

**Uniwersytet Mikołaja Kopernika w Toruniu**  
**Wydział Nauk Biologicznych i Weterynaryjnych**  
Katedra Geobotaniki i Planowania Krajobrazu



mgr Marta Izabela Lis  
nr albumu: 502166

Rozprawa doktorska

**Przestrzenny i czasowy aspekt zróżnicowania metazbiorowisk  
roślinnych na solniskach śródlądowych w Polsce**

Promotor  
dr hab. Agnieszka Piernik, prof. UMK

Toruń 2023

*Na powstanie i ostateczny kształt mojej pracy doktorskiej miało wpływ wiele osób, którym chciałabym w tym miejscu podziękować.*

*Szczególne podziękowania składam Pani Promotor, **dr hab. Agnieszce Piernik, prof. UMK** za powierzenie mi do realizacji tematu badań, poświęcony czas i cierpliwość. Za wsparcie okazane mi podczas kilkuletniej opieki naukowej, ogrom przekazanej wiedzy i pomocy merytoryczną w trakcie przygotowywania tej pracy.*

*Koleżankom i Kolegom z Katedry Geobotaniki i Planowania Krajobrazu za wszelką pomoc, okazane zainteresowanie, życzliwą i miłą atmosferę podczas prowadzenia badań i podczas pisania pracy doktorskiej.*

*Przyjaciółom, dzięki którym wsparciu i wyrozumiałości nie ustalam w walce i staraniach w trakcie realizacji rozprawy doktorskiej, za motywację do działania, wszelką pomoc oraz nieocenione wsparcie w chwilach zwątpienia.*

*Mamie dziękuję za wsparcie i poświęcony czas.*

*Pracę dedykuję Dzieciom: Jaśminie i Kazimierzowi.*

## Spis treści

1. Wstęp.....	8
1.1. Tereny zasolone i ich roślinność .....	8
1.2. Znaczenie solnisk śródlądowych i ich ochrona .....	11
1.3. Teoria metazbiorowisk .....	14
1.4. Rys historyczny badań nad halofitami i solniskami śródlądowymi w Polsce .....	16
1.5. Cel i zakres badań.....	17
2. Materiały i metody .....	18
2.1. Źródła danych.....	18
2.2. Teren badań .....	20
2.3. Analiza danych .....	23
2.3.1. Zróznicowanie gatunkowe metazbiorowisk .....	23
2.3.2. Różnorodność gatunkowa .....	24
2.3.3. Struktura metazbiorowisk .....	26
2.3.4. Rola zmiennych środowiskowych .....	27
3. Wyniki.....	28
3.1. Przestrzenne zróżnicowanie metazbiorowisk .....	28
3.1.1. Zróznicowanie składu gatunkowego pod tężniami.....	28
3.1.2. Zróznicowanie $\alpha$ -różnorodności .....	30
3.1.3. Zróznicowanie $\beta$ -różnorodności .....	31
3.1.4. Zróznicowanie $\gamma$ -różnorodności.....	34
3.1.5. Zróznicowanie struktury metazbiorowisk.....	35
3.2. Zróznicowanie metazbiorowisk w czasie .....	38
3.2.1. Zmiany składu gatunkowego .....	38
3.2.2. Zmiany $\alpha$ -różnorodności.....	43
3.2.3. Zmiany $\beta$ -różnorodność .....	43
3.2.4. Zmiany $\gamma$ -różnorodność i puli gatunków .....	45
3.2.5. Zmiany w strukturze metazbiorowisk.....	46
4. Dyskusja .....	48
4.1. Homogenizacja taksonomiczna gatunków .....	48
4.2. Pula gatunków i gatunki kluczowe.....	49

4.3. Lokalna różnorodność gatunkowa.....	52
4.4. Implikacje dla ochrony solnisk śródlądowych .....	54
Bibliografia.....	57
Spis rycin .....	72
Spis tabel.....	74
Spis załączników .....	75
Załączniki .....	76

## Streszczenie

---

Solniska śródlądowe są uznawane za priorytetowe w krajach Unii Europejskiej jako unikalne siedliska z zasobem gatunków słonolubnych. Mimo prowadzonej od lat ochrony, zostały niedawno wpisane jako zagrożone na czerwoną listę siedlisk w Europie. Dotychczas nie prowadzono badań empirycznych w kontekście teorii metazbiorowisk dotyczących śródlądowych siedlisk zasolonych, w szczególności obejmujących zmiany struktury metazbiorowisk w przestrzeni i w czasie. Aby wypełnić tę lukę, przeanalizowano zróżnicowanie struktury śródlądowych płatów roślinności halofilnej na podstawie badań własnych oraz danych literaturowych. Założono, że: a) metazbiorowiska solnisk śródlądowych są zróżnicowane pod względem składu gatunkowego, różnorodności  $\alpha$ ,  $\beta$  i  $\gamma$  w przestrzeni i w czasie, b) czynniki napędzające zmiany w przestrzeni i w czasie różnią się w skali lokalnej i regionalnej. Celem badań było rozpoznanie zróżnicowania przestrzennego metazbiorowisk oraz głównych zmian zachodzących w czasie i ich przyczyn oraz znalezienie implikacji dla ochrony siedlisk zasolonych. Analizę zróżnicowania metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym przeprowadzono na bazie badań terenowych wykonanych na poletkach pod tężniami w Ciechocinku. Badania objęły łącznie 705 poletek, na których zanotowano 93 gatunki roślin zielnych. Analiza zróżnicowania metazbiorowisk w aspekcie czasowym dotyczyła trzech głównych regionów występowania halofitów w Polsce, tj. Kujaw, Wielkopolski i dorzecza dolnej Nidy, w dwóch różnych okresach badawczych. Zbiór danych, sporządzony na bazie literatury obejmował 294 zdjęcia fitosocjologiczne z 247 gatunkami roślin naczyniowych. Na podstawie wyników przeprowadzonych analiz potwierdzono hipotezę, że roślinność solnisk śródlądowych jest zróżnicowana przestrzennie i zmienia się w czasie, a zmiany metazbiorowisk silnie zależą od lokalnie działających czynników. Na podstawie analiz  $\beta$ -różnorodność stwierdzono, że w skali przestrzennej dochodzi do homogenizacji taksonomicznej metazbiorowisk, a czynnikami sprawczymi mogą być antropopresja i stres środowiskowy. Nie stwierdzono natomiast homogenizacji taksonomicznej w czasie w żadnym z analizowanych regionów. Analiza  $\gamma$ -różnorodności w aspekcie przestrzennym wykazała, że procesami odpowiedzialnymi za zróżnicowanie są masowe przemieszczanie się gatunków i sortowanie ich nisz. Zróżnicowanie  $\gamma$ -różnorodności w aspekcie czasowym wykazało, że regionalne pule gatunków mają tendencję do zwiększania się w czasie. Czynniki za to odpowiedzialne są specyficzne dla poszczególnych regionów. Lokalna różnorodność gatunkowa kształtowana była silnie przez lokalnie działające zmienne środowiskowe. W kontekście ochrony wykazano bardzo dużą rolę procesów lokalnych i konieczności odrębnego analizowania kluczowych dla tego typu siedlisk gatunków halofilnych. Oprócz procesu sortowania gatunków wskazano na kluczową rolę zarządzania w ochronie bioróżnorodności. Prezentowane badania wpisują się w Cele Zrównoważonego Rozwoju UNESCO, a dokładnie cel 15 Życie na lądzie, obejmujący zatrzymanie utraty bioróżnorodności.

Słowa kluczowe: halofity, solniska śródlądowe, metazbiorowiska, zasolenie, różnorodność

## Summary

---

Inland salt marshes are considered a priority in Europe as unique habitats with a resource of halophytic species. Despite years of protection, they have recently been included as endangered in the red list of habitats in Europe. So far, no empirical studies have been conducted in the context of metacommunity theory concerning inland saline habitats, particularly those involving changes in the metacommunity structure in space and time. To fill this gap, the variability of inland patches of halophytic vegetation was analyzed based on field research and literature data. It was assumed that: a) inland salt marsh metacommunities are diverse regarding species composition,  $\alpha$ ,  $\beta$ , and  $\gamma$  diversity in space and time, and b) factors driving changes in space and time differ on local and regional scales. The research aimed to recognize the spatial and temporal variability of metacommunities and the responsible environmental factors to find implications for the protection of inland saline habitats. The analysis of metacommunity variability in the spatial aspect was carried out based on field research on lawns under graduation towers in Ciechocinek. The study covered 705 plots, where 93 species of vascular plants were recorded. The analysis of metacommunity variability in terms of time concerned three main regions of salt marshes in Poland in two different study periods, i.e., Kujawy, Wielkopolska, and the lower Nida basin. The data set, prepared based on literature, included 294 phytosociological relevés with 247 species of vascular plants. Results positively verified the hypothesis that inland salt marshes are diverse in space and time and that metacommunity changes strongly depend on locally acting factors. Based on  $\beta$ -diversity analyses, it was found that taxonomic homogenization of metacommunities occurs on a spatial scale, and human impact, together with environmental stress, may be responsible for this. However, no taxonomic homogenization over time was found in any of the analyzed regions. Analysis of  $\gamma$ -diversity in the spatial aspect demonstrated that the processes responsible for the variability of species pools are a mass movement of species and sorting of their niches. Variation of  $\gamma$ -diversity over time demonstrated that regional species pools tend to increase. The factors responsible for this are region-specific. Species  $\alpha$ -diversity was strongly influenced by local environmental variables. In the context of inland salt marsh protection, a crucial role of local processes and the need for a separate analysis of key halophytic species have been demonstrated. In addition to the process of sorting species, the key role of management was pointed out. The presented research aligns with the Sustainable Development Goals of UNESCO, and more precisely, goal 15. "Life on land," which includes stopping the loss of biodiversity.

Keywords: halophytes, inland salt marshes, metacommunities, salinity, diversity

## Wykaz skrótów

---

EIV – wartości wskaźnika Ellenberga

F – wskaźnik wilgotności

IndVal – współczynnik indykacyjny

K – Kujawy

LN – dolina dolnej Nidy

N – wskaźnik zawartości azotu

R – wskaźnik odczynu gleby

S – wskaźnik zasolenia gleby

T I – Tężnia 1

T II – Tężnia 2

T III – Tężnia 3

W – Wielkopolska

# 1. Wstęp

## 1.1. Tereny zasolone i ich roślinność

Występowanie solnisk śródlądowych w Europie Środkowej, strefie o klimacie umiarkowanym, jest związane z pokładami soli wypiętrzonymi blisko powierzchni ziemi, towarzyszącymi im reliktowymi wodami morskimi i słonymi źródłami (Pożaryski, 1974; Zuber i in., 1997; Bank i Spitzenberg, 2001; Kaczor, 2005). W Polsce występują dwa obszary, na których zlokalizowane są solniska śródlądowe. Jest to obszar wielkopolsko-kujawski oraz dolnej Nidy i Podkarpacia (Wysocki i Sikorski, 2014). Ma to związek z występowaniem złóż soli kamiennej tworzonych przez dwie najważniejsze na terenie kraju formacje solonośne (salinarne). Jedna z nich jest datowana na późny Perm, tj. formacja Cechsztynu. Druga, znacznie młodsza geologicznie datowana na wczesny Neogen; formacja środkowego miocenu.

Na starszą formację cechsztyńską, zajmującą blisko 60% powierzchni kraju, składają się cztery kompleksy solne. W jej obszarze, śródlądowo występują halofity w północno-zachodniej oraz centralnej części Polski. Zbiorowiska w pasie solanek kujawsko-wielkopolskich mają związek z największą strukturą geologiczną zawierającą pokłady solne jest to tzw. wał śródpolski. Określany też jako antyklinorium śródpolskie lub środkowopolskie („Mid-Polish Swell”), stanowi wypiętrzoną liniową strukturę powstałą przez inwersję tektoniczną bruzdy śródpolskiej, najprawdopodobniej w wyniku kompresji przenoszonej od górotworu alpejskiego (Narkiewicz, 2021). Sole złóż cechsztyńskich ulegały licznym przeobrażeniom, przez co w pokrywie permsko-mezozoicznej Polski wyróżnia się struktury halokinetyczne reprezentowane przez ciała solne o różnych kształtach: soczewkowe, poduszkowe, diapirowe i wysadowe (Stupnicka i Stempień-Sałek, 2016). Natomiast występowanie śródlądowych stanowisk roślinności halofilnej na południu kraju, w rejonie dolnej Nidy oraz okolicach Krakowa, związane jest z młodszą geologicznie, trzeciorzędową formacją miocenią. Jej warstwy solonośne zalegają w obszarze zapadliska podkarpackiego warstwą o grubości miejscami do 2000 m. Sąsiedztwo Karpat spowodowało sfałdowanie i wypiętrzenie utworów solonośnych, zawierających poza solą kamienną także gips (Latour i in., 1966). Formacja miocenią zlokalizowana w zapadlisku przedkarpackim dawniej miała kluczowe znaczenie w wydobywaniu soli, obecnie kopalnie z tego terenu pełnią funkcję turystyczno-rekreacyjną i muzealną (Narkiewicz, 2021).



Tereny zasolone zasiedlane są przez gatunki przystosowane do wzrostu i rozwoju w warunkach podwyższonego ciśnienia osmotycznego roztworu glebowego i podwyższonej zawartości toksycznych jonów dla roślin. Grupę tę określa się mianem halofitów. Starsze definicje określały jako halofity grupę roślin tolerujących stężenie soli 0,5% NaCl lub większe (Weisel, 1972; Chapman, 1974). Występowanie solnisk nie jest związane z określonym typem gleby, jednak warunkiem trwania zbiorowisk halofilnych jest dopływ wód o dużym stężeniu jonów  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$  i zasolenie podłoża powyżej  $4 \text{ dS} \times \text{m}^{-1}$  (Piernik, 2003; Wysocki i Sikorski, 2014). Siedliska, w których występują zbiorowiska roślinności halofilnej, obfitują w łatworozpuszczalne sole, głównie chlorki, węglany i siarczany (Wysocki i Sikorski, 2014). Współcześnie Parida i Das (2005) halofitami określają te gatunki roślin, które mogą przetrwać w warunkach wysokiego stężenia soli w glebie oraz dobrze się rozwijać i rosnąć. Definicja w największym stopniu łącząca fizjologiczny i ekologiczny aspekt tolerowania wysokich stężeń soli przez rośliny, to definicja Flowersa i Collmera (2008). Halofity definiują oni jako rośliny, które są w stanie odbyć swój cały cykl życiowy przy stężeniu soli około 200 mM NaCl (ok.  $20 \text{ dS} \times \text{m}^{-1}$ ) lub większym w warunkach zbliżonych do tych, które można spotkać w środowisku naturalnym (Flowers i Colmer, 2008).

Tolerancja na warunki stresu solnego możliwa jest dzięki kontrolowanej absorpcji i kompartmentacji jonów  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$  i  $\text{Cl}^-$ , a także produkcji odpowiednich związków organicznych - te pełnią rolę transporterów oraz regulatorów w procesach metabolicznych (Flowers i Colmer, 2008). Niektóre klasyfikacje dzielą gatunki tolerujące sól na kilka kategorii, np. halofity obligatoryjne, które do rozwoju potrzebują soli i fakultatywne bez takich wymagań (Wilkoń-Michalska, 1963; Grigore i Cojocariu, 2021; Piernik, 2021). Wilkoń-Michalska (1962) podaje, że halofity występujące na solniskach śródlądowych Polski i innych krajów Europy Środkowej są relikdami okresu późnego glacjału i wczesnego polodowcowego. W tym czasie roślinność ta rozprzestrzeniła się na nagich, bogatych w sól glebach ziem lodowcowych. W kolejnych okresach, w miarę wypłukiwania gleby z soli, halofity zanikały prawie całkowicie, zachowując się jedynie wokół słonych źródeł lub zajmując siedliska wtórne gleb sztucznie zasolonych (Wilkoń-Michalska, 1962).

W niniejszej pracy przy wyróżnianiu halofitów w obrębie badanych metazbiorowisk stosowano podział gatunków wg Wilkoń-Michalskiej (1963), jako najbardziej adekwatny dla ekotypów gatunków roślin występujących w Polsce. Wilkoń-Michalska (1963) halofitami obligatoryjnymi określiła gatunki występujące wyłącznie na siedliskach słonych, np. muchotrzew solniskowy *Spergularia salina*, aster solny *Tripolium pannonicum* (*Aster tripolium*), sit Gerarda *Juncus gerardi*, mlecznik nadmorski *Lysimachia maritima* (*Glaux*

*maritima*), świbka morska *Triglochin maritimum*, łoboda oszczepowata w odmianie solniskowej *Atriplex prostrata*. Współwystępują z nimi tzw. halofity fakultatywne. Do tej grupy należą: mannica odstająca *Puccinellia distans*, komonica wąskolistna *Lotus tenuis*, nostrzyk ząbkowany *Melilotus dentatus*, komonica skrzydlatostrąkowa *Tetragonolobus maritimus*, prawoślaz lekarski *Althaea officinalis*, koniczyna rozdęta *Trifolium fragiferum*, oczeret tabernamontana *Schoenoplectus tabernaemontani*, sitowiec nadmorski *Bolboschoenus maritimus*, turzyca odległokłosa *Carex distans*, centuria nadobna *Centaurium pulchellum*, kostrzewa trzcinowata *Festuca arundinacea*, sit żabi *Juncus ranarius*, brodawnik różnoowockowy *Leontodon taraxacoides*. Dodatkowo jako gatunki indyferentne Wilkoń-Michalska (1963) wskazała gatunki łąkowe i błotne dobrze znoszące zasolenie, towarzyszące halofitom, np.: misiurek drobny *Myosurus minimus*, turzyca nibylisia *Carex cuprina*, zagorzałek późny *Odontites serotina*, oman łąkowy *Inula britannica*, mietlica rozłogowa *Agrostis stolonifera*, ostrzew spłaszczony *Blysmus compressus*. Do grupy tej należą również gatunki nitrofilne, takie jak pięciornik gęsi *Potentilla anserina*, babka zwyczajna *Plantago major*, babka wielonasienna *Plantago intermedia*, lepnica gruzowa *Lepidium ruderales*, babka średnia *Plantago media*, babka lancetowata *Plantago lanceolata*, komosa sina *Chenopodium glaucum*, komosa czerwona *Chenopodium rubrum*, łoboda długolistna *Atriplex oblongifolia*, łoboda rozłożysta *Atriplex patula* (Piernik, 2021).

Gatunki roślin, w tym halofity, bardzo często są rozpatrywane nie oddzielnie, ale jako zbiorowiska, zespoły lub typy roślinności różniące się składem gatunkowym i pokryciem gatunków. Najpopularniejszy w Europie system klasyfikacji roślinności opiera się na podejściu Brauna-Blanqueta (Braun-Blanquet, 1964). Bazuje on na tzw. gatunkach charakterystycznych i wyróżniających poszczególne jednostki syntaksonomiczne. W najnowszym syntetycznym opracowaniu dotyczącym roślinności Europy Mucina i in. (2016) wyróżnili trzy klasy zbiorowisk typowo związanych z solniskami śródlądowymi. Dwie z nich należą do grupy „roślinność azonalna” oraz podgrupy „roślinność wód słonych i słonawych oraz bagien”: *Therosalicornietea* Tx. w Tx. et Oberd. 1958 i *Juncetea maritimi* Br.-Bl. w Br.-Bl. i in. 1952. Klasa *Therosalicornietea* (*Therosalicornietea* Tx. w Tx. et Oberd. 1958) obejmuje pionierską roślinność jednorocznych halofitów na błotnistych brzegach śródlądowych Eurazji nieregularnie zalewanych słonymi wodami. Śródlądowa roślinność pionierska jest klasyfikowana w rzędzie „*Therosalicornietalia* Pignatti 1952”, i w związku „*Therosalicornion* Br.-Bl. 1933”. Z kolei klasa *Juncetea maritimi* (*Juncetea maritimi* Br.-Bl. w Br.-Bl. i in. 1952) wg definicji autorów obejmuje wieloletnie łąki i bogatą w zioła roślinność przybrzeżnych i śródlądowych słonych bagien oraz klifów Morza

Śródziemnego, Oceanu Atlantyckiego i Arktycznego. Niestety żaden opis rzędu ani związku tej klasy nie zawiera wzmianki o śródlądowej roślinności solniskowej (Mucina i in., 2016). Trzecia z klas – „*Festuco-Puccinellietea* Soó ex Vicherek 1973” należy w tym systemie do grupy określanej jako „roślinność strefowa i wewnątrzstrefowa” oraz podgrupy „roślinność strefy stepowej” i podgrupy „roślinność śródstrefowa słona, strefy stepowej”. Klasa *Festuco-Puccinellietea* obejmuje stępy solankowe i wtórne stepowe murawy solankowe kontynentalnych regionów Europy. W opracowaniu syntetycznym Muciny i in. (2016) roślinność ta została sklasyfikowana tylko do poziomu związków. Najnowsze opracowanie Lubińskiej-Mielińskiej i współpracowników (2023) zalicza roślinność solnisk śródlądowych umiarkowanej części Europy środkowej do klas *Therosalicornietea* i *Festuco-Puccinellietea*. W obrębie klasy *Therosalicornietea* wyodrębniony został zespół *Salicornietum ramosissimae* z gatunkiem charakterystycznym *Salicornia europaea*. W obrębie klasy *Festuco-Puccinellietea* wyróżniono zespoły: *Scorzonero parviflorae-Juncetum gerardii*, *Agrostio stoloniferae-Juncetum ranarii*, *Triglochino maritimae-Glaucetum maritimae* i *Puccinellio-Spergularietum salinae* z właściwymi gatunkami charakterystycznymi, wyróżniającymi i dominującymi (Lubińska-Mielińska i in., 2023).

## 1.2. Znaczenie solnisk śródlądowych i ich ochrona

Zgodnie z Dyrektywą Rady Europy z 1992 roku ochroną objęto całe siedliska mające szczególne znaczenie w skali Europy. Zgodnie z siecią obszarów Natura 2000 solniska śródlądowe umieszczone zostały na liście siedlisk zagrożonych, których ochrona ma priorytetowe znaczenie w państwach Unii Europejskiej. Przed wstąpieniem Polski do UE, w 2001 roku, wydane zostało krajowe Rozporządzenie obejmujące ochroną śródlądowe halofilne łąki oraz bagienne solniska nadmorskie (*Glauco-Puccinellietalia*). W 2004 roku weszła w życie Ustawa o Ochronie Przyrody, która wprowadziła obszary Natura 2000 jako obowiązującą w Polsce formę ochrony przyrody. Siedliska występujące na solniskach śródlądowych zostały ujęte w ramach dwóch typów. Są opatrzone kodami: 1310 dla Śródlądowych błotnistych solnisk z solirodem (*Salicornion ramosissimae*) oraz 1340\* dla Śródlądowych słonych łąk, pastwisk i szuwarów (*Glauco-Puccinellietalia*, część – zbiorowiska śródlądowe).

Siedlisko 1310 charakteryzuje się silnym zasoleniem podłoża, związanym ze stałym dopływem słonych wód. Na jego terenie występują głównie: soliród zielny *Salicornia europaea*, muchotrzew solniskowy *Spergularia salina* i mannica odstająca *Puccinellia dystans* (Nienartowicz i Piernik, 2004a). O jego antropogenicznym charakterze świadczy

zlokalizowanie na obszarach przemysłowych (Mątwy, Janikowo), zurbanizowanych, przy sanatoriach (Ciechocinek, Inowrocław) oraz obiektach typu tężnie, stare kopalnie i warzelnie. Znane historycznie siedliska tego typu zanikły na skutek melioracji i wyczerpywania się naturalnych zasobów słonych wód. Układy siedliskowe o najbardziej naturalnym charakterze wytworzyły się na niewielkich powierzchniach na terenie zdegradowanego rezerwatu halofitów w Ciechocinku. W obrębie siedliska 1310 wyróżnia się tylko jeden podtyp, jest on wewnątrznie zróżnicowany. Typowe, niemal jednorodne płaty soliroda zielnego występują na glebach o najsilniejszym zasoleniu, o względnie stałym dopływie wód słonych. Natomiast płaty soliroda z udziałem gatunków łąkowych, ruderalnych i uprawnych (uznawanych za glikofity i w różnym stopniu tolerujących zasolenie) tworzą/spotyka się w krajobrazie rolniczym Kujaw w sąsiedztwie osadników przemysłu sodowego oraz w miejscach awarii na trasach rurociągów solankowych i ściekowych (Nienartowicz i Piernik, 2004a).

Siedlisko o kodzie 1340\* ma znaczenie priorytetowe w skali Unii Europejskiej. Wyróżnionych zostało jego pięć podtypów; w zależności od warunków zasolenia i uwilgotnienia gleby słone łąki różnią się składem gatunkowym roślin. Halofilne słone łąki występujące na terenach zasilanych przez płynące lub stagnujące wody słone są śródładowym odpowiednikiem słonych łąk atlantyckich. W Polsce naturalne słone łąki grupują się w miejscach występowania solanek w okolicach Kołobrzegu, w Wielkopolsce, na Kujawach, nad dolną Nidą i na Podkarpaciu (Nienartowicz i Piernik, 2004b). Warunkiem istnienia siedliska 1340\* jest stały dopływ wód słonych oraz tradycyjny sposób użytkowania. Zmiana stosunków wodnych na skutek melioracji i osuszania prowadzi do ustępowania roślinności słonolubnej. Po zaprzestaniu użytkowania, tj. koszenia czy wypasu łąk, obserwuje się zarastanie siedliska przez trzinę pospolita *Phragmites australis*. W ostatnim stuleciu wiele naturalnych stanowisk słonych łąk znacznie zmniejszyło swoją powierzchnię z powodu wyczerpywania się słonych źródeł, zmian stosunków wodnych, osuszania terenu, czy zaprzestania ich użytkowania. Przyczyniła się do tego również stosowana na terenie rezerwatów słonorośli w Kołobrzegu, Ciechocinku i Owczarach k. Buska Zdroju ochrona ścisła, wykluczająca ingerencję człowieka w strukturę roślinności. Również zmiana stosunków wodnych w otoczeniu rezerwatów przyczyniła się do niemal całkowitego ustąpienia słonorośli. Największe obszary naturalnych słonych łąk siedliska 1340\* zachowały się na Kujawach w dolinie rzeki Zgłowiączki oraz w Wielkopolsce na obszarze „Łąk Pyzdrowskich”. Ubożeniu siedliska na stanowiskach naturalnych towarzyszy jego rozwój na terenach, gdzie dopływ słonych wód związany jest z eksploatacją soli i solanek oraz wykorzystywaniem i przetwarzaniem tych zasobów w procesach technologicznych przemysłu

chemicznego, wytwarzaniem i przetwórstwem soli oraz wykorzystaniem solanek w lecznictwie (Nienartowicz i Piernik, 2004b).

Oprócz ochrony siedlisk w Polsce zgodnie z obowiązującym rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 9 października 2014 r. ochroną ścisłą bądź częściową objęte są cztery gatunki halofitów obligatoryjnych i jeden halofit fakultatywny. Na liście gatunków roślin objętych ochroną ścisłą, z wyszczególnieniem jako gatunki wymagające ochrony czynnej, znajdują się halofity obligatoryjne: *Salicornia europaea*, *Lysimachia maritima* (*Glaux maritima*), *Tripolium maritimum* (*Aster tripolium*). Jako gatunki objęte ochroną częściową wyszczególnione zostały: halofit obligatoryjny *Triglochin maritimum* i fakultatywny *Tetragonolobus maritimus*.

W krajach europejskich prawnie poza ochroną w ramach sieci Natura 2000, zbiorowiska halofilne są chronione jako części rezerwatów przyrody, np. Valea Ilenei (Jassy) w Rumunii (Grigore i Toma, 2014), Artern, Jerxheim, Barstorf w Niemczech (Brandes, 1999), jak również Owczary i Ciechocinek w Polsce (Kostuch i Misztal, 2006; Lubińska-Mielińska i in., 2022).

Solniska śródlądowe zyskują nowe znaczenie, jako rezerwuar gatunków odpornych na zasolenie, w obliczu narastającego problemu zasolenia terenów wykorzystywanych rolniczo na świecie. Zasolenie gleb dotyczy dużej części powierzchni ziemi i jest jedną z głównych przyczyn ich degradacji (FAO, 2008). Około 20% użytków rolnych i około połowa wszystkich obszarów nawadnianych jest narażona na zasolenie (Zhu, 2001), co prowadzi do zmniejszenia wzrostu niezaadaptowanych roślin, wynikającego z zaburzeń pobierania składników pokarmowych, stresu osmotycznego i toksyczności jonów (Greenway i Munns, 1980; Grzyś, 2012). Rosnące problemy z zasoleniem w rolnictwie sprawiają, że gatunki przystosowane do wysokiej zawartości soli w glebie są w praktyce szczególnie ważne dla przyszłego rolnictwa obszarów suchych (aridowych) i półsuchych (Cárdenas-Pérez i in., 2021). Mogą one służyć jako bank genów i być wykorzystywane do różnych celów ekonomicznych i ekologicznych, np. do tworzenia transgenicznych gatunków uprawnych, do rekultywacji rosnącej liczby terenów zasolonych oraz jako nowe gatunki uprawne, jak np. rodzaj *Salicornia* (Geissler i in., 2009; Cárdenas-Pérez i in., 2021). Jednak pomimo wielu lat ochrony w Europie naturalne siedliska zasolone nadal oceniane są jako zagrożone i z takim statusem zostały wpisane na Europejską Czerwoną Listę Siedlisk (Wilkoń-Michalska, 1986; Brandes, 1999; Janssen i in., 2016).

### 1.3. Teoria metazbiorowisk

Koncepcja określana mianem teorii metazbiorowisk zakłada współistnienie czterech podstawowych paradygmatów badawczych, którymi są: dynamika płatów, sortowanie gatunków ze względu na zróżnicowanie ich nisz ekologicznych, masowe przemieszczanie się osobników oraz procesy stochastyczne (Leibold i in., 2004; Szymura i Szymura, 2015). Teoria metazbiorowisk to synteza kilku różnych aktualnych paradygmatów, którymi opisuje się procesy i czynniki wpływające na skład gatunkowy zgrupowań organizmów zarówno w świecie roślin, jak innych organizmów. Na paradygmatach opierają się rozważania teoretyczne oraz badania praktyczne prowadzone w nurcie teorii metazbiorowisk. Głównym celem badań terenowych prowadzonych w jej świetle jest uchwycenie i określenie, które z założeń decyduje o strukturze badanej grupy roślin (Driscoll i Lindenmayer, 2009; Pandit i in., 2009; Szymura i Szymura, 2015).

Metazbiorowisko definiowane jest jako zbiór lokalnie występujących zbiorowisk, połączonych ze sobą możliwością rozprzestrzeniania się gatunków, które potencjalnie oddziałują na siebie. Teoria metazbiorowisk wskazuje nowe sposoby poznania interakcji między gatunkami (Leibold i in., 2004). Pozwala także wyjaśnić zmiany zbiorowisk roślinnych w wielu różnych skalach przestrzennych, jak również zmian zachodzących w czasie (Newton i in., 2012). Jest to teoria zakładająca wspólny wpływ procesów stochastycznych, efektu zróżnicowania nisz ekologicznych gatunków oraz wpływ struktury przestrzennej na skład zbiorowisk roślinnych dzięki szerszemu spojrzeniu i poznaniu funkcjonowania populacji na poziomie metazbiorowiska. Stwarza możliwość skutecznego planowania i realizacji zadań w zakresie ochrony przyrody. Na podstawie teorii metazbiorowisk prowadzone były w Europie prace badawcze, przekładające się na efekty w dziedzinie ochrony przyrody. Dotyczyły one terenów rolnych (Kleyer i in., 2007), piaszczystych wydm (Brunbjerg i in., 2012), zbiorowisk łąkowych (Pärtel i in., 2005; Newton i in., 2012), zbiorowisk grzybów rozkładających drewno (Halme i in., 2013), wrzosowisk (Diaz i in., 2013) oraz roślinności runa leśnego (Keith i in., 2011; Szymura i Szymura, 2015). Zróżnicowanie gatunkowe zbiorowisk rozpatruje się najczęściej (jest to jednocześnie jeden z paradygmatów) w świetle teorii niszy ekologicznej gatunków (Hutchinson i in., 1973). Zgodnie z nią gatunki różnią się wymaganiami siedliskowymi, a zmieniające się cechy siedliska mogą powodować zmiany w składzie gatunkowym zbiorowisk (Hubbell, 2001; Leibold i in., 2004). Podejście pozwalające powiązać strukturę gatunkową poletek badawczych z informacjami o zmierzonych bądź oszacowanych cechach siedliska skutkuje

skupieniem uwagi na wewnętrznych cechach oraz procesach zachodzących w danym płacie roślinności, np. warunkach glebowych, parametrach siedliska określanych dzięki EIV lub oddziaływaniach konkurencyjnych (Leibold i in., 2004). Nie zawsze cechy fizykochemiczne siedliska oraz ich wpływ na możliwość rozmnażania i przeżycia roślin jest w głównej mierze decydujący o składzie gatunkowym zbiorowisk (Szymura i Szymura, 2015).

Na skład gatunkowy zbiorowisk może mieć wpływ możliwość migracji gatunków, która jest związana z mechanizmami rozprzestrzeniania się (dyspersji) gatunków i odległością pomiędzy populacjami. Uwidaczniają to wyniki badań nad sukcesją gatunków leśnych na grunty porolne (Orczewska, 2010; Matuszkiewicz i in., 2013) oraz migracją gatunków na zniszczone siedliska łąkowe z łąk bogatych florystycznie (Kącki i Szymura, 2010). Większe prawdopodobieństwo i możliwość migracji gatunków występuje, gdy odległość pomiędzy zbiorowiskami jest niewielka. Wynika z tego fakt, iż płaty zbiorowisk położonych bliżej siebie są bardziej podobne w składzie gatunkowym niż płaty zlokalizowane w dalszej odległości od siebie (Nekola i White, 1999; Szymura i Szymura, 2015). Występowanie korytarzy ekologicznych, dających możliwość i ułatwiających migracje osobnikom, powoduje połączenie płatów. Przykładem tej migracji jest łatwe przemieszczanie się gatunków wzdłuż brzegów cieków wodnych. Zgodnie z modelami zawartymi w teorii płatów i korytarzy oraz biogeograficzną teorią wysp (MacArthur i Wilson, 1967; Forman i Godron, 1986) ryzyko losowego wymarcia populacji zasiedlającej mały płat danego siedliska jest większe niż w dużym płacie. Prawdopodobieństwo zasiedlenia przez dany gatunek na nowo płatu, który jest izolowany, jest bardzo niskie w przeciwieństwie do płatu, który jest połączony z innymi (MacArthur i Wilson, 1967; Forman i Godron, 1986; Szymura i Szymura, 2015). Paradygmat określany jako dynamika płatów zakłada istnienie wielu płatów, w obrębie których niektóre gatunki w sposób losowy bądź deterministyczny zanikają. Na poziomie lokalnego zbiorowiska zamieranie gatunków jest neutralizowane przez możliwość migracji gatunków.

Procesy stochastyczne to jeden z paradygmatów omawianej teorii. Zgodnie z jego założeniami może istnieć zmienność pomiędzy zbiorowiskami wynikająca z powolnych, przypadkowych zmian składu gatunkowego płatów roślinności w obrębie płatów (zmiany w czasie), jak i pomiędzy płatami (losowe zmiany składu gatunkowego w przestrzeni). Wymienione paradygmaty oraz dotychczasowy stan wiedzy o ekologii zbiorowisk roślinnych dają podstawy by stwierdzić, że gradienty siedliskowe mają znaczący wpływ na rozmieszczenie gatunków oraz skład gatunkowy populacji. Jednak ujęcie procesów losowych jako jeden z paradygmatów w teorii metazbiorowisk podkreśla rolę wydarzeń losowych i procesów przestrzennych w kształtowaniu składu gatunkowego metazbiorowisk. Procesy

neutralne występują i zasadne jest ich włączenie, obok zróżnicowania nisz ekologicznych, do rozważań teoretycznych, jak też do badań praktycznych nad roślinnością. Teoria neutralna, do której odwołuje się omawiany paradygmat, zakładająca wpływ procesów stochastycznych, daje podstawy do hipotezy alternatywnej do hipotez testujących wpływ warunków i gradientów siedliskowych (Hubbell, 2001).

#### **1.4. Rys historyczny badań nad halofitami i solniskami śródlądowymi w Polsce**

Pierwsze badania nad halofitami w Polsce prowadzone były na przełomie XIX i XX wieku (Rostafiński, 1872; Łapczyński, 1880, 1882; Łapczyński, 1880, 1882; Wóycicki, 1912, 1915; Raciborski, 1916; Dziubałowski, 1916; Kobendza, 1922; Libetantz, 1925) i obejmowały głównie zagadnienia florystyczne. Późniejsze badania (Mądalski, 1954; Szulczewski, 1954; Olaczek, 1963; Chmiel J, 1987; Brzeg A. i Kordus-Dembowska B., 1987) dotyczyły również fitosocjologii, ekologii i ochrony halofitów (Wilkoń-Michalska, 1957, 1963, 1970, 1976, 1985, 1986; Olaczek, 1967; Wilkoń-Michalska i Szadziwski, 1977; Jackowiak, 1983; Trzcńska-Tacik, 1988; Ceynowa-Giełdon, 1993; Brzeg, 1998). Liczne badania z zastosowaniem najnowszych metod analizy roślinności były prowadzone przez ośrodek toruński (Nienartowicz i Wilkoń-Michalska, 1993; Wilkoń-Michalska i in., 1993; Gugnacka-Fiedor i Piernik, 1998; Karasińska i Nienartowicz, 1998; Piernik i Kaźmierczak, 1998; Łosińska i in., 2001; Warot i Nienartowicz, 2001).

Dotychczasowe badania śródlądowych siedlisk zasolonych stanowiły klasyczne, fitosocjologiczne lub ekologiczne podejście do rozmieszczenia tego typu roślinności. Rośliny halofilne od dawna budziły zainteresowanie botaników. Na początku lat 50-tych swoje badania (florystyczne, ekologiczne i fitosocjologiczne) nad halofitami z regionu Kujaw rozpoczęła prof. Jadwiga Wilkoń-Michalska (1963). Poszerzyła ona wiedzę dotyczącą roślinności halofilnej, gdyż wcześniejsze opracowania były fragmentaryczne. Zespoły halofitów śródlądowych opracowały głównie Wilkoń-Michalska (1963, 1970) oraz Trzcńska-Tacik (1988). W badaniach struktury i zmienności tych zbiorowisk roślinnych stosowały klasyczną metodę fitosocjologiczną. Badania roślinności z zastosowaniem metod taksonomii numerycznej prowadzili natomiast Nienartowicz i Wilkoń-Michalska (1993), Piernik i in. (1996), Warot i Nienartowicz (2001), Łosińska i in. (2001), Warot (2003), Karasińska (2003), Piernik (2003, 2005, 2012). W szerokim aspekcie badania nad mechanizmami determinującymi wzór rozmieszczenia śródlądowej roślinności halofilnej na naturalnych i antropogenicznych stanowiskach prowadziła Piernik (2012, 2021).



## 1.5. Cel i zakres badań

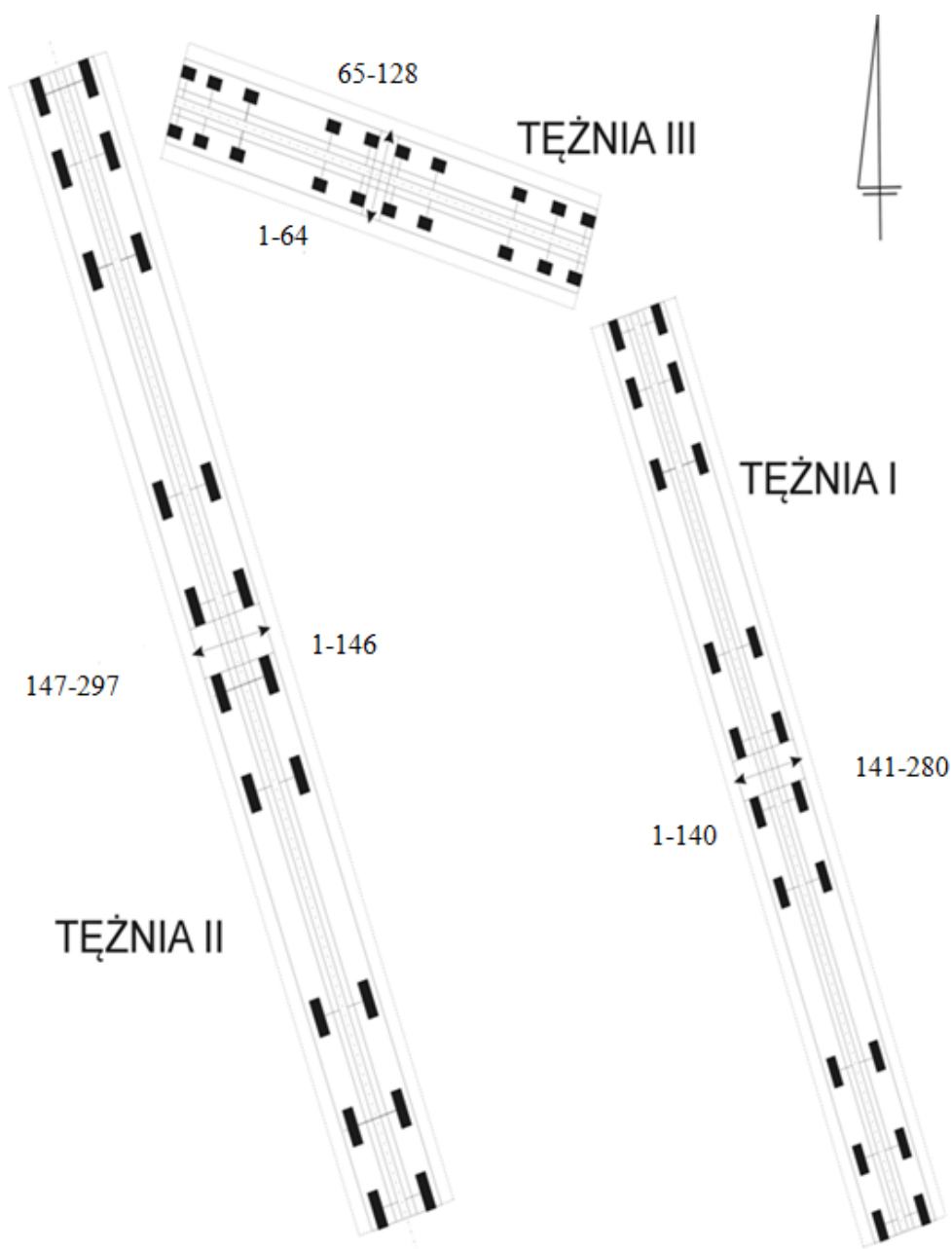
Dotychczas teoria metazbiorowisk rozwijała się głównie teoretycznie, a liczba badań empirycznych jest wciąż ograniczona (Logue i in., 2011). W Europie przeprowadzono zaledwie kilka badań, co przełożyło się na efekty w zakresie ochrony przyrody. Dotyczyły one terenów rolniczych (Kleyer i in., 2007), wydmy (Brunbjerg i in., 2012), zbiorowisk łąkowych i muraw (Pärtel i in., 2005; Newton i in., 2012), zbiorowisk grzybów rozkładających drewno (Halme i in., 2013), torfowisk (Diaz i in., 2013) oraz runa leśnego (Keith i in., 2011; Szymura i Szymura, 2015). Według istniejącej wiedzy, nie istnieją jakiegokolwiek badania w tym kontekście dotyczące solnisk śródlądowych, w szczególności obejmujące zmiany struktury metazbiorowisk w przestrzeni i w czasie.

Aby wypełnić tę lukę, na podstawie badań własnych oraz opublikowanych już danych (Wilkoń-Michalska, 1963; Trzcńska-Tacik, 1988; Brzeg, 1998; Piernik, 2012), postanowiono przeanalizować zróżnicowanie struktury śródlądowych płatów roślinności halofilnej. Aby uzyskać ogólny przegląd zmian w skali kraju, uwzględniono główne regiony występowania solnisk śródlądowych w Polsce. Założono, że a) metazbiorowiska solnisk śródlądowych są zróżnicowane pod względem składu gatunkowego, różnorodności  $\alpha$ ,  $\beta$  i  $\gamma$  w przestrzeni i w czasie, b) czynniki napędzające zmiany w przestrzeni i w czasie różnią się w skali lokalnej i regionalnej. Celem badań w niniejszej pracy było rozpoznanie zróżnicowania przestrzennego metazbiorowisk oraz głównych zmian zachodzących w czasie i ich przyczyn oraz znalezienie implikacji dla ochrony siedlisk zasolonych.

## **2. Materiały i metody**

### **2.1. Źródła danych**

Analizę zróżnicowania metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym przeprowadzono na bazie badań własnych poletek pod tężniami w Ciechocinku. Obiekt ten został wybrany nieprzypadkowo, gdyż może on pełnić rolę rezerwuaru diaspor dla znajdującego się w sąsiedztwie rezerwatu halofitów, który wymaga rewitalizacji (Lubińska-Mielińska i in., 2022). Na każdym z poletek między stemplami tężni wykonano w 2015 roku zdjęcie fitosocjologiczne metodą Brauna-Blanqueta (Braun-Blanquet, 1964). Uwzględniono wszystkie ciechocińskie tężnie, które nazywane są Tężnia I, Tężnia II i Tężnia III w kolejności, której je budowano. Ryc. 1 przedstawia plan sytuacyjny tężni z zaznaczonymi powierzchniami badawczymi. Różnej wielkości poletka badawcze wyznaczone przez elementy konstrukcyjne tężni miały wymiary minimum 3 metry szerokości, długość od 3 do 6 metrów. W trakcie wykonywania prac terenowych, w pasie trawników przytężniowych, wyznaczonych zostało: 1) 280 poletek badawczych przy tężni I (poletka nr 1-140 strony zachodniej oraz 141-280 strony wschodniej, numery rosnąco w kierunku północy), 2) 297 poletek badawczych przy tężni II (poletka nr 1-146 strony wschodniej oraz 147-297 strony zachodniej, numery rosnąco w kierunku północy), 3) 128 poletek badawczych przy tężni III (poletka nr 1-64 po stronie południowej oraz 65-128 strony północnej, numery rosnąco w wschodnim). Badania objęły łącznie 705 poletek, na których zanotowano łącznie 93 gatunki roślin zielnych. Nazwy gatunków podano zgodnie z World Flora Online (źródło internetowe \_1).



Ryc. 1. Lokalizacja badań metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym. Schemat rozmieszczenia poletek badawczych wzdłuż poszczególnych tężni podczas badań w 2015 roku

Analiza zróżnicowania metazbiorowisk w aspekcie czasowym dotyczyła trzech regionów Polski w dwóch różnych okresach badawczych. W pracy wykorzystano pierwsze badania wykonane na solniskach na Kujawach przez Wilkoń-Michalską w drugiej połowie lat 50-tych XX w., obejmujące łącznie 108 zdjęć fitosocjologicznych (Wilkoń-Michalska, 1957, 1963) oraz badania wykonane w Wielkopolsce przez Brzega (13 zdjęć fitosocjologicznych)

i w dorzeczu dolnej Nidy Trzcńska-Tacik (25 zdjęć fitosocjologicznych) w latach 1987-91 (Trzcńska-Tacik, 1988; Brzeg, 1998). Piernik ponownie przebadła te regiony: Kujawy (98 powierzchni) głównie w latach 1996-1998 oraz Wielkopolskę (24 powierzchni) i dorzecze dolnej Nidy (26 powierzchni) w latach 2003-2005 (Piernik, 2005, 2012). W ten sposób porównano metazbiorowiska halofilne po ok. 40 latach w rejonie Kujaw, a po ok. 15 latach w Wielkopolsce i nad dolną Nidą. Cały zbiór danych obejmował 294 zdjęć fitosocjologicznych z łącznie 247 gatunkami roślin naczyniowych. Liczba prób w każdym regionie jest związana z częstością występowania i wielkością występujących tam solnisk. Nazwy gatunków zostały ujednolicone zgodnie z World Flora Online (źródło internetowe \_1). Do analiz skalę pokrycia Brauna-Blanqueta (1964) przekształcono na skalę nominalną 0-9 według van der Maarela (2007) w następujący sposób: r = 1, + = 2, 1 = 3, 2 = 5, 3 = 7, 4 = 8, 5 = 9.

## 2.2. Teren badań

Ciechocinek, gdzie badano przestrzenne zróżnicowanie metazbiorowisk halofilnych pod tężniami solankowymi, położony jest w obrębie Kujaw, na niskich tarasach nadzalewowych, około 2 km na zachód od koryta Wisły w południowo-wschodniej części Kotliny Toruńskiej. Charakteryzuje się klimatem łagodnym, umiarkowanie ciepłym z niewielkimi opadami atmosferycznymi i słabymi wiatrami (Kozłowska-Szczęśna i Błażejczak, 2001). Zgodnie z klasyfikacją klimatów Köppena-Geigera określanym jako klimat oceaniczny (Cfb) (źródło internetowe \_2). Średnia roczna temperatura wynosi 9.2 °C, opady wahają się w granicach 658 mm, dominują wiatry z kierunków zachodnich, a sezon wegetacyjny trwa około 182 dni (od około 20 kwietnia do około 18 października (źródło internetowe\_3)). Z geomorfologicznego punktu widzenia obszar Ciechocinka znajduje się w mezoregionie Kotliny Toruńskiej, w kujawskiej części antyklinorium środkowopolskiego. Będąca najbardziej na wschód wysunięta jurajska brachyantykлина Ciechocinka jest w zasięgu oddziaływania struktury solnej zwanej poduszką solną, gdzie warstwy mezozoiczne są wypiętrzone i sfałdowane (Krawiec, 2007). Pod względem geobotanicznym rejon Ciechocinka zaliczany jest do Działu Brandenbursko-Wielkopolskiego, Krainy Kujawskiej, Okręgu Czarnych Kujaw, Podokręgu Nieszawskiego (Matuszkiewicz, 2008).

Obecne w tym rejonie słone źródła i wysięki solne związane są infiltracją mieszających się wód pochodzących z dwóch pięter wodonośnych: czwartorzędowego (plejstoceno-holoceno) i ze spękanych utworów piaskowcowych i węglanowych piętra

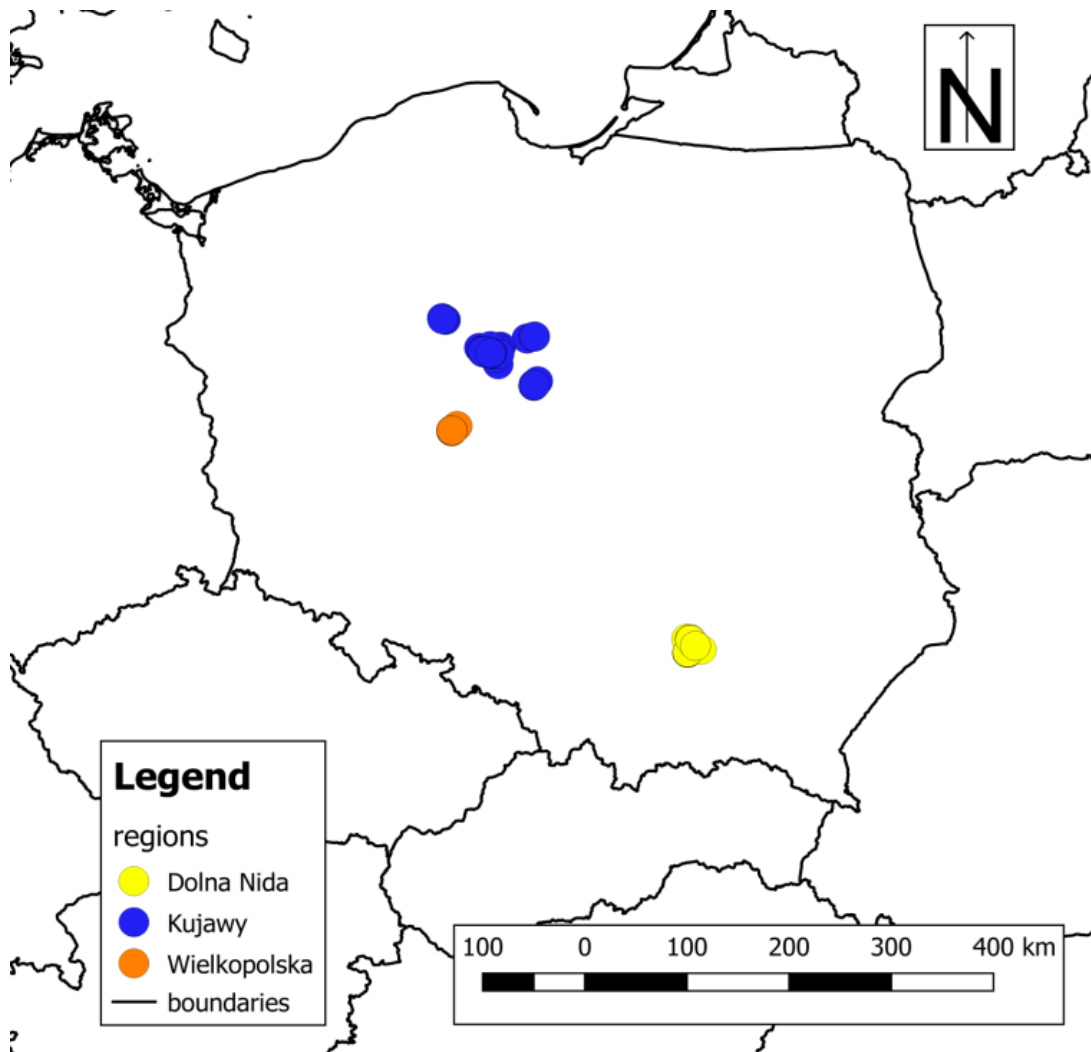
jurajskiego (Krawiec, 1999). Na znacznym obszarze zawartość jonu  $\text{Cl}^-$  w wodach piętra czwartorzędowego przekracza  $250 \text{ mg/dm}^3$  (w centrum Ciechocinka dochodzi do kilku tysięcy  $\text{mg/dm}^3$ ), mineralizacja wód z utworów jury mieści się w przedziale od 3 do  $71 \text{ g/dm}^3$ . (w zależności od miejsca i głębokości pobrania). Są to solanki chlorkowo-sodowe, fluorkowe, bromkowe, jodkowe, borowe oraz słabo zmineralizowane wody chlorkowo-sodowe. Solanki ciechocińskie cechuje podwyższona zawartość bromu i jodu. Zawierają one także nieznaczne ilości  $\text{SO}_4^{2-}$  i  $\text{H}_2\text{S}$ . Tężnie ciechocińskie powstały w latach 1824-1859. W latach 1824-1829 skonstruowano tężnie I i II, tężnia nr III powstała w 1859 r. W 1830 r. wybudowano warzelnię soli. Od rozpoczęcia w 1836 r. komercyjnego wykorzystywania tutejszych solanek do celów leczniczych zaczyna się funkcjonowanie Ciechocinka jako uzdrowiska do czasów obecnych (Krawiec, 2007). Tężnie zasilane są solanką ze źródła nr 11 („Grzybek”), której mineralizacja wynosi  $42-44 \text{ g/dm}^3$  (informacja ustna Krawiec A., czerwiec 2023). Trzy, wysokie na 15,8 metra tężnie tworzą obieg dla przepływu i zateżnienia solanki. Niskoprocetowa solanka, wydobywana ze źródła nr 11 o głębokości 414,6 m, częściowo odparowuje w fontannie „Grzybek”. Następnie, za pomocą pomp elektrycznych, tłoczona jest rurociągami na szczyt tężni I, skąd spływa do dolnych zbiorników zwiększając stężenie.

Proces opadania solanki po tarninie powtarzany jest kilkakrotnie, co pozwala osiągnąć średnie stężenie do 29% w efekcie całkowitego obiegu. Uzyskanie takiego stężenia solanki jest niezbędne do produkcji soli, która do dnia dzisiejszego odbywa się tradycyjną metodą w pobliskiej warzelni. Ilość przepływów solanki, w efekcie których uzyskuje się odpowiednie jej stężenie, uzależniona jest od warunków atmosferycznych; intensywność nasłonecznienia i wiatru wpływa na długość cyklu/obiegu. Po zakończeniu obiegu na tężni I, solanka przepompowywana jest na tężnię III, z niej (zateżniona do 16-17%) transportowana jest do najodleglejszej, a zarazem najdłuższej tężni II. Tu zateżnia się do około 23-27%, maksymalnie do 29% (informacja ustna, A. Krawiec, 2023). W takim stopniu stężona solanka płynie rurami wzdłuż wału przeciwpowodziowego do warzelni). Słonorośla występują w będącym w zasięgu solanek i słonych aerozoli w kilkumetrowym pasie terenu bezpośrednio przylegającym do tężni, gdzie były wyznaczone powierzchnie badawcze. Dwie pierwsze tężnie (numerowane w kolejności budowania) zostały usytuowane równolegle względem siebie, w odległości około 300 metrów, a przeciwległe do przeważających w 70% na tym terenie kierunków wiatrów z sektora zachodniego (NW, W, SW) i wschodniego (NE, E, SE). Teren między tężniami od północy, od strony Wisły zamyka tężnia trzecia (Marciniak, 2008) (Ryc. 1). Podstawę konstrukcji tężni stanowi około 7000 wbitych w ziemię dębowych pali, na których umieszczona została świerkowo-sosnowa konstrukcja wypełniona tarniną, po

której spływa solanka. Tężnie mają wysokość 15,8 m, szerokość (dolnych zbiorników solankowych) 10,1 m, a całkowita ich długość to 1741 m (I – 651 m, II – 724 m, III – 366 m) (Krawiec, 2007).

W Ciechocinku najbardziej wartościowe pod względem przyrodniczym tereny zasolone objęto programem Natura 2000 jako specjalny obszar ochrony siedlisk PLH040019 Ciechocinek o powierzchni 13,2 ha. Obejmuje on m.in. północną stronę tężni III. W jego obrębie zlokalizowany jest rezerwat halofitów „Ciechocinek” o powierzchni 1,88 ha, który został powołany w 1963 r. (Lubińska-Mielińska i in., 2022). Stanowi on fragment łąki, przez którą przebiega rów, dawniej prowadzący solankę z basenu kąpielowego (basen przestał funkcjonować około 2000 r.). Obecnie zasolenie na terenie rezerwatu pochodzi z wód opadowych spod tężni oraz osiadania areozolu solanki rozpylonej w powietrzu wokół tężni. Roślinność haofilna zgrupowana jest tylko na dnie rowu przecinającego rezerwat i wymaga ochrony czynnej, a sam rezerwat czynnej rewitalizacji (Lubińska-Mielińska i in., 2022).

Zróźnicowanie metazbiorowisk halofilnych w aspekcie czasowym badano, tak jak wspomniano wyżej, w trzech regionach – w obrębie Kujaw, Wielkopolski i nad Dolną Nidą. Region Kujaw położony jest w centralnej Polsce, a lokalne zasolenie związane jest z cechsztyńskimi strukturami solnymi wypiętrzonymi w obrębie antykliny kujawsko-pomorskiej (Pożaryski, 1974). Stanowiska halofitów opisano tu na przełomie XIX i XX wieku (Łapczyński, 1880; Libetantz, 1925). Opady należą do najniższych w kraju i zwykle nie przekraczają 500 mm (Wójcik i Tomaszewski, 1987). Obok naturalnych stanowisk słonorośli znajdują się tu stanowiska przemysłowe, położone w sąsiedztwie dwóch fabryk przemysłu sodowego w 1879 i 1957 r. (Wilkoń-Michalska, 1963). Solniska śródlądowe w Wielkopolsce związane są ze stykaniem się słonych wód mineralnych z cechsztyńskimi strukturami poduszki solnej konińskiej (Marek i Znosko, 1972). Klimat w tym rejonie jest nieco bardziej wilgotny niż na Kujawach, ze średnią roczną sumą opadów wynoszącą 503 mm (Sobczak i in., 2004). Występowanie zasolenia w dorzeczu dolnej Nidy związane jest z artezyjskimi przepływami mioceńskich wód mineralizowanych, związanych z mioceńskimi osadami morskimi. Suma rocznych opadów w tym rejonie wynosi 540-700 mm (Paszyński i Kluge, 1986). Lokalizację analizowanych stanowisk przedstawiono na Ryc. 2.



Ryc. 2. Lokalizacja obszaru badań metazbiorowisk w aspekcie czasowym. Analiza dotyczyła trzech regionów: Kujaw, Wielkopolski i dorzecza Dolnej Nidy. Współrzędne dla danych z drugiego okresu badawczego pochodzą z pierwotnego źródła (Piernik, 2012)

## 2.3. Analiza danych

### 2.3.1. Zróżnicowanie gatunkowe metazbiorowisk

Skład gatunkowy metazbiorowisk pod tężniami w Cichocinku oraz w porównywanych okresach badawczych w trzech regionach występowania solnisk scharakteryzowano za pomocą analizy częstości i wskaźników indykacyjnych gatunków (PAST 4.11 Hammer i in., 2001). Analiza wskaźników indykacyjnych gatunków wymaga informacji o liczebności / pokryciu gatunków. Wartość wskaźnika indykacyjnego gatunku *i* w grupie *j* to wartość od 0 do 100 (w procentach) obliczona ze wzoru:

$$INDVAL_{ij} = 100A_{ij}B_{ij} \quad (1).$$

Istotności statystyczne wartości wskaźników indykacyjnych (wartości p) szacuje się na podstawie 9999 losowych permutacji miejsc w grupach.

W równaniu (1)  $A_{ij}$  określa specyficzność dla każdego gatunku  $i$  w grupie  $j$  jako

$$A_{ij} = N_{ij} / N_i \quad (2)$$

gdzie,

$N_{ij}$  to średnie liczebności / pokrycie gatunku  $i$  na stanowiskach w grupie  $j$ ,

$N_i$  to suma średniej liczebności / pokrycia gatunków  $i$  we wszystkich grupach.

Podobnie  $B_{ij}$  definiuje wierność jako:

$$B_{ij} = N_{sij} / N_{sj} \quad (3)$$

gdzie,

$N_{sij}$  to liczba stanowisk w grupie  $j$ , w których występuje gatunek  $i$ , a  $N_j$  to całkowita liczba stanowisk w grupie  $j$ .

### 2.3.2. Różnorodność gatunkowa

Jako wskaźniki różnorodności lokalnej  $\alpha$  wykorzystano średnie bogactwo gatunków na poletku, wskaźnik różnorodności Shannona i równocенność gatunków (Pielou, 1975). Indeks różnorodności Shannona obliczono za pomocą ln według wzoru:

$$H = \sum \frac{n_i}{n} \log \frac{n_i}{n} \quad (4).$$

Równocенność gatunków (evenness, equitability) jest miarą reprezentowania gatunków w próbach. Jest to proporcja, z jaką osobniki są podzielone między obecne taksony. Oblicza się ją jako stosunek wskaźnika różnorodności ( $H_{obs}$ ) do logarytmu z liczby taksonów  $S$ , który odpowiada maksymalnej różnorodności przy określonej liczbie gatunków ( $H_{max}$ ) (Pielou, 1975):

$$H = H_{obs} / H_{max} = H_{obs} / \log S \quad (5).$$

Przyjmuje wartości od 0, kiedy w próbie występuje jeden gatunek do 1, kiedy wszystkie gatunki są tak samo reprezentowane.



Do obliczeń wskaźnika różnorodności wykorzystano pakiet PAST (Hammer i in., 2001). Następnie porównano wyniki uzyskane dla trzech tężni testem ANOVA z testem post-hoc Tukeya, a dwóch badań w każdym regionie za pomocą testu t, ponieważ dane miały rozkład normalny (test Shapiro-Wilka  $p > 0,05$ ).

Do oceny  $\beta$ -różnorodności zastosowano klasyczną miarę Whittakera (Koleff i in., 2003):

$$\beta_w = S/\alpha - 1 \quad (6)$$

gdzie,

S to całkowita liczba gatunków, a  $\alpha$  to średnia liczba gatunków.

Dzięki użyciu wskaźnika  $\beta$ -różnorodności Whittakera można ocenić wzrost lub spadek różnorodności w poszczególnych systemach ekologicznych. Analiza ta została wsparta wielowymiarową metodą kwantyfikacji  $\beta$ -różnorodności, w której macierz odległości oparta na indeksie Jaccarda została zredukowana do głównych osi współrzędnych w analizie głównych koordynat PCoA. Różnice  $\beta$ -różnorodności oceniono testując wielowymiarowe rozproszenia, uwzględniające odległości od środka ciężkości w PCoA. W analizie aspektu przestrzennego zróżnicowania były to metazbiorowiska trzech tężni, w analizie czasowej - metazbiorowiska każdego porównywanego okresu (Hammer i in., 2001; Anderson, 2006). Jako miarę  $\gamma$ -różnorodności zastosowano całkowite bogactwo gatunków w całym zestawie poletek w Ciechocinku oraz w każdym regionie i w każdym okresie badania (Jost, 2006; Newton i in., 2012). W celu porównania w aspekcie przestrzennym między tężniami ogólna różnorodność  $\gamma$  została podzielona na komponenty za pomocą następujących równań:

$$\gamma = S_{TI} + S_{TII} + S_{TIII} + S_{wsp} \quad (7)$$

gdzie,

$S_{TI}$  to liczba gatunków unikalnych dla pierwszej tężni,

$S_{TII}$  i  $S_{TIII}$  to liczba gatunków unikalnych dla drugiej i trzeciej tężni,

$S_{wsp}$  to gatunki znalezione pod wszystkimi tężniami.

Dodatkowo podano pule gatunków  $\gamma_I$  pod tężnią I,  $\gamma_{II}$  pod tężnią II i  $\gamma_{III}$  pod tężnią III.

W aspekcie czasowym również dokonano rozdziału ogólnej różnorodności  $\gamma$  na komponenty dla każdego regionu wg wzoru:

$$\gamma = S_I + S_{II} + S_{oba} \quad (8)$$

gdzie,

$S_I$  reprezentuje liczbę gatunków unikalnych dla pierwszego badania,

$S_{II}$  - gatunki unikalne dla drugiego badania,

$S_{oba}$  - gatunki znalezione w obu badaniach.

### 2.3.3. Struktura metazbiorowisk

Różnice w strukturze metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym pomiędzy tężniami oraz w aspekcie czasowym między dwoma badaniami oceniono na podstawie danych dotyczących pokrycia gatunków. W przypadku metazbiorowisk tężni ciechocińskich najpierw wykonano analizę klasyfikacji niehierarchicznej w celu sprawdzenia, czy próby będą się grupować zgodnie ze swoim pochodzeniem do trzech grup, reprezentujących  $T_I$ ,  $T_{II}$  i  $T_{III}$ . Zastosowano metodę k-średnich i wykres Shilouette wskazujący jak dobrze każde poletko zostało sklasyfikowane w skali od -1 do 1. Dla zobrazowania dokładności i trafności podziału prób do poszczególnych klastrów stosuje się wykres, który w graficzny sposób obrazuje porównanie szczelności i rozdziału. Metoda k – średnich należy do metod podziałowych analizy skupień. Polegają one na dzieleniu całego zbioru obiektów zgodnie z ogólną zasadą maksymalizacji wariancji pomiędzy poszczególnymi grupami, przy jednoczesnej minimalizacji wariancji wewnątrz badanych grup. Idea metody k-średnich została opracowana w latach pięćdziesiątych przez T. Daleniusa, który przedstawił iteracyjną procedurę podziału populacji na k grup tak, by zminimalizować wielkość wewnątrzgrupowej wariancji (Kobus i Pietrzykowski, 2006). Metodę k-średnich stosuje się do analizy dużych ilości danych, a jej istota polega na zredukowaniu dużej ilości nagromadzonych informacji do kilku podstawowych kategorii, co pozwala na łatwe zorientowanie się w danym zjawisku, wyciągnięcie wniosków uogólniających. Zastosowanie metody k-średnich daje możliwość ustalenia typologii w zakresie badanych obiektów oraz określenie jednorodnych przedmiotów analizy, w której łatwiej jest wyodrębnić czynniki systematyczne oraz ewentualne związki przyczynowo-skutkowe (Kobus i Pietrzykowski, 2006).

Następnie do zobrazowania różnic w strukturze metazbiorowisk między tężniami wykorzystano analizę zgodności (CA), gdyż nieparametryczna metoda ordynacji, niezależna od długości analizowanego gradientu, tj. metoda niemetrycznego wielowymiarowego skalowania NMDS dawała niemiernodajne wyniki. Wysoki parametr  $stress = 1.542$  wskazywał na niski stopień odzwierciedlenia podobieństwa między próbami na diagramie ordynacyjnym

NMDS (Hammer i in., 2001). Analiza zgodności (Correspondence Analysis, CA), zwana także analizą wzajemnego wielokrotnego uśredniania bazuje na ważonym uśrednianiu (weighted averaging) zaproponowanym przez Whittakera (1967) (Dzwonko, 1998). Próby są porządkowane wzdłuż głównych gradientów zróżnicowania. Zmiany w strukturze metazbiorowisk w czasie udało się przedstawić za pomocą NMDS. Stosowano miarę Braya-Curtisa do porównania składu gatunkowego i liczebości/pokrycia gatunków. Następnie strukturę gatunkową w pierwszym i drugim okresie badań porównano za pomocą statystycznej jednokierunkowej analizy podobieństwa (ANOSIM) w oparciu o tę samą miarę podobieństwa, tj. Braya-Curtisa. ANOSIM opiera się na porównaniu odległości między grupami NMDS z odległościami w obrębie prób w grupach i wskazuje na ewentualną odrębność ich struktury gatunkowej w porównywanych okresach (Clarke, 1993). Do analiz zastosowano program Past ver. 4.12 (Hammer i in., 2001).

#### 2.3.4. Rola zmiennych środowiskowych

Aby wyciągnąć wnioski na temat czynników napędzających zróżnicowanie przestrzenne metazbiorowisk oraz zmiany metazbiorowisk w czasie, jako parametry środowiskowe zastosowano wartości wskaźnika Ellenberga (EIV) (Ellenberg i in., 1992). Dla każdego zdjęcia fitosocjologicznego obliczono średnie ważone na podstawie EIV dla wilgotności, odczynu, wskaźnika zawartości azotu w glebie i zasolenia (Roo-Zielińska, 2018). W aspekcie przestrzennym zależność między parametrami lokalnej  $\alpha$ -różnorodności a tak zdefiniowanymi zmiennymi środowiskowymi zbadano za pomocą korelacji liniowej rang Spermmana. Z kolei wpływ tak zdefiniowanych zmiennych na zróżnicowanie struktury metazbiorowisk zbadano za pomocą korelacji Spermmana EIV z osiami ordynacyjnymi I i II analizy zgodności CA. Wybrano nieparametryczny współczynnik korelacji rang Spermmana, ze względu na rozkład zmiennych różny od normalnego.

Zarówno w aspekcie przestrzennym jak i czasowym porównano średnie wartości EIV. W przypadku trzech tężni wykonano test Kruskala-Wallisa z testem post-hoc Dunna, gdyż zmienne miały rozkład różny od normalnego (test Shapiro-Wilka  $p < 0.05$ ). Z kolei różnice między dwoma badaniami w analizowanych w aspekcie czasowym regionach porównano za pomocą testu t-Studenta (dane miały rozkład normalny, test Shapiro-Wilka  $p > 0.05$ ). Do analiz zastosowano program Past ver. 4.12 (Hammer i in., 2001).

### 3. Wyniki

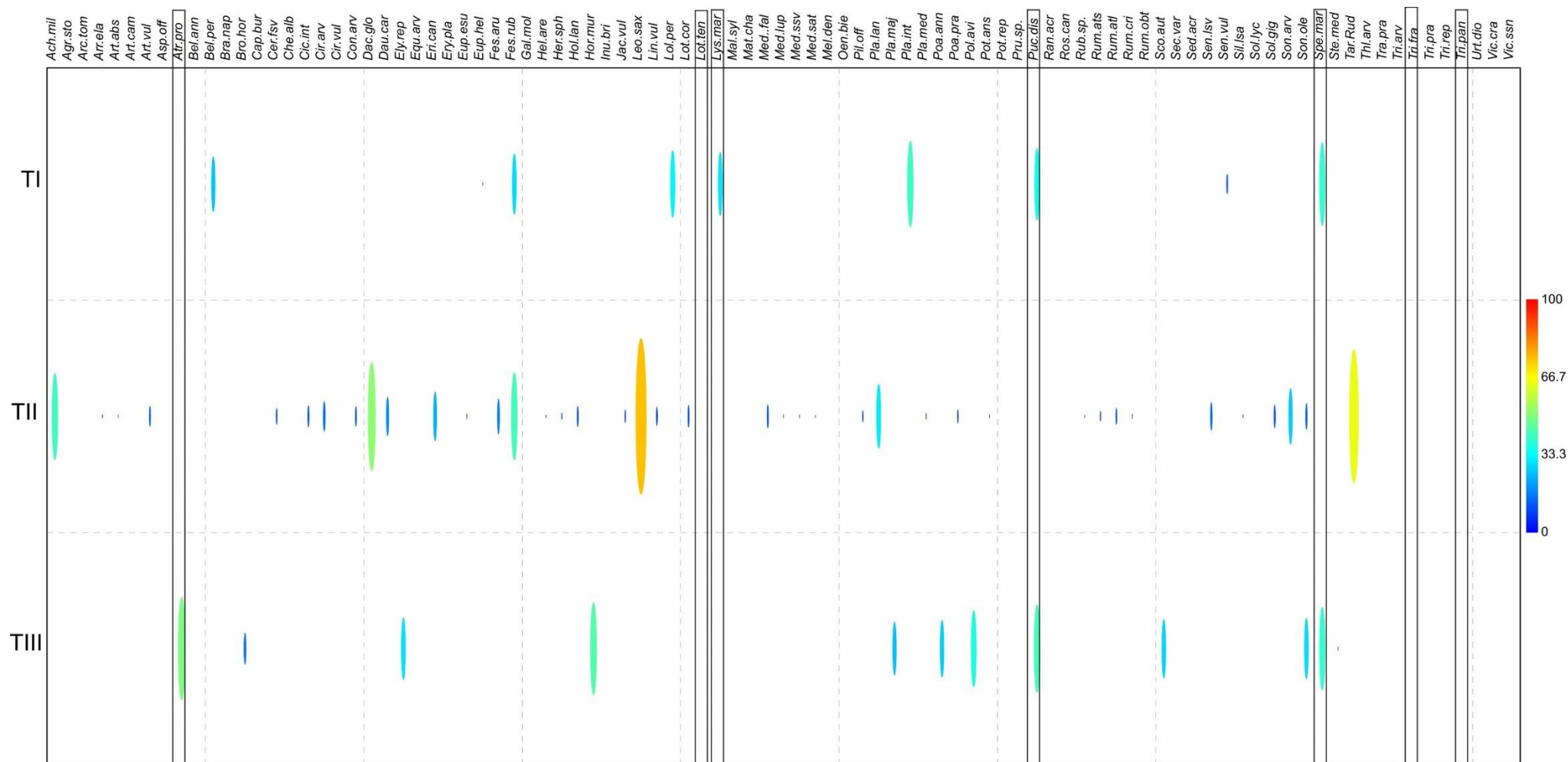
#### 3.1. Przestrzenne zróżnicowanie metazbiorowisk

##### 3.1.1. Zróżnicowanie składu gatunkowego pod tężniami

W wyniku badań terenowych metazbiorowisk przytężniowych Ciechocinka odnotowanych zostało 38 gatunków roślin naczyniowych pod tężnią pierwszą (T I), 91 dla tężni drugiej (T II), i 45 przy tężni trzeciej (T III). Wśród wszystkich gatunków roślin naczyniowych stwierdzono trzy gatunki halofitów obligatoryjnych: *Atriplex prostrata*, *Lysimachia maritima* i *Spergularia marina*, występujące wspólnie dla wszystkich tężni. Pod tężnią trzecią dodatkowo odnotowano występowanie obligatoryjnego gatunku *Tripolium pannonicum* subsp. *tripolium*. Dwa gatunki należące do grupy gatunków fakultatywnych: *Puccinellia distans* i *Trifolium fragiferum* odnotowano pod wszystkimi tężniami. Dodatkowo pod tężnią drugą obecny był *Lotus tenuis*. Zróżnicowanie w składzie gatunkowym metazbiorowisk pod tężniami wykazano na podstawie współczynnika indykacyjnego IndVal (Ryc. 3). Na podstawie IndVal istotnie największy udział *Atriplex prostrata* wykazano dla poletek badawczych przylegających do tężni III ( $p < 0.05$ ). Natomiast istotnie wyróżniającym dla tężni I był gatunek *Lysimachia maritima*. Gatunkami halofilnymi, których udział był istotnie większy pod tężnią I i III w porównaniu z tężnią II były *Puccinellia distans* i *Spergularia marina*.

Poza gatunkami halofilnymi współczynnik indykacyjny IndVal pod tężnią I był istotnie większy dla gatunków: *Bellis perennis*, *Lolium perenne*, *Plantago intermedia* i *Senecio vulgaris* (Ryc. 3). Pod tężnią II dla dużej grupy gatunków glikofilnych, takich jak: *Achillea millefolium*, *Artemisia vulgaris*, *Cerastium fontanum* subsp. *vulgare*, *Cichorium intybus*, *Cirsium arvense*, *Convolvulus arvensis*, *Dactylis glomerata*, *Daucus carota*, *Erigeron canadensis*, *Festuca arundinacea*, *Holcus lanatus*, *Jacobaea vulgaris*, *Leontodon saxatilis*, *Linaria vulgaris*, *Lotus corniculatus*, *Medicago falcata*, *Pilosella officinarum*, *Plantago lanceolata*, *Plantago media*, *Poa pratensis*, *Potentilla anserina*, *Rumex acetosa*, *Rumex acetosella*, *Senecio leucanthemifolius* subsp. *vernalis*, *Solidago gigantea*, *Sonchus arvensis*, *Sonchus oleraceus*, *Taraxacum* sect. *Ruderalia*.

Z kolei metazbiorowiska pod tężnią III wyróżniał istotnie wyższy współczynnik indykacyjny dla *Bromus hordeaceus*, *Elymus repens*, *Hordeum murinum*, *Plantago major*, *Poa annua*, *Polygonum aviculare*, *Scorzoneroides autumnalis* i *Sonchus oleraceus*.



Ryc. 3. Współczynnik indykacyjny IndVal dla gatunków odnotowanych pod tężniami (tężnie 1-3). Uwzględniono tylko znacząco różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji). Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S1

### 3.1.2. Zróźnicowanie $\alpha$ -róźnorodności

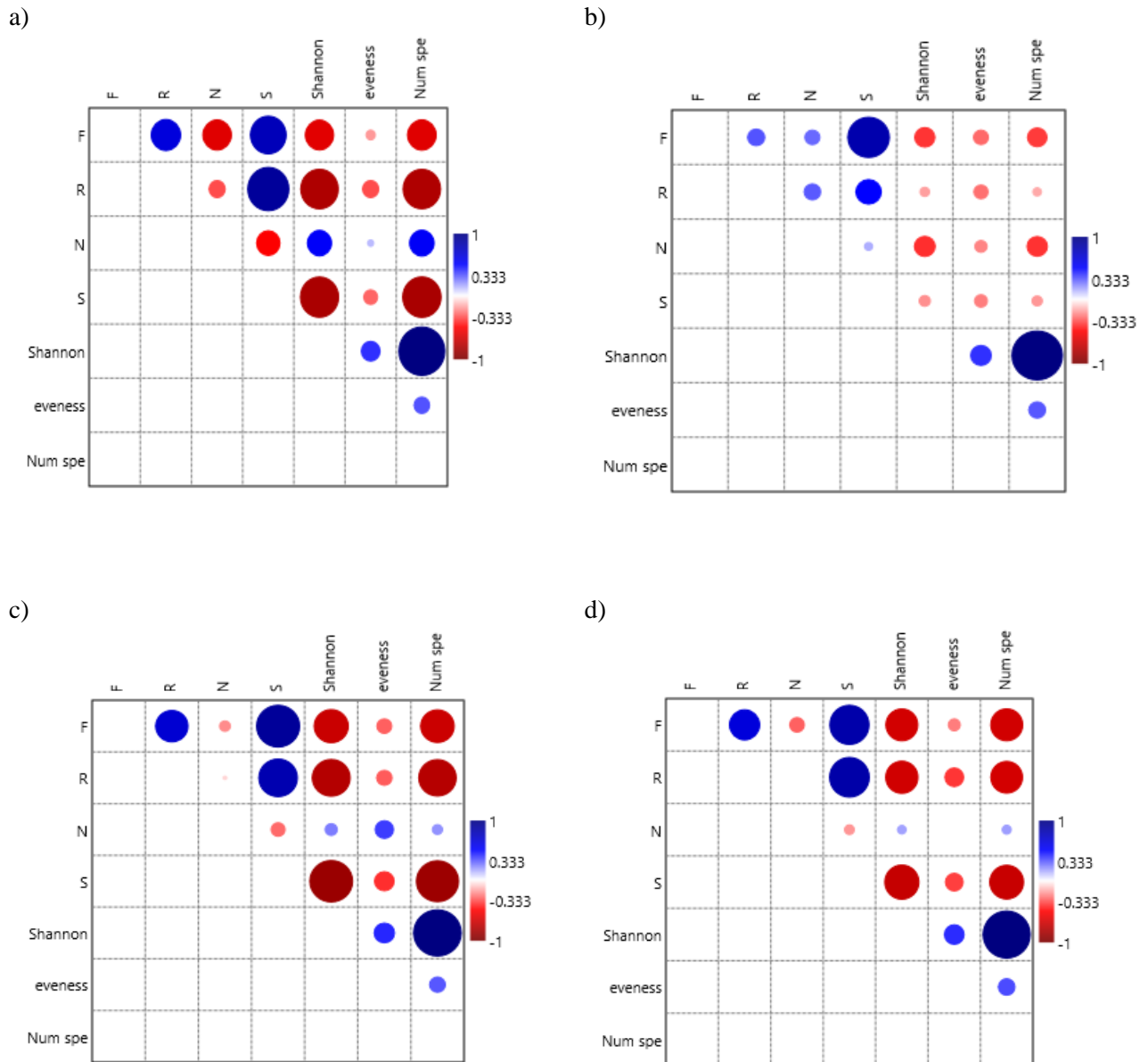
Najwyższą średnią liczbę gatunków stwierdzono dla poletek tężni II natomiast istotnie najniższą dla tężni I. Tężnia III charakteryzowała się pośrednią wartością średniej liczby gatunków, przy czym różnice w bogactwie gatunkowym poletek między tężniami były statystycznie istotne (Tab. 1).

Heterogenność metazbiorowisk przytężniowych wyliczona za pomocą wzoru Shannona-Wienera przy podstawie logarytmu naturalnego była najmniejsza dla tężni I i wynosiła 1,93. Największa dla tężni II, tj. 2,47. Dla tężni III wynosiła 2,16, a stwierdzone różnice były statystycznie istotne (Tab. 1).

Tabela 1. Porównanie wskaźników  $\alpha$ -róźnorodności: wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera, wskaźnik równocенności (Evenness) i  $\beta$ -róźnorodności Whittakera. Podano średnie  $\pm$  odchylenia standardowe. Istotnie różne średnie między trzema pomiarami (tężnia I, II, III) dla każdej tężni są oznaczone różnymi literami ( $p < 0,05$ ) na podstawie testu ANOVA z testem post-hoc Tukeya. TI – tężnia I, TII – tężnia II, TIII – tężnia III

	TI n=280	T II n=297	T III n=128
wskaźnik równocенności	0.969 <sup>b</sup> $\pm$ 0.015	0.974 <sup>c</sup> $\pm$ 0.09	0.964 <sup>a</sup> $\pm$ 0.016
wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera	1.93 <sup>a</sup> $\pm$ 0.46	2.47 <sup>c</sup> $\pm$ 0.29	2.16 <sup>b</sup> $\pm$ 0.31
Liczba gatunków	8.03 <sup>a</sup> $\pm$ 3.33	13.04 <sup>c</sup> $\pm$ 3.42	9.81 <sup>b</sup> $\pm$ 3.01
$\beta$ -róźnorodność Whittakera	3.733	6.055	3.280

Korelacja pomiędzy wskaźnikami  $\alpha$ -róźnorodności i zmiennymi środowiskowymi wyrażonymi jako średnie ważone liczb wskaźnikowych Ellenberga (EIV) wykazała statystycznie istotną pozytywną zależność z zasobnością azotu, a ujemną z zasoleniem, wilgotnością i odczynem dla wszystkich tężni rozpatrywanych jednocześnie (Ryc. 4d). Analiza wykonana dla metazbiorowisk pod poszczególnymi tężniami wykazała analogiczną zależność dla tężni I i tężni III (Ryc. 4a, c). W przypadku tężni II wskaźniki  $\alpha$ -róźnorodności były ujemnie skorelowane również z zawartością azotu w glebie (Ryc. 4b).



Ryc. 4. Korelacja wskaźników lokalnej  $\alpha$ -różnorodności ze średnimi ważonymi wskaźnikami Ellenberga dla poletek a) poletka pod tężnią I (n=280), b) poletka pod tężnią II (n=297), c) poletka pod tężnią III (n=128), d) ogólny wzorzec zależności dla wszystkich tężni (n=705). Skróty: F – wskaźnik wilgotności, R – wskaźnik odczynu gleby, N – wskaźnik zawartości azotu, S – wskaźnik zasolenia gleby

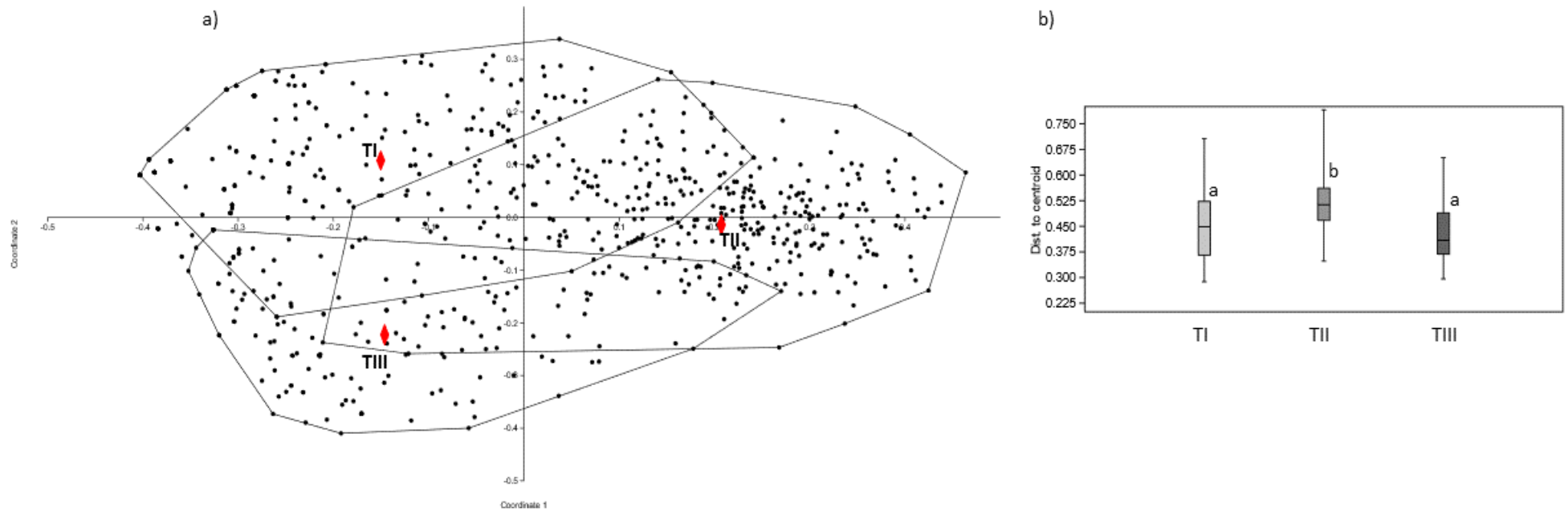
### 3.1.3. Zróżnicowanie $\beta$ -różnorodności

Wartość wskaźnika  $\beta$ -różnorodności Whittakera rozpatrywana dla wszystkich tężni była wyższa (7,89) niż dla poszczególnych tężni (Tab. 1). Najwyższą wartość wskaźnika

stwierdzono dla tężni II (6,055). Do zanalizowania  $\beta$ -różnorodności metazbiorowisk poszczególnych tężni wykorzystano również analizę głównych współrzędnych PCoA (Principal Coordinates Analysis), w której do porównania rozproszenia prób ze względu na skład gatunkowy jako miara dyspersji użyta została odległość wynikająca ze współczynnika Jaccarda. Analiza wykazała, że największą dyspersją składu gatunkowego charakteryzowała się tężnia druga (Ryc. 5a). Na diagramie ordynacyjnym PCoA metazbiorowiska pozostałych tężni charakteryzują się widocznie mniejszą odległością od swoich centroidów. Test istotności rozproszenia zdjęć fitosocjologicznych wokół centroidów grup z porównywanych poszczególnych tężni wykazał istotną różnicę między tężnią II a I i III (Ryc. 5.b).

Porównanie metazbiorowisk poszczególnych tężni zarówno za pomocą wskaźnika  $\beta$ -różnorodności Whittakera jak i analizą głównych współrzędnych PCoA wykazało najwyższą  $\beta$ -różnorodność dla tężni II.





Ryc. 5. a) Analiza głównych współrzędnych PCoA z odległością Jaccarda jako miarą dyspersji i b) wartości  $\beta$ -różnorodności jako odległości od centroidów grup zdjęć fitosocjologicznych wykonanych pod tężniami TI-TIII. Centroidy dla każdej z tężni zaznaczono kolorem czerwonym. Podano różnice w medianie i rozstępie między kwartylami ( $p \leq 0,05$ , PERMDISP). Statystycznie istotne różnice oznaczono różnymi literami alfabetu

### 3.1.4. Zróżnicowanie $\gamma$ -różnorodności

W obrębie pasa poletek przytężniowych tężni ciechocińskich zanotowano łącznie 94 gatunki roślin naczyniowych. Zróżnicowanie  $\gamma$ -różnorodności przedstawia Tabela 2. Pod tężnią I zanotowano 30 gatunków, pod tężnią II 90, a pod tężnią III 45. Nie odnotowano gatunków występujących wyłącznie pod tężnią pierwszą. Z kolei gatunków występujących wyłącznie pod tężnią II było aż 37: *Arctium tomentosum*, *Arrhenatherum elatius*, *Artemisia absinthium*, *Asparagus officinalis*, *Bellis annua*, *Brassica napus*, *Cirsium arvense*, *Cirsium vulgare*, *Convolvulus arvensis*, *Eryngium planum*, *Euphorbia esula*, *Galium mollugo*, *Helichrysum arenarium*, *Heracleum sphondylium*, *Inula britannica*, *Jacobaea vulgaris*, *Lotus tenuis*, *Malva sylvestris*, *Medicago lupulina*, *Melilotus dentatus*, *Oenothera biennis*, *Pilosella officinarum*, *Poa pratensis*, *Potentilla anserina*, *Potentilla reptans*, *Prunus* sp., *Ranunculus acris*, *Rosa canina*, *Rubus* sp., *Rumex crispus*, *Rumex obtusifolius*, *Securigera varia*, *Sedum acre*, *Senecio leucanthemifolius* subsp. *vernalis*, *Silene latifolia* subsp. *alba*, *Solanum lycopersicum*, *Thlaspi arvense*. Trzy gatunki występujące wyłącznie pod tężnią III to: *Poa pratensis*, *Solanum lycopersicum*, *Tripolium pannonicum* subsp. *tripolium*.

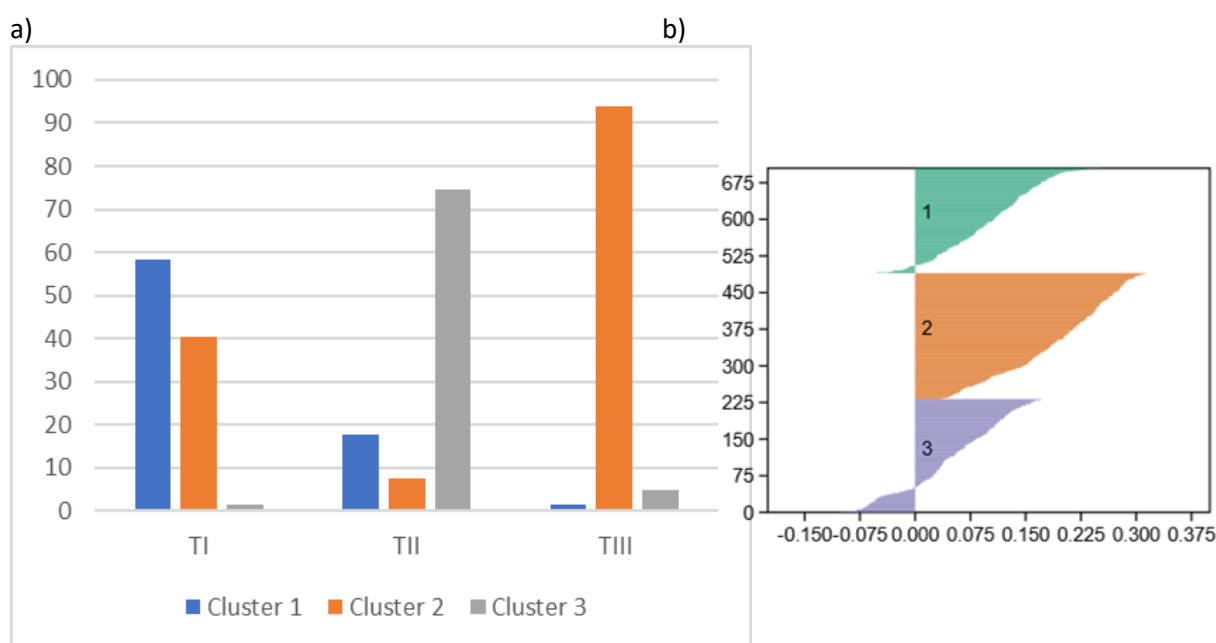
Gatunków wspólnych dla wszystkich tężni ( $S_{wsp}$ ) było 30. Były to: *Achillea millefolium*, *Artemisia vulgaris*, *Atriplex prostrata* Boucher, *Bellis perennis*, *Bromus hordeaceus*, *Dactylis glomerata*, *Elymus repens*, *Erigeron canadensis*, *Festuca arundinacea*, *Festuca rubra*, *Holcus lanatus*, *Hordeum murinum*, *Leontodon saxatilis*, *Lolium perenne*, *Lysimachia maritima*, *Matricaria chamomilla*, *Medicago falcata*, *Medicago sativa* subsp. *varia*, *Plantago lanceolata*, *Plantago major* subsp. *intermedia*, *Poa annua*, *Polygonum aviculare*, *Puccinellia distans*, *Sonchus arvensis*, *Sonchus oleraceus*, *Spergularia marina*, *Taraxacum* sect. *Ruderalia*, *Trifolium fragiferum*, *Trifolium pratense*, *Trifolium repens*.

Tabela 2. Zróżnicowanie  $\gamma$ -różnorodności dla badanych tężni. SI – liczba gatunków unikalnych dla pierwszej tężni, SII – liczba gatunków unikalnych dla drugiej tężni, SIII – liczba gatunków unikalnych dla trzeciej tężni,  $S_{wsp}$  – gatunki wspólne dla wszystkich tężni

	T I	TII	TIII	$S_{wsp}$	$\gamma$
S I-III	0	37	3	30	
$\gamma$ I-III	38	90	45		94

### 3.1.5. Zróźnicowanie struktury metazbiorowisk

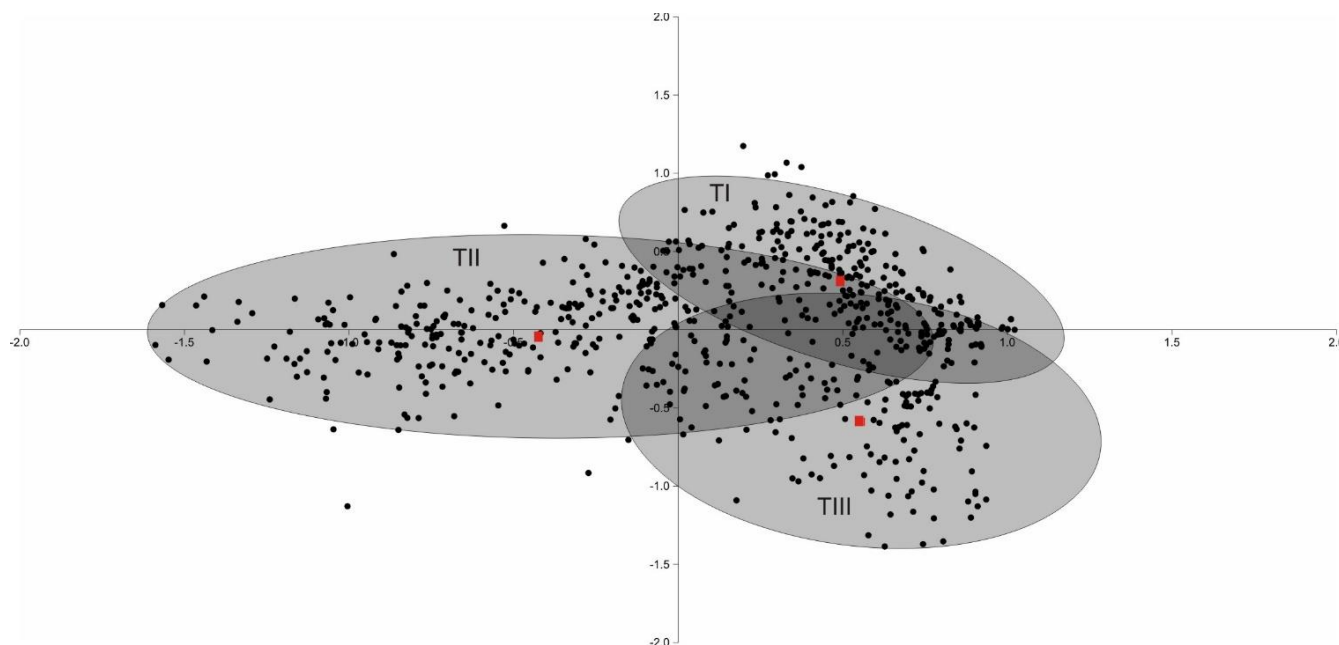
Aby sprawdzić specyficzność struktury metazbiorowisk poszczególnych tężni, przeprowadzono klasyfikację metodą k-średnich na trzy grupy poletek. W wyniku tego przyporządkowania poletka z tężni I były klasyfikowane do dwóch grup, przy czym więcej (58%) do klastra pierwszego. Jednak duża część poletek znalazła się również w klastrze drugim, tj. 40% (Ryc. 6a). Poletka tężni III klasyfikowane były głównie do klastra trzeciego (75%). Z kolei poletka tężni trzeciej trafiały głównie do klastra drugiego (94%). To świadczy o podobieństwie poletek tężni I i III, ponieważ w klastrze drugim znalazły się również z dużym udziałem poletka z tężni I. W każdej grupie możliwy jest błąd przyporządkowania, a parametr Shilouette w skali od -1 do 1 określa dokładność rozdziału za pomocą tej metody. Poletka są mniej lub bardziej trafnie przydzielone do danej grupy, co zobrazowano na Ryc. 6 b, wskazującym, że poletka z klastra drugiego były najbardziej trafnie przyporządkowane.



Ryc. 6. Wyniki klasyfikacji poletek tężni TI-III według metody k-średnich, przy założeniu istnienia trzech grup odpowiadających poszczególnym tężniom, a) udział poszczególnych poletek w każdym z trzech klastrów, b) wykres Shilouette oceniający trafność przyporządkowania poletek do poszczególnych klastrów

Zróźnicowanie struktury metazbiorowisk ze względu na skład i udział gatunków analizowano również w przestrzeni wielowymiarowej analizy zgodności (CA). Skupiono się na głównych gradientach zróźnicowania reprezentowanych przez dwie pierwsze osie

ordynacyjne (Ryc. 7). Metazbiorowiska poszczególnych tężni rozdzielają się w gradiencie osi ordynacyjnych. Najbardziej na lewo diagramu ordynacyjnego jest rozciągnięta grupa metazbiorowisk tężni II. Z prawej strony, nieco wyżej położone są metazbiorowiska tężni I, a nieco niżej tężni III.



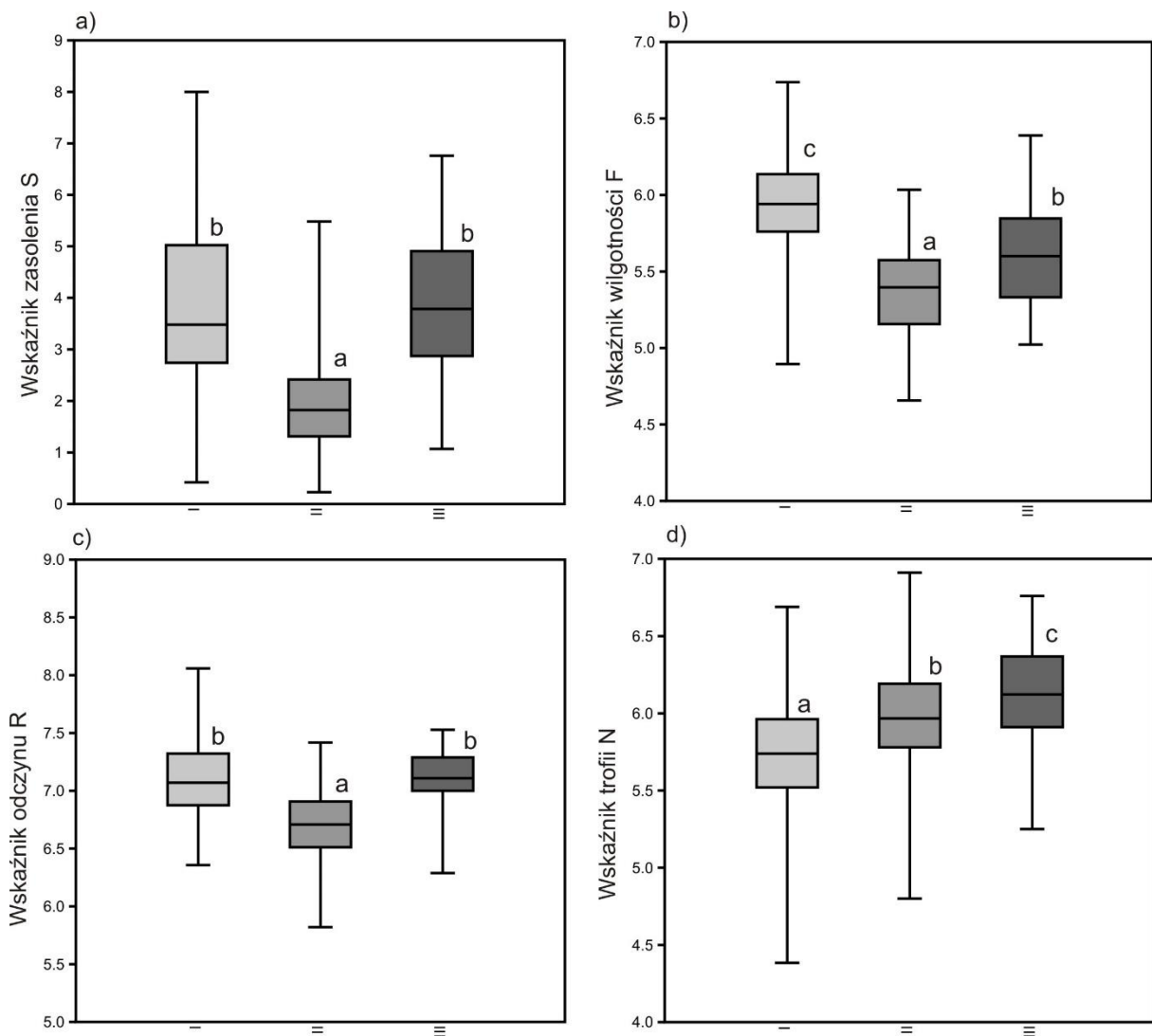
Ryc. 7. Zróznicowanie struktury metazbiorowisk tężni Ciechocinka T I-III w gradiencie osi ordynacyjnych I i II analizy zgodności (CA). Centroidy każdej z grup poletek należących do odpowiednich tężni zaznaczono symbolem czerwonym

Wyniki korelacji Spermmana dla średnich ważonych wskaźników Ellenberga (EIV) z osiami ordynacyjnymi wskazują, że pierwsza oś ordynacyjna skorelowana jest dodatnio ze wskaźnikami zasolenia, wilgotności i odczynu, a ujemnie ze wskaźnikiem trofii ( $p < 0,05$ ; Tab. 3). To pokazuje, że struktura metazbiorowisk tężni I i III była głównie kształtowana przez zasolenie, wilgotność i odczyn, wyższe niż w przypadku poletek pod tężnią II i w warunkach niższej trofii siedliska. Z kolei osią drugą w mniejszym stopniu, ale w statystycznie istotny sposób skorelowana jest dodatnio wilgotność, a ujemnie wskaźnik zawartości azotu (Tab. 3).

Tabela 3. Korelacja Spermmana średnich ważonych wskaźników Ellenberga dla zdjęć fitosocjologicznych pod tężniami w Ciechocinku z osiami ordynacyjnymi analizy zgodności CA. F – wskaźnik wilgotności, R – odczynu, N – zawartości azotu, S – zasolenia. \* $p \leq 0,05$ ; \*\* $p \leq 0,01$ ; \*\*\* $p \leq 0,001$

	Axis 1	Axis 2	F	R	N	S
Axis 1		-0.05234	0.76***	0.78***	-0.16**	0.92***
Axis 2			0.33***	-0.12**	-0.28***	-0.08*

To wskazuje, że metazbiorowiska pod tętnią I rozwijały się w warunkach większej wilgotności niż pod tętnią III. Jednakże pod tętnią III przy trochę wyższej zawartości azotu. Potwierdza to również porównanie średnich ważonych EIV za pomocą testu Kruskala-Wallisa, ponieważ wskazuje na istotnie większe wartości zasolenia i odczynu pod tętnią I i III niż pod tętnią II, istotnie wyższy wskaźnik wilgotności pod tętnią I niż pod tętnią II i III, natomiast istotnie niższy zawartości azotu pod tętnią I niż pod tętnią II i III (Ryc. 8 a-d).



Ryc. 8. Średnie ważone wartości wskaźnika Ellenberga (EIV) dla tętni w Ciechocinku I-III a) wartości wskaźnika zasolenia, b) wartości wskaźnika wilgotności, c) wartości wskaźnika odczynu (pH) oraz d) wartości wskaźnika zawartości azotu. Istotne różnice między tętniami zaznaczono różnymi literami alfabetu (test Kruskala-Wallisa z testem post-hoc Dunna,  $p < 0,05$ )

## 3.2. Zróżnicowanie metazbiorowisk w czasie

### 3.2.1. Zmiany składu gatunkowego

Na Kujawach (K) ok. roku 1960. Wilkoń-Michalska (1963) stwierdziła 157 gatunków, z czego 76 występowało także na solniskach w tym regionie ok. 40 lat później w badaniach Piernik (2005, 2012). W latach 60-tych odnotowano 81 gatunków, które nie występowały później w badaniach w latach 90-tych (Tabela S2). W tej grupie był obligatoryjny halofit *Juncus gerardii* oraz dwa fakultatywne *Althaea officinalis* i *Centaurium pulchellum*. Z kolei w latach 90-tych odnotowano 43 gatunki, które nie były notowane w okresie wcześniejszym, ale w grupie tej nie było halofitów. Zmiany we frekwencji i udziale gatunków między dwoma badaniami były znaczące dla 57 gatunków, z których 42 zmniejszyło, a 15 zwiększyło frekwencję i wartość współczynnika indykacyjnego IndVal (Ryc. 9, patrz także Tabela S2). Wśród gatunków istotnie zmniejszających swój współczynnik IndVal znalazły się halofity: obligatoryjne *Juncus gerardii*, *Lysimachia maritima*, *Triglochin maritima* oraz fakultatywne *Althaea officinalis*, *Lotus tenuis* i *Trifolium fragiferum*. W grupie zwiększającej współczynnik IndVal znalazły się halofity obligatoryjne *Atriplex prostrata* oraz halofity fakultatywne *Puccinellia distans* i *Bolboschoenus maritimus*.

Zmiany obserwowane w ciągu ok. 15 lat w Wielkopolsce (W) i dorzeczu Dolnej Nidy (LN) były mniejsze w porównaniu do obserwowanych po ok. 40 latach w rejonie Kujaw. W Wielkopolsce Brzeg (1998) odnotował 69 gatunków, z czego 39 było obecnych w badaniach Piernik (2012) ok. 15 lat później. Wśród tych gatunków było 11 halofitów – 4 obligatoryjne (*Triglochin maritima*, *Spergularia marina*, *Lysimachia maritima*, *Atriplex prostrata*) i 7 fakultatywnych (*Trifolium fragiferum*, *Schoenoplectus tabernaemontani*, *Puccinellia distans*, *Plantago major* subsp. *winteri*, *Lotus tenuis*, *Carex distans*, *Bolboschoenus maritimus*). Zmiany we frekwencji i udziale gatunków między dwoma okresami badawczymi były istotne tylko dla 21 gatunków, z których 14 zmniejszyło, a 7 zwiększyło frekwencję i współczynnik indykacyjny IndVal (Ryc. 10, patrz także Tabela S3). Wśród gatunków istotnie zmniejszających swój wskaźnik IndVal znalazły się halofity fakultatywne: *Lotus tenuis*, *Trifolium fragiferum*, *Plantago major* subsp. *winteri* i *Puccinellia distans*.

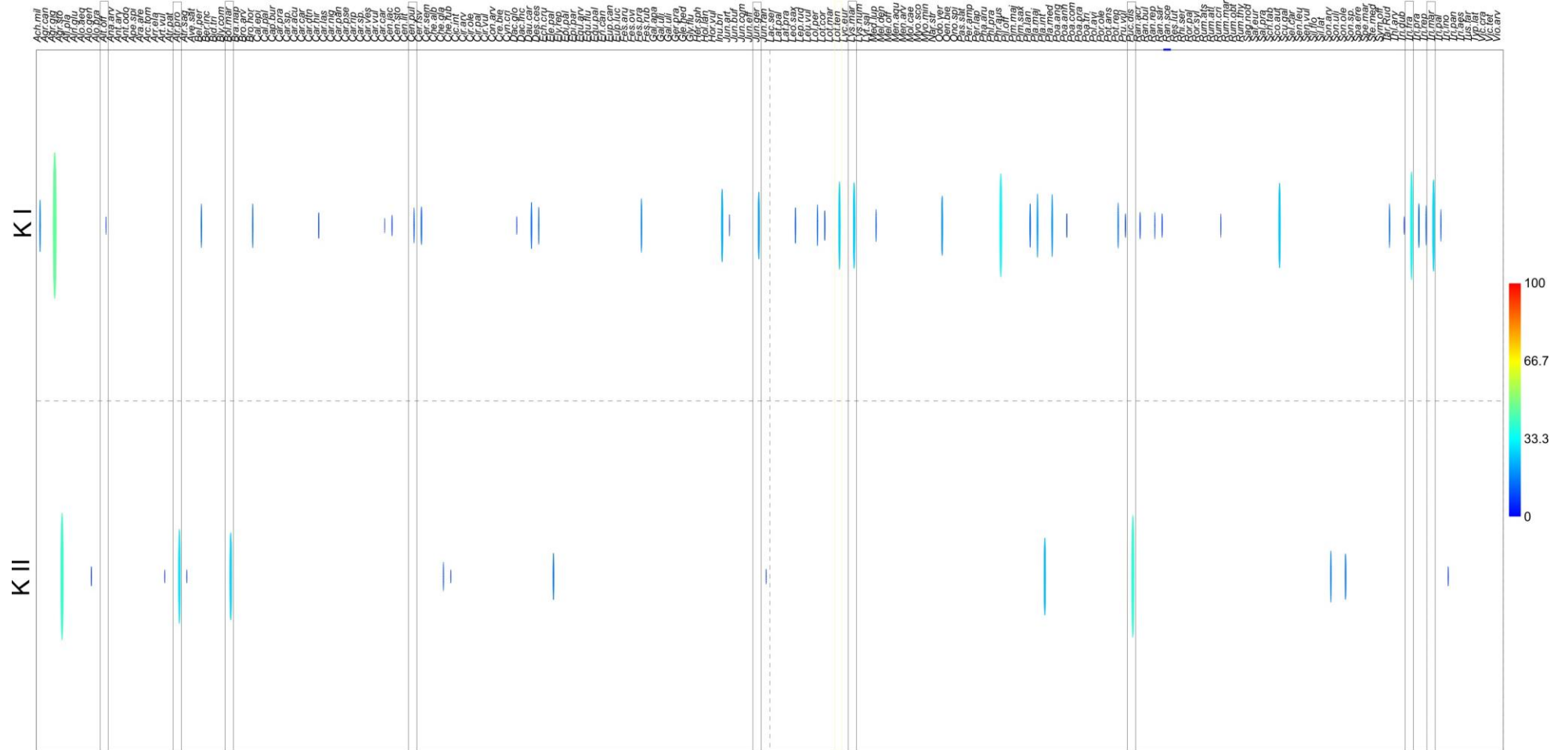
W rejonie dolnej Nidy (LN) Trzcńska-Tacik (1988) odnotowała 66 gatunków w badaniach z roku 1987, z których większość, tj. 47 występowała również w latach 2003-2005 w badaniach Piernik (2012). Wśród nich znalazły się tylko dwa halofity obligatoryjne *Spergularia marina* i *Atriplex prostrata* oraz 10 fakultatywnych: *Trifolium fragiferum*,

*Schoenoplectus tabernaemontani*, *Puccinellia distans*, *Lotus tenuis*, *Lotus maritimus*, *Centaureum pulchellum*, *Carex distans*, *Bolboschoenus maritimus* i gatunek charakterystyczny dla tego regionu *Bupleurum tenuissimum*. Zmiany we frekwencji i udziale gatunków między dwoma badaniami były znaczące tylko dla 11 gatunków, z których tylko 4 zmniejszyły frekwencję i współczynnik indykacyjny IndVal (Ryc. 11, patrz także Tabela S4). Wśród gatunków istotnie zmniejszających swój współczynnik IndVal znalazł się halofit fakultatywny *Puccinellia distans*, a rosnących - *Lotus maritimus*.

Zmiany we frekwencji i pokryciu gatunków halofilnych były najbardziej widoczne w obrębie Kujaw, prawdopodobnie ze względu na najdłuższy czas między badaniami. Zmiany w obrębie gatunków towarzyszących halofitom wskazują na istotny wzrost frekwencji

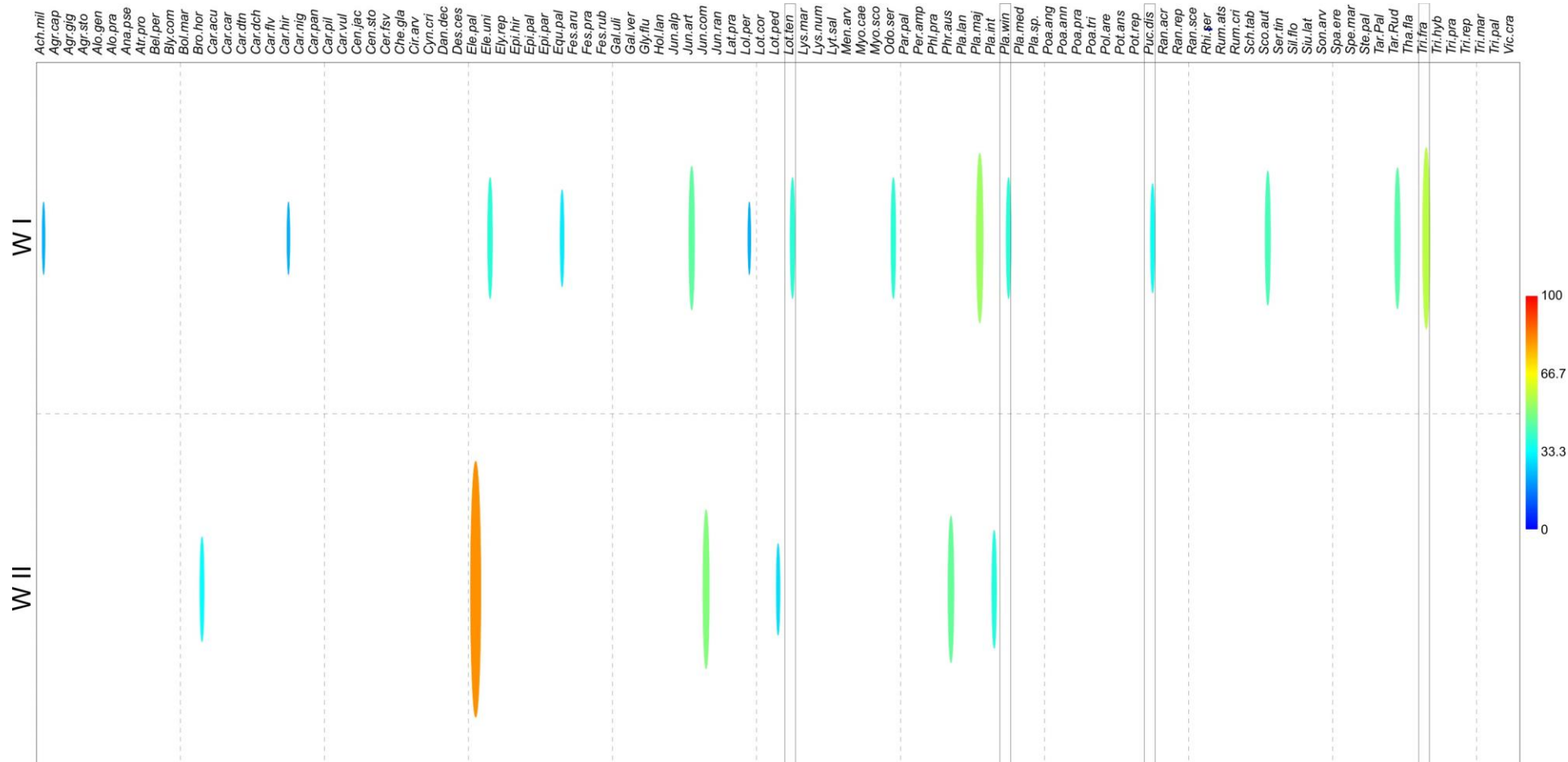
i współczynnika indykacyjnego IndVal halotolerancyjnych gatunków ruderalnych, takich jak *Polygonum aviculare*, *Sonchus oleraceus*, *Sonchus arvensis*, *Chenopodium glaucum*, *Chenopodium rubrum* i *Artemisia vulgaris* w obrębie Kujaw in rejonie dolnej Nidy (tabele S2 i S4). Nie zaobserwowano tego w obrębie solnisk Wielkopolski (Tabela S3).

We wszystkich regionach statystycznie istotne zmiany dotyczyły *Phragmites australis*, gatunku najbardziej ekspansywnego i niebezpiecznego dla utrzymania bioróżnorodności naturalnych solnisk śródlądowych. W regionach dolnej Nidy i Wielkopolski odnotowano istotny wzrost wskaźnika IndVal tego gatunku, natomiast w rejonie Kujaw istotny spadek. Biorąc pod uwagę wyniki analizy zmian w składzie gatunkowym we wszystkich regionach, można stwierdzić, że zależały one zarówno od czasu, jak i regionu.

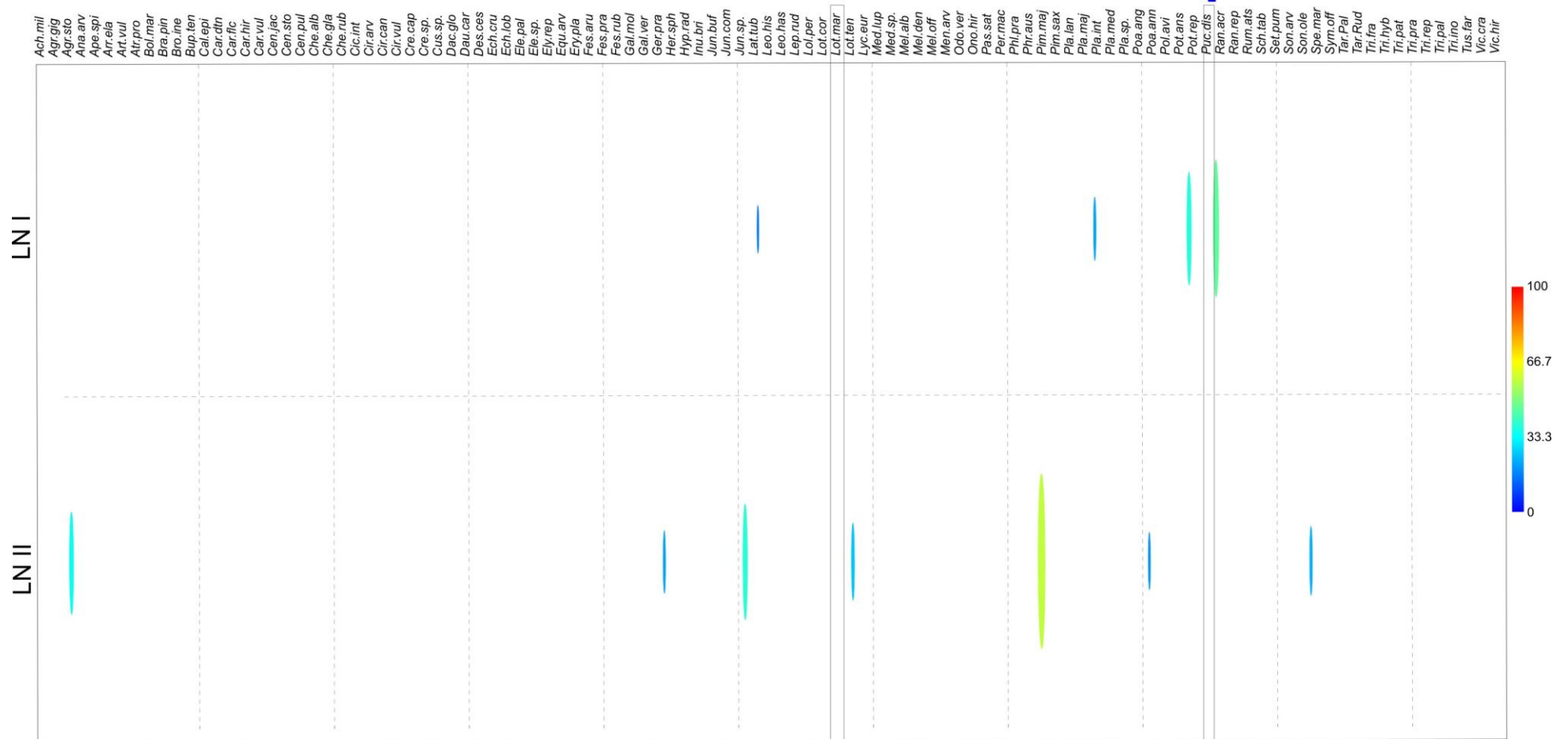


Ryc. 9. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w obrębie Kujaw (K). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S2





Ryc. 10. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w Wielkopolsce (W). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S3



Ryc. 11. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w regionie dolnej Nidy (LN). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skrótów nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S4

### 3.2.2. Zmiany $\alpha$ -różnorodności

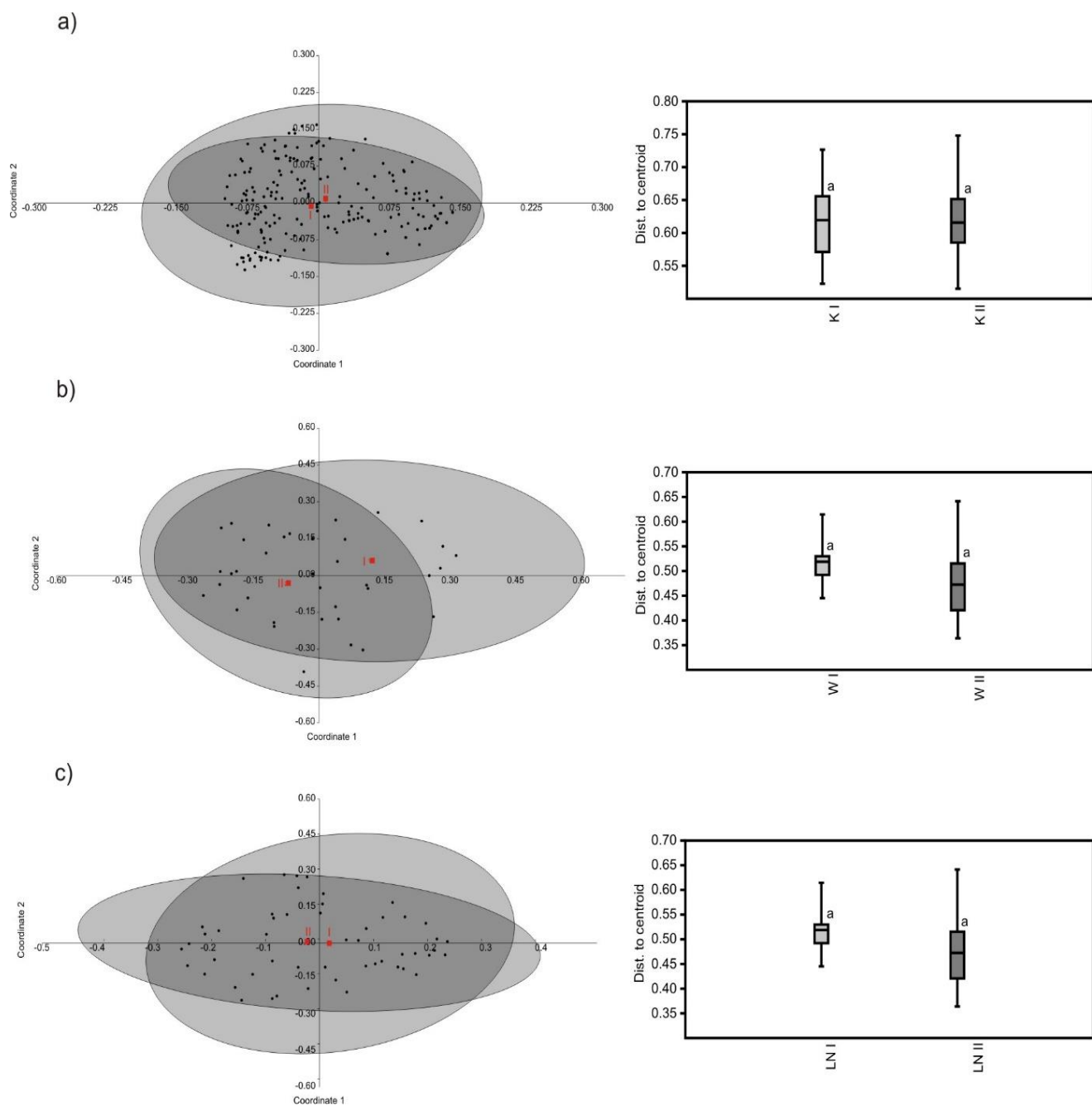
Jak wspomniano w metodach, w analizie  $\alpha$ -różnorodności uwzględniono zmiany średniego wskaźnika różnorodności Shannona, wskaźnika równocенności (evenness) oraz średniego bogactwa gatunkowego. Wskaźniki te nie zmieniły się istotnie jedynie w regionie dolnej Nidy (Tab. 4). W dwóch pozostałych regionach wszystkie te trzy wskaźniki były statystycznie istotnie niższe ( $p < 0,05$ ) w drugim z badanych okresów.

Tabela 4. Porównanie wskaźników  $\alpha$ -różnorodności i  $\beta$ -różnorodności Whittakera. Podano średnie  $\pm$  odchylenia standardowe. Istotnie różne średnie między dwoma badaniami (I i II) w każdym regionie są oznaczone różnymi literami ( $p < 0,05$ ) na podstawie testu t-Studenta. K – Kujawy, W – Wielkopolska, LN – Dolna Nida

	K I n=108	K II n=98	W I n=13	W II n=24	LN I n=25	LN II n=26
Wskaźnik równocенności	0.91 <sup>a</sup> $\pm$ 0.16	0.90 <sup>b</sup> $\pm$ 0.11	0.96 <sup>a</sup> $\pm$ 0.01	0.95 <sup>b</sup> $\pm$ 0.01	0.94 <sup>a</sup> $\pm$ 0.03	0.93 <sup>a</sup> $\pm$ 0.03
Wskaźnik różnorodności Shannona	2.2 <sup>a</sup> $\pm$ 0.87	1.91 <sup>b</sup> $\pm$ 0.64	2.77 <sup>a</sup> $\pm$ 0.31	2.57 <sup>b</sup> $\pm$ 0.27	2.01 <sup>a</sup> $\pm$ 0.50	2.27 <sup>a</sup> $\pm$ 0.63
Liczba gatunków	14.3 <sup>a</sup> $\pm$ 10.41	9.4 <sup>b</sup> $\pm$ 5.21	18.7 <sup>a</sup> $\pm$ 5.04	15.5 <sup>b</sup> $\pm$ 3.76	9.5 <sup>a</sup> $\pm$ 5.12	13.3 <sup>a</sup> $\pm$ 7.49
$\beta$ -różnorodność Whittakera	10.0	11.6	2.7	3.7	6.0	5.5

### 3.2.3. Zmiany $\beta$ -różnorodność

Klasyczna miara różnorodności  $\beta$  Whittakera wydaje się podobna dla regionu dolnej Nidy w dwóch okresach badań, gdyż wynosiła odpowiednio 6,0 i 5,5. Natomiast w obrębie Kujaw (odpowiednio 10.0 i 11.6) oraz obrębie solnisk Wielkopolski (odpowiednio 2.7 i 3.7) była nieco wyższa w drugim okresie badań (Tabela 4). Analiza  $\beta$ -różnorodności została jednak wsparta drugą wielowymiarową metodą oceny różnorodności, metodą PCoA, w której macierz odległości oparta na indeksie Jaccarda redukuje się do głównych osi współrzędnych. Testy istotności rozproszenia zdjęć fitosocjologicznych wokół centroidów grup zdjęć z porównywanych okresów nie wykazały żadnej istotnej różnicy między okresami badawczymi we wszystkich trzech regionach (Ryc. 12).



Ryc. 12. Analiza głównych współrzędnych PCoA z odległością Jaccarda jako miarą dyspersji i wykresami ilustrującymi wartości  $\beta$ -różnorodności jako odległości od centroidów grup zdjęć fitosocjologicznych wykonanych w porównywanych okresach badań (I i II) w obszarach a) Kujaw (K), b) Wielkopolski (W) i c) dolnej Nidy (LN). Centroidy dla I i II badania zaznaczono kolorem czerwonym. Podano różnice w medianie i rozstępie między kwartylami ( $p > 0,05$ , PERMDISP). Brak statystycznie istotnych różnic oznaczono tymi samymi literami

### 3.2.4. Zmiany $\gamma$ -różnorodność i puli gatunków

Liczba gatunków zarejestrowanych w obrębie solnisk na Kujawach w obu badaniach łącznie wyniosła 200. Badania z lat 50-tych wykazały 155 gatunków ( $S_I = 81$ ), a badania z lat 90-tych 119 gatunków ( $S_{II} = 45$ ). Liczba wspólnych gatunków wynosiła 74 (Tabela 5). Ogólna pula gatunków w obu pozostałych regionach była mniejsza.

W rejonie Wielkopolski liczba gatunków stwierdzonych w obu okresach badań wyniosła 103. W latach 80-tych XX w. zanotowano 70 gatunków ( $S_I = 30$ ), ok. piętnaście lat później 73 ( $S_{II} = 33$ ), a liczba wspólnych gatunków wyniosła 40.

Bardzo podobną sytuację odnotowano w rejonie dolnej Nidy, gdzie liczba gatunków stwierdzonych w obu badaniach wyniosła 107. Pierwsza obserwacja obejmowała 67 gatunków ( $S_I = 20$ ), obserwacja ok. piętnaście lat później 87 ( $S_{II} = 40$ ), a liczba wspólnych gatunków wynosiła 47.

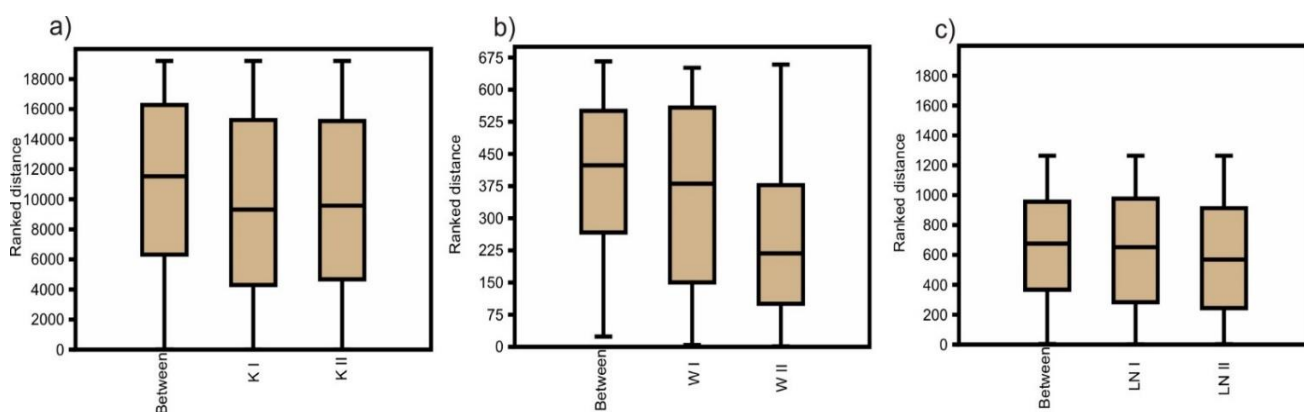
Na podstawie tych wyników można stwierdzić, że regionalne pule gatunków mają tendencję do zwiększania się w czasie. Były one jednak bardziej podobne w okresie 15-letnim niż 40-letnim.

Tabela 5. Porównanie  $\gamma$ -różnorodności w dwóch badaniach.  $S_I$  – liczba gatunków unikalnych dla pierwszego okresu,  $S_{II}$  – liczba gatunków unikalny dla drugiego przeglądu, oraz  $S_{both}$  – gatunki znalezione w obu badaniach.  $\gamma$ -różnorodność – regionalna pula gatunków,  $\gamma_I$ -różnorodność -pula gatunków w badaniu I,  $\gamma_{II}$ -różnorodność – pula gatunków w badaniu II

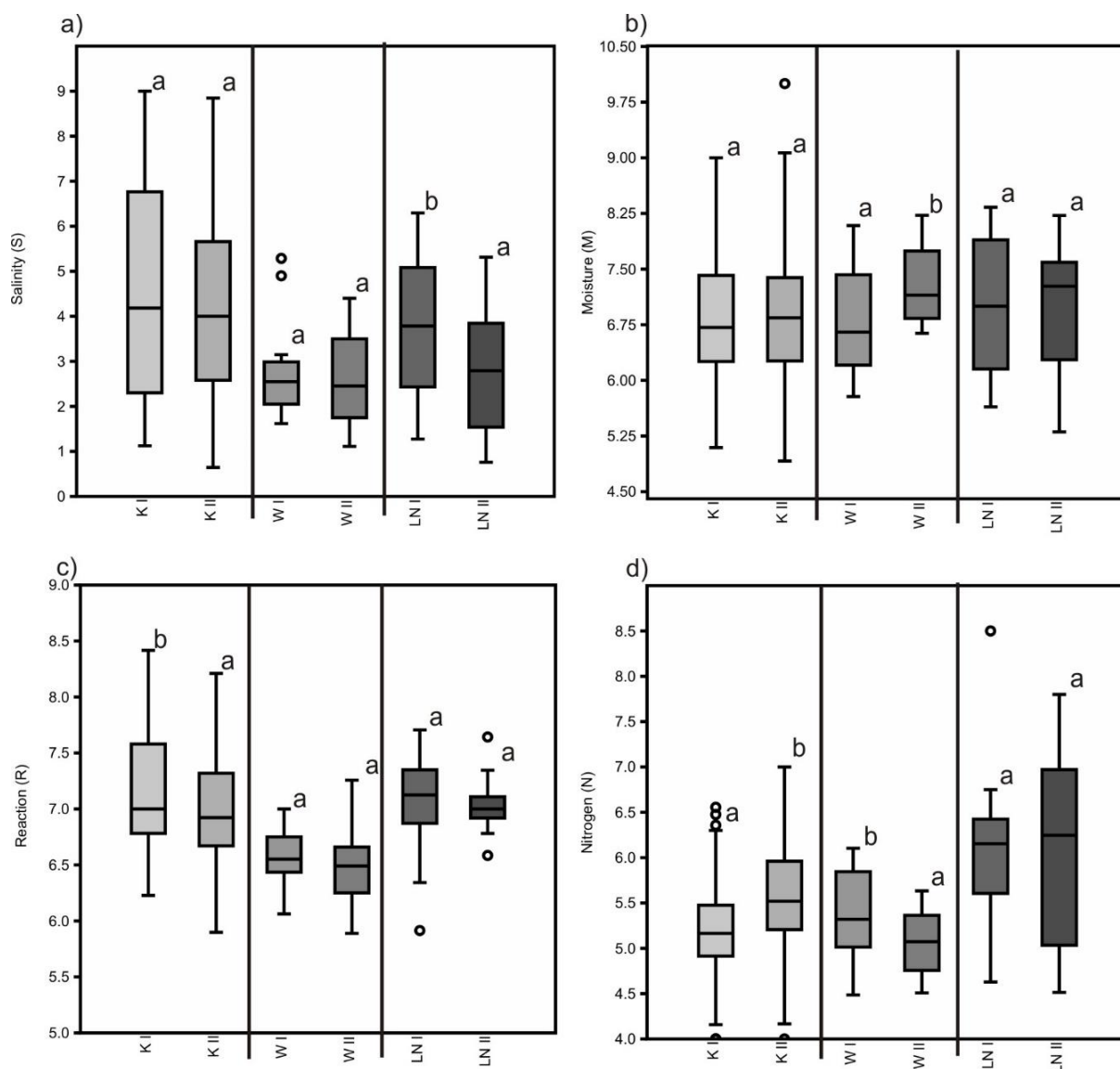
	Kujawy	Wielkopolsk a	Dolna Nida
$S_I$	81	30	20
$S_{II}$	45	33	40
$S_{both}$	74	40	47
$\gamma$ -różnorodność	200	103	107
$\gamma_I$ -różnorodność	81	70	67
$\gamma_{II}$ -różnorodność	119	73	87

### 3.2.5. Zmiany w strukturze metazbiorowisk

Porównanie przeprowadzone za pomocą analizy ANOSIM wykazało, że struktura metazbiorowisk uległa istotnym zmianom w każdym z regionów (Ryc. 13). Odległość Bray-Curtisa w NMDS między próbkami w obrębie grup badanych w pierwszym i drugim okresie była istotnie mniejsza niż odległość między grupami reprezentującymi pierwsze i drugie badanie (Hammer i in., 2001). Porównanie średnich ważonych wskaźników Ellenberga (EIV) dla zdjęć fitosocjologicznych wykonanych w pierwszym i drugim okresie badań w obrębie Kujaw pokazało, że za tymi zmianami może leżeć spadek pH gleby (R) i wzrost wskaźnika trofii gleby (N) (Ryc. 14c i d). W przypadku Wielkopolski zmiany mogą być powodowane spadkiem trofii i wzrost wilgotności gleby (F) (Ryc. 14b i d). Jedynie w rejonie dolanej Nidy zmiany spowodowane mogą być spadkiem zasolenia gleb (Ryc. 14 a).



Ryc. 13. Porównanie struktur zbiorowisk na podstawie odległości Bray-Curtisa między zdjęciami fitosocjologicznymi w obrębie dwóch badań (I i II) oraz między nimi w a) rejonie Kujaw (K), b) Wielkopolski (W), c) dolnej Nidy (LN) (ANOSIM,  $p < 0,01$ )



Ryc. 14. Średnie ważone wartości wskaźnika Ellenberga w dwóch badaniach (I i II) na Kujawach (K), w Wielkopolsce (W) i dorzeczu Dolnej Nidy (LN) a) wartości wskaźnika zasolenia, b) wartości wskaźnika wilgotności, c) wartości wskaźnika odczynu (pH) oraz d) wartości wskaźnika zawartości azotu. Istotne różnice między tymi dwoma badaniami są oznaczone różnymi literami alfabetu (test t,  $p < 0,05$ )

## 4. Dyskusja

### 4.1. Homogenizacja taksonomiczna gatunków

Na podstawie wyników przeprowadzonych analiz częściowo potwierdzono hipotezę, że roślinność solnisk śródlądowych jest zróżnicowana przestrzennie i zmienia się w czasie, a zmiany metazbiorowisk silnie zależą od lokalnie działających czynników. W aspekcie przestrzennym  $\beta$ -różnorodność metazbiorowisk pod tężniami w Ciechocinku była dość wyraźnie zróżnicowana. Małe wartości tak opisanego zróżnicowania mogą być interpretowane jako homogenizacja gatunkowa (Rolls i in., 2023). W przypadku tężni ciechocińskich możemy mówić o homogenizacji taksonomicznej w przestrzeni i bardziej homogenicznych metazbiorowiskach pod tężnią I i III w porównaniu do tężni II. Proces homogenizacji może być powodowany nasileniem antropopresji (Smart i in., 2006). O takim zjawisku można mówić w przypadku badanych metazbiorowisk, gdyż tężnia I, najbliższa deptaku, odwiedzana jest najczęściej, następnie sąsiadująca z nią tężnia III i metazbiorowiska tych tężni charakteryzowały się istotnie mniejszą  $\beta$ -różnorodnością niż pod tężnią II, najrzadziej odwiedzaną przez kuracjuszy uzdrowiska. Pound i współpracownicy (2018) wskazują, że innym czynnikiem wpływającym na homogenizację gatunkową może być stress, który ogranicza szczególnie pulę gatunków wrażliwych. W przypadku tężni czynnikiem stresowym mogło być zasolenie. Wartości zasolenia szacowane na podstawie średnich ważonych EIV były istotnie wyższe pod tężnią I i III niż pod tężnią II (Ryc. 8a). Zatem na homogenizację gatunkową metazbiorowisk w przestrzeni mogły wpływać oba czynniki jednocześnie.

Analiza zróżnicowania  $\beta$ -różnorodności w czasie wykazała natomiast, że  $\beta$ -różnorodności nie zmieniała się znacząco w żadnym regionie, niezależnie od czasu między badaniami. Można to interpretować jako brak homogenizacji taksonomicznej (Olden i in., 2016). Podobne wyniki, tj. brak homogenizacji gatunkowej w czasie, uzyskali Newton i in. (2012) dla muraw wapiennych porównywanych na przestrzeni 70 lat. Jednak Keith i in. (2011) stwierdzili spadek  $\beta$ -różnorodności w czasie dla lasów Dorset, który interpretowali właśnie jako homogenizację taksonomiczną. Podobne wyniki, tj. ogólną homogenizację biotyczną w czasie, uzyskali Beauvais i in. (2016) dla parków podmiejskich. Inaczej jest w przypadku analizowanych w niniejszej pracy solnisk śródlądowych utrzymujących zróżnicowanie taksonomiczne na tym samym poziomie. W kontekście teorii metazbiorowisk należy tu podkreślić rolę efektu masowego przemieszczania się gatunków, który obejmuje



imigrację i emigrację w kształtowaniu dynamiki płatów (Newton i in., 2012). W przypadku solnisk śródlądowych szczególnie dotyczy to ekotypów odpornych na zasolenie gatunków glikofilnych, które mogą swobodnie migrować z otoczenia. Nie dotyczy to jednak halofitów obligatoryjnych, których stanowiska są izolowane przez duże odległości pomiędzy regionami. Jiang i in. (2021) podkreślili, że  $\beta$ -różnorodność mogą kształtować połączone efekty sortowania środowiskowego i ograniczenia rozprzestrzeniania się. Rolę ograniczenia rozprzestrzeniania podkreślali także Liu i in. (2019). Co więcej, Tian i in. (2023) udowodnili, że wzorce  $\beta$ -różnorodności metazbiorowisk mogą wynikać z połączenia oddziaływania wielu czynników ekologicznych, np. zróżnicowania parametrów klimatycznych i zasobności gleb. Może to dotyczyć również solnisk śródlądowych, które są kształtowane głównie przez zasolenie gleby, pH, wilgotność i zawartość materii organicznej, ale pomiędzy regionami są od siebie izolowane, co właśnie ogranicza przemieszczanie się gatunków halofitów ściśle dostosowanych do życia w warunkach zasolenia podłoża (Lubińska-Mielińska i in., 2023). Z punktu widzenia ochrony i odtwarzania siedlisk naturalnie zasolonych kluczowe znaczenie dla zrozumienia zmian  $\beta$ -różnorodności ma szczegółowa rekonstrukcja historii użytkowania poszczególnych stanowisk i ich otoczenia, zwłaszcza w krajobrazach przekształconych przez człowieka (Conradi i in., 2017). Dlatego każdy region analizowano w niniejszej pracy osobno. Jednak biorąc pod uwagę inne uzyskane w pracy wyniki, trudno jednoznacznie stwierdzić, czy  $\beta$ -różnorodność może być kluczowym parametrem do oceny skuteczności ochrony i odtwarzania śródlądowych siedlisk zasolonych, ponieważ nie stwierdzono, by odzwierciedlała zmiany w czasie w składzie i strukturze gatunkowej.

#### **4.2. Pula gatunków i gatunki kluczowe**

Analiza  $\gamma$ -różnorodności metazbiorowisk roślinności halofilnej w przestrzeni wykazała, że pule gatunkowe mimo niewielkiej odległości między badanymi tężniami były od siebie różne. Najbardziej ograniczona była pula gatunków pod tężnią I, którą tworzyły taksony obecne w metazbiorowiskach pod pozostałymi tężniami. Pod tężnią III lokalna pula gatunków była nieco większa, a ponad dwukrotnie większa pod tężnią II, gdzie zanotowano aż 37 gatunków nie występujących w pozostałych lokalnych metazbiorowiskach. Analiza składu gatunkowego wskazuje, że w kontekście teorii metazbiorowisk lokalne pule gatunków w przestrzeni kształtowane były głównie przez efekt masowego przemieszczania się gatunków, który obejmuje imigrację i emigrację między sąsiadującymi płatami oraz w pewnym stopniu na sortowanie gatunków ze względu na zróżnicowanie nisz ekologicznych (Newton i in., 2012). Na główny efekt masowego przemieszczania się gatunków wskazują

różne pule gatunków pod tężnią I i III, które nie różniły się istotnie średnią ważoną EIV zasolenia gleby. Tężnia III, mimo mniejszej długości i tym samym mniejszej liczby poletek badawczych niż tężnia I, charakteryzowała się nieco większą pulą gatunków. Były to gatunki migrujące z sąsiadujących z nią nieużytków od strony północnej. Największą pulę gatunków stwierdzono pod tężnią II, która od strony zachodniej na całej długości sąsiaduje z polami uprawnymi i nieużytkami. Jednocześnie obecność jednego z kluczowych gatunków – chronionego halofita obligatoryjnego *Tripolium pannonicum* pod tężnią III, oraz istotnie wyższy współczynnik IndVal halofitów obligatoryjnych i falultatywnych pod tężniami I i III, tj. *Atriplex prostrata*, *Lysimachia maritima*, *Spergularia marina* i *Puccinellia distans*, gdzie wskaźnik zasolenia gleby miał istotnie wyższe wartości niż pod tężnią II, może wskazywać również na pewną rolę sortowania gatunków w kształtowaniu puli gatunkowej. Świadczą o tym również generalnie dużo mniejsze pule gatunkowe pod tężniami I i III, które mogły być ograniczane przez stres.

Jeśli chodzi o zróżnicowanie  $\gamma$ -różnorodności analizowanej w aspekcie czasowym stwierdzono, że regionalne pule gatunków mają tendencję do zwiększania się w czasie. Były one jednak bardziej zbliżone w okresie 15 lat w obrębie Wielkopolski i regionu dolnej Nidy, niż w okresie 40 lat w obrębie Kujaw. Na Kujawach pula gatunków wzrosła o ok. 32%, w rejonie dolnej Nidy ok. 23%, a w regionie Wielkopolski tylko o 3%. Tendencję do zwiększania puli gatunków należy interpretować ostrożnie. Analiza zmian metazbiorowisk w czasie wiąże się z pewną dozą niepewności, która wynika z nieprecyzyjnej lokalizacji poletek, ich liczby lub różnic w dokładności badań (Bennie i in., 2006). Dane wykorzystane w niniejszej pracy nie są pod tym względem wyjątkiem. Można jednak wyciągnąć pewne wnioski i sformułować uogólnienia. Rosnąca pula gatunków może wynikać z rosnącej heterogeniczności krajobrazu (Duflot i in., 2017; Soares i in., 2020). Na tę heterogeniczność mogła wpłynąć działalność człowieka, o czym świadczy zwiększona rola gatunków ruderalnych, zwłaszcza w regionie Kujaw, gdzie istotnie zwiększyły swój współczynnik indykacyjny IndVal *Artemisia vulgaris*, *Chenopodium rubrum*, *Chenopodium glaucum*, *Sonchus oleraceus*, *Sonchus arvensis* i *Atriplex prostrata*. Tendencję do zmniejszania się liczby naturalnych śródładowych stanowisk słonorośli i zwiększania ich liczby na terenach zasolonych przez przemysł podkreślali już wcześniej różni autorzy w różnych rejonach Środkowej Europy (Wilkoń-Michalska, 1986; Brandes, 1999; Karasińska i in., 2021; Dítě i in., 2022). Szata roślinna solnisk na terenach przemysłowych w Polsce znacznie różni się od stanowisk naturalnych i charakteryzuje się w większym stopniu obecnością halofitów obligatoryjnych i ruderalnych gatunków tolerujących zasolenie (Piernik i Hulisz, 2011;

Piernik i in., 2015). Zmiany puli gatunkowej i struktury gatunkowej, które zaszły w krótszym czasie w regionach Wielkopolski i dolnej Nidy, można interpretować m.in. jako skutek zaprzestania wypasu i koszenia słonych łąk, wyrażający się istnym wzrostem udziału *Phragmites australis* w strukturze metazbiorowisk (Jutila, 1999; Vulink i in., 2000; Piernik A. i in., 2005). Warto podkreślić, że solniska w rejonie Wielkopolski zlokalizowane są jako jeden duży kompleks łąk w krajobrazie rolniczym i prawdopodobnie w związku z tym pula gatunków była tam najbardziej stabilna (Brzeg, 1998; Piernik, 2012).

Tendencja do zwiększania puli gatunków w czasie wiązała się w każdym regionie ze wzrostem liczby gatunków glikofilnych. Można to interpretować nie tylko przez segregację nisz i sortowanie gatunków, ale także przez procesy stochastyczne. Piernik (2012) stwierdziła, że tylko ok. 19% wszystkich gatunków stwierdzonych na solniskach śródlądowych w Europie Środkowej można uznać za podstawową grupę fitocenozy tych siedlisk. Pozostałe 81% gatunków migruje do środowisk zasolonych z sąsiedztwa, z terenów niezasolonych. Löhmus i in. (2020) udowodnili, że procesy stochastyczne odgrywają główną rolę w kolonizacji słonych marszy nadmorskich. Dlatego sukces kolonizacyjny gatunków na solniskach śródlądowych również można traktować jako zarządzany przez procesy stochastyczne. Ponadto odległość między rozpatrywanymi regionami jest tak duża (Ryc. 1), że wymiana halofitów między nimi jest bardzo mało prawdopodobna, chociaż Branades i Reinbold (2021) wykazali, że niektóre z nich rozprzestrzeniają się wzdłuż infrastruktury komunikacyjnej w Europie Środkowej. W Polsce odnotowano jedynie rozprzestrzenienie wzdłuż dróg gatunków *P. distans* i *S. marina* (Jackowiak, 1996; Šerá, 2011). W kontekście innych obligatoryjnych halofitów, solniska śródlądowe można uznać za „wyspy”, pomiędzy którymi wymiana tych gatunków jest niemal niemożliwa.

Wyniki przedstawionych analiz wskazują, że rola kluczowych dla solnisk gatunków halofilnych w badanych regionach malała wraz z upływem czasu. Za spadkiem wskaźnika IndVal 7 halofitów w regionie Kujaw (Tabela S2), oprócz synantropizacji, której towarzyszył wzrost zawartości azotu w glebie (Ryc. 5d), może leżeć obniżenie zasolenia i pH gleby (Ryc. 5c). Spadek zasolenia gleby odnotowano w rejonie Kujaw na wybranych stanowiskach w wyniku melioracji terenu, które spowodowały obniżenie poziomu zasolonych wód gruntowych (Wilkoń-Michalska, 1970). Ponadto wzrost zawartości azotu w glebie na niektórych stanowiskach może wspierać tolerancję zasolenia przez gatunki niebędące halofitami i przez to zwiększać ich interakcje konkurencyjne o zasoby z halofitami (Kiehl i in., 1997; Sikder i in., 2020). W rejonie Wielkopolski zaobserwowano znaczny spadek wskaźnika IndVal 5 światłolubnych halofitów fakultatywnych typowych dla łąk koszonych

lub wypasanych (Jutila, 1999; Piernik, 2012). Brak gospodarowania skutkowało również podwyższoną wilgotnością gleby (nie odnawiane systemy melioracyjne) i niższą zawartością azotu (brak nawożenia). Znacząca była w tym regionie ekspansja *P. australis*, której towarzyszył typowy dla siedlisk wilgotnych gatunek *Eleocharis palustris* (ryc. 5b, Tabela S3). Zmiany składu gatunkowego, szczególnie typowych gatunków halofilnych, w regionie dolnej Nidy nie były aż tak wyraźne, chociaż średnie ważone wartości liczb ekologicznych Ellenberga dla roślinności wykazały statystycznie istotny spadek zasolenia gleby (ryc. 5a). Spadek zasolenia gleb w tym regionie, m.in. w rezerwacie halofitów w Owczarach koło Buska Zdroju na skutek zaczopowania miejsc wypływu naturalnych źródeł solankowych raportował Łajczak (2001). Piernik (2012) dodatkowo stwierdziła w 2003 r. brak gospodarowania w tym rezerwacie i dominację *P. australis*. Brak istotnych statystycznie różnic we wskaźnikach IndVal kluczowych dla solnisk halofitów może wynikać z dużej lokalnej zmienności płatów roślinności słonolubnej oraz stosunkowo małej ich wielkości i dużego zróżnicowania ich rozmieszczenia w tym regionie (Trzcńska-Tacik, 1988).

#### **4.3. Lokalna różnorodność gatunkowa**

Przeprowadzone badania zróżnicowania metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym wykazały, że metazbiorowiska sąsiadujących ze sobą tężni charakteryzowały się różną lokalną różnorodnością gatunkową. Średnia liczba gatunków w notowana w poszczególnych płatach była istotnie mniejsza pod tężnią I niż pod tężnią III i następnie tężnią II. Podobną zależność stwierdzono w przypadku wskaźnika różnorodności Shannona-Wienera (Tab. 1). Na zróżnicowanie wskaźnika różnorodności w większym stopniu wpływała liczba gatunków niż wskaźnik równocенności gatunków, który co prawda osiągał najwyższą wartość dla tężni II, natomiast najmniejszą dla tężni III, która charakteryzowała się jednak większą różnorodnością niż tężnia I. Korelacja wskaźników różnorodności z uwzględnionymi w pracy średnimi ważonymi EIV, wskazuje na istotną ujemną korelację między różnorodnością a zasoleniem, wilgotnością i odczynem, a dodatnią korelację z zawartością azotu w glebie (Ryc. 4a). Jednocześnie inny wzorzec korelacji różnorodności dla metazbiorowiska tężni II niż I i III wskazuje, że czynniki te kształtują różnorodność lokalnie. Ujemna korelacja wskaźników różnorodności z zawartością azotu pod tą tężnią wynika zapewne z dodatniej istotnej korelacji między tym wskaźnikiem i wskaźnikiem zasolenia pod tą tężnią widoczną (Ryc. 4b).

Interpretacja zróżnicowania lokalnej różnorodności gatunkowej w aspekcie czasowym jest bardziej złożona. Mimo, że stwierdzono tendencję do wzrostu całkowitej puli gatunków, lokalna różnorodność płatów roślinności znacznie się zmniejszyła w regionach Kujaw i Wielkopolski. Spadek ten był związany ze spadkiem roli (wskaźników IndVal) halofitów w fitocenozach. Odwrotny efekt odnotowali Newton i in. (2012) dla muraw wapiennych, gdzie spadkowi typowych gatunków odpornych na stres towarzyszył znaczny wzrost częstości występowania bardziej konkurencyjnych gatunków typowych dla muraw mezotroficznych, który ostatecznie zadecydował o wzroście  $\alpha$ -różnorodności. Jednocześnie autorzy ci stwierdzili wzrost wskaźnika Ellenberga dla zawartości azotu, podobnie jak stwierdzono w niniejszej pracy dla regionu Kujaw. Z kolei van den Berg i in. (2011) dla muraw wapiennych zanotowali spadek różnorodności i równocześnie gatunków wraz ze wzrostem depozycji azotu. W związku z tym wzorzec zależności między zasobnością siedliska i różnorodnością gatunkową wydaje się nie być uniwersalny i mogą na niego wpływać inne czynniki, jak to zademonstrowano w niniejszej pracy w analizach w aspekcie przestrzennym. Nie ma analogicznych badań dotyczących solnisk śródlądowych. Różnorodność słonych marszy nadmorskich wynika głównie z zasolenia powiązanego z reżimem pływów i naturalnej sedymentacji, ale także z sukcesji i metod gospodarowania w ich obrębie (Lefeuvre i in., 2000; Kunza i Pennings, 2008) i dlatego marsze nadmorskie mogą służyć jako swego rodzaju referencja dla solnisk śródlądowych. Penk i in. (2020) stwierdzili, że lokalne bogactwo gatunków i wskaźnik różnorodności Shannona były ujemnie skorelowane z zawartością azotu w glebie na marszach na wybrzeżach Atlantyku. Autorzy ci podkreślili jednak, że różnice biogeograficzne mogą wykluczać ekstrapolację ich wyników na inne regiony. W przypadku niniejszych badań w regionie Wielkopolski znaleziono odwrotną zależność między różnorodnością biologiczną a zawartością azotu niż w regionie Kujaw.

W Wielkopolsce utracie różnorodności biologicznej towarzyszył spadek EIV azotu, przy czym prawdopodobnie spadek różnorodności był spowodowany głównie porzucaniem gruntów, wyrażającym się ekspansją *P. australis*. Mogą wskazywać na to wyniki badań Chen i in. (2021), którzy wykazali, że różnorodność badanych przez nich zbiorowisk spadała w wyniku porzucenia gruntów. Z kolei Silliman i Bertness (2004) wykazali, że ekspansja *P. australis* powoduje utratę różnorodności gatunkowej na słonych marszach nadmorskich Nowej Anglii. Ekspansję tego gatunku można jednak skutecznie ograniczać poprzez wypas i koszenie (Vulink i in., 2000; Chen i in., 2021).

Na solniskach w regionie dolnej Nidy nie zaobserwowano zmian  $\alpha$ -różnorodności, prawdopodobnie z powodu dwóch równoległych procesów zachodzących jednocześnie. Z jednej strony część terenów zagospodarowanych w przeszłości została porzucona, czego wyrazem była rosnąca rola (IndVal) *P. australis*. Z drugiej strony spadek zasolenia gleb na niektórych stanowiskach spowodował powstanie nowych nisz dla roślin glikofilnych. Oprócz wspomnianych już czynników, które mogą kształtować lokalną różnorodność gatunkową, mogą oddziaływać inne czynniki o nieco mniejszym znaczeniu. Gedan i Bertness (2009) wykazali, że ocieplenie klimatu powoduje szybką utratę różnorodności gatunkowej roślin, podczas gdy Lawrence i in. (2022) podkreślili, że topografia jest ważnym czynnikiem wpływającym na  $\alpha$ -różnorodność roślinności na marszach nadmorskich.

#### **4.4. Implikacje dla ochrony solnisk śródlądowych**

Badania zróżnicowania metazbiorowisk na stosunkowo małym obszarze, na zasolonych stanowiskach pod tężniami w Ciechocinku, wykazały bardzo duże ich zróżnicowanie, zależne od lokalnie działających czynników, którymi były zasobność gleb w azot, zasolenie i skorelowane z zasoleniem odczyn oraz wilgotność gleby. Jednocześnie stwierdzono pod tężniami kluczowe gatunki halofitów, które potencjalnie mogą być źródłem diaspor dla rewitalizowanego rezerwatu (Lubińska-Mielińska i in., 2022). W kontekście ochrony kluczowych gatunków halofitów, zwraca uwagę to, że wzorzec zasolenia pod tężniami nie ma związku ze stężeniem solanki puszczanej na tężniach. Zgodnie z tym wzorcem najmniejszego zasolenia można się spodziewać pod tężnią I, gdzie niezatężona solanka trafia do obiegu ze źródła, największego pod tężnią II, gdzie solanka zatężana jest do najwyższego stężenia. Tymczasem analiza zróżnicowania struktury metazbiorowisk w przestrzeni ordynacyjnej CA i korelacja średnich ważonych wskaźników Ellenberga z osiami ordynacyjnymi wskazuje, że kluczowy dla tej struktury może być sposób użytkowania tężni, tj. częstość puszczania solanki. Wykres pokazuje, że struktura metazbiorowisk pod tężnią II ujemnie skorelowana jest z zasoleniem i odczynem (Ryc. 7, Tab. 3). Jednocześnie ujemna korelacja z wilgotnością wskazuje, że w obrębie tej tężni solanka puszczana jest rzadziej, co w konsekwencji skutkuje mniejszym zasoleniem. Z kolei struktura metazbiorowisk pod tężnią I i III kształtowana jest przez wysokie zasolenie, ale również przez wysoką wilgotność. Wskazuje to na częstsze puszczanie solanki na tężniach bliższych deptaku w uzdrowisku i przez to częściej odwiedzanych przez kuracjuszy. Dlatego świadomy sposób gospodarowania tężniami wydaje się być kluczem dla zachowania gatunków

halofilnych i zabezpieczenia diaspor na potrzeby rezerwatu halofitów w sąsiedztwie łąki. Prezentowany tu problem wydaje się lokalny, ale kwestie rewitalizacji terenów naturalnie zasolonych, w tym z wykorzystaniem zasobów siedlisk antropogenicznych są zagadnieniem w Europie jeszcze cały czas nierozwiązanym, a o sukcesie mogą decydować praktyki lokalne (Lubińska-Mielińska i in., 2022).

Zaprezentowane w pracy wyniki odnoszące się do aspektu czasowego zróżnicowania halofilnych metazbiorowisk pokazują, że  $\beta$ -różnorodność nie jest dobrym wskaźnikiem zmian i procesów zachodzących w obrębie śródlądowych terenów zasolonych, ponieważ nie znaleziono znaczących różnic wielkości tego parametru zależnych od czasu lub regionu. Wydaje się, że na badanych solniskach w skali regionu różnorodność  $\beta$  jest kształtowana przez dużą pulę gatunków glikofilnych. Ulrich i in. (2019) wykazali, że w skali lokalnej  $\beta$ -różnorodność dodatnio koreluje z gradientem zmian zasolenia gleby. Lawrence i in. (2022) udowodnili, że odtworzone marsze nadmorskie mają niższą  $\beta$ -różnorodność ze względu na ograniczone zróżnicowanie topograficzne niż marsze powstałe naturalnie. W związku z tym,  $\beta$ -różnorodność wydaje się mieć charakter informacyjny w kontekście ochrony solnisk tylko w skali lokalnej. Inne pytanie w kontekście monitorowania i ochrony solnisk śródlądowych dotyczy zastosowania oceny  $\gamma$ -różnorodności i całkowitej puli gatunków. Wydaje się, że należy ją rozpatrywać razem z całkowitą pulą kluczowych gatunków halofilnych, w tym gatunków diagnostycznych, charakterystycznych i dominujących dla zespołów roślinności solniskowej (Lubińska-Mielińska i in., 2023).

Analiza trzech różnych rejonów występowania solnisk śródlądowych w Polsce wyraźnie pokazuje, że o zmianach metazbiorowisk decydują lokalne procesy, w których dominuje sortowanie gatunków ze względu na zróżnicowanie nisz ekologicznych. Te same czynniki mogą mieć zupełnie inne znaczenie w poszczególnych regionach, np. azot glebowy w regionach Kujaw i Wielkopolski. Dlatego badania lokalnych procesów mogą być bardziej pomocne w planowaniu strategii solnisk niż ogólne wytyczne ponadregionalne, co również wykazano w analizach metazbiorowisk w skali lokalnej.

Warto jeszcze raz podkreślić, że jednym z ważnych czynników dla zachowania solnisk śródlądowych jest właściwe gospodarowanie (Piernik, 2006). Jak wspomniano wcześniej, rezygnacja z koszenia lub wypasu prowadzi do ekspansji gatunków zacieniających, takich jak *P. australis*, a to z kolei do zmniejszenia liczebności światłolubnych, kluczowych gatunków halofilnych, jak stwierdzono np. w regionie Wielkopolski.

Zaprezentowane wyniki zróżnicowania metazbiorowisk nie dają przeglądu obecnego ich stanu, ponieważ dotyczą danych historycznych. Dają one jednak implikacje dla

planowania przyszłych badań na terenach naturalnie zasolonych w skali europejskiej oraz dla opracowania modeli szacowania bioróżnorodności na tych terenach (Andermann i in., 2022). Wskazują również na czynniki i procesy kształtujące i ograniczające różnorodność tych priorytetowych w Europie siedlisk. W ten sposób prezentowane badania wpisują się w opublikowane w 2015 roku Cele Zrównoważonego Rozwoju Organizacji Narodów Zjednoczonych, a dokładnie cel 15 Życie na lądzie, obejmujący zatrzymanie utraty bioróżnorodności.



## Bibliografia

- Andermann, T., Antonelli, A., Barrett, R. L., Silvestro, D. (2022). Estimating Alpha, Beta, and Gamma Diversity Through Deep Learning. *Frontiers in Plant Science*, 13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.839407>
- Anderson, M. J. (2006). Distance-based tests for homogeneity of multivariate dispersions. *Biometrics*, 62(1). <https://doi.org/10.1111/j.1541-0420.2005.00440.x>
- Bank, Ch., Spitzenberg, D. (2001). Darstellung der derzeit. Die Salzstelle Hecklingen bedeutendsten Binnenlandsalzstellen in Deutschland. *Hereausgegeben von der Fachgruppe Faunistik und Ökologie*.
- Beauvais, M. P., Pellerin, S. , Lavoie, C. (2016). *Beta diversity declines while native plant species richness triples over 35 years in a suburban protected area*, *Biological Conservation*. 16, 73–81.
- Bennie, J., Hill, M. O., Baxter, R., Huntley, B. (2006). Influence of slope and aspect on long-term vegetation change in British chalk grasslands. *Journal of Ecology*, 94(2). <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2006.01104.x>
- Brandes, D. (1999). Vegetation salzbeeinflußter Habitate im Binnenland. *Breunschweiger Geobotanische Arbeiten*, 6.
- Brandes, D., Reinbold, S. (2021). Halotolerant plant species of roadside greenery in Germany. *Florist. Rundbriefe*, 55, 60–86.
- Braun-Blanquet, J. (1964). Pflanzensozioologie, Grundzüge der Vegetationskunde, 3rd ed. W: *Pflanzensozioologie*.
- Brunbjerg, A. K., Ejrnæs, R., Svenning, J. C. (2012). Species sorting dominates plant metacommunity structure in coastal dunes. *Acta Oecologica*, 39. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2011.11.002>
- Brzeg, A. (1998). Geobotaniczna charakterystyka projektowanego rezerwatu częściowego “Łąki Pyzdrskie” w Nadwarciańskim Parku Krajobrazowym. *Rocznik Naukowy Polskiego Towarzystwa Ochrony Przyrody “Salamandra”*, 2, 5–35.

- Brzeg A., Kordus-Dembowska B. (1987). Nowe stanowiska rzadkich gatunków roślin naczyniowych we wschodniej Wielkopolsce. *Badania Fizjogr. nad Pol. Zach.*, 38(B), 45–65.
- Cárdenas-Pérez, S., Piernik, A., Chanona-Pérez, J. J., Grigore, M. N., Perea-Flores, M. J. (2021). An overview of the emerging trends of the *Salicornia* L. genus as a sustainable crop. W *Environmental and Experimental Botany* (T. 191). <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2021.104606>
- Ceynowa-Giełdon, M. (1993). The variability of seeds in *sperguar/A Marina* (L.) Griseb. (= *S. Salina* J.ET C. Presl) Growing on seacoast and inland saline soils in Poland. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 62(3–4). <https://doi.org/10.5586/asbp.1993.029>
- Chapman, V. J. (1974). Salt marshes and salt deserts of the world. W *Ecology of Halophytes*. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-586450-3.50006-8>
- Chen, Q., Bakker, J. P., Alberti, J., Bakker, E. S., Smit, C., Olf, H. (2021). Long-term cross-scale comparison of grazing and mowing on plant diversity and community composition in a salt-marsh system. *Journal of Ecology*, 109(10). <https://doi.org/10.1111/1365-2745.13753>
- Chmiel J. (1987). Nowe i rzadsze gatunki we Florze wschodniej części Pojezierza Gnieźnieńskiego. W: *Badania fizjograficzne nad Polską Zachodnią: T. XXXVIII* (seria B. Botanika, PWN, 66–79.
- Clarke, K. R. (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology*, 18(1). <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1993.tb00438.x>
- Conradi, T., Temperton, V. M., Kollmann, J. (2017). Beta diversity of plant species in human-transformed landscapes: Control of community assembly by regional productivity and historical connectivity. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 24. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2016.10.001>
- Diaz, A., Keith, S. A., Bullock, J. M., Hooftman, D. A., Newton, A. C. (2013). Conservation implications of long-term changes detected in a lowland heath plant metacommunity. *Biological Conservation*, 167, 325–333.

- Dítě, D., Šuvada, R., Kliment, J., Dítě, Z. (2022). Vegetation of temperate inland salt marshes on their north-western border (North German Plain). *Preslia*, 94(1).  
<https://doi.org/10.23855/preslia.2022.111>
- Driscoll, D. A., Lindenmayer, D. B. (2009). Empirical tests of metacommunity theory using an isolation gradient. *Ecological Monographs*, 79(3), 485–501.
- Duflot, R., Ernoult, A., Aviron, S., Fahrig, L., Burel, F. (2017). Relative effects of landscape composition and configuration on multi-habitat gamma diversity in agricultural landscapes. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 241.  
<https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.02.035>
- Dziubałowski, S. (1916). Stosunki geobotaniczne nad Dolną Nidą. *Pamiętki Fizjograficzne*, 23, 107–202.
- Dzwonko, Z. (1998). Współczesne metody numerycznego porządkowania i ich zastosowanie w badaniach nad roślinnością. W: Kaźmierczak, E., Nienartowicz, A., Piernik, A., Wilkoń-Michalska, J. (Red.), *Metody numeryczne w badaniach struktury i funkcjonowania szaty roślinnej*. Wydawnictwo UMK, 132–142.
- Ellenberg, H., Weber, H. E., Düll, R., Wirth, V., Werner, W., Paulissen, D. (1992). Zeigwerte von Pflanzen in Mitteleuropa. *Scripta Geobotanica*, 18, 1–258.
- FAO. (2008). *FAO Land and Plant Nutrition Management Service*. <http://www.fao.org/ag/agl/agll/spush>.
- Flowers, T. J., Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. W *New Phytologist* (T. 179, Numer 4). <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02531.x>
- Forman, R. T. T., Godron, M. (1986). *Landscape Ecology*. John Wiley and Sons Ltd.
- Gedan, K. B., Bertness, M. D. (2009). Experimental warming causes rapid loss of plant diversity in New England salt marshes. *Ecology Letters*, 12(8).  
<https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2009.01337.x>
- Geissler, N., Hussin, S., Koyro, H. W. (2009). Interactive effects of NaCl salinity and elevated atmospheric CO<sub>2</sub> concentration on growth, photosynthesis, water relations and chemical composition of the potential cash crop halophyte *Aster tripolium* L. *Environmental and Experimental Botany*, 65(2–3).  
<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2008.11.001>

- Greenway, H., Munns, R. (1980). Mechanisms of Salt Tolerance in Nonhalophytes. *Annual Review of Plant Physiology*, 31(1).  
<https://doi.org/10.1146/annurev.pp.31.060180.001053>
- Grigore, M. N., Cojocariu, A. (2021). A tentative list of Romanian halophytes: Taxonomy, distribution, and ecology. W: *Handbook of Halophytes: From Molecules to Ecosystems towards Biosaline Agriculture*. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-57635-6\\_17](https://doi.org/10.1007/978-3-030-57635-6_17)
- Grigore, M. N., Toma, C. (2014). Integrative ecological notes on halophytes from “Valea Ilenei”. *Memoirs of the Scientific Sections of the Romanian Academy*, XXXVII, 19–36.
- Grzyś, E. (2012). *Wpływ wybranych substancji biologicznie czynnych na kukurydzę uprawianą w warunkach stresu*.
- Gugnacka-Fiedor, W. , Piernik, A. (1998). Lokalna plastyczność fenotypowa populacji *Salicornia europaea* L. W: Kaźmierczak, E., Nienartowicz, A., , Piernik, A., Wilkoń-Michalska, J. (Red.), *Metody numeryczne w badaniach struktury i funkcjonowania szaty roślinnej*. Wydawnictwo UMK, 265–280.
- Halme, P., Ódor, P., Christensen, M., Piltaver, A., Veerkamp, M., Walley, R., Siller, I., Heilmann-Clausen, J. (2013). The effects of habitat degradation on metacommunity structure of wood-inhabiting fungi in European beech forests. *Biological Conservation*, 168. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2013.08.034>
- Hammer, Ø., Harper, D. A., Ryan, D. D. (2001). PAST: paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*. Version 4.
- Hubbell, S. P. (2001). *The unified neutral theory of biodiversity and biogeography*. Princeton University Press.
- Hutchinson, G. E., Levin, S. A., Root, R. B. (1973). Niche, habitat and ecotope. *Am. Nat.*, 107, 321–338.
- Jackowiak, B. (1983). Halofity okolic kopalni soli w Wapnie (woj. Pilskie). *Bad. Fizj. nad Polską Zach., ser. B*, 131–143.
- Jackowiak, B. (1996). Chorological-ecological model of the spread of *Puccinellia distans* (Poaceae) in Central Europe. *Fragmenta Flor. Geobot.*, 41(2), 551–561.

- Janssen, J. A. M., Rodwell, J. S., García Criado, M., Gubbay, S., Haynes, T., et al. (2016). Terrestrial and freshwater habitats. W *European Red List of Habitats: T. Part 2*. Publications Office of the European Union.
- Jiang, L., Lv, G., Gong, Y., Li, Y., Wang, H., Wu, D. (2021). Characteristics and driving mechanisms of species beta diversity in desert plant communities. *PLoS ONE*, 16(1 January). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0245249>
- Jost, L. (2006). Entropy and diversity. W *Oikos* (T. 113, Numer 2). <https://doi.org/10.1111/j.2006.0030-1299.14714.x>
- Jutila, H. (1999). Effect of grazing on the vegetation of shore meadows along the Bothnian Sea. *Plant Ecology*, 140(1), 77–88. <https://doi.org/10.1023/A:1009744117329>
- Kaczor, D. (2005). Zasolenie wód podziemnych kenozoiku Polski północno-zachodniej w wyniku ascenzji solanek z mezozoiku. *Przegląd Geologiczny*, 53(6).
- Karasińska, W. (2003). *Halofity siedlisk antropogenicznych zachodniej części Kujaw* [Praca doktorska]. UMK.
- Karasińska, W., Nienartowicz, A. (1998). Halofity jako chwasty pól uprawnych wokół fabryki sody w Mątwach. W: Kaźmierczak, E., Nienartowicz, A., Piernik, A., Wilkoń-Michalska, J. (Red.), *Metody numeryczne w badaniach struktury i funkcjonowania szaty roślinnej*. Wydawnictwo UMK, 303–315.
- Karasińska, W., Nienartowicz, A., Kunz, M., Kamiński, D., Piernik, A. (2021). Resources and dynamics of halophytes in agricultural and industrial landscapes of the western part of kujawy, central poland. *Ecological Questions*, 32(4). <https://doi.org/10.12775/EQ.2021.030>
- Kącki, Z., Szymura, M. (2010). Szkody w siedliskach łąkowych. W S. Lubaczewska (Red.), *Strażnicy Natury 2000 zapobieganie szkodom w praktyce*. Fundacja EkoRozwoju, 67–90.
- Keith, S. A., Newton, A. C., Morecroft, M. D., Golicher, D. J., Bullock, J. M. (2011). Plant metacommunity structure remains unchanged during biodiversity loss in English woodlands. *Oikos*, 120(2), 302–310. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2010.18775.x>
- Kiehl, K., Esselink, P., Bakker, J. P. (1997). Nutrient limitation and plant species composition in temperate salt marshes. *Oecologia*, 111(3). <https://doi.org/10.1007/s004420050242>

- Kleyer, M., Biedermann, R., Henle, K., Obermaier, E., Poethke, H. J., Poschlod, P., Schröder, B., Settele, J., Vetterlein, D. (2007). Mosaic cycles in agricultural landscapes of Northwest Europe. *Basic and Applied Ecology*, 8(4). <https://doi.org/10.1016/j.baae.2007.02.002>
- Kobendza, R. (1922). Solanki i roślinność halofilna w Zgłowiączce na Kujawach. *Kosmos*, 47, 52–59.
- Kobus, P., Pietrzykowski, R. (2006). Zastosowanie modyfikacji metody k-średnich w analizie portfelowej. *Zeszyty Naukowe SGGW - Ekonomia i Organizacja Gospodarki Żywnościowej*, 60, 301–308.
- Koleff, P., Gaston, K. J., Lennon, J. J. (2003). Measuring beta diversity for presence-absence data. *Journal of Animal Ecology*, 72(3). <https://doi.org/10.1046/j.1365-2656.2003.00710.x>
- Kostuch, R., Misztal, A. (2006). Zmiany warunków siedliskowych i roślinności rezerwatu halofitów „Owczary”. *Acta Sci. Pol., Form. Circumiectus*, 5 (1), 113–122.
- Kozłowska-Szczęśna, T., Błażejczak, K. (2001). Warunki bioklimatyczne Ciechocinka. W Kubiak S. (Red.), *Ciechocinek. Dzieje uzdrowiska*. Oficyna Wydawnicza Lega, 112–140.
- Krawiec, A. (1999). Nowe wyniki badań izotopowych i chemicznych wód leczniczych Ciechocinka. *Przegląd Geologiczny*, 47(3).
- Krawiec, A. (2007). Wody lecznicze w Uzdrowisku Ciechocinek. W P. Molewski, W. , Wysota, P. Weckwerth (Red.), *Plejstocen Kujaw i dynamika lobu Wisły w czasie ostatniego zlodowacenia*. Państwowy Instytut Geologiczny, 133–138.
- Kunza, A. E., Pennings, S. C. (2008). Patterns of plant diversity in Georgia and Texas salt marshes. *Estuaries and Coasts*, 31(4). <https://doi.org/10.1007/s12237-008-9058-3>
- Lajczak, A. (2001). Źródła mineralne niecki nidziańskiej mineral springs of the nida basin. *Czasopismo Geograficzne*, 72(2).
- Latour, J., Garszyński, R., Sywula, T. (1966). Badania nad solniskami śródlądowymi Polski. *Bad. Fizj. nad Polską Zach.*, 18, 7–65.
- Lawrence, P. J., Sullivan, M. J. P., Mossman, H. L. (2022). Restored saltmarshes have low beta diversity due to limited topographic variation, but this can be countered by

- management. *Journal of Applied Ecology*, 59(7), 1709–1720.  
<https://doi.org/10.1111/1365-2664.14179>
- Lefeuvre, J. C., Bouchard, V., Feunteun, E., Grare, S., Laffaille, P., Radureau, A. (2000). European salt marshes diversity and functioning: The case study of the Mont Saint-Michel bay, France. *Wetlands Ecology and Management*, 8(2–3).  
<https://doi.org/10.1023/a:1008440401950>
- Leibold, M. A., Holyoak, M., Mouquet, N., Amarasekare, P., Chase, J. M., Hoopes, M. F., Holt, R. D., Shurin, J. B., Law, R., Tilman, D., Loreau, M., Gonzalez, A. (2004). The metacommunity concept: a framework for multi-scale community ecology. *Ecology Letters*, 7(7), 601–613. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2004.00608.x>
- Libetantz, B. (1925). Hydrobiologische studien an Kujawischen Brackwassern. *Bull. Inf. Acad. Pol. Cl. Math.-Natur, B*, 1–116.
- Liu, X., Zhao, C., Xu, M., Liang, Q., Zhu, X., Li, L., Yan, E. (2019). Beta diversity of vascular plants and its drivers in sea-islands of Eastern China. *Biodiversity Science*, 27(4). <https://doi.org/10.17520/biods.2018235>
- Logue, J. B., Mouquet, N., Peter, H., Hillebrand, H. (2011). Empirical approaches to metacommunities: A review and comparison with theory. *W Trends in Ecology and Evolution* 26(9). <https://doi.org/10.1016/j.tree.2011.04.009>
- Löhmus, K., Balke, T., Kleyer, M. (2020). Spatial and temporal patterns of initial plant establishment in salt marsh communities. *Journal of Vegetation Science*, 31(6).  
<https://doi.org/10.1111/jvs.12915>
- Lubińska-Mielińska, S., Kamiński, D., Hulisz, P., Krawiec, A., Walczak, M., Lis, M., Piernik, A. (2022). Inland salt marsh habitat restoration can be based on artificial flooding. *Global Ecology and Conservation*, 34. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2022.e02028>
- Lubińska-Mielińska, S., Kącki, Z., Kamiński, D., Pétilon, J., Evers, C., Piernik, A. (2023). Vegetation of temperate inland salt-marshes reflects local environmental conditions. *Science of the Total Environment*, 856. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.159015>
- Łapczyński, K. (1880). Kilka szczegółów o roślinności jawnokwiatowej Niziny Ciechocińskiej. *Przyroda i Przemysł*.
- Łapczyński, K. (1882). Ze Strzemieszyc do Solca. *Pamiętki Fizjograficzne*, 2, 1–354.

- Łosińska, J., Nienartowicz, A., Kejna, A. (2001). Zmiany roślinności halofilnej w rejonie kopalni soli w Wapnie. W: Kaźmierczak, E., Nienartowicz, A., Piernik, A., Wilkoń-Michalska, J. (Red.), *Metody numeryczne w badaniach struktury i funkcjonowania szaty roślinnej*. Wydawnictwo UMK, 317–337.
- MacArthur, R., Wilson, E. O. (1967). *The Theory of Island Biogeography*. Princeton University Press.
- Marciniak, K. (2008). Mikroklimat strefy okołotężniowej w Ciechocinku . W S. Kubiak (Red.), *Solanka i jej produkty naszym narodowym dobrem*.
- Marek, S., Znosko, J. (1972). Tektonika Kujaw. *Kwartalnik Geologiczny*, 16, 1–18.
- Matuszkiewicz, J. M. (2008). *Regionalizacja geobotaniczna Polski*. IGiPZ PAN.
- Matuszkiewicz, J. M., Kowalska, A., Solon, J., Degórski, M., Kozłowska, A., Roo-Zielińska, E., Zawiska, I., Wolski, J. (2013). Long-term evolution models of post-agricultural forests. *Prace Geograficzne IGiPZ PAN*, 240, 1–313.
- Mądalski, J. (1954). Nowe stanowiska halofitów i innych roślin w okolicach Łęczycy. *Fragmenta floristica et Geobotanica* , 1, 69–80.
- Mucina, L., Bültmann, H., Dierßen, K., Theurillat, J. P., Raus, T., Čarni, A., Šumberová, K., Willner, W., Dengler, J., García, R. G., Chytrý, M., Hájek, M., Di Pietro, R., Iakushenko, D., Pallas, J., Bergmeier, E., Santos Guerra, A., Ermakov, N., Valachovič, M., Tichý, L. (2016). Vegetation of Europe: hierarchical floristic classification system of vascular plant, bryophyte, lichen, and algal communities. *Applied Vegetation Science*, 19. <https://doi.org/10.1111/avsc.12257>
- Narkiewicz, M. (2021). *Geologiczna historia Polski*. University of Warsaw Press. <https://doi.org/10.31338/uw.9788323551171>
- Nekola, J. C., White, P. S. (1999). The distance decay of similarity in biogeography and ecology. *Journal of Biogeography*, 26(4), 867–878. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2699.1999.00305.x>
- Newton, A. C., Walls, R. M., Golicher, D., Keith, S. A., Diaz, A., Bullock, J. M. (2012). Structure, composition and dynamics of a calcareous grassland metacommunity over a 70-year interval. *Journal of Ecology*, 100(1), 196–209.



- Nienartowicz, A., Wilkoń-Michalska, J. (1993). The application of numerical analysis to comparison of ecological amplitudes of halophytic species. *Variability and Evolution*, 2/3, 103–112.
- Nienartowicz, A., Piernik, A. (2004a). 1310 Śródlądowe błotniste solniska z solirodem (*Salicornion ramosissimae*). W: J. Herbich (Red.), *Siedliska morskie i przybrzeżne, nadmorskie i śródlądowe solniska i wydmy. Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny*. T. 1, Ministerstwo Środowiska, 79–85.
- Nienartowicz, A., Piernik, A. (2004b). \*1340 Śródlądowe słone łąki, pastwiska i szuwały (*Glauco-Puccinellietalia*, część – zbiorowiska śródlądowe). W: J. Herbich (Red.), *Siedliska morskie i przybrzeżne, nadmorskie i śródlądowe solniska i wydmy. Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny*. T. 1. Ministerstwo Środowiska, 97–119.
- Olaczek, R. (1963). Niektóre rzadkie lub nowe gatunki dla flory województwa Łódzkiego. *Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Łódzkiego*, 14 (Nauki Matematyczno-Przyrodnicze II), 73-79.
- Olaczek, R. (1967). Roślinność pastwiskowa na słonych glebach okolic Łęczycy. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 47, 65–79.
- Olden, J. D., Comte, L., Giam, X. (2016). Biotic Homogenisation. Wiley, 1–8. <https://doi.org/10.1002/9780470015902.a0020471.pub2>
- Orczewska, A. (2010). Herb layer recovery in post-agricultural black alder forests of southwestern Poland. *Acta Botanica Silesiaca*, 5, 5–26.
- Pandit, S. N., Kolasa, J., Cottenie, K. (2009). Contrasts between habitat generalists and specialists: an empirical extension to the basic metacommunity framework. *Ecology*, 90(8), 2253–2262. <https://doi.org/10.1890/08-0851.1>
- Parida, A. K., Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: A review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3). <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
- Pärtel, M., Bruun, H. H., Sammul, M. (2005). Biodiversity in temperate European grasslands: origin and conservation. *Grassland Science in Europe*, 10.

- Paszyński, J., Kluge, M. (1986). Klimat Niecki Nidziańskiej. *Studia Ośrodka Dokumentacji Fizjograficznej PAN*, 211–238.
- Penk, M. R., Perrin, P. M., Kelly, R., O'Neill, F., Waldren, S. (2020). Plant diversity and community composition in temperate northeast Atlantic salt marshes are linked to nutrient concentrations. *Applied Vegetation Science*, 23(1). <https://doi.org/10.1111/avsc.12459>
- Pielou, E. C. 1975. Ecological diversity. John Wiley & Sons, New York.
- Piernik, A. (2003). Inland halophilous vegetation as indicator of soil salinity. *Basic and Applied Ecology*, 4(6). <https://doi.org/10.1078/1439-1791-00154>
- Piernik, A. (2005). Vegetation-environment relations on inland saline habitats in Central Poland. *Phytocoenologia*, 35(1). <https://doi.org/10.1127/0340-269X/2005/0035-0019>
- Piernik, A. (2006). Growth of three meadow species along a salinity gradient in an inland saline habitat: Transplant experiment. *Polish Journal of Ecology*, 54(1).
- Piernik, A. (2012). *Ecological pattern of inland salt marsh vegetation in Central Europe*. Nicolaus Copernicus University Press.
- Piernik, A. (2021). An ecological overview of halophytes in inland areas of Central Europe. W: *Handbook of Halophytes: From Molecules to Ecosystems towards Biosaline Agriculture*. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-57635-6\\_16](https://doi.org/10.1007/978-3-030-57635-6_16)
- Piernik, A., Hulisz, P. (2011). Soil-plant relations in inland natural and anthropogenic saline habitats. *The European Journal of Plant Science and Biotechnology*, 5, 37–43.
- Piernik A., Hulisz P., Nienartowicz A. (2005). Wpływ użytkowania na wartość ekologiczną śródładowych łąk halofilnych. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 507, 415–423.
- Piernik, A., Hulisz, P., Rokicka, A. (2015). Micropattern of halophytic vegetation on technogenic soils affected by the soda industry. *Soil Science and Plant Nutrition*, 61(sup1), 98–112. <https://doi.org/10.1080/00380768.2015.1028874>
- Piernik, A., Kaźmierczak, E. (1998). Analiza gradientowa roślinności halofilnej. W: Kaźmierczak, E., Nienartowicz, A., Piernik, A., Wilkoń-Michalska, J. (Red.), *Metody*

numeryczne w badaniach struktury i funkcjonowania szaty roślinnej. Wydawnictwo UMK, 255–264.

- Piernik, A., Kaźmierczak, E., Rutkowski, L. (1996). Differentiation of Vegetation in a Saline Grassland in the Vicinity of Inowrocław Soda Plants At Matwy. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 65(3–4). <https://doi.org/10.5586/asbp.1996.054>
- Pound, B., Lamboll, R., Croxton, S., Gupta, N., Bahadur, A. V. (2018). *Climate-Resilient Agriculture in South Asia: An analytical framework and insights from practice*, 1–34.
- Požaryski, W. (1974). *Budowa geologiczna Polski. : T. IV Tektonika*. Wydawnictwo Geologiczne.
- Raciborski, M. (1916). Über die sogenannten pontischen Pflanzen der polonischen Flora. *Bull. Acad. Sc. L. Cl. Math.-Nat., ser. B.*, 323–334.
- Rolls, R. J., Deane, D. C., Johnson, S. E., Heino, J., Anderson, M. J., Ellingsen, K. E. (2023). Biotic homogenisation and differentiation as directional change in beta diversity: synthesising driver–response relationships to develop conceptual models across ecosystems. *Biological Reviews*. <https://doi.org/10.1111/brv.12958>
- Roo-Zielińska, E. (2018). Porównanie europejskich skal ekologicznych liczb wskaźnikowych w ocenie środowiska fizycznogeograficznego na podstawie charakterystycznych gatunków roślin wrzosowisk i ubogich muraw bliźniczkowych z klasy Nardo-Callunetea = A comparison of European scales of ecological indicator values in assessing the natural environment on the basis of species characteristic for heaths and poor grasslands of class Nardo-Callunetea. *Przegląd Geograficzny*, 90(3), 403–434. <https://doi.org/10.7163/PrzG.2018.3.2>
- Rostafiński, J. (1872). *Florae Polonicae Prodromus*. *Vehr. zool.-bot. Gesellschaft in Vien*, 279–297.
- Šerá, B. (2011). Stress tolerant plant species spread in the road-net. *Ecological Questions*, 14. <https://doi.org/10.2478/v10090-011-0013-8>
- Sikder, R. K., Wang, X., Zhang, H., Gui, H., Dong, Q., Jin, D., Song, M. (2020). Nitrogen Enhances Salt Tolerance by Modulating the Antioxidant Defense System and Osmoregulation Substance Content in *Gossypium hirsutum*. *Plants*, 9(4), 450. <https://doi.org/10.3390/plants9040450>

- Silliman, B. R., Bertness, M. D. (2004). Shoreline Development Drives Invasion of *Phragmites australis* and the Loss of Plant Diversity on New England Salt Marshes. *Conservation Biology*, 18(5), 1424–1434. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2004.00112.x>
- Smart, S. M., Thompson, K., Marrs, R. H., Le Duc, M. G., Maskell, L. C., Firbank, L. G. (2006). Biotic homogenization and changes in species diversity across human-modified ecosystems. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 273(1601), 2659–2665. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3630>
- Soares, C. J. R. S., Sampaio, M. B., Santos-Filho, F. S., Martins, F. R., dos Santos, F. A. M. (2020). Patterns of species diversity in different spatial scales and spatial heterogeneity on beta diversity. *Acta Botanica Brasilica*, 34(1). <https://doi.org/10.1590/0102-33062019abb0054>
- Sobczak, J., Lisiecka, M., Michalska, I., Giszczyńska, K., Dziel, A., Pawlak, A. (2004). *Program ochrony środowiska dla powiatu wrzesińskiego* (T. 1). Zarząd Powiatu Wrzesińskiego.
- Stupnicka, E., Stempień-Sałek, M. (2016). *Geologia regionalna Polski*. Warsaw University Press. <https://doi.org/10.31338/uw.9788323522515>
- Szulczewski, J. W. (1954). Solnisko słonawskie dawniej a dziś. *Ochrona Przyrody*, 22, 195–200.
- Szymura, T., Szymura, M. (2015). Podstawy teorii metazbiorowisk roślinnych. *Acta Botanica Silesiaca*, 11, 5–20.
- Tian, Q., Zhang, X., Xu, X., Yi, H., He, J., He, L. (2023). Beta Diversity of Plant Communities in Relation to Soil C:N:P Stoichiometry across 150 Years of Vegetation Restoration in a Temperate Zone. *Forests*, 14(3), 553. <https://doi.org/10.3390/f14030553>
- Trzcńska-Tacik, H. (1988). Halofity nad dolną Nidą. *Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Jagiellońskiego*, DCCCLXXII(17), 133–154.
- Ulrich, W., Hulisz, P., Mantilla-Contreras, J., Elvisto, T., Piernik, A. (2019). Compensatory effects stabilize the functioning of Baltic brackish and salt marsh plant communities. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 231. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2019.106480>

- Van Den Berg, L. J. L., Vergeer, P., Rich, T. C. G., Smart, S. M., Guest, D., Ashmore, M. R. (2011). Direct and indirect effects of nitrogen deposition on species composition change in calcareous grasslands. *Global Change Biology*, 17(5). <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2010.02345.x>
- van der Maarel, E. (2007). Transformation of cover-abundance values for appropriate numerical treatment – Alternatives to the proposals by Podani. *Journal of Vegetation Science*, 18(5). [https://doi.org/10.1658/1100-9233\(2007\)18\[767:tocvfa\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1658/1100-9233(2007)18[767:tocvfa]2.0.co;2)
- Vulink, J. T., Drost, H. J., Jans, L. (2000). The influence of different grazing regimes on Phragmites - and shrub vegetation in the well-drained zone of a eutrophic wetland . *Applied Vegetation Science*, 3(1). <https://doi.org/10.2307/1478920>
- Warot L. (2003). *Historyczne i współczesne tendencje rozwojowe halofitów na stanowiskach śródlądowych* [Praca doktorska]. UMK.
- Warot, L., Nienartowicz, A. (2001). Dynamika zbiorowisk roślinnych w rezerwacie halofitów „Ciechocinek”. W A. Nienartowicz M. Kunz (Red.), *GIS i teledetekcja w badaniach struktury i funkcjonowania krajobrazu* (s. 231–240). Oficyna Wydawnicza Turpress.
- Weisel, Y. (1972). *Biology of Halophytes*. Academic Press, Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-730850-0.X5001-6>
- Whittaker, R. H. (1967). Gradient analysis of vegetation. *Biological Reviews*, 42(2), 207–264. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.1967.tb01419.x>
- Wilkoń-Michalska, J. (1957). Łąki zasolone w Dolinie Noteci na odcinku Mątwy-Nakło. *Roczniki Nauk Rolniczych* , 72, 893–920.
- Wilkoń-Michalska, J. (1962). Rezerwat halofitów w Ciechocinku i jego znaczenie. *Chrońmy Przyrodę Ojczyzn*, 1, 6–17.
- Wilkoń-Michalska, J. (1963). *Halofity Kujaw*. Państwowe Wydawnictwo Naukowe.
- Wilkoń-Michalska, J. (1970). Zmiany sukcesyjne w rezerwacie halofitów w Ciechocinku w latach 1954-65. *Ochrona Przyrody*, 35, 25–51.
- Wilkoń-Michalska, J. (1976). *Struktura i dynamika populacji Salicornia patula Duval-Jouve*. Wydawnictwo UMK.

- Wilkoń-Michalska, J. (1985). Structure and dynamics of the inland populations of *Salicornia patula*. *Vegetatio*, 61(1–3). <https://doi.org/10.1007/BF00039819>
- Wilkoń-Michalska, J. (1986). Tendencje rozwojowe i ochrona halofitów w Polsce. *Acta Universitatis Lodzianensis. Folia Zoologica*, 123–129.
- Wilkoń-Michalska, J., Nienartowicz, A., Załuski, T. (1993). Zmiany  $\alpha$ - i  $\gamma$ -diversity w rezerwacie halofitów „Ciechocinek”. W A. Kostrzewski (Red.), *Zintegrowany monitoring środowiska przyrodniczego*. Główny Inspektorat Ochrony Środowiska, 259–269.
- Wilkoń-Michalska, J., Szadziński, R. (1977). Beziehungen zwischen der Flora und insbesondere der Dipterenfauna der Binnenlandsaltzböden von Kujawy. *Vegetation und Fauna*, 16, 253–264.
- Wójcik, G., Tomaszewski, W. (1987). Opady atmosferyczne w środkowej części Polski Północnej w okresie 1951–1970. *Acta Universitatis Nicolai Copernici. Nauki Matematyczno-Przyrodnicze. Geografia*, 20, 51–59.
- Wóycicki, Z. (1912). Roślinność Niziny Ciechocińskiej. *Obrazy roślinności Królestwa Polskiego*, 1.
- Wóycicki, Z. (1915). Sprawozdanie za rok ubiegły z poszukiwań florystycznych w okolicach Pińczowa i Buska w celach zobrazowania flory polskiej. *Sprawozdanie Towarzystwa Naukowego Warszawskiego*, 5, 275–285.
- Wysocki, C., Sikorski, P. (2014). *Fitosocjologia stosowana* (3. wyd.). Wydawnictwo SGGW.
- Zhu, J. K. (2001). Plant salt tolerance. W *Trends in Plant Science* (T. 6, Numer 2). [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(00\)01838-0](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(00)01838-0)
- Zuber, A., Weise, S. M., Osenbrück, K., Mateńko, T. (1997). Origin and age of saline waters in Busko Spa (Southern Poland) determined by isotope, noble gas and hydrochemical methods: Evidence of interglacial and pre-Quaternary warm climate recharges. *Applied Geochemistry*, 12(5). [https://doi.org/10.1016/S0883-2927\(97\)00020-6](https://doi.org/10.1016/S0883-2927(97)00020-6)

**źródło internetowe:**

- 1\_ World Flora Online, 2022; <http://www.worldfloraonline.org/> (dostęp luty 2022)
- 2\_ <https://pl.climate-data.org/europa/polska/kuyavian-pomeranian-voivodeship/ciechocinek-47980/> (dostęp czerwiec 2023)
- 3\_ <https://pl.weatherspark.com/y/84028/%C5%9Arednie-warunki-pogodowe-w:-Ciechocinek-Polska-w-ci%C4%85gu-roku> (dostęp czerwiec 2023)

**informacja ustna;** czerwiec 2023:

dr hab. Arkadiusz Krawiec, profesor Uniwersytetu Mikołaja Kopernika, hydrogeolog, pracownik Katedry Geologii i Hydrogeologii na Wydziale Nauk o Ziemi i Gospodarki Przestrzennej

## Spis rycin

Ryc. 1. Lokalizacja badań metazbiorowisk w aspekcie przestrzennym. Schemat rozmieszczenia poletek badawczych wzdłuż poszczególnych tężni podczas badań w 2015 roku

Ryc. 2. Lokalizacja obszaru badań metazbiorowisk w aspekcie czasowym. Analiza dotyczyła trzech regionów: Kujaw, Wielkopolski i dorzecza Dolnej Nidy. Współrzędne dla danych z drugiego okresu badawczego pochodzą z pierwotnego źródła (Piernik, 2012)

Ryc. 3. Współczynnik indykacyjny IndVal dla gatunków odnotowanych pod tężniami (tężnie 1-3). Uwzględniono tylko znacząco różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji). Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S1

Ryc. 4. Korelacja wskaźników lokalnej  $\alpha$ -różnorodności ze średnimi ważonymi wskaźnikami Ellenberga dla poletek a) poletka pod tężnią I (n=280), b) poletka pod tężnią II (n=297), c) poletka pod tężnią III (n=128), d) ogólny wzorzec zależności dla wszystkich tężni (n=705). Skróty: F – wskaźnik wilgotności, R – wskaźnik odczynu gleby, N – wskaźnik zawartości azotu, S – wskaźnik zasolenia gleby

Ryc. 5. a) Analiza głównych współrzędnych PCoA z odległością Jaccarda jako miarą dyspersji i b) wartości  $\beta$ -różnorodności jako odległości od centroidów grup zdjęć fitosocjologicznych wykonanych pod tężniami TI-TIII. Centroidy dla każdej z tężni zaznaczono kolorem czerwonym. Podano różnice w medianie i rozstępie między kwartylami ( $p \leq 0,05$ , PERMDISP). Statystycznie istotne różnice oznaczono różnymi literami alfabetu

Ryc. 6. Wyniki klasyfikacji poletek tężni TI-TIII według metody k-średnich, przy założeniu istnienia trzech grup odpowiadających poszczególnym tężniom, a) udział poszczególnych poletek w każdym z trzech klastrów, b) wykres Shilouette oceniający trafność przyporządkowania poletek do poszczególnych klastrów

Ryc. 7. Zróznicowanie struktury metazbiorowisk tężni Ciechocinka T I-III w gradiencie osi ordynacyjnych I i II analizy zgodności (CA). Centroidy każdej z grup poletek należących do odpowiednich tężni zaznaczono symbolem czerwonym

Ryc. 8. Średnie ważone wartości wskaźnika Ellenberga (EIV) dla tężni w Ciechocinku I-III a) wartości wskaźnika zasolenia, b) wartości wskaźnika wilgotności, c) wartości wskaźnika odczynu (pH) oraz d) wartości wskaźnika zawartości azotu. Istotne różnice między tężniami



zaznaczono różnymi literami alfabetu (test Kruskala-Wallisa z testem post-hoc Dunna,  $p < 0,05$ )

Ryc. 9. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w obrębie Kujaw (K). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S2

Ryc. 10. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w Wielkopolsce (W). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S3

Ryc. 11. Wskaźnik indykacyjny gatunków IndVal [%] w dwóch okresach badań (I i II) na solniskach w regionie dolnej Nidy (LN). Uwzględniono tylko istotnie różne wartości ( $p \leq 0,05$  na podstawie testu permutacji), a halofity zaznaczono w ramkach. Skróty nazw gatunków zawierają trzy litery nazwy gatunkowej i trzy litery nazwy rodzajowej, pełne nazwy zawiera Tabela S4

Ryc. 12. Analiza głównych współrzędnych PCoA z odległością Jaccarda jako miarą dyspersji i wykresami ilustrującymi wartości  $\beta$ -różnorodności jako odległości od centroidów grup zdjęć fitosocjologicznych wykonanych w porównywanych okresach badań (I i II) w obszarach a) Kujaw (K), b) Wielkopolski (W) i c) dolnej Nidy (LN). Centroidy dla I i II badania zaznaczono kolorem czerwonym. Podano różnice w medianie i rozstępie między kwartylami ( $p > 0,05$ , PERMDISP). Brak statystycznie istotnych różnic oznaczono tymi samymi literami

Ryc. 13. Porównanie struktur zbiorowisk na podstawie odległości Bray-Curtisa między zdjęciami fitosocjologicznymi w obrębie dwóch badań (I i II) oraz między nimi w a) rejonie Kujaw (K), b) Wielkopolski (W), c) dolnej Nidy (LN) (ANOSIM,  $p < 0,01$ )

Ryc. 14. Średnie ważone wartości wskaźnika Ellenberga w dwóch badaniach (I i II) na Kujawach (K), w Wielkopolsce (W) i dorzeczu Dolnej Nidy (LN) a) wartości wskaźnika zasolenia, b) wartości wskaźnika wilgotności, c) wartości wskaźnika odczynu (pH) oraz d) wartości wskaźnika zawartości azotu. Istotne różnice między tymi dwoma badaniami są oznaczone różnymi literami alfabetu (test t,  $p < 0,05$ )

## Spis tabel

Tabela 1. Porównanie wskaźników  $\alpha$ -różnorodności: wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera, wskaźnik równocенności (Evenness) i  $\beta$ -różnorodności Whittakera. Podano średnie  $\pm$  odchylenia standardowe. Istotnie różne średnie między trzema pomiarami (tężnia I, II, III) dla każdej tężni są oznaczone różnymi literami ( $p < 0,05$ ) na podstawie testu ANOVA z testem post-hoc Tukeya. TI – tężnia I, TII – tężnia II, TIII – tężnia III.

Tabela 2. Zróżnicowanie  $\gamma$ -różnorodności dla badanych tężni.  $S_I$  – liczba gatunków unikalnych dla pierwszej tężni,  $S_{II}$  – liczba gatunków unikalnych dla drugiej tężni,  $S_{III}$  – liczba gatunków unikalnych dla trzeciej tężni,  $S_{wsp}$  – gatunki wspólne dla wszystkich tężni.

Tabela 3. Korelacja Spermmana średnich ważonych wskaźników Ellenberga dla zdjęć fitosocjologicznych pod tężniami w Ciechocinku z osiami ordynacyjnymi analizy zgodności CA. F – wskaźnik wilgotności, R – odczynu, N – zawartości azotu, S – zasolenia. \* $p \leq 0,05$ ; \*\* $p \leq 0,01$ ; \*\*\* $p \leq 0,001$

Tabela 4. Porównanie wskaźników  $\alpha$ -różnorodności i  $\beta$ -różnorodności Whittakera. Podano średnie  $\pm$  odchylenia standardowe. Istotnie różne średnie między dwoma badaniami (I i II) w każdym regionie są oznaczone różnymi literami ( $p < 0,05$ ) na podstawie testu t-Studenta. K – Kujawy, W – Wielkopolska, LN – Dolna Nida

Tabela 5. Porównanie  $\gamma$ -różnorodności w dwóch badaniach.  $S_I$  – liczba gatunków unikalnych dla pierwszego okresu,  $S_{II}$  – liczba gatunków unikalny dla drugiego przeglądu, oraz  $S_{both}$  – gatunki znalezione w obu badaniach.  $\gamma$ -różnorodność – regionalna pula gatunków,  $\gamma_I$ -różnorodność -pula gatunków w badaniu I,  $\gamma_{II}$ -różnorodność – pula gatunków w badaniu II

## Spis załączników

Tabela S1. Zróżnicowanie składu gatunkowego między tężniami solankowymi w Ciechocinku. Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obligatoryjne pogrubioną na szarym tle. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

Tabela S2. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami na Kujawach. Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obowiązkowo pogrubioną i szarą. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

Tabela S3. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami w Wielkopolsce (W). Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obowiązkowo pogrubioną i szarą. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

Tabela S4. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami w rejonie Dolnej Nidy (LN). Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obligatoryjne pogrubioną i szarym tłem. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

## Załączniki

Tabela S1. Zróżnicowanie składu gatunkowego między łązami solankowymi w Ciechocinku. Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obligatoryjne pogrubioną na szarym tle. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

		IndVal			Frekwencja			p
		TI	TII	TIII	TI	TII	TIII	
<i>Achillea millefolium</i> L.	<i>Ach.mil</i>	0,2787	41,47	0,3167	0,04286	0,4781	0,04688	<b>0,0001</b>
<i>Agrostis stolonifera</i> L.	<i>Agr.sto</i>	0,7143	0	2,39E-09	0,007143	0	0,007813	NS
<i>Arctium tomentosum</i> Mill.	<i>Arc.tom</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) P.Beauv. ex J.Presl & C.Presl.	<i>Arr.ela</i>	0	1,684	0	0	0,01684	0	0,0124
<i>Artemisia absinthium</i> L.	<i>Art.abs</i>	0	1,684	0	0	0,01684	0	0,0128
<i>Artemisia campestris</i> L.	<i>Art.cam</i>	0,1758	0,7616	0	0,007143	0,0101	0	NS
<i>Artemisia vulgaris</i> L.	<i>Art.vul</i>	0,07969	9,71	0,1589	0,01071	0,1178	0,01563	<b>0,0001</b>
<i>Asparagus officinalis</i> L.	<i>Asp.off</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Atriplex prostrata</i> Boucher ex DC.	<b><i>Atr.pro</i></b>	6,522	22,41	49,43	0,3964	0,7273	0,9375	0,0001
<i>Bellis annua</i> L.	<i>Bel.ann</i>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Bellis perennis</i> L.	<i>Bel.per</i>	26,26	0,06928	0,1194	0,2893	0,01684	0,02344	0,0001
<i>Brassica napus</i> L.	<i>Bra.nap</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Bromus hordeaceus</i> L.	<i>Bro.hor</i>	0,003071	1,53	15,28	0,003571	0,06397	0,2031	0,8142
<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik.	<i>Cap.bur</i>	0	0,6415	0,9671	0	0,01684	0,01563	0,0001
<i>Cerastium fontanum</i> subsp. <i>vulgare</i> (Hartm.) Greuter & Burdet	<i>Cer.fsv</i>	0	7,84	0,0536	0	0,08418	0,007813	0,0001
<i>Chenopodium album</i> L.	<i>Che.alb</i>	0	1,87	2,098	0	0,0404	0,03906	NS
<i>Cichorium intybus</i> L.	<i>Cic.int</i>	0,1624	10,41	0	0,01786	0,1145	0	0,0001
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.	<i>Cir.arv</i>	0	14,48	0	0	0,1448	0	0,0001
<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.	<i>Cir.vul</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS

<i>Convolvulus arvensis</i> L.	<i>Con.arv</i>	0	9,428	0	0	0,09428	0	0,0001
<i>Dactylis glomerata</i> L.	<i>Dac.glo</i>	0,09043	51,94	7,282	0,03571	0,7003	0,3125	0,0001
<i>Daucus carota</i> L.	<i>Dau.car</i>	0	18,61	0,2928	0	0,2054	0,03125	0,0001
<i>Elymus repens</i> (L.) Gould	<i>Ely.rep</i>	23,92	21,82	29,76	0,725	0,7104	0,8203	0,0097
<i>Equisetum arvense</i> L.	<i>Equ.arv</i>	0	0,7104	0,2318	0	0,0101	0,007813	NS
<i>Erigeron canadensis</i> L.	<i>Eri.can</i>	0,2271	23,43	0,02218	0,025	0,266	0,007813	0,0001
<i>Eryngium planum</i> L.	<i>Ery.pla</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Euphorbia esula</i> L.	<i>Eup.esu</i>	0	2,694	0	0	0,02694	0	0,001
<i>Euphorbia helioscopia</i> L.	<i>Eup.hel</i>	1,42	0,06886	0	0,01786	0,003367	0	0,0297
<i>Festuca arundinacea</i> Schreb.	<i>Fes.aru</i>	8,476	16,92	0,1235	0,2214	0,2929	0,03125	0,0001
<i>Festuca rubra</i> L.	<i>Fes.rub</i>	29,06	41,95	0,4905	0,6857	0,7946	0,1016	0,0001
<i>Galium mollugo</i> L.	<i>Gal.mol</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Helichrysum arenarium</i> (L.) Moench	<i>Hel.are</i>	0	1,347	0	0	0,01347	0	0,0327
<i>Heracleum sphondylium</i> L.	<i>Her.sph</i>	0	3,03	0	0	0,0303	0	0,0005
<i>Holcus lanatus</i> L.	<i>Hol.lan</i>	0,169	10,02	0,5391	0,02143	0,1279	0,03906	0,0001
<i>Hordeum murinum</i> L.	<i>Hor.mur</i>	0,007145	0,6986	44,31	0,007143	0,06734	0,5	0,0001
<i>Inula britannica</i> L.	<i>Inu.bri</i>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Jacobaea vulgaris</i> Gaertn.	<i>Jac.vul</i>	0	6,061	0	0	0,06061	0	0,0001
<i>Leontodon saxatilis</i> Lam.	<i>Leo.sax</i>	6,15E-06	74,75	7,61E-07	0,3107	7,48E-01	0,1328	0,0001
<i>Linaria vulgaris</i> Mill.	<i>Lin.vul</i>	0,03597	9,273	0	0,007143	0,09764	0	0,0001
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>Lol.per</i>	32,23	27,44	26,94	0,8821	0,862	0,8516	0,0041
<i>Lotus corniculatus</i> L.	<i>Lot.cor</i>	0,006007	10,59	0	0,003571	0,1077	0	0,0001
<i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit.	<b>Lot.ten</b>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Lysimachia maritima</i> (L.) Galasso, Banfi & Soldano	<b>Lys.mar</b>		7,149	22,03	0,7107	0,3468	0,6016	0,0001
<i>Malva sylvestris</i> L.	<i>Mal.syl</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Matricaria chamomilla</i> L.	<i>Mat.cha</i>	0,46	0,03407	0,7336	0,01071	0,003367	0,01563	NS
<i>Medicago falcata</i> L.	<i>Med.fal</i>	0,04282	11,1	1,795	0,01071	0,165	0,0625	0,0001
<i>Medicago lupulina</i> L.	<i>Med.lup</i>	0	1,684	0	0	0,01684	0	0,0159
<i>Medicago sativa</i> subsp. <i>varia</i> (Martyn) Arcang.	<i>Med.ssv</i>	0,06912	1,72	0,2067	0,007143	0,02694	0,007813	0,0278

<i>Medicago sativa</i> L.	<i>Med.sat</i>	0,0501	1,158	0	0,003571	0,01347	0	0,0384
<i>Melilotus dentatus</i> (Waldst. & Kit.) Pers.	<i>Mel.den</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Oenothera biennis</i> L.	<i>Oen.bie</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Pilosella officinarum</i> Vaill.	<i>Pil.off</i>	0	5,724	0	0	0,05724	0	0,0001
<i>Plantago lanceolata</i> L.	<i>Pla.lan</i>	2,82	30,91	0,8373	0,1429	0,4444	0,07813	0,0001
<i>Plantago major</i> L.	<i>Pla.maj</i>	0	5,645	25,53	0	0,1852	0,3672	0,0001
<i>Plantago major</i> subsp. <i>intermedia</i> (Gilib.) Lange	<i>Pla.int</i>	41,31	0,01793	0,008044	0,425	0,0101	0,007813	0,0001
<i>Plantago media</i> L.	<i>Pla.med</i>	0	3,198	0,1067	0	0,03704	0,007813	0,0005
<i>Poa annua</i> L.	<i>Poa.ann</i>	1,545	0,1232	27,3	0,08214	0,02357	0,3594	0,0001
<i>Poa pratensis</i> L.	<i>Poa.pra</i>	0	6,397	0	0	0,06397	0	0,0001
<i>Polygonum aviculare</i> L.	<i>Pol.avi</i>	9,827	3,668	36,85	0,3214	0,2155	0,7031	0,0001
<i>Potentilla anserina</i> L.	<i>Pot.ans</i>	0	1,684	0	0	0,01684	0	0,0153
<i>Potentilla reptans</i> L.	<i>Pot.rep</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Prunus</i> sp.	<i>Pru.sp.</i>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Puccinellia distans</i> (Jacq.) Parl.	<b><i>Puc.dis</i></b>	34,63	14,68	42,23	0,9429	0,7205	0,9844	0,0001
<i>Ranunculus acris</i> L.	<i>Ran.acr</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Rosa canina</i> L.	<i>Ros.can</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Rubus</i> sp.	<i>Rub.sp.</i>	0	1,347	0	0	0,01347	0	0,0287
<i>Rumex acetosa</i> L.	<i>Rum.ats</i>	0	4,731	1,551	0	0,07071	0,04688	0,0003
<i>Rumex acetosella</i> L.	<i>Rum.atl</i>	0	8,053	0,1784	0	0,09091	0,01563	0,0001
<i>Rumex crispus</i> L.	<i>Rum.cri</i>	0	2,357	0	0	0,02357	0	0,0026
<i>Rumex obtusifolius</i> L.	<i>Rum.obt</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Scorzoneroides autumnalis</i> (L.) Moench	<i>Sco.aut</i>	0	0,2029	28,17	0	0,02694	0,3047	0,0001
<i>Securigera varia</i> (L.) Lassen	<i>Sec.var</i>	0	1,01	0	0	0,0101	0	NS
<i>Sedum acre</i> L.	<i>Sed.acr</i>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Senecio leucanthemifolius</i> subsp. <i>vernalis</i> (Waldst. & Kit.) Greuter	<i>Sen.lsv</i>	0	13,47	0	0	0,1347	0	0,0001
<i>Senecio vulgaris</i> L.	<i>Sen.vul</i>	9,397	0,008592	0	0,09643	0,003367	0	0,0001
<i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i> (Mill.)	<i>Sil.lsa</i>	0	1,684	0	0	0,01684	0	0,0129

Greuter & Burdet								
<i>Solanum lycopersicum</i> L.	<i>Sol.lyc</i>	0	0,3367	0	0	0,003367	0	NS
<i>Solidago gigantea</i> Aiton	<i>Sol.gig</i>	0,2414	11,06	0	0,01786	0,1279	0	0,0001
<i>Sonchus arvensis</i> L.	<i>Son.arv</i>	0,298	26,86	0,3343	0,03571	0,3232	0,03906	0,0001
<i>Sonchus oleraceus</i> (L.) L.	<i>Son.ole</i>	1,233	12,56	29,12	0,1214	0,367	0,5234	0,0001
<i>Spergularia marina</i> (L.) Besser	<b><i>Spe.mar</i></b>	39,72	12,45	39,8	0,9679	0,6498	1	0,0001
<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.	<i>Ste.med</i>	0	0,09902	1,999	0	0,006734	0,02344	0,0094
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Ruderalia</i>	<i>Tar.Rud</i>	5,978	63,97	2,957	0,3357	0,9091	0,25	0,0001
<i>Thlaspi arvense</i> L.	<i>Thl.arv</i>	0	0,6734	0	0	0,006734	0	NS
<i>Tragopogon pratensis</i> L.	<i>Tra.pra</i>	0,3571	3,55E-09	0	0,003571	0,0101	0,00E+00	NS
<i>Trifolium arvense</i> L.	<i>Tri.arv</i>	0,3571	2,25E-08	0	0,003571	0,02694	0,00E+00	NS
<i>Trifolium fragiferum</i> L.	<b><i>Tri.fra</i></b>	5	3,13E-06	6,57E-07	0,05	0,2424	1,17E-01	NS
<i>Trifolium pratense</i> L.	<i>Tri.pra</i>	0,3571	3,04E-06	1,59E-09	0,003571	0,2525	7,81E-03	NS
<i>Trifolium repens</i> L.	<i>Tri.rep</i>	3,929	8,91E-07	8,28E-07	0,03929	0,1515	1,56E-01	NS
<i>Tripolium pannonicum</i> subsp. <i>tripolium</i> (L.) Greuter	<b><i>Tri.pan</i></b>	0,3571	4,43E-09	0	0,003571	0,0101	0,00E+00	NS
<i>Urtica dioica</i> L.	<i>Urt.dio</i>	0,3571	4,43E-10	0	0,003571	0,003367	0,00E+00	NS
<i>Vicia cracca</i> L.	<i>Vic.cra</i>	0,3571	1,69E-08	0	0,003571	0,0202	0,00E+00	NS
<i>Vicia sativa</i> subsp. <i>nigra</i> (L.) Ehrh.	<i>Vic.ssn</i>	0,3571	4,43E-10	0	0,003571	0,003367	0,00E+00	NS

Tabela S2. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami na Kujawach. Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obowiązkowo pogrubioną i szarą. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja– częstotliwość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

Species	INDVAL [%]		Frekwencja		Istotność	Trend
	K-I	K-II	K-I	K-II	p	
<i>Achillea millefolium</i> L. <i>Ach.mil</i>	16.41	1.637	0.213	0.07143	<b>0.0015</b>	wzrost
<i>Agrostis canina</i> L. <i>Agr.can</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0746	
<i>Agrostis gigantea</i> Roth <i>Agr.gig</i>	46.3	0	0.463	0	<b>0.0001</b>	strata
<i>Agrostis stolonifera</i> L. <i>Agr.sto</i>	0.07336	40.18	0.01852	0.4184	<b>0.0001</b>	wzrost
<i>Alisma plantago-aquatica</i> L. <i>Ali.pla</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4709	
<i>Alnus glutinosa</i> (L.) Gaertn. <i>Aln.glu</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4792	
<i>Alopecurus aequalis</i> Sobol. <i>Alo.aeq</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5152	
<i>Alopecurus geniculatus</i> L. <i>Alo.gen</i>	0	6.122	0	0.06122	<b>0.0110</b>	wzrost
<i>Alopecurus pratensis</i> L. <i>Alo.pra</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2783	
<i>Althaea officinalis</i> L. <b><i>Alt.off</i></b>	5.556	0	0.05556	0	<b>0.0189</b>	strata
<i>Anagallis arvensis</i> L. <i>Ana.arv</i>	0.375	1.214	0.009259	0.02041	0.6564	
<i>Anthemis arvensis</i> L. <i>Ant.arv</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2746	
<i>Anthoxanthum odoratum</i> L. <i>Ant.odo</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0747	
<i>Apera spica-venti</i> (L.) P.Beauv. <i>Ape.spi</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4733	
<i>Arabidopsis arenosa</i> (L.) Lawalrée <i>Ara.are</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2693	
<i>Arctium tomentosum</i> Mill. <i>Arc.tom</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4693	
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) P.Beauv. ex J.Presl & C.Presl. <i>Arr.ela</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5208	
<i>Artemisia vulgaris</i> L. <i>Art.vul</i>	0	4.082	0	0.04082	<b>0.0489</b>	wzrost
<i>Atriplex patula</i> L. <i>Atr.pat</i>	0.4594	3.836	0.01852	0.05102	0.9561	
<i>Atriplex prostrata</i> Boucher ex DC. <b><i>Atr.pro</i></b>	11.78	30.01	0.3148	0.4796	0.9948	wzrost
<i>Atriplex sagittata</i> Borkh. <i>Atr.sag</i>	0	4.082	0	0.04082	0.0509	
<i>Avena sativa</i> L. <i>Ave.sat</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2206	
<i>Bellis perennis</i> L. <i>Bel.per</i>	13.89	0	0.1389	0	<b>0.0002</b>	strata
<i>Berteroa incana</i> (L.) DC. <i>Ber.inc</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4728	
<i>Bidens tripartita</i> L. <i>Bid.tri</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4804	
<i>Blysmus compressus</i> (L.) Panz. ex Link <i>Bly.com</i>	5.162	1.547	0.07407	0.05102	0.1533	
<i>Bolboschoenus maritimus</i> (L.) Palla <b><i>Bol.mar</i></b>	0.8444	27.69	0.05556	0.3265	<b>0.0001</b>	wzrost
<i>Brachypodium pinnatum</i> (L.) P.Beauv. <i>Bra.nap</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4687	
<i>Bromus arvensis</i> L. <i>Bro.arv</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5209	
<i>Bromus hordeaceus</i> L. <i>Bro.hor</i>	13.89	0	0.1389	0	<b>0.0001</b>	strata



<i>Calamagrostis epigejos</i> (L.) Roth	<i>Cal.epi</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4796	
			0.748				
<i>Caltha palustris</i> L.	<i>Cal.pal</i>	0.2466	7	0.009259	0.0102	0.7731	
<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik.	<i>Cap.bur</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2692	
<i>Cardamine pratensis</i> L.	<i>Car.pra</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4793	
<i>Carduus</i> sp.	<i>Car.sp.</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5273	
<i>Carex acuta</i> L.	<i>Car.acu</i>	0.215	2.35	0.009259	0.03061	0.9503	
<i>Carex caryophyllea</i> Latourr.	<i>Car.car</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2242	
<i>Carex distans</i> L.	<b><i>Car.dtn</i></b>	12.39	7.226	0.2222	0.1633	0.2027	
			0.111				
<i>Carex hirta</i> L.	<i>Car.hir</i>	8.249	3	0.09259	0.0102	0.0054	strata
<i>Carex lasiocarpa</i> Ehrh.	<i>Car.las</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5257	
<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	<i>Car.nig</i>	1.903	3.005	0.0463	0.05102	0.6878	
<i>Carex panicea</i> L.	<i>Car.pan</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5285	
<i>Carex pseudocyperus</i> L.	<i>Car.pse</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5208	
<i>Carex riparia</i> Curtis	<i>Car.rip</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2706	
<i>Carex</i> sp.	<i>Car.sp.</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5235	
<i>Carex vesicaria</i> L.	<i>Car.ves</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2696	
<i>Carex vulpina</i> L.	<i>Car.vul</i>	6.593	9.627	0.1481	0.1735	0.7304	
<i>Carum carvi</i> L.	<i>Car.car</i>	4.63	0	0.0463	0	0.0368	strata
<i>Centaurea jacea</i> L.	<i>Cen.jac</i>	6.481	0	0.06481	0	0.0109	strata
<i>Centaurea stoebe</i> Tausch	<i>Cen.sto</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4796	
<i>Centaureum littorale</i> (Turner) Gilmour	<i>Cen.lit</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4796	
<i>Centaureum pulchellum</i> (Sw.) Druce	<b><i>Cen.pul</i></b>	11.11	0	0.1111	0	0.0004	strata
<i>Cerastium fontanum</i> subsp. <i>vulgare</i> (Hartm.) Greuter & Burdet	<i>Cer.fsv</i>	12.04	0	0.1204	0	0.0001	strata
<i>Cerastium semidecandrum</i> L.	<i>Cer.sem</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5209	
<i>Chenopodium album</i> L.	<i>Che.alb</i>	0.1134	3.582	0.009259	0.04082	0.977	
<i>Chenopodium glaucum</i> L.	<i>Che.gla</i>	0	9.184	0	0.09184	0.0017	wzrost
<i>Chenopodium rubrum</i> L.	<i>Che.rub</i>	0	4.082	0	0.04082	0.0486	wzrost
<i>Cichorium intybus</i> L.	<i>Cic.int</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0723	
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.	<i>Cir.arv</i>	5.533	8.27	0.1204	0.1531	0.7138	
<i>Cirsium oleraceum</i> (L.) Scop.	<i>Cir.ole</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5216	
<i>Cirsium palustre</i> (L.) Coss. ex Scop.	<i>Cir.pal</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2693	
<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.	<i>Cir.vul</i>	3.203	1.729	0.05556	0.04082	0.4361	
<i>Convolvulus arvensis</i> L.	<i>Con.arv</i>	0.4405	0.535	0.009259	0.0102	0.7779	
<i>Crepis biennis</i> L.	<i>Cre.bie</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2686	
<i>Cynosurus cristatus</i> L.	<i>Cyn.cri</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5296	
			0.123				
<i>Dactylis glomerata</i> L.	<i>Dac.glo</i>	5.697	5	0.06481	0.0102	0.0332	
<i>Dactylorhiza incarnata</i> (L.) Soó	<i>Dac.inc</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4737	

<i>Daucus carota</i> L.	<i>Dau.car</i>	14.81	0	0.1481	0	0.0001	strata
<i>Deschampsia cespitosa</i> (L.) P.Beauv.	<i>Des.ces</i>	11.72	1.825	0.1574	0.07143	0.0162	strata
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P.Beauv.	<i>Ech.cru</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2226	
<i>Eleocharis palustris</i> (L.) Roem. & Schult.	<i>Ele.pal</i>	2.243	14.69	0.09259	0.1939	0.0071	wzrost
<i>Elymus repens</i> (L.) Gould	<i>Ely.rep</i>	9.131	18.14	0.25	0.2857	0.926	
<i>Epilobium palustre</i> L.	<i>Epi.pal</i>	0.1554	3.397	0.009259	0.04082	0.9753	
<i>Epilobium parviflorum</i> Schreb.	<i>Epi.par</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2302	
			0.184				
<i>Equisetum arvense</i> L.	<i>Equ.arv</i>	3.035	3	0.03704	0.0102	0.1449	
<i>Equisetum fluviatile</i> L.	<i>Equ.flu</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4737	
			0.733				
<i>Equisetum palustre</i> L.	<i>Equ.pal</i>	4.929	1	0.06481	0.03061	0.1079	
			0.200				
<i>Erigeron canadensis</i> L.	<i>Eri.can</i>	2.975	7	0.03704	0.0102	0.1872	
<i>Eupatorium cannabinum</i> L.	<i>Eup.can</i>	0	3.061	0	0.03061	0.1031	
<i>Euphorbia lucida</i> Waldst. & Kit.	<i>Eup.luc</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4774	
<i>Festuca arundinacea</i> Schreb.	<i>Fes.aru</i>	9.942	8.976	0.1944	0.1837	0.4346	
<i>Festuca ovina</i> L.	<i>Fes.ovi</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1409	
			0.145				
<i>Festuca pratensis</i> Huds.	<i>Fes.pra</i>	17.2	1	0.1852	0.02041	0.0001	strata
<i>Festuca rubra</i> L.	<i>Fes.rub</i>	12.26	8.692	0.2222	0.1939	0.2674	
<i>Galium aparine</i> L.	<i>Gal.apa</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4728	
<i>Galium palustre</i> L.	<i>Gal.uli</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4793	
<i>Galium uliginosum</i> L.	<i>Gal.uli</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4805	
<i>Geranium pratense</i> L.	<i>Ger.pra</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2636	
<i>Glechoma hederacea</i> L.	<i>Gle.hed</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0735	
<i>Glyceria fluitans</i> (L.) R.Br.	<i>Gly.flu</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2797	
<i>Heracleum sphondylium</i> L.	<i>Her.sph</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2758	
<i>Holcus lanatus</i> L.	<i>Hol.lan</i>	0.5466	2.877	0.01852	0.04082	0.8585	
<i>Hordeum vulgare</i> L.	<i>Hor.vul</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2206	
			0.037				
<i>Inula britannica</i> L.	<i>Inu.bri</i>	23.19	36	0.2407	0.0102	0.0001	strata
			0.101				
<i>Juncus articulatus</i> L.	<i>Jun.art</i>	6.672	3	0.07407	0.0102	0.0183	strata
<i>Juncus bufonius</i> L.	<i>Jun.buf</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1362	
<i>Juncus compressus</i> Jacq.	<i>Jun.com</i>	18.31	18.49	0.3796	0.3571	0.5188	
<i>Juncus effusus</i> L.	<i>Jun.eff</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4856	
<i>Juncus gerardii</i> Loisel.	<b>Jun.ger</b>	21.3	0	0.213	0	0.0001	strata
<i>Juncus ranarius</i> Songeon & E.P.Perrier	<i>Jun.ran</i>	0.06772	4.729	0.009259	0.05102	0.9897	
<i>Lactuca serriola</i> L.	<i>Lac.ser</i>	0.4932	3.743	0.01852	0.05102	0.9568	
<i>Lathyrus palustris</i> L.	<i>Lat.pal</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5235	
<i>Lathyrus pratensis</i> L.	<i>Lat.pra</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1414	
<i>Leontodon saxatilis</i> Lam.	<i>Leo.sax</i>	11.11	0	0.1111	0	0.0002	strata
<i>Lepidium ruderales</i> L.	<i>Lep.rud</i>	3.007	1.873	0.05556	0.04082	0.3649	

<i>Leucanthemum vulgare</i> (Vaill.) Lam.	<i>Leu.vul</i>	2.032	0.274	1	0.02778	0.0102	0.3515	
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>Lol.per</i>	12.96	0.072	0	0.1296	0	0.0001	strata
<i>Lotus corniculatus</i> L.	<i>Lot.cor</i>	9.466	0.08	08	0.1019	0.0102	0.0018	strata
<i>Lotus maritimus</i> L.	<b><i>Lot.mar</i></b>	3.136	2.222	0.352	0.05556	0.05102	0.406	
<i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit.	<b><i>Lot.ten</i></b>	27.85	8	8	0.3148	0.03061	0.0001	strata
<i>Lycopus europaeus</i> L.	<i>Lyc.eur</i>	0	1.02	1.02	0	0.0102	0.4777	
<i>Lysimachia maritima</i> (L.) Galasso, Banfi & Soldano	<b><i>Lys.mar</i></b>	27.12	12.16	12.16	0.4722	0.2857	0.0181	strata
<i>Lysimachia nummularia</i> L.	<i>Lys.num</i>	2.778	0	0	0.02778	0	0.1401	
<i>Lythrum salicaria</i> L.	<i>Lyt.sal</i>	0.9259	0.425	0	0.009259	0	0.5235	
<i>Medicago lupulina</i> L.	<i>Med.lup</i>	10.37	1	1	0.1204	0.03061	0.0042	
<i>Melilotus dentatus</i> (Waldst. & Kit.) Pers.	<i>Mel.den</i>	5.608	2.415	2.415	0.09259	0.06122	0.2374	
<i>Melilotus officinalis</i> (L.) Pall.	<i>Mel.off</i>	1.852	0	0	0.01852	0	0.273	
<i>Mentha aquatica</i> L.	<i>Men.aqu</i>	0.289	1.404	1.404	0.009259	0.02041	0.8922	
<i>Mentha arvensis</i> L.	<i>Men.arv</i>	3.704	0	0	0.03704	0	0.0786	
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	<i>Mol.cae</i>	0.9259	0	0	0.009259	0	0.5235	
<i>Myosotis scorpioides</i> L.	<i>Myo.sco</i>	0	1.02	1.02	0	0.0102	0.4793	
<i>Myosurus minimus</i> L.	<i>Myo.min</i>	1.852	0	0	0.01852	0	0.2749	
<i>Nardus stricta</i> L.	<i>Nar.str</i>	0.9259	0	0	0.009259	0	0.5234	
<i>Odontites serotina</i> (Lam.) Dumort.	<i>Odo.ver</i>	18.84	0.569	8	0.2315	0.03061	0.0002	strata
<i>Odontites verna</i> Dumort.	<i>Oen.bie</i>	0	1.02	1.02	0	0.0102	0.4777	
<i>Oenothera biennis</i> L.	<i>Ono.spi</i>	3.704	0	0	0.03704	0	0.0785	
<i>Ononis spinosa</i> L.	<i>Pas.sat</i>	0	1.02	1.02	0	0.0102	1	
<i>Persicaria amphibia</i> (L.) Delarbre	<i>Per.amp</i>	1.887	0.327	3	0.02778	0.0102	0.3429	
<i>Persicaria lapathifolia</i> (L.) Delarbre	<i>Per.lap</i>	0	3.061	3.061	0	0.03061	0.0996	
<i>Phalaris arundinacea</i> L.	<i>Pha.aru</i>	0	3.061	3.061	0	0.03061	0.1041	
<i>Phleum pratense</i> L.	<i>Phl.pra</i>	2.778	0	0	0.02778	0	0.1434	
<i>Phragmites australis</i> (Cav.) Trin. ex Steud.	<i>Phr.aus</i>	32.75	12	12	0.5278	0.3163	0.0024	strata
<i>Pilosella officinarum</i> Vaill.	<i>Pil.off</i>	2.778	0	0	0.02778	0	0.137	
<i>Pimpinella major</i> (L.) Huds.	<i>Pim.maj</i>	0	1.02	1.02	0	0.0102	0.4793	
<i>Pimpinella saxifraga</i> L.	<i>Pim.sax</i>	2.778	0.416	0	0.02778	0	0.1386	
<i>Plantago lanceolata</i> L.	<i>Pla.lan</i>	13.6	4	4	0.1574	0.03061	0.0005	strata
<i>Plantago major</i> L.	<i>Pla.maj</i>	20.03	1.419	1.419	0.25	0.07143	0.0002	strata
<i>Plantago major</i> subsp. <i>intermedia</i> (Gilib.) Lange	<i>Pla.int</i>	5.498	24.39	24.39	0.1852	0.3469	0.0015	wzrost
<i>Plantago media</i> L.	<i>Pla.med</i>	19.7	0.033	47	0.2037	0.0102	0.0001	strata
<i>Poa angustifolia</i> L.	<i>Poa.ang</i>	0.4125	5.552	5.552	0.01852	0.07143	0.9544	
<i>Poa annua</i> L.	<i>Poa.ann</i>	7.407	0	0	0.07407	0	0.0055	strata

<i>Poa compressa</i> L.	<i>Poa.com</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1375	
<i>Poa pratensis</i> L.	<i>Poa.pra</i>	4.515	5.228	0.09259	0.102	0.5726	
<i>Poa trivialis</i> L.	<i>Poa.tri</i>	1.215	1.722	0.02778	0.03061	0.7109	
<i>Polygonum aviculare</i> L.	<i>Pol.avi</i>	5.432	7.279	0.1204	0.1327	0.6714	
<i>Portulaca oleracea</i> L.	<i>Por.ole</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5199	
<i>Potentilla anserina</i> L.	<i>Pot.ans</i>	22.22	14.88	0.3981	0.3367	0.1477	
			0.085				
<i>Potentilla reptans</i> L.	<i>Pot.rep</i>	14.42	83	0.1574	0.0102	0.0001	strata
<i>Prunella vulgaris</i> L.	<i>Pru.vul</i>	7.407	0	0.07407	0	0.0054	strata
<i>Puccinellia distans</i> (Jacq.) Parl.	<b><i>Puc.dis</i></b>	25.38	38.59	0.6204	0.6531	0.9699	wzrost
<i>Ranunculus acris</i> L.	<i>Ran.acr</i>	8.376	1.005	0.1111	0.04082	0.0413	strata
<i>Ranunculus bulbosus</i> L.	<i>Ran.bul</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1386	
<i>Ranunculus repens</i> L.	<i>Ran.rep</i>	8.438	1.221	0.1204	0.04082	0.0287	strata
<i>Ranunculus sardous</i> Crantz	<i>Ran.sar</i>	7.407	0	0.07407	0	0.0054	strata
<i>Ranunculus sceleratus</i> L.	<i>Ran.sce</i>	0.1906	4.052	0.009259	0.05102	0.9503	
<i>Reseda luteola</i> L.	<i>Res.lut</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5304	
<i>Rhinanthus serotinus</i> (Schönh.) Oborny	<i>Rhi.ser</i>	0.4405	0.535	0.009259	0.0102	0.7707	
<i>Rorippa palustris</i> (L.) Besser	<i>Ror.pal</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2221	
<i>Rorippa sylvestris</i> (L.) Besser	<i>Ror.syl</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5199	
<i>Rumex acetosa</i> L.	<i>Rum.ats</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2737	
<i>Rumex acetosella</i> L.	<i>Rum.atl</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5234	
<i>Rumex crispus</i> L.	<i>Rum.cri</i>	7.407	0	0.07407	0	0.0055	strata
<i>Rumex maritimus</i> L.	<i>Rum.mar</i>	2.778	0	0.02778	0	0.1388	
<i>Rumex obtusifolius</i> L.	<i>Rum.obt</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4742	
<i>Rumex thyrsoiflorus</i> Fingerh.	<i>Rum.thy</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2685	
<i>Sagina nodosa</i> (L.) Fenzl	<i>Sag.nod</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0729	
<i>Salicornia europaea</i> L.	<b><i>Sal.eur</i></b>	14.77	14.37	0.287	0.2959	0.4684	
<i>Salvia pratensis</i> L.	<i>Sal.pra</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5184	
<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i> (C.C.Gmel.) Palla	<b><i>Sch.tab</i></b>	5.039	6.703	0.1019	0.1327	0.6434	
<i>Scorzonerooides autumnalis</i> (L.) Moench	<i>Sco.aut</i>	26.69	2.481	0.3426	0.1122	0.0001	strata
<i>Scutellaria galericulata</i> L.	<i>Scu.gal</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2216	
<i>Selinum carvifolia</i> (L.) L.	<i>Sel.car</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5194	
<i>Senecio leucanthemifolius</i> Poir.	<i>Sen.leu</i>	0	2.041	0	0.02041	0.2330	
<i>Senecio vulgaris</i> L.	<i>Sen.vul</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5265	
<i>Silene flos-cuculi</i> (L.) Greuter & Burdet	<i>Sil.flo</i>	3.902	5	0.05556	0.02041	0.1694	
<i>Silene latifolia</i> Poir.	<i>Sil.lat</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5304	
<i>Sonchus arvensis</i> L.	<i>Son.arv</i>	2.178	16.39	0.09259	0.2143	0.0032	wzrost
<i>Sonchus arvensis</i> subsp. <i>uliginosus</i> (M.Bieb.) Nyman	<i>Son.uli</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2732	
<i>Sonchus oleraceus</i> (L.) L.	<i>Son.ole</i>	0.1036	14.5	0.009259	0.1633	0.0002	wzrost

<i>Sonchus</i> sp.	<i>Son.sp.</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5298	
<i>Sparganium erectum</i> L.	<i>Spa.ere</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5393	
<i>Spergularia marina</i> (L.) Besser	<b><i>Spe.mar</i></b>	22.87	13.46	0.3981	0.3163	0.0951	
<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.	<i>Ste.med</i>	0.4405	0.535	0.009259	0.0102	0.7767	
<i>Symphytum officinale</i> L.	<i>Sym.off</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5216	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Ruderalia</i>	<i>Tar.Rud</i>	13.89	4.614	0.213	0.1327	0.0460	strata
<i>Thlaspi arvense</i> L.	<i>Thl.arv</i>	0.4405	0.535	0.009259	0.0102	0.7703	
<i>Trifolium dubium</i> Sibth.	<i>Tri.dub</i>	5.556	0	0.05556	0	0.0196	strata
<i>Trifolium fragiferum</i> L.	<b><i>Tri.fra</i></b>	34.27	1.994 0.064	0.4259	0.102	0.0001	strata
<i>Trifolium pratense</i> L.	<i>Tri.pra</i>	13.88	5	0.1481	0.0102	0.0005	strata
<i>Trifolium repens</i> L.	<i>Tri.rep</i>	12.56	1.46	0.1759	0.05102	0.0082	strata
<i>Triglochin maritima</i> L.	<b><i>Tri.mar</i></b>	28.98	11.37	0.4815	0.2857	0.0082	strata
<i>Triglochin palustris</i> L.	<i>Tri.pal</i>	10.19	0	0.1019	0	0.0007	strata
<i>Tripleurospermum inodorum</i> (L.) Sch.Bip.	<i>Tri.ino</i>	0	6.122	0	0.06122	0.0110	wzrost
<i>Tripolium pannonicum subsp. tripolium</i> (L.) Greuter	<b><i>Tri.pan</i></b>	10.23	7.736	0.1944	0.1633	0.3385	
<i>Triticum aestivum</i> L.	<i>Tri.aes</i>	0	3.061	0	0.03061	0.1060	
<i>Tussilago farfara</i> L.	<i>Tus.far</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5304	
<i>Typha latifolia</i> L.	<i>Typ.lat</i>	0	1.02	0	0.0102	0.4709	
<i>Vicia cracca</i> L.	<i>Vic.cra</i>	3.704	0	0.03704	0	0.0767	
<i>Vicia tetrasperma</i> (L.) Schreb.	<i>Vic.tet</i>	1.852	0	0.01852	0	0.2705	
<i>Viola arvensis</i> Murray	<i>Vio.arv</i>	0.9259	0	0.009259	0	0.5234	

Tabela S3. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami w Wielkopolsce (W). Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obowiązkowo pogrubioną i szarą. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal – współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstotliwość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

		IndVal [%]		Frekwencja		Istotność	Trend
		W I	W II	W I	W II	p	
<i>Achillea millefolium</i> L.	<i>Ach.mil</i>	23.08	0	0.2308	0	<b>0.0401</b>	strata
<i>Agrostis capillaris</i> L.	<i>Agr.cap</i>	0	4.167	0	0.04167	0.651	
<i>Agrostis gigantea</i> Roth	<i>Agr.gig</i>	0	12.5	0	0.125	0.2552	
<i>Agrostis stolonifera</i> L.	<i>Agr.sto</i>	46.91	45.09	0.9231	0.9167	0.4633	
<i>Alopecurus geniculatus</i> L.	<i>Alo.gen</i>	4.99	1.464	0.07692	0.04167	0.5911	
<i>Alopecurus pratensis</i> L.	<i>Alo.pra</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	
<i>Anacamptis palustris</i> subsp. <i>elegans</i> (Heuff.) R.M.Bateman, Pridgeon & M.W.Chase	<i>Ana.pse</i>	11.08	15.17	0.2308	0.2917	0.5805	
<i>Atriplex prostrata</i> Boucher ex DC.	<b><i>Atr.pro</i></b>	12.64	0.742	0.1538	0.04167	0.2014	
<i>Bellis perennis</i> L.	<i>Bel.per</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1175	
<i>Blysmus compressus</i> (L.) Panz. ex Link	<i>Bly.com</i>	13.32	0.5584	0.1538	0.04167	0.1946	
<i>Bolboschoenus maritimus</i> (L.) Palla	<b><i>Bol.mar</i></b>	7.692	0	0.07692	0	0.354	
<i>Bromus hordeaceus</i> L.	<i>Bro.hor</i>	0	33.33	0	0.3333	<b>0.0201</b>	wzrost
<i>Carex acuta</i> L.	<i>Car.acu</i>	20.32	0.4969	0.2308	0.04167	0.0638	
<i>Carex caryophylla</i> Latourr.	<i>Car.car</i>	0	4.167	0	0.04167	0.647	
<i>Carex distans</i> L.	<b><i>Car.dtn</i></b>	3.62	35.05	0.1538	0.4583	<b>0.0485</b>	wzrost
<i>Carex disticha</i> Huds.	<i>Car.dch</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Carex flava</i> L.	<i>Car.flv</i>	0	16.67	0	0.1667	0.1579	
<i>Carex hirta</i> L.	<i>Car.hir</i>	23.08	0	0.2308	0	<b>0.0405</b>	strata
<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	<i>Car.nig</i>	4.858	22.81	0.1538	0.3333	0.8652	
<i>Carex panicea</i> L.	<i>Car.pan</i>	3.692	4.333	0.07692	0.08333	0.7437	
<i>Carex pilulifera</i> L.	<i>Car.pil</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3572	
<i>Carex vulpina</i> L.	<i>Car.vul</i>	27.99	20.01	0.5385	0.4167	0.3226	
<i>Centaurea jacea</i> L.	<i>Cen.jac</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3529	
<i>Centaurea stoebe</i> Tausch	<i>Cen.sto</i>	0	4.167	0	0.04167	0.648	
<i>Cerastium fontanum</i> subsp. <i>vulgare</i> (Hartm.) Greuter & Burdet	<i>Cer.fsv</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3546	
<i>Chenopodium glaucum</i> L.	<i>Che.gla</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3496	
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.	<i>Cir.arv</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	
<i>Cynosurus cristatus</i> L.	<i>Cyn.cri</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3525	
<i>Danthonia decumbens</i> (L.) DC.	<i>Dan.dec</i>	0	4.167	0	0.04167	1	
<i>Deschampsia cespitosa</i> (L.) P.Beauv.	<i>Des.ces</i>	12.11	0.888	0.1538	0.04167	0.2776	



<i>Eleocharis palustris</i> (L.) Roem. & Schult.	<i>Ele.pal</i>	1.121	81.13	0.1538	0.875	0.0001	wzrost
<i>Eleocharis uniglumis</i> (Link) Schult.	<i>Ele.uni</i>	38.46	0	0.3846	0	0.0028	strata
<i>Elymus repens</i> (L.) Gould	<i>Ely.rep</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	
<i>Epilobium hirsutum</i> L.	<i>Epi.hir</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6556	
<i>Epilobium palustre</i> L.	<i>Epi.pal</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3443	
<i>Epilobium parviflorum</i> Schreb.	<i>Epi.par</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3443	
<i>Equisetum arvense</i> L.	<i>Equ.pal</i>	30.77	0	0.3077	0	0.0104	strata
<i>Festuca arundinacea</i> Schreb.	<i>Fes.aru</i>	49.23	26.14	0.8462	0.625	0.0859	
<i>Festuca pratensis</i> Huds.	<i>Fes.pra</i>	13.79	13.79	0.3077	0.25	0.4601	
<i>Festuca rubra</i> L.	<i>Fes.rub</i>	1.605	13.19	0.07692	0.1667	0.8956	
<i>Galium uliginosum</i> L.	<i>Gal.uli</i>	14.97	7.32	0.2308	0.2083	0.2952	
<i>Galium verum</i> L.	<i>Gal.ver</i>	0	4.167	0	0.04167	0.648	
<i>Glyceria fluitans</i> (L.) R.Br.	<i>Gly.flu</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1247	
<i>Holcus lanatus</i> L.	<i>Hol.lan</i>	7.898	4.055	0.1538	0.08333	0.4402	
<i>Juncus alpinoarticulatus</i> Chaix	<i>Jun.alp</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1216	
<i>Juncus articulatus</i> L.	<i>Jun.art</i>	45.61	1.912	0.5385	0.125	0.0061	strata
<i>Juncus compressus</i> Jacq.	<i>Jun.com</i>	16.68	50.56	0.4615	0.7917	0.0314	wzrost
<i>Juncus ranarius</i> Songeon & E.P.Perrier	<i>Jun.ran</i>	12.64	0.742	0.1538	0.04167	0.1956	
<i>Lathyrus pratensis</i> L.	<i>Lat.pra</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>Lol.per</i>	23.08	0	0.2308	0	0.0368	strata
<i>Lotus corniculatus</i> L.	<i>Lot.cor</i>	0	25	0	0.25	0.0573	
<i>Lotus pedunculatus</i> Cav.	<i>Lot.ped</i>	0	29.17	0	0.2917	0.0346	wzrost
<i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit.	<i>Lot.ten</i>	38.46	0	0.3846	0	0.004	strata
<i>Lysimachia maritima</i> (L.) Galasso, Banfi & Soldano	<b>Lys.mar</b>	13.97	29.18	0.3846	0.4583	0.787	
<i>Lysimachia nummularia</i> L.	<i>Lys.num</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Lythrum salicaria</i> L.	<i>Lyt.sal</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1158	
<i>Mentha arvensis</i> L.	<i>Men.arv</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3443	
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	<i>Myo.cae</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3443	
<i>Myosotis scorpioides</i> L.	<i>Myo.sco</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	
<i>Odontites serotina</i> (Lam.) Dumort.	<i>Odo.ser</i>	38.46	0	0.3846	0	0.0039	strata
<i>Parnassia palustris</i> L.	<i>Par.pal</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3443	
<i>Persicaria amphibia</i> (L.) Delarbre	<i>Per.amp</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Phleum pratense</i> L.	<i>Phl.pra</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3525	
<i>Phragmites australis</i> (Cav.) Trin. ex Steud.	<i>Phr.aus</i>	10.57	46.49	0.3077	0.7083	0.0333	wzrost
<i>Plantago lanceolata</i> L.	<i>Pla.lan</i>	12.11	0.888	0.1538	0.04167	0.2791	
<i>Plantago major</i> L.	<i>Pla.maj</i>	53.85	0	0.5385	0	0.0001	strata
<i>Plantago major</i> subsp. <i>intermedia</i> (Gilib.) Lange	<i>Pla.int</i>	0	37.5	0	0.375	0.0146	wzrost
<i>Plantago major</i> subsp. <i>winteri</i> (Wirtg.) W.Ludw.	<b>Pla.win</b>	38.46	0	0.3846	0	0.0027	strata

<i>Plantago media</i> L.	<i>Pla.med</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6547	
<i>Plantago</i> sp.	<i>Pla.sp.</i>	0	8.333	0	0.08333	0.4132	
<i>Poa angustifolia</i> L.	<i>Poa.ang</i>	0	8.333	0	0.08333	0.4216	
<i>Poa annua</i> L.	<i>Poa.ann</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1192	
<i>Poa pratensis</i> L.	<i>Poa.pra</i>	7.287	22.81	0.2308	0.3333	0.8518	
<i>Poa trivialis</i> L.	<i>Poa.tri</i>	12.82	17.01	0.3077	0.2917	0.5705	
<i>Polygonum arenastrum</i> Boreau	<i>Pol.are</i>	15.38	0	0.1538	0	0.1192	
<i>Potentilla anserina</i> L.	<i>Pot.ans</i>	41.16	40.68	0.7692	0.875	0.5402	
<i>Potentilla reptans</i> L.	<i>Pot.rep</i>	3.268	2.397	0.07692	0.04167	0.5842	
<i>Puccinellia distans</i> (Jacq.) Parl.	<b><i>Puc.dis</i></b>	34.7	0.4073	0.3846	0.04167	<b>0.0101</b>	strata
<i>Ranunculus acris</i> L.	<i>Ran.acr</i>	7.501	19.69	0.2308	0.2917	0.7838	
<i>Ranunculus repens</i> L.	<i>Ran.rep</i>	23.45	8.131	0.3846	0.2083	0.2154	
<i>Ranunculus sceleratus</i> L.	<i>Ran.sce</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6505	
<i>Rhinanthus serotinus</i> (Schönh.) Oborny	<i>Rhi.ser</i>	0	16.67	0	0.1667	0.1605	
<i>Rumex acetosa</i> L.	<i>Rum.ats</i>	7.692	0	0.07692	0	0.3525	
<i>Rumex crispus</i> L.	<i>Rum.cri</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	
<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i> (C.C.Gmel.) Palla	<b><i>Sch.tab</i></b>	9.104	22.71	0.2308	0.375	0.7918	
<i>Scorzoneroideis autumnalis</i> (L.) Moench	<i>Sco.aut</i>	42.64	11.52	0.6154	0.375	<b>0.0431</b>	strata
<i>Serratula tinctoria</i> L.	<i>Ser.tin</i>	0	8.333	0	0.08333	0.4193	
<i>Silene flos-cuculi</i> (L.) Greuter & Burdet	<i>Sil.flo</i>	0	8.333	0	0.08333	0.4169	
<i>Sium latifolium</i> L.	<i>Siu.lat</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Sonchus arvensis</i> L.	<i>Son.arv</i>	23.22	3.066	0.3077	0.125	0.0907	
<i>Sparganium erectum</i> L.	<i>Spa.ere</i>	7.692	0	0.07692	0	0.354	
<i>Spergularia marina</i> (L.) Besser	<b><i>Spe.mar</i></b>	15.38	0	0.1538	0	0.1163	
<i>Stellaria palustris</i> Retz.	<i>Ste.pal</i>	0	4.167	0	0.04167	0.655	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Palustria</i>	<i>Tar.Pal</i>	15.16	19.02	0.3077	0.375	0.5937	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Ruderalia</i>	<i>Tar.Rud</i>	44.76	2.814	0.5385	0.1667	<b>0.0038</b>	strata
<i>Thalictrum flavum</i> L.	<i>Tha.fla</i>	0	8.333	0	0.08333	0.422	
<i>Trifolium fragiferum</i> L.	<b><i>Tri.fra</i></b>	57.58	9.428	0.7692	0.375	<b>0.0058</b>	strata
<i>Trifolium hybridum</i> L.	<i>Tri.hyb</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6481	
<i>Trifolium pratense</i> L.	<i>Tri.pra</i>	14.97	4.392	0.2308	0.125	0.3418	
<i>Trifolium repens</i> L.	<i>Tri.rep</i>	30.77	9.722	0.4615	0.2917	0.1126	
<i>Triglochin maritima</i> L.	<b><i>Tri.mar</i></b>	33.54	54.05	0.7692	0.9583	0.9523	
<i>Triglochin palustris</i> L.	<i>Tri.pal</i>	14.97	4.392	0.2308	0.125	0.3566	
<i>Vicia cracca</i> L.	<i>Vic.cra</i>	0	4.167	0	0.04167	0.6527	



Tabela S4. Zmiany składu gatunkowego między dwoma pomiarami w rejonie Dolnej Nidy (LN). Halofity zaznaczono pogrubioną czcionką, obligatoryjne pogrubioną i szarym tłem. Nazwy gatunków według World Flora Online (dostęp luty 2022). IndVal– współczynnik indykacyjny, Frekwencja – częstotliwość względna, poziom istotności p wg testu permutacji.

		INDVAL		Frekwencja		Istotność	Trend
		[%]				p	
		LN I	LN II	LN I	LN II		
<i>Achillea millefolium</i> L.	<i>Ach.mil</i>	5.032	34.27	0.16	0.5	<b>0.0179</b>	wzrost
<i>Agrostis gigantea</i> Roth	<i>Agr.gig</i>	17.64	3.058	0.24	0.1154	0.1127	
<i>Agrostis stolonifera</i> L.	<i>Agr.sto</i>	4.333	25.24	0.16	0.3462	0.9419	
<i>Anagallis arvensis</i> L.	<i>Ana.arv</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2523	
<i>Apera spica-venti</i> (L.) P.Beauv.	<i>Ape.spi</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2523	
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) P.Beauv. ex J.Presl & C.Presl.	<i>Arr.ela</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5136	
<i>Artemisia vulgaris</i> L.	<i>Art.vul</i>	0.8254	12.21	0.04	0.1538	0.9696	
<i>Atriplex prostrata</i> Boucher ex DC.	<b>Atr.pro</b>	28.34	40.72	0.64	0.7308	0.8024	
<i>Bolboschoenus maritimus</i> (L.) Palla	<b>Bol.mar</b>	33.6	23.69	0.6	0.5385	0.2598	
<i>Brachypodium pinnatum</i> (L.) P.Beauv.	<i>Bra.pin</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5136	
<i>Bromus inermis</i> Leyss.	<i>Bro.ine</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5078	
<i>Bupleurum tenuissimum</i> L.	<b>Bup.ten</b>	15.08	2.86	0.24	0.07692	0.1083	
<i>Calamagrostis epigejos</i> (L.) Roth	<i>Cal.epi</i>	1.175	5.432	0.04	0.07692	0.8751	
<i>Carex distans</i> L.	<b>Car.dtn</b>	0	7.692	0	0.07692	0.2582	
<i>Carex flacca</i> Schreb.	<i>Car.flc</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045	
<i>Carex hirta</i> L.	<i>Car.hir</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5038	
<i>Carex vulpina</i> L.	<i>Car.vul</i>	2.466	15.96	0.08	0.2308	0.8853	
<i>Centaurea jacea</i> L.	<i>Cen.jac</i>	4	0	0.04	0	0.4983	
<i>Centaurea stoebe</i> Tausch	<i>Cen.sto</i>	0	15.38	0	0.1538	0.0623	
<i>Centaureum pulchellum</i> (Sw.) Druce	<b>Cen.pul</b>	0	7.692	0	0.07692	0.2523	
<i>Chenopodium album</i> L.	<i>Che.alb</i>	2.438	1.502	0.04	0.03846	0.4978	
<i>Chenopodium glaucum</i> L.	<i>Che.gla</i>	0.8254	12.21	0.04	0.1538	0.975	
<i>Chenopodium rubrum</i> L.	<i>Che.rub</i>	3.276	6.814	0.08	0.1154	0.645	
<i>Cichorium intybus</i> L.	<i>Cic.int</i>	4	0	0.04	0	0.4983	
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.	<i>Cir.arv</i>	7.772	21.16	0.2	0.3462	0.8587	
<i>Cirsium canum</i> (L.) All.	<i>Cir.can</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2497	
<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.	<i>Cir.vul</i>	2.039	1.885	0.04	0.03846	0.7444	
<i>Crepis capillaris</i> (L.) Wallr.	<i>Cre.cap</i>	4	0	0.04	0	0.4934	
<i>Crepis</i> sp.	<i>Cre.sp.</i>	4	0	0.04	0	0.4812	
<i>Cuscuta</i> sp.	<i>Cus.sp.</i>	4	0	0.04	0	0.4983	
<i>Dactylis glomerata</i> L.	<i>Dac.glo</i>	2.896	7.362	0.08	0.1154	0.6481	
<i>Daucus carota</i> L.	<i>Dau.car</i>	7.686	11.99	0.16	0.2308	0.6405	
<i>Deschampsia cespitosa</i> (L.) P.Beauv.	<i>Des.ces</i>	11.57	9.961	0.24	0.1923	0.455	
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P.Beauv.	<i>Ech.cru</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2523	
<i>Echinocystis lobata</i> (Michx.)	<i>Ech.lob</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5061	

Torr. & A.Gray								
<i>Eleocharis palustris</i> (L.) Roem. & Schult.	<i>Ele.pal</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Eleocharis</i> sp.	<i>Ele.sp.</i>	4	0	0.04	0	0.4938		
<i>Elymus repens</i> (L.) Gould	<i>Ely.rep</i>	32.26	17.52	0.52	0.4615	0.1769		
<i>Equisetum arvense</i> L.	<i>Equ.arv</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5038		
<i>Eryngium planum</i> L.	<i>Ery.pla</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2512		
<i>Festuca arundinacea</i> Schreb.	<i>Fes.aru</i>	0.6203	13	0.04	0.1538	0.9365		
<i>Festuca pratensis</i> Huds.	<i>Fes.pra</i>	2.039	3.771	0.04	0.07692	0.6253		
<i>Festuca rubra</i> L.	<i>Fes.rub</i>	5.765	14.76	0.16	0.2308	0.7898		
<i>Galium mollugo</i> L.	<i>Gal.mol</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5038		
<i>Galium verum</i> L.	<i>Gal.ver</i>	0.3605	21	0.04	0.2308	0.0212	wzrost	
<i>Geranium pratense</i> L.	<i>Ger.pra</i>	0	15.38	0	0.1538	0.0575		
<i>Heracleum sphondylium</i> L.	<i>Her.sph</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Hypochoeris radicata</i> L.	<i>Hyp.rad</i>	4	0	0.04	0	0.4978		
<i>Inula britannica</i> L.	<i>Inu.bri</i>	3.843	9.993	0.08	0.1923	0.7205		
<i>Juncus bufonius</i> L.	<i>Jun.buf</i>	2.039	3.771	0.04	0.07692	0.6169		
<i>Juncus compressus</i> Jacq.	<i>Jun.com</i>	3.608	38.72	0.16	0.5	0.0057	wzrost	
<i>Juncus</i> sp.	<i>Jun.sp.</i>	16	0	0.16	0	0.0521		
<i>Lathyrus tuberosus</i> L.	<i>Lat.tub</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5038		
<i>Leontodon hispidus</i> L.	<i>Leo.his</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2485		
<i>Leontodon hispidus</i> subsp. <i>hastilis</i> (L.) Corb.	<i>Leo.has</i>	4	0	0.04	0	0.4824		
<i>Lepidium ruderales</i> L.	<i>Lep.rud</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2556		
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>Lol.per</i>	4	0	0.04	0	0.4978		
<i>Lotus corniculatus</i> L.	<i>Lot.cor</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Lotus maritimus</i> L.	<b><i>Lot.mar</i></b>	1.292	25.8	0.08	0.3077	0.0218	wzrost	
<i>Lotus tenuis</i> Waldst. & Kit.	<b><i>Lot.ten</i></b>	9.197	8.176	0.16	0.1923	0.4771		
<i>Lycopus europaeus</i> L.	<i>Lyc.eur</i>	2.039	1.885	0.04	0.03846	0.7444		
<i>Medicago lupulina</i> L.	<i>Med.lup</i>	2.039	1.885	0.04	0.03846	0.7432		
<i>Medicago</i> sp.	<i>Med.sp.</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Melilotus albus</i> Medik.	<i>Mel.alb</i>	1.03	8.568	0.04	0.1154	0.9409		
<i>Melilotus dentatus</i> (Waldst. & Kit.) Pers.	<i>Mel.den</i>	16.58	24.9	0.36	0.4615	0.7222		
<i>Melilotus officinalis</i> (L.) Pall.	<i>Mel.off</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Mentha arvensis</i> L.	<i>Men.arv</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5092		
<i>Odontites verna</i> Dumort.	<i>Odo.ver</i>	4	0	0.04	0	0.4983		
<i>Ononis spinosa</i> subsp. <i>hircina</i> (Jacq.) Gams	<i>Ono.hir</i>	2.438	1.502	0.04	0.03846	0.4983		
<i>Pastinaca sativa</i> L.	<i>Pas.sat</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Persicaria maculosa</i> Gray	<i>Per.mac</i>	2.039	1.885	0.04	0.03846	0.748		
<i>Phleum pratense</i> L.	<i>Phl.pra</i>	4	0	0.04	0	0.4983		
<i>Phragmites australis</i> (Cav.) Trin. ex Steud.	<i>Phr.aus</i>	26.62	58.51	0.68	0.9615	0.0043	wzrost	
<i>Pimpinella major</i> (L.) Huds.	<i>Pim.maj</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5092		
<i>Pimpinella saxifraga</i> L.	<i>Pim.sax</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045		
<i>Plantago lanceolata</i> L.	<i>Pla.lan</i>	0.6361	12.94	0.04	0.1538	0.9737		
<i>Plantago major</i> L.	<i>Pla.maj</i>	21.27	0.4371	0.24	0.03846	0.0379	strata	
<i>Plantago major</i> subsp. <i>intermedia</i> (Gilib.) Lange	<i>Pla.int</i>	5.258	12.96	0.12	0.2308	0.7998		
<i>Plantago media</i> L.	<i>Pla.med</i>	3.41	6.62	0.08	0.1154	0.715		
<i>Plantago</i> sp.	<i>Pla.sp.</i>	4	0	0.04	0	0.4857		
<i>Poa angustifolia</i> L.	<i>Poa.ang</i>	0	19.23	0	0.1923	0.0284	wzrost	
<i>Poa annua</i> L.	<i>Poa.ann</i>	4	0	0.04	0	0.4978		
<i>Polygonum aviculare</i> L.	<i>Pol.avi</i>	3.324	25.03	0.12	0.3462	0.05		

<i>Potentilla anserina</i> L.	<i>Pot.ans</i>	37.78	8.412	0.52	0.3077	0.0251	strata
<i>Potentilla reptans</i> L.	<i>Pot.rep</i>	0.7509	12.5	0.04	0.1538	0.973	
<i>Puccinellia distans</i> (Jacq.) Parl.	<b><i>Puc.dis</i></b>	45.76	17.61	0.68	0.5385	0.0351	strata
<i>Ranunculus acris</i> L.	<i>Ran.acr</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045	
<i>Ranunculus repens</i> L.	<i>Ran.rep</i>	8	0	0.08	0	0.2332	
<i>Rumex acetosa</i> L.	<i>Rum.ats</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5078	
<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i> (C.C.Gmel.) Palla	<b><i>Sch.tab</i></b>	12	0	0.12	0	0.1107	
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	<i>Set.pum</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5077	
<i>Sonchus arvensis</i> L.	<i>Son.arv</i>	17.72	4.024	0.24	0.1538	0.1357	wzrost
<i>Sonchus oleraceus</i> (L.) L.	<i>Son.ole</i>	0	23.08	0	0.2308	0.0143	
<i>Spergularia marina</i> (L.) Besser	<b><i>Spe.mar</i></b>	26.46	10.41	0.4	0.3077	0.1333	
<i>Symphytum officinale</i> L.	<i>Sym.off</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5061	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Palustria</i>	<i>Tar.Pal</i>	0	7.692	0	0.07692	0.2583	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Ruderalia</i>	<i>Tar.Rud</i>	4.078	3.771	0.08	0.07692	0.6883	
<i>Trifolium fragiferum</i> L.	<b><i>Tri.fra</i></b>	8	0	0.08	0	0.2413	
<i>Trifolium hybridum</i> L.	<i>Tri.hyb</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045	
<i>Trifolium patens</i> Schreb.	<i>Tri.pat</i>	0	3.846	0	0.03846	0.5045	
<i>Trifolium pratense</i> L.	<i>Tri.pra</i>	2.889	1.068	0.04	0.03846	0.4983	
<i>Trifolium repens</i> L.	<i>Tri.rep</i>	12	0	0.12	0	0.1079	
<i>Triglochin palustris</i> L.	<i>Tri.pal</i>	4	0	0.04	0	0.4938	
<i>Tripleurospermum inodorum</i> (L.) Sch.Bip.	<i>Tri.ino</i>	0	15.38	0	0.1538	0.0604	
<i>Tussilago farfara</i> L.	<i>Tus.far</i>	12	0	0.12	0	0.1155	
<i>Vicia cracca</i> L.	<i>Vic.cra</i>	1.638	2.271	0.04	0.03846	0.7541	
<i>Vicia hirsuta</i> (L.) Gray	<i>Vic.hir</i>	0	11.54	0	0.1154	0.1237	