaleniu od prób reprezentujących powierzchnie regularnie użytkowane (A1–A2–B). Klasyfikacja wykonana tylko dla tych właśnie powierzchni (A1–A2–B i E–F) w bardziej wyraźny sposób uwidoczniała różnice pomiędzy sposobem użytkowania powierzchni (rys. 13). Nieco mniej precyzyjne wyniki uzyskano za pomocą analizy zgodności zdjęć fitosocjologicznych w analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych (rys. 14). Jednak także i ta analiza uwidoczniała pewne zarysowujące się różnice pomiędzy sposobami użytkowania łąk trzęślicowych, a manifestujące się w zróżnicowanej ilości gatunków roślin w poszczególnych kwadratach obserwacyjnych.

Tabela 12. Udział grup gatunków jednoliściennych, dwuliściennych oraz krzewów i drzew w badanych powierzchniach badawczych

<b>Wydzielone powierzchnie obserwacyjne</b>	<b>Jednoliścienne</b>	<b>Dwuliścienne</b>	<b>Krzewy</b>	<b>Drzewa</b>
A1	60	159	14	5
A2	75	142	9	6
B	72	134	6	1
Średnia ilość gatunków	<b>69</b>	<b>145</b>	<b>10</b>	<b>4</b>
Średnia łącznie		<b>57</b>		
C	71	129	10	8
D	62	114	7	6
E	47	111	6	5
F	46	76	14	16
Średnia ilość gatunków	<b>56</b>	<b>107</b>	<b>9</b>	<b>9</b>
Średnia łącznie		<b>45</b>		

Wyniki analizy ordynacyjnej RDA przedstawione w formie diagramów pozwalają na odróżnienie powierzchni użytkowych od powierzchni nieużytkowych. Dodatkowo, przedstawione wektory zmiennych środowiskowych pokazują, że zarówno wilgotność jak i sposób użytkowania oraz stopień sukcesji są najważniejszymi predyktorami składu gatunkowego pozwalającego na zróżnicowanie powierzchni względem użytkowania badanych łąk trzęślicowych. Wektory tych zmiennych były mocno skorelowane z pierwszą osią ordynacyjną, co pozwala na stwierdzenie o dużej istotności tych zmiennych środowiskowych oraz na odrzucenie postawionej przed analizą hipotezy odnośnie braku zależności tych zmiennych na predykcję punktów reprezentujących kwadraty badawcze (rys. 29). Jak można było się spodziewać, najbardziej skrajne miejsca na diagramie zajmują powierzchnie o najbardziej zaawansowanej sukcesji (E i F) oraz jednocześnie o największej liczebności gatunków drzewiastych i krzewiastych. Można zatem przewidywać, że w ciągu kolejnych lat za zmiany jakie zajdą na badanych powierzchniach nieużytkowych odpowiedzialne będą właśnie te czynniki. Porównanie rys. 29 z rys. 30 daje ponadto możliwość stwierdzenia, które z gatunków mają największy udział, i które prawdopodobnie będą ten udział zwiększały w miarę postępującej sukcesji wtórnej oraz braku użytkowania. Najdłuższe bowiem wektory wskazujące na udział w zbiorowiskach mają *Prunus spinosa*, *Alnus glutinosa*, *Corylus*

*avellana*, *Populus tremula*, *Salix caprea*, *Quercus robur* i *Frangula alnus* (rys. 30). Można domniemywać, że to między innymi te gatunki będą dominować w przyszłości na powierzchniach E oraz F.

## 8.2. Część mykologiczna

Niewielka ilość prac badawczych zajmujących się tematyką występowania grzybów mikroskopijnych na zbiorowiskach łąkowych a w szczególności na zbiorowiskach łąk trzęślicowych z klasy *Molinion caeruleae* Koch 1926 jest czynnikiem, który w znaczącym znacznym stopniu ogranicza możliwość porównania uzyskanych wyników prowadzonych obserwacji na Wysoczyźnie Rościszewskiej z dostępnymi danymi. W dostępnej literaturze brakuje informacji odnośnie wpływu rodzaju użytkowania zbiorowisk łąkowych (nie tylko zbiorowisk łąk trzęślicowych) na mykobiotę. Jediną z publikacji dotyczącą poruszanego zagadnienia jest publikacja dotycząca łąk trzęślicowych z Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego (Mułenko, 1988).

Sprawia to, że przedstawione wyniki badań należą do pierwszych tak kompleksowo traktujących nie tylko zagadnienie bioróżnorodności mykoflory w zbiorowiskach związku *Molinion caeruleae* Koch 1926, ale również odnoszących się do różnic zachodzących zmian w wyniku zmian sposobów użytkowania tych ekosystemów.

Dlatego, ze względu na zróżnicowany charakter zbiorowisk roślinnych, możliwości, porównania wyników uzyskanych w trakcie prac badawczych na Łąkach Zagórzyckich (PLH020053 – Zagórzyckie Łąki, 2014) z już istniejącymi są mocno ograniczone. Dotychczasowe kompleksowe analizy micromycetes prowadzone były jedynie na zbiorowiskach stepowych Wyżyny Lubelskiej (Romaszewska-Sałata, 1977), leśnych Białowieskiego Parku Narodowego (Mułenko, 1998), oraz murawach kserotermicznych Wyżyny Częstochowskiej (Ruszkiewicz-Michalska, 2006). Ponadto w przytoczonych powyżej pracach nie poddawano dokładnej analizie florystycznej roślin żywicielskich wraz z zasiedlającą je mykobiotą grzybów fitopatogenicznych.

Wysoka bioróżnorodność fitocenozy (wodne, leśne, łąkowe), a także wielkość badanego obszaru ma znaczący wpływ na wybór metody kontroli i poboru materiału roślinnego do analiz mykologicznych. W trakcie prowadzenia opisywanych badań zdecydowano się na zastosowanie metody marszrutowej na powierzchniach badawczych. Wydzielono siedem obszarów zajmujących powierzchnię ok 8,4 ha. Badane płaty roślinności, choć przynależą do tego samego zbiorowiska roślinnego, różnią się od siebie zarówno bogactwem

florystycznym jak i częstotliwością ingerencji człowieka (regularność wykaszania, bądź odstępami czasowymi, w których zarzucano użytkowanie terenu) (rys. 4). Przed rozpoczęciem prac terenowych mających na celu identyfikację bioty grzybów, określono skład florystyczny badanych płątów, co pozwoliło na wstępne zawężenie możliwości występowania fitopatogenów roślin, ułatwiając dalsze prace mykologiczne.

### 8.2.1. Grzyby mikroskopijne zmiennowilgotnych łąk trzęślicowych na tle innych regionów Polski

Na badanej powierzchni zidentyfikowano łącznie 133 gatunki grzybów występujących na 82 (ze stwierdzonych 164 gatunków) roślinach żywicielskich (Aneks 1, tab. 6c). Oznacza to, że średnia liczba grzybów pasożytniczych występujących na jednym gatunku rośliny wynosi 1:1.6 (tab. 6b). Porównując tę wartość z obserwacjami z Ojcowskiego Parku Narodowego (1:1.2) (Kućmierz, 1973) i Pienińskiego Parku Narodowego (1:1.2) (Kućmierz, 1977), można zauważyć, że wspomniany stosunek odnotowany na Łąkach Zagórzyckich jest wyższy niż we wspomnianych Parkach Narodowych. Natomiast stosunek liczby grzybów pasożytniczych występujących na jednym gatunku rośliny w Białowieskim Parku Narodowym, w którym Mułenko (1995) zaobserwował podobne proporcje 1:2,4 jest najwyższą dotychczasowo odnotowaną wartością micromycetes w stosunku do występującej flory. Wyniki otrzymane w trakcie analiz są podobne do tych uzyskanych przez Ruszkiewicz-Michalską (2006) podczas analizy mykobioty Wyżyny Częstochowskiej (1:1.5).

Tabela 13 Liczba gatunków grzybów mikroskopijnych wraz z liczbą gatunków żywicielskich – porównanie z wybranymi pracami badawczymi

Badany Obszar	Liczba gatunków w grzybów	Liczba gatunków roślin żywicielskich	Proporcje rośliny porażone /grzyby	Proporcje rośliny /grzyby	Obszar badań	Badane zespoły roślinne
Ojcowski Park Narodowy <sup>1,*</sup>	417	348	1:1,2	1:0,4	b.d.	<i>Alno-Padion, Arrhenatheretum elatioris, Corylo-Peucedanetum cervariae, Fagetum carpaticum, Festucetum pallentis, Geranio-Petasitetum, Glycerietum plicatae, Junco-Menthetum, Lamio-Veronicetum politae, Lolio-Cynosuretum, Origano-Brachypodietum pinnati, Phyllitido-Aceretum, Pino-Quercetum, Scirpo-Fragmitetum, Tilio-Carpinetum, Vicietum tetraspermae</i>
Pieniński Park Narodowy <sup>2,*</sup>	558	446	1:1,2	1:0,5	b.d.	<i>Alnetum incanae, Anthylli-Trifolietum montani, Arrhenatheretum elatioris, Carici-Fagetum, Cirsietum rivularis, Fagetum carpaticum, Gladiolo-Agrostetum, łąka zioloroślowa z (<i>Laserpitium latifolium, Phyllitido-Aceretum</i></i>
Dolina Bugu <sup>3,*</sup>	354	411	1:0,9	1:0,5	951 ha	<i>Alnetum incanae, Carici elongatae-Alnetum, Circae-Alnetum, Fraxino-Ulmetum campestris, Salicetum triandroviminalis, Salici-Franguletum, Salici-Populetum, Tilio-Carpinetum</i>



Poleski Park Narodowy <sup>4,*</sup>	457	379	1:1,2	1:0,5	ok. 2000m <sup>2</sup>	<i>Arrhenatheretum elatioris</i> , <i>Betulo-Salicetum repentis</i> , <i>Carici elongatae-Alnetum</i> , <i>Lolio-Cynosuretum</i> , <i>Molinietum coeruleae</i> , <i>Quercus-Piceetum</i> , <i>Salici-Franguletum</i> , <i>Sphagnetum medii</i> , <i>Tilio-Carpinetum</i> , <i>Vaccinio myrtilli-Pinetum</i> , <i>Vaccinio uliginosi-Pinetum</i>
Białowiecki Park Narodowy <sup>5,*</sup>	338	138	1:2,4	1:1,1	140 ha	<i>Carici elongatae-Alnetum</i> , <i>Circaeo-Alnetum</i> , <i>Peucedano-Pinetum</i> , <i>Pino-Quercetum</i> , <i>Quercus-Piceetum</i> , <i>Tilio-Carpinetum</i>
Słowiński Park Narodowy <sup>6,*</sup>	310	272	1:1,1	1:0,3	2800m <sup>2</sup>	<i>Betuletum pubescentis</i> , <i>Betulo-Quercetum roboris</i> , <i>Cirsio-Polygonetum</i> , <i>Filipendulo-Geraniumetum</i> , <i>Myrico-Salicetum auritae</i> , <i>Phragmitetum australis</i> , <i>Ribo nigri-Alnetum</i>
Wyżyna Częstochowska <sup>7,*</sup>	473	292	1:1,5	1:1,4	5025m <sup>2</sup>	<i>Carici-Fagetum</i> , <i>Dentario enneaphyllidis-Fagetum</i> , <i>Luzulo pilosae-Fagetum</i> , <i>Melico-Fagum</i> , <i>Origano-Brachypodietum pinnati</i>
Łąki Zagórzyckie <sup>8,*</sup>	133	82	1:1,6	1:0,8	875m <sup>2</sup>	<i>Molinion caeruleae</i>

\* – dane przyjęte za Ruszkiewicz-Michalską (2006), <sup>1</sup> Kućmierz 1973, <sup>2</sup> Kućmierz 1977, <sup>3</sup> Danilkiewicz 1987, <sup>4</sup> Mułenko 1988, <sup>5</sup> Mułenko 1995, <sup>6</sup> Adamska 2001, <sup>7</sup> Ruszkiewicz-Michalska 2006, <sup>8</sup> badania własne.

Biorąc pod uwagę wspomniany współczynnik i zależność na nim bazującą, można stwierdzić, że badania przeprowadzone na Zagórzyckich Łąkach stanowią znaczący wkład w zakresie nauk rolniczych, w tym łąkarstwa czy fitopatologii. Należy jednak zauważyć, że wspomniane proporcje nie odzwierciedlają wartości bezwzględnych, takich jak liczba gatunków grzybów czy ich żywicieli. Zestawienie wyników badań uzyskanych w trakcie prac terenowych z danymi Mułenki (1995, 1988) Kućmierza (1973, 1977), Danilkiewicz (1987) Adamskiej (2001) czy Ruszkiewicz-Michalskiej (2006) z innych terenów Polski wskazuje, że bogactwo gatunkowe bioty grzybów mikroskopijnych Łąk Zagórzyckich jest uboższe od dotychczasowo analizowanych obszarów (Aneks 1, tab. 6c, tab. 10). Można zaobserwować, że zarówno liczba gatunków grzybów, porażonych roślin oraz skład flory jest zauważalnie mniejsza niż przedstawionych opracowań (tab. 6a–c).

Podyktowane jest to w znacznej mierze dużą różnorodnością zespołów roślinnych w opublikowanych pracach, a także rozmiarem całkowitej powierzchni uwzględnionej podczas prowadzenia badań, co w istotny sposób wpływa na bioróżnorodność bioty grzybów (tab. 10). Danilkiewicz (1987) stosując metodę marszrutową przebadła 8 zespołów roślinnych doliny Bugu. Mułenko (1995) w trakcie prac w Białowieckim Parku Narodowym, analizował stałe powierzchnie obserwacyjne w 6 zespołach roślinnych, zaś podczas badań w Poleskim Parku Narodowym Mułenko (1988) charakteryzował mykobiotę 11 zespołów roślinnych stosując metodę marszrutową oraz stałe powierzchnie obserwacyjne. Adamska (2001) w Słowińskim Parku Narodowym opisała mykobiotę 7 zespołów roślinnych, natomiast Ruszkiewicz-Michalska (2006) 5 zespołów roślinnych Wyżyny Częstochowskiej.

W przypadku prac Kućmierz (1973, 1977) brak jest danych dotyczących całkowitych powierzchni badanych zbiorowisk Ojcowskiego Parku Narodowego oraz Pienińskiego PN. Wiadomo jednak, że mykobiota opisana w pracach zasiedlała 16 (Ojcowski PN) oraz 9 (Pieniński PN) zespołów roślinnych (Kućmierz, 1973, 1977). Prowadzenie badań na wielu rodzajach fitocenoz, zajmujących znaczące obszary terenu, w istotny sposób mogło wpłynąć na ilość odnotowanych gatunków grzybów.

Wnioski dotyczące uzyskanych wyników bogactwa mykobioty, płynące z przedstawionych powyżej prac oraz dostępna literatura wskazują, że opracowanie metodyki pomiarów, wyznaczenie stałych powierzchni obserwacyjnych oraz regularna sezonowość prac terenowych umożliwiają dokładniejsze obserwacje pojawów grzybów mikroskopijnych, ukazujące rzeczywiste bogactwo gatunkowe mykobioty, niejednokrotnie przekraczającej ilość stwierdzonych roślin żywicielskich (Mułenko, 1998). Wydaje się zatem, że zastosowanie 35 stałych jednostek obserwacyjnych o łącznej powierzchni 875m<sup>2</sup>, w związku *Molinion caeruleae* Koch 1926, znajduje dobre odzwierciedlenie w metodologii prowadzenia obserwacji. Jednocześnie wyniki uzyskane w trakcie prowadzenia badań, mogą nawiązywać polemikę z wcześniejszymi pracami, uzupełniając jednocześnie braki w wiedzy dotyczącej bogactwa gatunkowego grzybów mikroskopijnych zmiennowilgotnych łąk trzęślicowych. Warto także zaznaczyć, że autorzy publikacji wymienionych w tabeli 13 podkreślali w swoich pracach naturalność oraz trwałość analizowanych biocenoz, zaś znaczny obszar Łąk Zagórzyckich podlega dalszej ekstensywnej eksploatacji rolnej, w której główną rolę pełni regularne wykaszanie, co za tym idzie – stała kontrola wzrostu tego półnaturalnego zespołu roślinnego (Swacha 2018).

W dotychczasowych pracach analizy mykologiczne przeprowadzano w znaczącej mierze w chronionych zbiorowiskach roślinnych takich jak rezerваты, parki krajobrazowe bądź narodowe (Czerniawska, 2001; Danilkiewicz, 1982; Mułenko i Romaszewska-Sałata, 1983) lub na agrarnych terenach uprawnych (Edwards, 2007; Karron i in., 2013; Vujanovic i in., 2012). Hipoteza postawiona w trakcie owych badań wskazująca, że zbiorowiska charakteryzujące się równowagą biocenotyczną pomiędzy niewielkim zagęszczeniem występowania grzybów pasożytniczych oraz ich żywicielami należą do stabilnych i trwałych zbiorowisk naturalnych, zaś masowe występowanie pasożytów obserwowane jest w układach sztucznych wywołanych działalnością człowieka, znalazła potwierdzenie zarówno w fitopatologicznych pracach ekologicznych jak i rolniczych (Dighton, 2003; Dinoor i Eshed, 1984).

Bogactwo gatunkowe roślin i grzybów przy jednocześnie niskiej frekwencji występowania tych drugich zostały również zaobserwowane w trakcie prowadzenia opisywanych prac badawczych. Wskazuje to na względną równowagę ekologiczną panującą na opisywanym obszarze mimo stałej ingerencji człowieka. Należy przy tym zwrócić uwagę na brak trwałości analizowanych zbiorowisk roślinnych, które po zaprzestaniu regularnego wykaszania podlegają zubożeniu bioróżnorodności będącym efektem sukcesji wtórnej (rys. 10, 11).

### **8.2.2. Grzyby mikroskopijne łąk trzęślicowych a różne stopnie sukcesji**

Analiza wyodrębnionych grup grzybów wskazuje na istotne podziały występowania określonych gatunków roślin na danych powierzchniach obserwacyjnych, zaś różnica pomiędzy złożonością i bogactwem gatunkowym obu typów powierzchni, pozwala przyjąć hipotezę, że zabiegi agrotechniczne prowadzone na łąkach związku *Molinion caeruleae* Koch 1926 warunkują trwałość badanych zbiorowisk roślinnych (rys. 12, 14). Dane dotyczące liczby notowań grzybów na roślinach żywicielskich uzyskane podczas prowadzenia badań wskazują, że regularne prace rolne w pozytywny sposób wpływają zarówno na bogactwo gatunkowe roślin, jak i na obfitość gatunkową grzybów mikroskopijnych (rys. 18). Potwierdzają to także wykonane testy statystyczne (tab. 7), jak i opracowane indeksy bioróżnorodności (tab. 8, 9).

Wartym zauważenia jest brak trendu wskazującego na wzrost obserwacji liczby gatunków grzybów na stanowiskach nieużytkowych wraz z postępowaniem sukcesji wtórnej (rys. 18). Dodatkowo zróżnicowanie grzybów zaobserwowanych na powierzchniach nieużytkowych również malało wraz ze wzrostem okresu zarzucenia prac rolnych (rys. 21, 23). Mykobiota zidentyfikowana na powierzchni F stanowiła najniższą składową grzybów występujących na obszarach nieużytkowych w trakcie badań terenowych. Niewątpliwie wpływ na to miał fakt, że także średnia liczba gatunków roślin zidentyfikowanych na powierzchniach nieużytkowych F była najniższa (33) z odnotowanych (rys. 9), zaś młody wiek formującego się drzewostanu nie sprzyja pojawom gatunków występujących w zbiorowiskach stabilnych (Dinoor i Eshed, 1984).

Jedną z podstawowych hipotez, zawartych w tytule pracy, było określenie wpływu użytkowania łąk trzęślicowych na zróżnicowanie gatunkowe micromycetes. Założono, że regularne wykaszanie obszarów użytkowych, oddziaływać będzie na obecność bioty grzybów. Elementy takie jak okresowy brak żywiciela, zwiększona konkurencja o składniki pokarmowe z saprotrofami występującymi na skoszonej, martwej materii organicznej oraz większy wpływ warunków atmosferycznych w okresie jesienno-zimowym powinny wpłynąć

na ograniczone zasiedlanie roślin powierzchni użytkowych (Burdon i Chilvers, 2003). Określenie klasyfikacji podobieństw gatunkowych wszystkich kwadratów użytkowych i nieużytkowych dla lat 2018 i 2019 wskazuje jednak, że występuje znacząca różnica gatunkowej pomiędzy stopniami użytkowania każdej powierzchni (tab. 9). Porównanie klasyfikacji podobieństw gatunkowych grzybów dla powierzchni obserwacyjnych o skrajnych cechach użytkowych wskazuje na rozwój specjalizacyjny i zróżnicowanie grzybów mikroskopijnych zasiedlających analizowane obszary (rys. 24b, 25b).

## 9. Wnioski

- Na powierzchniach obserwacyjnych, na których zaniechano prowadzenia prac agrotechnicznych, zaobserwowano sukcesywne zmniejszanie się bogactwa gatunkowego roślin szczególnie gatunków charakterystycznych dla łąk trzęślicowych. Odnotowano również spadek wartości indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona (tab. 2-3, rys. 7-11).
- Przeprowadzone analizy danych wskazały na istotne statystycznie zróżnicowanie wszystkich badanych parametrów (liczba gatunków, wartości indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona) względem rodzaju i stopnia użytkowania poszczególnych powierzchni (tab. 2-3, rys. 7-8).
- Analizy zgodności oraz klasyfikacja zdjęć fitosocjologicznych zauważalnie uwydatniły odrębność powierzchni badawczych użytkowych od nieużytkowych (rys. 12-14).
- Na podstawie uzyskanych danych można stwierdzić, że postępująca dalsza sukcesja wtórna, będąca następstwem wydłużenia czasu odłogowania przyczyni się do zwiększonego zaniku cech diagnostycznych (tj. występowanie gatunków roślin charakterystycznych) umożliwiających klasyfikację obszaru do zespołu *Molinietum caeruleae* Koch 1926.
- Przedstawiciele dendroflory zidentyfikowanej na najdłużej odłogowanych powierzchniach nieużytkowych E i F (>10 lat) wskazują na prawdopodobny kierunek rozwoju sukcesji wtórnej w stronę łąg lub zarośli wierzbowo brzoźowych. Powierzchnia F ze względu na zajęcie większości obszaru przez gatunki drzewiaste i krzewiaste prawdopodobnie najszybciej permanentnie utraci cechy łąki trzęślicowej. Powierzchnia E wymaga natychmiastowych zabiegów restytucyjnych w celu przywrócenia pierwotnego stanu (tab. 12, rys. 31).

- Powierzchnie nieużytkowe C i D charakteryzują się większą stabilnością zbiorowisk, choć również na tych obszarach zidentyfikowano gatunki krzewów oraz siewki drzew. Ponadto zaobserwowany systematyczny wzrost udziału gatunku inwazyjnego *Solidago gigantea* Aiton na powierzchni D powinien być przyczynkiem do rozpoczęcia regularnego wykaszania. Zabiegi te spowolnią wzrost i zarastanie nawłoci, umożliwiając reprodukcję i wspomagając wytworzenie konkurencji międzygatunkowej roślinom charakterystycznym dla analizowanego obszaru. (tab. 12, rys. 31).
- Spośród 162 gatunków roślin naczyniowych zasiedlających obszary Łąk Zagórzyckich objętych obserwacją, tylko połowa (82) została zainfekowana w sposób umożliwiający zbiór i identyfikację grzybów mikroskopijnych je zasiedlających. Prawdopodobnymi przyczynami braku obserwacji porażenia pozostałych roślin przez micromycetes mogą być wahania sezonowości pojawów oraz niski stopień zagęszczenia powierzchni obserwacyjnych (kilka osobników) utrudniający lokalizację wcześniej odnotowanych gatunków (tab. 6b, Aneks 1-2).
- Przeprowadzone analizy statystyczne wskaźników bioróżnorodności obliczonych dla grzybów mikroskopowych wskazały na istotne statystycznie zróżnicowanie względem rodzaju użytkowania poszczególnych powierzchni w latach 2018-19 (Indeks Simpsona) oraz 2019 (Indeks Shannona) (tab. 8-9, rys. 20-23). Wspomniane różnice pomiędzy obszarami użytkowymi i nieużytkowymi zostały wykazane również za pomocą klasyfikacji podobieństw kwadratów obserwacyjnych. Mimo braku homogenności klasyfikacji grup na użytkowe i nieużytkowe, wydzielone klastry w zdecydowanej ilości składają się z kwadratów podobnych względem użytkowania (rys. 24a-b, 25a-b).
- Analizy wielowymiarowych korespondencji wskazują na zróżnicowanie grup taksonomicznych grzybów względem podziału powierzchni na użytkowe i nieużytkowe (rys. 26-28).
- Liczba zidentyfikowanych gatunków grzybów malała w trakcie kolejnych sezonów prac badawczych. Poziom wilgotności podłoża mógł mieć wpływ zarówno na rozwój roślin należących do związku *Molinion caeruleae* Koch 1926, jak i na rozprzestrzenianie się grzybów je pasożytujących (tab. 10, rys. 36).

- Zdecydowana większość badanych roślin charakteryzowała się dobrą kondycją zdrowotną. Porażenie organów nadziemnych, jeśli występowało, zajmowało zwykle niewielki fragment (do 20%) powierzchni rośliny, szczególnie na powierzchniach użytkowych. Jest to podyktowane m.in. wysoką bioróżnorodnością zarówno flory jak i grzybów mikroskopijnych analizowanych obszarów, konsekwencją czego jest większa stabilność zbiorowisk.
- Najczęstszymi patogenami przedstawionych gatunków roślin są grzyby z grup *Mycosphaerellaceae*, *Pucciniaceae*, *Peronosporaceae* oraz *Erysiphales*. Liczna literatura określa wspomniane grupy taksonomiczne jako wywołujące groźne choroby roślin, (m.in. plamistość liści, rdze, mączniaki rzekome i prawdziwe), powodujące duże straty w gospodarce rolnej (tab. 6a-c).
- Otrzymane wyniki analiz redundancji (RDA) zarówno danych florystycznych, jak i bioty micromycetes, wskazują na istotne zróżnicowanie występowania gatunków roślin i grzybów w kwadratach badawczych, a zatem i na powierzchniach obserwacyjnych. Dla obu analiz największą wagę w kształtowaniu zróżnicowania posiadały zmienne określające rodzaj użytkowania, stopień zaawansowania sukcesji oraz wilgotność podłoża (rys. 29-35).

## 10. Literatura

- Adamska, I. (2001). Microscopic fungus-like organisms and fungi of the Słowiński National Park. II. (NW Poland). *Acta Mycologica*, 36(1), 31–65.  
<https://doi.org/10.5586/am.2001.005>
- Balcerkiewicz, S. (2007). Trawy w zbiorowiskach roślinnych Polski. In *Księga Polskich Traw pod red. L. Freya* (pp. 229–246). Instytut Botaniki im. W. Szafera PAN.
- Banaszuk, H. (2004). *Kotlina Biebrzańska i Biebrzański Park Narodowy: Aktualny stan, walory, zagrożenia i potrzeby czynnej ochrony środowiska*. Wydawnictwo Ekonomia i Środowisko.
- Barabasz, B. (1994). Wpływ modyfikacji tradycyjnych metod gospodarowania na przemiany roślinności łąk z klasy Molinio-Arrhenatheretea. *Wiadomości Botaniczne*, 1/2(38), 85–94.
- Baryła, R., i Urban, D. (2002). Ekosystemy łąkowe. In *Poleski Park Narodowy. Monografia przyrodnicza Pr. Zbior. Red. S. Radwan* (pp. 199–214). MORPOL.
- Bator, I. (2005). *Stan obecny i przemiany zbiorowisk łąkowych okolic Mogilan (Pogórze Wielickie) w okresie 40 lat*. Instytut Botaniki im. W. Szafera PAN.
- Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J. Z., i Crous, P. W. (2012). The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology*, 72(1), 1–401. <https://doi.org/10.3114/sim0003>
- BLAST: Basic Local Alignment Search Tool*. (2017). NCBI (National Centre for Biotechnology Information). <https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>
- Bornkamm, R. (2007). Spontaneous development of urban woody vegetation on differing soils. *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 202, 695–704.  
<https://doi.org/10.1016/j.flora.2007.05.004>
- Braak, C. J. F. ter, i Šmilauer, P. (2012). *CANOCO Reference Manual and CanoDraw for Windows User's Guide: Software for Canonical Community Ordination (version 4.5)* (4.5) [Computer software]. Biometris. <https://library.wur.nl/WebQuery/wurpubs/341885>
- Braun-Blanquet, J. (1964). *Pflanzensoziologie*. Springer Vienna. <https://doi.org/10.1007/978-3-7091-8110-2>
- Brzeg, A., i Wojterska, M. (2001). Zespoły roślinne Wielkopolski, ich stan poznania i zagrożenie. *Szata Roślinna Wielkopolski i Pojezierza Południowopomorskiego*, 39–110.
- Burdon, J., i Chilvers, G. (2003). Host Density as a Factor in Plant Disease Ecology. *Annual Review of Phytopathology*, 20, 143–166.  
<https://doi.org/10.1146/annurev.py.20.090182.001043>

- Chytrý, M., Tichý, L., Dřevojan, P., Sádlo, J., i Zelený, D. (2018). Ellenberg-type indicator values for the Czech flora. *Preslia*, 90. <https://doi.org/10.23855/preslia.2018.083>
- Czerniawska, B. (2001). Erysiphales of the Drawski Landscape Park (NW Poland). *Acta Mycologica*, 36, 67–80. <https://doi.org/10.5586/am.2001.006>
- Danilkiewicz, M. (1982). Microscopic parasitic fungi of Chmielinne nature reserve. *Acta Mycologica*, 18(2), 203–212. <https://doi.org/10.5586/am.1982.016>
- Danilkiewicz, M. (1987). Parasitic fungi of river Bug valley. *Acta Mycologica*, 23(2), 37–80. <https://doi.org/10.5586/am.1987.014>
- Dighton, J. (2003). *Fungi in Ecosystem Processes*. CRC Press.
- Dinoor, A., i Eshed, N. (1984). The Role and Importance of Pathogens in Natural Plant Communities. *Annual Review of Phytopathology*, 22(1), 443–466. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.22.090184.002303>
- Doyle, J., i Doyle, J. (1987). A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue. *Phytochemical Bulletin*, 19, 11–15.
- Edwards, S. (2007). Investigation of Fusarium Mycotoxins in UK Barley and Oat Production. *HGCA Project Rep.*
- Ellenberg, H., Weber, H., Düll, R., Wirth, V., Werner, W., i Paulissen, D. (1991). Zeigwerte von Pflanzen in MittelEuropa. *Scripta Geobotanica*, 18, 248.
- Ellis, Martin B. (1971). *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute.
- Ellis, Martin B., i Ellis, J.P. (1985). *Microfungi on Land Plants: An Identification Handbook*. Macmillan Pub Co.
- Eriksen, J., Askegaard, M., i Søegaard, K. (2014). Complementary effects of red clover inclusion in ryegrass–white clover swards for grazing and cutting. *Grass and Forage Science*, 69(2), 241–250. <https://doi.org/10.1111/gfs.12025>
- Falińska, K. (1989). Plant population processes in the course of forest succession in abandoned meadows. II. Demography of succession promoters. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 58, 467–491. <https://doi.org/10.5586/asbp.1989.037>
- Faliński, J. B. (1991). *Procesy ekologiczne w zbiorowiskach leśnych*. *Phytocoenosis*. 1, 17–41.
- Faliński, J. B. (1969). Zbiorowiska autogeniczne i antropogeniczne. Próba określenia i klasyfikacji. Dyskusje fitosocjologiczne (4). *Ekologia Polska*, 15(2), 173–182.
- Faliński, J. B. (2001). *Przewodnik do długoterminowych badań ekologicznych*. Wydawnictwo Naukowe PWN.



- Faliński, J. B., i Mułenko, W. (1992). *Check-list of cryptogamous and seminal plant species recorded during the period 1987-1991 on the permanent plot V-100 (Project CRYPTO)*. Archivum Geobotanicum.
- Fijałkowski, D. (2003). *Ochrona przyrody i środowiska na Lubelszczyźnie*. Lubelskie Towarzystwo Naukowe.
- Fijałkowski, D., i Goś, M. (1995). Zmiany szaty roślinnej torfowiska węglanowego Sawin po jego pełnym zagospodarowaniu rolniczym. *Annales Universitatis Mariae Curie-Skłodowska. Sectio C, Biologia*, 50(5), 91–111.
- Grynja, M. (1962). *Łąki trzęślicowe Wielkopolski* (Vol. 2, pp. 145–268). Państwowe Wydawnictwo Naukowe.
- Grynja, M. (1996). Kierunki zmian szaty roślinnej zbiorowisk łąkowych w Wielkopolsce. *Roczniki Akademii Rolniczej w Poznaniu. Rolnictwo*, 47, 15–27.
- Grzyb, S., i Prończuk, J. (1995). Podział i waloryzacja siedlisk łąkowych oraz ocena ich potencjału produkcyjnego. *Wiadomości Melioracyjne i Łąkarskie*, 38(3), 110–114.
- Heinsoo, K., Melts, I., Sammul, M., i Holm, B. (2010). The potential of Estonian semi-natural grasslands for bioenergy production. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 137(1), 86–92. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.01.003>
- Henderson, D. M. (2004). *The Rust Fungi of the British Isles: A Guide to Identification*. British Mycological Society.
- Hirsch, G., i Braun, U. (1992). Communities of parasitic microfungi. In W. Winterhoff (Ed.), *Fungi in vegetation science* (pp. 225–250). Springer Netherlands. [https://doi.org/10.1007/978-94-011-2414-0\\_8](https://doi.org/10.1007/978-94-011-2414-0_8)
- Index Fungorum—Search Page*. (n.d.). Retrieved October 31, 2018, from <http://www.indexfungorum.org/names/Names.asp>
- Jastrzębska, M., Szarejko, T., CZ, H., i Jastrzębski, W. (2009). Species Diversity in Grassland Communities Under Different Habitat Conditions. *Polish Journal of Agricultural Science*, 24, 46–62. <https://doi.org/10.2478/v10020-009-0005-y>
- Jones, A. i Harrison R. (2004). The effects of meteorological factors on atmospheric bioaerosol concentrations—A review. *Science of The Total Environment*, 326(1–3), 151–180. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2003.11.021>
- Kącki, Z. (2007). *Comprehensive Syntaxonomy of Molinion Meadows in Southwestern Poland*. Biologica Silesiae.
- Kącki, Z., i Śliwiński, M. (2012). The Polish Vegetation Database: Structure, resources and development. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 81(2), 75–79.

- Kącki, Z., i Załuski, T. (2004). Zmiennowilgotne łąki trzęślicowe (Molinion). In *Podręczniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000. Murawy, łąki, ziołorośla, wrzosowiska, zarośla*. (pp. 160–164). Ministerstwo Środowiska.
- Karron, E., Heino, A., Edesi, L., Kütt, M.-L., Enn, A., i Veiko, A. (2013). Formation of the abundance of microfungi on the barley grain grown as pure and mixed crops in Central and North Estonia. *Estonian Journal of Ecology*, 62, 265–275.  
<https://doi.org/10.3176/eco.2013.4.03>
- Kołodziejek, J., i Michalska-Hejduk, D. (2004). Charakterystyka geobotaniczna łąk trzęślicowych Molinietum caeruleae na polanach śródleśnych północnej części województwa śląskiego. *Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica*, 1(11), 141–155.
- Kondracki, J. (1994). *Geografia Polski: Mezoregiony fizyczno-geograficzne*. Wydawnictwo Naukowe PWN.  
[https://books.google.pl/books/about/Geografia\\_Polski.html?id=VogoAAAACAAJ&redir\\_esc=y](https://books.google.pl/books/about/Geografia_Polski.html?id=VogoAAAACAAJ&redir_esc=y)
- Kondracki, J. (2002). *Geografia regionalna Polski* (3rd ed.). Wydawnictwo Naukowe PWN.
- Kotańska, M., Kowalska, A., Szlachta, A., i Wójcik, T. (2016). Vegetation changes of the meadows of the Molinio-Arrhenatheretea class after abandonment in the Boguchwała and Tarnobrzeg areas (SE Poland). *Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica*, 23(1), 83–99.
- Kovach, W. L. (2007). *MVSP - A Multi Variate Statistical Package for Windows* (3.1.) [Computer software]. Kovach Computing Services. <https://www.kovcomp.co.uk/mvsp/>
- Kowalska, A. (2009). Zmiany sposobu użytkowania terenów rolniczych a zanikanie przyrodniczo cennych zbiorowisk roślinnych na przykładzie doliny środkowej Wisły. In *Polskie krajobrazy wiejskie dawne i współczesne*. Komisja Krajobrazu Kulturowego Polskiego Towarzystwa Geograficznego.
- Kozłowska, A. B., i Matuszkiewicz, J. M. (1991). Przegląd fitosocjologiczny zbiorowisk leśnych Polski. Ciepłolubne dąbrowy. *Fragmenta Floristica et Geobotanica*, 36(1), 203–256.
- Kozłowski, S., Zielewicz, W., Swędryńska, A., i Olejarnik, L. (2012). Właściwości chemiczne traw leśnych. *Łąkarstwo w Polsce*, 15.  
<http://yadda.icm.edu.pl/yadda/element/bwmeta1.element.agro-4806c0f6-092a-4793-ad87-cdb63025776f>

- Krasicka-Korczyńska, E., Załuski, T., Ratyńska, H., i Korczyński, M. (2008). *Roślinność siedlisk łąkowych i użytków przyrodniczych w regionie kujawsko-pomorskim: Podręcznik dla doradców rolnośrodowiskowych*. Kujawsko-Pomorski Ośrodek Doradztwa Rolniczego.
- Krebs, C. J. (2011). *Ecology: The Experimental Analysis of Distribution and Abundance*. HarperCollins College Publishers.
- Kryszak, A., Grynia, M., i Kryszak, J. (2004). Ważniejsze kierunki sukcesji łąk na terenach przekształconych antropogenicznie w dolinie Baryczy. *Roczniki Gleboznawcze*, 55(2), 259–268.
- Kucharski, L. (1999). *Szata roślinna łąk Polski Środkowej i jej zmiany w XX stuleciu*. Wydawnictwo Uniwersytetu Łódzkiego.
- Kucharski, L., i Pisarek, W. (1999). Roślinność łąk Bolimowskiego Parku Krajobrazowego. *Monographiae Botanicae*, 85, 139–176. <https://doi.org/10.5586/mb.1999.004>
- Kućmierz, J. (1965). Grzyby pasożytnicze Ojcowskiego Parku Narodowego. Cz. I. Rdze (Uredinales). *Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica*, 3(11), 464–484.
- Kućmierz, J. (1973). Grzyby pasożytnicze w zbiorowiskach roślinnych Ojcowskiego Parku Narodowego. *Ochrona Przyrody*, 38, 155–211.
- Kućmierz, J. (1977). Studia nad grzybami fitopatogenicznymi z Pienin. *Zeszyty Naukowe Akademii Rolniczej w Krakowie, Rozprawy*, 52, 1–142.
- Lepš, J., i Šmilauer, P. (2003). Multivariate analysis of ecological data Using CANOCO. In *Vadose Zone Journal—VADOSE ZONE J* (Vol. 3). Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9781139627061>
- Linusson, A.-C., Berlin, G. A. I., i Olsson, E. G. A. (1998). Reduced community diversity in semi-natural meadows in southern Sweden, 1965–1990. *Plant Ecology*, 136(1), 77–94. <https://doi.org/10.1023/A:1009798117732>
- Majewski, T. (1971). Parasitic fungi of the Białowieża National Park against the background of the mycoflora of Poland. *Acta Mycologica*, 7(2), 299–388.
- Marczewska, J., i Mysłowska, K. (2013). Nadzór nad materiałami stosowanymi w badaniach mikrobiologicznych. Cz. 1: Podłoża hodowlane. *LAB Laboratoria, Aparatura, Badania, R. 18, nr 6*, 38–44.
- Matuszkiewicz, W. (2006). *Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski*. PWN.
- Michalska-Hejduk, D. (2006). Zmiany w składzie gatunkowym łąk trzęślicowych *Molinietum caeruleae* Kampinoskiego Parku Narodowego. *Studia Naturae*, 54, 159–172.

- Michalska-Hejduk, D., i Kopeć, D. (2012). 6410 Zmiennowilgotne łąki trzęślicowe (Molinion). In W. Mróz (Ed.), *Monitoring siedlisk przyrodniczych. Przewodnik metodyczny*. (Vol. 3, pp. 248–263). Instytut Ochrony Przyrody PAN.
- Mirek, Z., Piekos-Mirkowa, H., Zając, A., i Zając, M. (Eds.). (2002). *Flowering Plants and Pteridophytes of Poland: A Checklist*. Polish Academy of Sciences.
- Mucina, L. (1997). Conspectus of Classes of European Vegetation. *Folia Geobotanica*, 32, 117–172. <https://doi.org/10.1007/BF02803738>
- Mułenko, W. (1981). *Badania nad mikroskopijnymi grzybami pasożytniczymi rezerwatu leśno-torfowiskowego Brzeziczno* (Vol. 7). Instytut Biologii UMCS.
- Mułenko, W. (1988). The microscopic pathogenic fungi of the Łęczna-Włodawa Lake District. I. The occurrence of pathogenic fungi in plant communities and theirs phenology. *Acta Mycologica*, 24(1), 3–49. <https://doi.org/10.5586/am.1988.001>
- Mułenko, W. (1995). Fungi. X. 2. Microscopic phytopathogenic fungi. In J. B. Faliński i W. Mułenko, *Cryptogamous plants in the forest communities of Białowieża National Park (Project CRYPTO 2)* (Vol. 5, pp. 89–100). Archivum Geobotanicum.
- Mułenko, W. (1997). A review of the methods used for studies on parasitic fungi in natural plant communities. *Acta Mycologica*, 32(2), 323–346. <https://doi.org/10.5586/am.1997.029>
- Mułenko, W. (1998). *Mikroskopowe grzyby fitopatogeniczne w strukturze naturalnych zbiorowisk leśnych* (Vol. 62). Wydawnictwo Uniwersytetu Marii Curie-Skłodowskiej.
- Mułenko, W., i Romaszewska-Sałata, J. (1983). Mikroskopijne grzyby fitopatogeniczne okolic Drohiczyzna i Mielnika nad Bugiem.in. *Zasoby Biblioteki Głównej UMCS*. nakładem Uniwersytetu Marii Curie-Skłodowskiej.
- Patterson, J., Chamberlain, B., i Thayer, D. (2004). *FinchTV* (1.4) [Microsoft Windows]. Geospiza Inc.
- Pawłowski, B., i Zarzycki, K. (1972). Zespoły łąkowo-wrzosowiskowe. In *Szata roślinna Polski. Opracowanie zbiorowe pod red. Władysława Szafera i Kazimierza Zarzyckiego* (Vol. 1). Państwowe Wydawnictwo Naukowe PWN.
- Piernik, A. (2008). *Metody numeryczne w ekologii: Na przykładzie zastosowań pakietu MVSP do analiz roślinności*. Wydawnictwo Naukowe Uniwersytetu Mikołaja Kopernika.
- Pusz, W. (2016). Plants' healthiness assessment as part of the environmental monitoring of protected mountainous area in the example of Karkonosze (Giant) Mts. (SW Poland). *Environmental Monitoring and Assessment*, 188(10), 544. <https://doi.org/10.1007/s10661-016-5551-5>

- Pusz, W., i Urbaniak, J. (2017). Foliar diseases of willows (*Salix* spp.) in selected locations of the Karkonosze Mts. (The Giant Mts). *European Journal of Plant Pathology*, 148(1), 45–51. <https://doi.org/10.1007/s10658-016-1067-7>
- Raper, K. B., i Fennell, D.I. (1965). *The Genus Aspergillus*. Williams & Wilkins.
- Raper, K. B., i Thom, C. (1968). *A manual of the penicillia*. Hefner Publishing Company.
- PLH020053—Zagórzycie Łąki, 6245, Regionalny Dyrektor Ochrony Środowiska we Wrocławiu, Zarządzenie nr 24 PLH020053 (2014). <http://wroclaw.rdos.gov.pl/plh020053-zagorzycie-laki>
- Romaszewska-Sałata, J. (1977). Parasitic fungi of the xerothermic associations in the Lublin Highlands. *Acta Mycologica*, 13(1), 25–83. <https://doi.org/10.5586/am.1977.004>
- Roo-Zielińska, E. (2014). Wskaźniki ekologiczne zespołów roślinnych Polski. In *CBGiOŚ. IGiPZ PAN, sygn. 150.803*. Wydawnictwo Akademickie SEDNO.
- Ruszkiewicz-Michalska, M. (2006). Mikroskopijne grzyby pasożytnicze w zbiorowiskach roślinnych Wyżyny Częstochowskiej [Phytoparasitic micromycetes in plant communities of the Wyżyna Częstochowska Upland]. *Monographiae Botanicae*, 96(0), 1–144. <https://doi.org/10.5586/mb.2006.001>
- Sienkiewicz-Paderewska, D., Borawska-Jarmułowicz, B., Mastalerczuk, G., Chodkiewicz, A., i Stypiński, P. (2012). Wpływ zaprzestania koszenia na roślinność łąki trzęślicowej (*Molinietum caeruleae*). *Woda-Środowisko-Obszary Wiejskie*, T. 12, z. 1(37), 167–179.
- Stanisz, A. (2007a). *Przystępny kurs statystyki: Z zastosowaniem STATISTICA PL na przykładach z medycyny. Analizy wielowymiarowe: Vol. 3 Analizy wielowymiarowe*. StatSoft Polska.
- Stanisz, A. (2007b). *Przystępny kurs statystyki z zastosowaniem STATISTICA PL na przykładach z medycyny: Modele liniowe i nieliniowe*. StatSoft.
- StatSoft Inc. (2018). *STATISTICA (data analysis software system) (Version 13)* [Computer software]. StatSoft Inc.
- Suder, A. (2008). Purple-moor grass meadows [alliance *Molinion caeruleae* Koch 1926] in the eastern part of Silesia Upland: Phytosociological diversity and aspects of protection. *Nature Conservation*, 65, 63–77.
- Swacha, G., Botta-Dukát, Z., Kaćki, Z., Pruchniewicz, D., i Żołnierz, L. (2018). The effect of abandonment on vegetation composition and soil properties in *Molinion* meadows (SW Poland). *PLOS ONE*, 13(5), e0197363. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0197363>

- Swacha, G., Kącki, Z., i Załuski, T. (2016). Classification of Molinia meadows in Poland using a hierarchical expert system. *Phytocoenologia*, 46, 33–47.  
<https://doi.org/10.1127/phyto/2016/0094>
- Świerszcz, S., Szymura, M., Wolski, K., i Szymura, T. H. (2017). Comparison of Methods for Restoring Meadows Invaded by Solidago Species. *Polish Journal of Environmental Studies*, 26(3), 1251–1258. <https://doi.org/10.15244/pjoes/67338>
- Szewczyk, M., i Oświęcimska-Piasko, Z. (2001). Wpływ zaniechania koszenia i wypasu na szatę roślinną Narwiańskiego Parku Narodowego. *Zeszyty Naukowe Akademii Rolniczej w Krakowie. Inżynieria Środowiska*, 21.  
<http://agro.icm.edu.pl/agro/element/bwmeta1.element.dl-catalog-6972ff87-3efa-4916-9fcb-043c29e16934>
- Szymura, M., i Szymura, T. H. (2015). Growth, phenology, and biomass allocation of alien Solidago species in central Europe. *Plant Species Biology*, 30(4), 245–256.  
<https://doi.org/10.1111/1442-1984.12059>
- Szymura, T. H., Szymura, M., Zając, M., i Zając, A. (2018). Effect of anthropogenic factors, landscape structure, land relief, soil and climate on risk of alien plant invasion at regional scale. *Science of The Total Environment*, 626, 1373–1381.  
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.01.131>
- Tamura, K., Stecher, G., Peterson, D., Filipowski, A., i Kumar, S. (2013). MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 6.0. *Molecular Biology and Evolution*, 30(12), 2725–2729. <https://doi.org/10.1093/molbev/mst197>
- Tokarska-Guzik, B., Dajdok, Z., Maria, Z., Zając, A., Urbisz, A., Danielewicz, W., i Hołdyński, C. (2012). *Rośliny obcego pochodzenia w Polsce ze szczególnym uwzględnieniem gatunków inwazyjnych*. Generalna Dyrekcja Ochrony Środowiska.
- Trąba, C. (2014). Zróżnicowanie zbiorowisk trawiastych w Polsce. *Łąkarstwo w Polsce*, 17, 127–143.
- Trąba, C., i Wolański, P. (2012). Zróżnicowanie florystyczne zbiorowisk łąkowych ze związków Molinion, Cnidion dubii i Filipendulion w Polsce—Zagrożenia i ochrona. *Inżynieria Ekologiczna*, 29, 224–235.
- Vujanovic, V., Mavragani, D., i Hamel, C. (2012). Fungal communities associated with durum wheat production system: A characterization by growth stage, plant organ and preceding crop. *Crop Protection*, 37, 26–34. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.02.006>
- White, T., Bruns, T., Lee, S., i Taylor, J. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In M. Innis, D. Gelfand, J. Shinsky, & T.

White (Eds.), *PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications* (pp. 315–322).  
Academic Press.

Wysocinski, C., i Sikorski, P. (2009). *Fitosocjologia stosowana w ochronie i kształtowaniu krajobrazu*. Wydawnictwo SGGW.

## 11. Aneks

Aneks 1 Lista florystyczna (zdjęcia fitosocjologiczne) gatunków stwierdzonych w analizowanych kwadratach badawczych wraz z podaniem wartości ilościowości wg skali Braun-Blanqueta

Gatunek rośliny	A1					A2					B					C					D					E					F				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
<i>Achillea millefolium</i>		+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+			+	+	+	+	+	+	+	+			+		+			+	+	+	+	
<i>Achillea ptarmica</i>	+	+	+		+	+	+		+	+				+	+	+				+		+								+	+				
<i>Agrimonia eupatoria</i>				+		+			+	+		+	+								+					+									
<i>Agrostis canina</i>	+					+	+																		+										+
<i>Agrostis capillaris</i>	+		+		+	+					+		+	+	1	+	+	+	+	+		+		+				+			+	+		+	
<i>Agrostis stolonifera</i>						+									+																				
<i>Ajuga reptans</i>	+	+	+	+	+		+		+		+		+	+	+		+		+		+	+					+	+							
<i>Alnus glutinosa</i>											+																				+	+		1	1
<i>Alopecurus pratensis</i>	+	1									+			1	+		2						+			1	+		1		3	3	+	3	
<i>Anemone nemorosa</i>			+		+		+		+	+		+					+				+				+			+							
<i>Angelica sylvestris</i>			+		+																				+										
<i>Anthoxanthum odoratum</i>	1					+	+		+	+	+		+	2		+	+	+			+	+	+		+						+				+
<i>Arrhenatherum elatius</i>		+		+		+	+				+		+	+	+	+	+	+	+	1	+	1	1	+	+		+		+	1	+	+	+	+	
<i>Avenula pubescens</i>	+						+												+							1		+							
<i>Betula pendula</i>								+											+					+	+					+					
<i>Briza media</i>	1						+		+					+		+	+	+	+			+		+	+	+									1
<i>Calamagrostis epigejos</i>		3	3		3	2	1	4	2	3		2	2	1					+		+			5			2		2		1	1	4	1	
<i>Calystegia sepium</i>				1											+																				
<i>Campanula glomerata</i>																									+										
<i>Campanula patula</i>							+						+			+	+	+	+			+													
<i>Cardamine pratensis</i>		+	+		+				+					+																					
<i>Carduus acanthoides</i>																+																			
<i>Carex acuta</i>		+												1											+					2					
<i>Carex acutiformis</i>		2		2		1	+	2	+	+	2	1	+	1	+	1			+		1	1	2			2	1	2	3					+	
<i>Carex flacca</i>									+			+	+					1					+												
<i>Carex hartmanii</i>	1		+			2	1	2	1	+	2		1	2			2	2	1				+		+					+	1				



<i>Carex hirta</i>	+ + + 1 +		+ + +	+ 2 + +	+ + + +	+ + +
<i>Carex muricata</i>	+			+	+	+
<i>Carex nigra</i>				1		+
<i>Carex pallescens</i>	+ + +	+ + + + +	+ + + +	+ +		+ 1
<i>Carex panicea</i>	3 +	2 + + +	2 + + 2	+ 1 3 2	1 1 2	1 1
<i>Carex praecox</i>				+		
<i>Carex tomentosa</i>	+ +	1 2 +	+ + + +		+	1 +
<i>Carex vulpina</i>						+
<i>Carpinus betulus</i>	+ +			1		+
<i>Centaurea jacea</i>	+ + + + +	+ + 1 +	+ + + +	1 1 + + +	+ 1 +	+ + 1 + +
<i>Centaureum erythraea</i>	+					+
<i>Cerastium fontanum</i>	+ +	+ + + +	+ + + +		+	+ 1 +
<i>Cirsium arvense</i>	1 + + +	+ +	+ +	1 1 + +	+ + + +	1 1 + 2 + + 1 +
<i>Cirsium canum</i>	2	+ 1 + 2	+ 1 + 3 2			2 1 + 1 2 2
<i>Cirsium oleraceum</i>					1	+
<i>Cirsium palustre</i>		+ + + + +	+ + +	1	+ +	+ + +
<i>Cnidium dubium</i>		+ + 1 + +		1	+ +	+
<i>Corylus avellana</i>						+ 1 1
<i>Crataegus monogyna</i>	+					1 1
<i>Crepis paludosa</i>						+ +
<i>Dactylis glomerata</i>	+ +	+ + +	+ + +	+ + +	+	+ + +
<i>Dactylorhiza majalis</i>		+				+
<i>Danthonia decumbens</i>	+ +	+ +		+ +		
<i>Daucus carota</i>			+	+ +	1	+
<i>Deschampsia caespitosa</i>	+ +	1 + +	+ +	+ 1 + 1 +	+ + +	+ +
<i>Dianthus deltoides</i>	+ +			+		
<i>Dryopteris carthusiana</i>	+ +					
<i>Elymus repens</i>		+				
<i>Epilobium angustifolium</i>	+ +					
<i>Epilobium palustre</i>	+ + +					
<i>Epilobium parviflorum</i>				+		
<i>Equisetum arvense</i>	+ +				+	+



<i>Lathyrus pratensis</i>	+ + +	+ + +	+ + + + +	+ + + + +	+ + + +	+ + + +	+ + + +	+ + +
<i>Leontodon autumnalis</i>	+							
<i>Leontodon hispidus</i>			+					
<i>Leucanthemum vulgare</i>	+	+						
<i>Lotus corniculatus</i>	+ + +	+						
<i>Lotus uliginosus</i>		+ + + +						
<i>Luzula campestris</i>								
<i>Luzula multiflora</i>	1	+ + +						
<i>Lychnis flos-cuculi</i>	+ + + + +	+ + +						
<i>Lycopus europaeus</i>	+							
<i>Lysimachia nummularia</i>	1 + 1 + +	2 +						
<i>Lysimachia vulgaris</i>	+ +	+ + +						
<i>Lythrum salicaria</i>	+ +	+ 1 +						
<i>Mentha arvensis</i>	+ + + +	+ 1						
<i>Molinia caerulea</i>	1 1 2 1	3 4 + 3 2						
<i>Ononis arvensis</i>	+							
<i>Ophioglossum vulgatum</i>		+						
<i>Oxalis acetosella</i>								
<i>Peucedanum cervaria</i>								
<i>Phalaris arundinacea</i>								
<i>Phleum pratense</i>	+ + +							
<i>Pimpinella major</i>								
<i>Pimpinella saxifraga</i>								
<i>Plantago lanceolata</i>	+	+						
<i>Plantago major</i>	+							
<i>Poa pratensis</i>	+ + +	+ + +						
<i>Poa trivialis</i>	+							
<i>Polygonum bistorta</i>								
<i>Populus tremula</i>	+							
<i>Potentilla alba</i>								
<i>Potentilla erecta</i>		+ 1						
<i>Potentilla reptans</i>	1 1 + 1	+ +						

<i>Prunella vulgaris</i>	1 +																			
<i>Prunus serotina</i>																				
<i>Prunus spinosa</i>	+ +	+ + +																		
<i>Pyrus communis</i>		+ +																		
<i>Quercus robur</i>	+ + +																			
<i>Ranunculus acris</i>	+ + +	+ + + + +																		
<i>Ranunculus auricomus</i>	+ + +	+ + + +																		
<i>Ranunculus flammula</i>																				
<i>Ranunculus polyanthemos</i>																				
<i>Ranunculus repens</i>	1 1 + + 1	+ +																		
<i>Rosa canina</i>		+ 1																		
<i>Rosa gallica</i>																				
<i>Rubus plicatus</i>		1																		
<i>Rumex acetosa</i>	+ + + + +	+ + + +																		
<i>Salix caprea</i>																				
<i>Salix cinerea</i>																				
<i>Salix rosmarinifolia</i>																				
<i>Sanguisorba officinalis</i>	+ + + + +	2 2 1 2 2																		
<i>Scorzonera humilis</i>																				
<i>Scrophularia nodosa</i>																				
<i>Scutellaria hastifolia</i>																				
<i>Selinum carvifolia</i>	+ + 1 1 1	1 1 1 1 1																		
<i>Senecio jacobaea</i>																				
<i>Serratula tinctoria</i>	+ +	+ + + + +																		
<i>Silaum silaus</i>	1 1 + + +	+ + + 1 1																		
<i>Solidago gigantea</i>	+ 3 3 +	+ +																		
<i>Sonchus arvensis</i>																				
<i>Stachys officinalis</i>	+ 1 1 1	1 + 2 1 3																		
<i>Stellaria graminea</i>	+ + + +	+ +																		
<i>Succisa pratensis</i>		+ + +																		
<i>Tanacetum vulgare</i>																				
<i>Taraxacum officinale</i>																				

<i>Tilia cordata</i>	+	+											
<i>Trifolium repens</i>					+								
<i>Valeriana officinalis</i>									+				
<i>Veronica chamaedrys</i>	+	+		+		+	+	+	1	+	+	1	
<i>Veronica longifolia</i>	+												
<i>Vicia cracca</i>		+		+	+							+	+
<i>Viola canina</i>	+			+	+	+				+			

Aneks 2 Zestawienie grup taksonomicznych i przynależnych do nich gatunków na roślinach żywicielskich<sup>1,2</sup>

Grupa taksonomiczna grzybów	Gatunek grzyba	Gatunek rośliny żywicielskiej	2017						2018						2019							
			A1	A2	B	C	D	E	A1	A2	B	C	D	E	F	A1	A2	B	C	D	E	F
Chaetomiaceae	<i>Botryotrichum murorum</i>	<i>Solidago gigantea</i>																				1
	<i>Chaetomium aureum</i>	<i>Serratula tinctoria</i>																1				
	<i>Chaetomium subaffine</i>	<i>Galium verum</i>																			1	
Chorioactidaceae	<i>Desmazierella acicola</i>	<i>Selinum carvifolia</i>																				1
Cladosporiaceae	<i>Cladosporium herbarum</i>	<i>Carex hartmanii</i>			1																	
	<i>Cladosporium herbarum</i>	<i>Rumex acetosa</i>	1																			
Clavicipitaceae	<i>Claviceps purpurea</i>	<i>Alopecurus pratensis</i>				1																
Dermateaceae	<i>Leptotrochila verrucosa</i>	<i>Galium boreale</i>		1																		
	<i>Diplocarpon earlianum</i>	<i>Potentilla reptans</i>				1																
	<i>Diplocarpon rosae</i>	<i>Rosa canina</i>				1	1															
	<i>Diplocarpon rosae</i>	<i>Pyrus communis</i>					1															
	<i>Leptotrochila verrucosa</i>	<i>Galium mollugo</i>						1										1				
	<i>Marssonina brunnea</i>	<i>Salix cinerea</i>									1											
	<i>Diplocarpon mespili</i>	<i>Crataegus monogyna</i>											1								1	
	<i>Schizothyrioma aterrimum</i>	<i>Achillea millefolium</i>																			1	
	<i>Schizothyrioma aterrimum</i>	<i>Achillea ptarmica</i>											1	1								
Didymellaceae	<i>Ascochyta bohémica</i>	<i>Campanula patula</i>				1																
	<i>Ascochyta viciae</i>	<i>Vicia cracca</i>											1								1	
	<i>Ascochyta dianthi</i>	<i>Dianthus deltoides</i>											1									
	<i>Ascochyta dianthi</i>	<i>Lychnis flos-cuculi</i>											2	3	2	1		1		1	2	1
	<i>Epicoccum nigrum</i>	<i>Dianthus deltoides</i>																1				
	<i>Epicoccum nigrum</i>	<i>Prunus spinosa</i>																1				
Dothioraceae	<i>Aureobasidium pullulans</i>	<i>Gladiolus imbricatus</i>																				1
	<i>Aureobasidium pullulans</i>	<i>Populus tremula</i>																				1
Entylomataceae	<i>Entyloma achilleae</i>	<i>Achillea millefolium</i>	1	1		1	1	1				1	1	1			1					
	<i>Entyloma achilleae</i>	<i>Achillea ptarmica</i>						1														
Erysiphales	<i>Podosphaera ferruginea</i>	<i>Sanguisorba officinalis</i>			1	2																1
	<i>Erysiphe heraclei</i>	<i>Cnidium dubium</i>		1	1																1	

	<i>Erysiphe heraclei</i>	<i>Silaum silaus</i>	1	1	1															
	<i>Phyllactinia guttata</i>	<i>Betula pendula</i>		1																
	<i>Erysiphe mayorii</i>	<i>Cirsium arvense</i>			1									1						1
	<i>Podosphaera pannosa</i>	<i>Rosa canina</i>		1	1															
	<i>Erysiphe pisi</i>	<i>Vicia cracca</i>		1																
	<i>Erysiphe ornata</i>	<i>Betula pendula</i>		1																
	<i>Erysiphe convolvuli</i>	<i>Convolvulus arvensis</i>				1														
	<i>Erysiphe biocellata</i>	<i>Glechoma hederacea</i>				1														
	<i>Erysiphe prunastri</i>	<i>Pyrus communis</i>				1														
	<i>Erysiphe alphitoides</i>	<i>Quercus robur</i>	2		1						2	1	4	2						2
	<i>Erysiphe heraclei</i>	<i>Selinum carvifolia</i>				1														
	<i>Erysiphe cichoracearum</i>	<i>Eupatorium cannabinum</i>					1	3												
	<i>Erysiphe cichoracearum</i>	<i>Cirsium arvense</i>						1												
	<i>Golovinomyces cichoracearum</i>	<i>Solidago gigantea</i>							1											
	<i>Erysiphe knautiae</i>	<i>Succisa pratensis</i>								2										
	<i>Erysiphe umbelliferarum</i>	<i>Cnidium dubium</i>											1							
	<i>Erysiphe ulmariae</i>	<i>Filipendula ulmaria</i>												1						
	<i>Erysiphe heraclei</i>	<i>Sanguisorba officinalis</i>																		
	<i>Golovinomyces cichoracearum</i>	<i>Serratula tinctoria</i>																		
	<i>Erysiphe mayorii</i>	<i>Cirsium canum</i>																		
Massarinaceae	<i>Stagonospora bicolor</i>	<i>Dianthus deltoides</i>																		
Melamporaceae	<i>Melampsora hypericorum</i>	<i>Hypericum maculatum</i>																		
Melanopsichiaceae	<i>Melanotaenium endogenum</i>	<i>Galium uliginosum</i>																		
	<i>Melanotaenium endogenum</i>	<i>Galium verum</i>																		
Meruliaceae	<i>Phlebia radiata</i>	<i>Inula salicina</i>																		
Mycosphaerellaceae	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Anthoxanthum odoratum</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Carex acutiformis</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Molinia caerulea</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Festuca rubra</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Poa pratensis</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Alopecurus pratensis</i>																		
	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	<i>Calamagrostis epigejos</i>																		

<i>Mycosphaerella recutita</i>	<i>Dactylis glomerata</i>		1																			
<i>Phacellium carneum</i>	<i>Lathyrus pratensis</i>	1							1													
<i>Ramularia achilleae</i>	<i>Achillea ptarmica</i>																				1	
<i>Ramularia ajugae</i>	<i>Ajuga reptans</i>	1																				
<i>Ramularia arvensis</i>	<i>Potentilla reptans</i>																				1	
<i>Ramularia bistortae</i>	<i>Persicaria bistorta</i>								1													
<i>Ramularia centaureae-jaceae</i>	<i>Centaurea jacea</i>	1	1						1	1	2	2									3	1
<i>Ramularia cirsii</i>	<i>Cirsium arvense</i>																					1
<i>Ramularia cupulariae</i>	<i>Inula salicina</i>																					1
<i>Ramularia didyma</i>	<i>Ranunculus acris</i>		1																			1
<i>Ramularia hyperici</i>	<i>Hypericum maculatum</i>								1													
<i>Ramularia hyperici</i>	<i>Hypericum perforatum</i>																					1
<i>Ramularia lysimachiae</i>	<i>Lysimachia nummularia</i>	1																				1
<i>Ramularia lysimachiae</i>	<i>Lysimachia vulgaris</i>																					1
<i>Ramularia rhabdospora</i>	<i>Plantago lanceolata</i>	1																				2
<i>Ramularia rubella</i>	<i>Rumex acetosa</i>																					1
<i>Ramularia scrophulariae</i>	<i>Scrophularia nodosa</i>																					1
<i>Ramularia stachydis</i>	<i>Stachys officinalis</i>																					1
<i>Ramularia succisae</i>	<i>Succisa pratensis</i>		1																			
<i>Ramularia ulmariae</i>	<i>Filipendula ulmaria</i>																					1
<i>Ramularia ulmariae</i>	<i>Filipendula vulgaris</i>																					2
<i>Septoria achilleicola</i>	<i>Achillea ptarmica</i>																					1
<i>Septoria agrimoniae</i>	<i>Agrimonia eupatoria</i>																					1
<i>Septoria alnicola</i>	<i>Alnus glutinosa</i>																					1
<i>Septoria brissaceana</i>	<i>Lythrum salicaria</i>																					1
<i>Septoria carvi</i>	<i>Cnidium dubium</i>																					1
<i>Septoria carvi</i>	<i>Selinum carvifolia</i>																					1
<i>Septoria carvi</i>	<i>Cirsium canum</i>																					1
<i>Septoria carvi</i>	<i>Silaum silaus</i>																					1
<i>Septoria eupatorii</i>	<i>Eupatorium cannabinum</i>																					1
<i>Septoria galiorum</i>	<i>Galium verum</i>																					1
<i>Septoria galiorum</i>	<i>Galium mollugo</i>																					1



	<i>Septoria junci</i>	<i>Juncus conglomeratus</i>	1			1			4		1	2		
	<i>Septoria junci</i>	<i>Juncus effusus</i>		1							2			
	<i>Septoria lysimachiae</i>	<i>Lysimachia nummularia</i>	1	1								1		
	<i>Septoria lysimachiae</i>	<i>Lysimachia vulgaris</i>			1	1	1	1	2			1		
	<i>Septoria menthae</i>	<i>Mentha arvensis</i>						2						
	<i>Septoria quercicola</i>	<i>Quercus robur</i>			2			2	1					
	<i>Septoria rosae</i>	<i>Rosa canina</i>			1	1			1	1				
	<i>Septoria stachydis</i>	<i>Stachys officinalis</i>	1	1	1			1	1	2	1	1		
	<i>Septoria tanacetii</i>	<i>Tanacetum vulgare</i>				1								
	<i>Septoria menthicola</i>	<i>Mentha arvensis</i>	1	1										
	<i>Septorium carvi</i>	<i>Cnidium dubium</i>										1		
<i>Nectriaceae</i>	<i>Fusarium culmorum</i>	<i>Carex hartmanii</i>	1											
<i>Peronosporaceae</i>	<i>Bremia lactucae</i>	<i>Cirsium canum</i>		1			1							
	<i>Peronospora gali</i>	<i>Galium boreale</i>	1	1	1				1	2				
	<i>Peronospora parasitica</i>	<i>Cardamine pratensis</i>	1											
	<i>Peronospora potentillae</i>	<i>Potentilla reptans</i>		2	1							1		
	<i>Peronospora ranunculi</i>	<i>Ranunculus acris</i>	1											
	<i>Peronospora sanguisorbae</i>	<i>Sanguisorba officinalis</i>	2	1	1	1		2	1	1	1	2	2	1
	<i>Peronospora viciae</i>	<i>Lathyrus pratensis</i>	1			1								
<i>Peronospora erythraeae</i>	<i>Centaurium erythraea</i>						1							
<i>Phaeosphaeriaceae</i>	<i>Phaeosphaeria nodorum</i>	<i>Festuca arundinacea</i>		1										
<i>Phragmidiaceae</i>	<i>Xenodochus carbonarius</i>	<i>Sanguisorba officinalis</i>	1		1			1						
<i>Phyllachoraceae</i>	<i>Phyllachora junci</i>	<i>Juncus conglomeratus</i>	1									1		
<i>Phyllostictaceae</i>	<i>Phyllosticta ulmariae</i>	<i>Filipendula ulmaria</i>	1	1	1	1	1							
	<i>Phyllosticta eupatorii</i>	<i>Eupatorium cannabinum</i>			1							1		
	<i>Phyllactinia mali</i>	<i>Crataegus monogyna</i>			1									
	<i>Phyllachora junci</i>	<i>Juncus conglomeratus</i>					1							
	<i>Phyllosticta frangulae</i>	<i>Frangula alnus</i>						1	1	2	2	2	1	
<i>Pleosporaceae</i>	<i>Drechslera phlei</i>	<i>Phleum pratense</i>		1										
	<i>Pyrenophora trichostoma</i>	<i>Carex pallescens</i>	1											
	<i>Pyrenophora tritici-repentis</i>	<i>Carex pallescens</i>		1										
	<i>Pyrenophora trichostoma</i>	<i>Carex acutiformis</i>						1	4	1	2	1	3	










<sup>1</sup>Frekwencję występowania gatunku grzyba przedstawiono z wykorzystaniem 5-cio stopniowej skali notowań:

1	– gatunek zidentyfikowany na 1 kwadracie badawczym analizowanej powierzchni obserwacyjnej
2	– gatunek zidentyfikowany na 2 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni obserwacyjnej
3	– gatunek zidentyfikowany na 3 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni obserwacyjnej
4	– gatunek zidentyfikowany na 4 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni obserwacyjnej
5	– gatunek zidentyfikowany na 5 kwadratach badawczych analizowanej powierzchni obserwacyjnej

<sup>2</sup>Stopień porażenia roślin przedstawiono z wykorzystaniem 5-cio stopniowego graficznego cieniowania komórek:

	– stwierdzone ślady infekcji, porażenie rośliny do 20%
	– niewielkie porażenie rośliny (20-40%)
	– średnie porażenie rośliny (40-60%)
	– porażony duży obszar rośliny (60-80%)
	– porażona cała roślina (80-100%)

## 12. Spis tabel, aneksów i rysunków

Tabela 1 Zestawienie rodzin oraz liczba gatunków roślin naczyniowych zidentyfikowanych podczas badań

Tabela 2 Liczba gatunków roślin oraz wartości wskaźnika różnorodności (indeks Shannona  $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych

Tabela 3 Liczba gatunków roślin oraz wartości wskaźnika różnorodności (indeks Simpsona) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych

Tabela 4 Wartości wskaźników ekologicznych wg. Ellenberga dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych

Tabela 5 Wartości wskaźników ekologicznych wg. Ellenberga dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych

Tabela 6a Liczba gatunków roślin żywicielskich dla wszystkich grup taksonomicznych grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań

Tabela 6b Grupy taksonomiczne i liczba gatunków grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań na roślinach żywicielskich

Tabela 6c Grupy taksonomiczne i liczba notowań grzybów zidentyfikowanych w trakcie prowadzenia badań na roślinach żywicielskich

Tabela 7 Liczba zaobserwowanych gatunków grzybów w trakcie 3-letnich badań z podziałem na powierzchnie kwadratów obserwacyjnych

Tabela 8 Liczba gatunków grzybów oraz wartości wskaźnika różnorodności (Indeks Shannona  $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych.

Tabela 9 Liczba gatunków grzybów oraz wartości wskaźnika różnorodności (Indeks Simpsona  $\log_2$ ) na wydzielonych powierzchniach i w kwadratach obserwacyjnych.

Tabela 10 Procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych w trymestrze letnim w roku 2020

Tabela 11 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych w trymestrze letnim w roku 2020

Tabela 12 Udział grup gatunków jednoliściennych, dwuliściennych oraz krzewów i drzew na badanych powierzchniach badawczych

Tabela 13 Liczba gatunków grzybów mikroskopijnych wraz z liczbą gatunków żywicielskich – porównanie z wybranymi pracami badawczymi

Aneks 1 Lista florystyczna (zdjęcia fitosocjologiczne) gatunków stwierdzonych w analizowanych kwadratach badawczych wraz z podaniem wartości ilościowości wg skali Braun-Blanqueta

Aneks 2 Zestawienie grup taksonomicznych i przynależnych do nich gatunków na roślinach żywicielskich

Rysunek 1 Lokalizacja obszaru badań na Wysoczyźnie Rościszławskiej

Rysunek 2 Lokalizacja stanowisk badawczych na obszarze Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki

Rysunek 3 Marszrutowa metoda poboru materiału do analiz w kwadratach badawczych

Rysunek 4 Lokalizacja punktów poboru materiału (kwadraty obserwacyjne) na wydzielonych powierzchniach obserwacyjnych

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej A1

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej A2

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej B

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej C

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej D

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej E

Rysunek 5a Ortofotomapa wydzielonej powierzchni użytkowej F

Rysunek 6 Ortofotomapa całego terenu analizowanego podczas prowadzonych prac badawczych

Rysunek 7 Zróżnicowanie liczby gatunków roślin na poszczególnych powierzchniach badawczych użytkowych i nieużytkowych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$

Rysunek 8 Zróżnicowanie liczby gatunków roślin na poszczególnych powierzchniach badawczych użytkowych i nieużytkowych na podstawie Indeksu Simpsona

Rysunek 9 Uśredniona ilość oznaczonych gatunków roślin w analizowanych kwadratach obserwacyjnych

Rysunek 10 Uśredniona wartość indeksu Shannona  $\log_2$  w analizowanych kwadratach obserwacyjnych

Rysunek 11 Uśredniona wartość indeksu Simpsona w analizowanych kwadratach obserwacyjnych

Rysunek 12 Dendrogram przedstawiający wyniki klasyfikacji zdjęć fitosocjologicznych we wszystkich analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych

Rysunek 13 Dendrogram przedstawiający wyniki klasyfikacji zdjęć fitosocjologicznych w analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych użytkowanych i o zaawansowanej sukcesji

Rysunek 14 Wyniki analizy zgodności (correspondence analysis) zdjęć fitosocjologicznych w analizowanych kwadratach na powierzchniach badawczych

Rysunek 15a Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2017

- Rysunek 15b Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2018
- Rysunek 15c Liczba oznaczonych gatunków grzybów w analizowanych kwadratach obserwacyjnych w roku 2019
- Rysunek 16 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na użytkowych kwadratach obserwacyjnych
- Rysunek 17 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na nieużytkowych kwadratach obserwacyjnych
- Rysunek 18 Uśredniona liczba gatunków grzybów dla każdego kwadratu obserwacyjnego
- Rysunek 19 Liczba gatunków grzybów stwierdzona w trakcie badań na wszystkich kwadratach obserwacyjnych
- Rysunek 20 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$  w latach 2017-19
- Rysunek 21 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych nieużytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Shannona  $\log_2$  w latach 2017-19
- Rysunek 22 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych użytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Simpsona w latach 2017-19
- Rysunek 23 Zróżnicowanie grzybów na poszczególnych nieużytkowych powierzchniach badawczych na podstawie Indeksu Simpsona w latach 2017-19
- Rysunek 24a Klasyfikacja podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie ilości zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2018
- Rysunek 24b Klasyfikacja podobieństw wybranych kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie ilości zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2018
- Rysunek 25a Klasyfikacja podobieństw wszystkich kwadratów obserwacyjnych na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych Łąk Zagórzyckich na podstawie ilości zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2019
- Rysunek 25b Klasyfikacja podobieństw wybranych kwadratów obserwacyjnych (A, B, E, F) na badanych powierzchniach użytkowych i nieużytkowych na podstawie ilości zaobserwowanych gatunków grzybów w roku 2019
- Rysunek 26 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji grup taksonomicznych grzybów w odniesieniu do powierzchni użytkowych i nieużytkowych w latach 2017-2019 (wymiar 1 i 2)
- Rysunek 27 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji grup taksonomicznych grzybów w odniesieniu do powierzchni użytkowych i nieużytkowych w latach 2017-2019 (wymiar 2 i 3)

- Rysunek 28 Wyniki wielowymiarowej analizy korespondencji ilości grup taksonomicznych grzybów na podstawie liczby gatunków
- Rysunek 29 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie danych florystycznych
- Rysunek 30 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie danych florystycznych
- Rysunek 31 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób gatunków roślin na terenie Zagórzyckich Łąk
- Rysunek 32 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2018
- Rysunek 33 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2018
- Rysunek 34 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób na powierzchniach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2019
- Rysunek 35 Analiza redundancji (RDA) zróżnicowania prób w kwadratach badawczych na podstawie badań bioty grzybów w roku 2019
- Rysunek 36 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych kwadratów obserwacyjnych w trymestrze letnim 2020 roku
- Rysunek 37 Średnia procentowa wilgotność gleby dla wydzielonych powierzchni obserwacyjnych w miesiącach letnich 2020 roku



### 13. Streszczenie

Zmiana sposobów użytkowania łąk trzęślicowych (*Molinion caeruleae* Koch 1926) na przestrzeni ostatnich dekad w dużym stopniu przyczyniła się do przemian tych biocenoz, a zachodzące zmiany zdają się postępować z upływem lat. Ze względu na półnaturalny charakter łąk trzęślicowych – powstałych wskutek odwadniania terenów bagiennych – zanik czynnej gospodarki ludzkiej, mającej bezpośredni wpływ na ich formowanie i utrzymywanie często prowadzi do procesów sukcesji wtórnej. Celem badań było przeprowadzenie analizy florystycznej fragmentów zbiorowisk trzęślicowych, ocena stanu sukcesji wtórnej oraz wpływu użytkowania łąk na różnorodność gatunkową roślin oraz grzybów mikroskopijnych, a także przeprowadzenie analiz zmian występowania mykobioty. Badania zbiorowisk łąkowych przeprowadzono w latach 2017-19 na terenie należącym do obszaru Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki. W badaniach florystycznych analizowano różnice takie jak bogactwo gatunkowe, zróżnicowanie indeksów bioróżnorodności Shannona i Simpsona. Do analiz mykobioty wykorzystywano fragmenty roślin wykazujące objawy chorobowe. Podczas badań określono różnorodność gatunkową micromycetes oraz stopień porażenia nadziemnych części roślin. Analizy klasyfikacyjne wykonano z użyciem metod UPGMA, CA oraz redundancji. Wyniki badań molekularnych interpretowano za pomocą MEGA 6.0 oraz BLAST. Zidentyfikowano 160 gatunków roślin, zaś na 82 odnotowano 133 gatunki grzybów mikroskopijnych. Jest to pierwsza kompleksowa praca poświęcona analizie zróżnicowania roślin i grzybów na łąkach trzęślicowych.

---

The changes in the ways of Molinia meadow communities usage over the last decades have largely contributed to the transformation of these biocenoses, and the transition seems to be progressing over the years. Due to the semi-natural nature of the Molinia meadows - formed as a result of drainage of marshy areas - the disappearance of active human economy, having a direct impact on their formation and maintenance, often leads to secondary succession processes. The aim of the research was to carry out a floristic analysis of the fragments of Molinia communities, to assess the state of secondary succession and the impact of the use of meadows on the species diversity of plants and microscopic fungi, as well as to analyze changes in the occurrence of mycobiota. The research on meadow communities was conducted in 2017-19 in the area belonging to the Natura 2000 PLH020053 Zagórzyckie Łąki. In the floristic research, the differences such as species richness, and the variety of Shannon and Simpson biodiversity indices were analyzed. Plant fragments showing disease symptoms were used for

mycobiota analyses. During the research, the species diversity of micromycetes and the degree of infestation of the above-ground parts of plants were determined. Classification analyses were performed using the UPGMA, CA and redundancy methods. Molecular test results were interpreted using MEGA 6.0 and BLAST. 160 species of plants were identified, out of which 82 were hosts for 133 species of microscopic fungi. It is the first comprehensive work devoted to the analysis of the diversity of plants and fungi in the Molinia meadows.