Uniwersytet im. Adama Mickiewicza
w Poznaniu

Wydział Biologii
Instytut Biologii Środowiska

Łukasz Lamentowicz

Relacje między zgrupowaniami ameb skorupkowych, roślinnością i parametrami siedliskowymi torfowisk minerotroficznych Wielkopolski

Praca doktorska

Praca wykonana pod kierunkiem
Prof. dr hab. Lubomiry Burchardt
Zakład Hydrobiologii
UAM

Poznań, 2011

Podziękowania

Pragnę złożyć szczególne podziękowania Pani Profesor dr hab. Lubomirze Burchardt za opiekę naukową, życzliwość oraz liczne rady i wskazówki w trakcie pisania pracy.

Dziękuję również Prof. dr. hab. Mariuszowi Lamentowiczowi oraz dr. Maciejowi Gąbce za dyskusje na temat uzyskanych wyników, krytyczne uwagi merytoryczne podczas przygotowywania pracy oraz nieocenioną pomoc w pracach terenowych.

Dziękuję Panu dr. Tadeuszowi Sobczyńskiemu z Zakładu Analizy Wody i Gruntów za pomoc w wykonaniu części analiz chemicznych oraz Pani dr Annie Rusińskiej za oznaczenie mchów.

Szczególne podziękowania składam również dr. Ralfowi Meisterfeldowi za pomoc w oznaczaniu trudnych taksonów ameb skorupkowych oraz udostępnienie literatury i dr Elizie Głowskiej za uwagi do tekstu.

Dziękuję moim przyjaciołom i rodzinie za wsparcie i otuchę.

*Badania zostały sfinansowane z grantu Ministerstwa Nauki i Szkolnictwa Wyższego (N N. 305077936) „**Relacje między strukturą gatunkową ameb skorupkowych, roślinnością i parametrami środowiskowymi torfowisk minerotroficznych Polski Zachodniej**”.*

Streszczenie

Tytuł pracy: **Relacje między zgrupowaniami ameb skorupkowych, roślinnością i parametrami siedliskowymi torfowisk minerotroficznych Wielkopolski**

Słowa kluczowe: ameby skorupkowe, torfowiska minerotroficzne, ekologia organizmów, flora, hydrochemia

Głównym celem pracy było określenie relacji pomiędzy roślinnością torfowiskową a strukturą zgrupowań ameb skorupkowych. Analizowano również relację tych organizmów w gradientach środowiskowych oraz przedstawiono najważniejsze parametry abiotyczne (parametry fizyczno-chemiczne wód i hydrologiczne) wyjaśniające zróżnicowanie występowania ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski.

Badaniom poddano 9 torfowisk minerotroficznych na terenie Wielkopolski. W sumie do analiz pobrano 147 prób powierzchniowych, w skład których wchodziły różnorodne gatunki mchów torfowców oraz mchów brunatnych i ramienic. Ameby skorupkowe oraz roślinność rozmieszczone były na torfowiskach głównie wzdłuż gradientu żyzności, natomiast gradienty wilgotnościowy oraz troficzny miały znaczenie drugorzędne. Siedliska bogate w związki mineralne zdominowane były głównie przez mchy brunatne i ramienice natomiast biotopy kwaśne zasiedlały głównie mchy torfowce oraz nieliczne, wyspecjalizowane gatunki roślin naczyniowych.

W sumie zarejestrowano 141 taksonów ameb skorupkowych. Znacznie większe bogactwo gatunkowe ameb skorupkowych zaobserwowano w siedliskach mchów brunatnych (135) i ramienic aniżeli w siedliskach mchów torfowców (81). Badania dostarczyły nowych danych dotyczących ekologii poszczególnych gatunków ameb skorupkowych jak np. *Microchlamys patella* czy *Paraquadrula irregularis*, które preferowały wysoki poziom wapnia i magnezu w badanych siedliskach. Analiza MFA wskazała na największą korelację pomiędzy zgrupowaniami ameb skorupkowych a mchami brunatnymi. Wśród czynników fizyczno-chemicznych do najważniejszych, wpływających na strukturę ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych należą: pH, poziom wody gruntowej (DWT), przewodność elektrolityczna, magnez (Mg^{2+}), sód (Na^{+}), potas (K^{+}), siarczany (SO_4), jony fosforanowe (PO_4^{2-}) oraz barwa wody. Zmienne te tłumaczyły 23, 5% wariancji.

Ameby skorupkowe wykazały również korelację z poszczególnymi gatunkami mchów występujących na torfowiskach minerotroficznych. Dane uzyskane z powyższych badań wskazują na duże znaczenie ameb skorupkowych w kontekście monitoringu środowiska jak również możliwości wykorzystania tej wiedzy w badaniach paleoekologicznych torfowisk.

Summary

Title of thesis: **Relationships between testate amoebae assemblages, vegetation and environmental parameters on minerotrophic peatlands of Wielkopolska region**

Key words: testate amoebae, fens, ecology of organisms, peatlands, hydrochemistry, vegetation

The main aim of this study was to determine the relationship between the peatland vegetation and the structure of testate amoeba assemblages. The relationship of these organisms along environmental gradients and the most important abiotic parameters (physico-chemical parameters of water and hydrology) which explain the diversity of testate amoebae in minerotrophic fens of Wielkopolska region were also analysed.

The study involved nine minerotrophic fens in Wielkopolska region. In total, 147 samples were collected from the peatland surface, part of which consisted of various species of *Sphagnum*, brown mosses and charophytes. Testate amoebae and vegetation were located mainly along the poor-rich gradient, while the moisture and trophic gradients were of secondary importance. Habitats rich in minerals were mainly dominated by brown mosses and charophytes whereas acidic habitats dominated mainly by *Sphagnum* mosses and a few specialized species of vascular plants.

In total 141 taxa of testate amoebae were recorded. Much greater species richness of testate amoebae was observed in the brown moss and charophytes habitats (135) than in *Sphagnum* moss (81). The study provided new data on the ecology of particular testate amoebae species, such as *Microchlamys patella* or *Paraquadrula irregularis*, which prefer high levels of calcium and magnesium content in the studied habitats. MFA analysis indicated the highest correlation between the assemblages of testate amoebae and mosses. Among the most important physical and chemical factors, influencing the structure of testate amoebae on fens belong: pH, ground water level (DWT), conductivity, magnesium (Mg^{2+}), sodium (Na^{+}), potassium (K^{+}), sulphate (SO_4), phosphate ions (PO_4^{2-}) and the color of water. These variables explained 23,5% of variance.

Testate amoebae also showed a correlation with the particular moss species found in minerotrophic fens. Data obtained from these studies indicate the importance of testate amoebae in the context of environmental monitoring as well as the possibility to use this knowledge in the palaeoecological studies.

Spis treści

I. WSTĘP 7

1. Wprowadzenie 7

2. Stan wiedzy i problematyka badań 11

2.1. Badania ameb skorupkowych na świecie 11

2.2. Badania ameb skorupkowych w Polsce 12

II. OBIEKT BADAŃ 14

1. Położenie i ogólna charakterystyka badanych obiektów torfowiskowych 16

2. Klimat 27

III. METODY 28

1. Terenowy etap badań 28

2. Analizy laboratoryjne 29

2.1. Przygotowanie i analiza prób protistologicznych 29

2.2. Analizy fizyczno-chemiczne wody 30

3. Analizy statystyczne 32

IV. WYNIKI 36

1. Bogactwo taksonomiczne ameb skorupkowych 36

1.1. Spis taksonomiczny ameb skorupkowych 41

2. Flora torfowisk minerotroficznych względem gradientów środowiskowych i parametrów fizyczno-chemicznych wód 48

2.1. Brioflora i ramienice 48

2.2. Flora naczyniowa 55

3. Ameby skorupkowe i gradienty środowiskowe 59

3.1. Analiza porządkowania ameb skorupkowych we wszystkich analizowanych stanowiskach 59

3.2. Analiza porządkowania ameb skorupkowych w relacji do siedlisk mchów brunatnych i ramienic 62

3.3. Analiza porządkowania ameb skorupkowych w relacji do mikrosiedlisk mchów torfowców (*Sphagnum*) 65

4. Ameby skorupkowe i zmienne środowiskowe 68

4.1. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do wszystkich analizowanych siedlisk 69

4.2. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do siedlisk mchów brunatnych i ramienic 72

4.3. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do siedlisk mchów torfowców (*Sphagnum*) 74

5. Ameby skorupkowe na tle roślinności torfowiskowej 76
6. Współzależności pomiędzy amebami skorupkowymi, roślinnością i parametrami fizyczno-chemicznymi 80
7. Modele reakcji ameb skorupkowych względem wybranych parametrów środowiskowych.... 81
V. DYSKUSJA 88
1. Główne gradienty środowiskowe oraz specyfika fizyczno-chemiczna torfowisk minerotroficznych Wielkopolski 88
2. Najważniejsze czynniki kształtujące roślinność na torfowiskach minerotroficznych..... 92
3. Różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych 95
4. Ekologia ameb skorupkowych 98
5. Ameby skorupkowe i roślinność torfowiskowa 104
6. Znaczenie bioindykacyjne ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych..... 108
VI. PODSUMOWANIE I WNIOSKI 114
VII. LITERATURA 117
VIII. ZAŁĄCZNIKI 127
ZAŁĄCZNIK A 127
ZAŁĄCZNIK B 154

I. WSTĘP

1. Wprowadzenie

Badania na poziomie relacji gatunku i środowiska są klasycznym podejściem w ekologii. Rozważania tego rodzaju doprowadziły do wyłonienia się w ostatnim wieku wielu interesujących teorii naukowych w tym. m.in. teorii niszy ekologicznej (Chase, Leibold 2003) czy też koncepcji gradientów środowiskowych (Müller 1998). Pomimo dużego zainteresowania ze strony naukowców na całym świecie, w większości badań testujących zależności „gatunek – środowisko" koncentrowano się na wyżej uorganizowanych grupach organizmów w tym głównie roślin np. (Hájek i in. 2007, Inglett i in. 2007, Limpens i in. 2011) i zwierząt np. (Debinski i in. 2006, Horsák, Cernohorsky 2008, Bojková i in. 2011). W nieznacznym stopniu badania odnosiły się do innych grup organizmów jak na przykład jednokomórkowych Protista, które są ważnym „kluczem" do zrozumienia funkcjonowania ekosystemów jeziornych i torfowiskowych (Gilbert, Mitchell 2006). Holistyczne podejście do problematyki ekosystemu jest w gruncie rzeczy nieosiągalne ze względu na znaczną liczbę czynników środowiskowych i różnorodność interakcji między organizmami. Jednakże podejście odnoszące się do analiz grup funkcjonalnych (troficznych) może być interesującym rozwiązaniem w tym wieloaspektowym zagadnieniu.

Coraz więcej uwagi poświęca się badaniom zmierzającym do określenia roli mikroorganizmów, zarówno bakterii jak i Protista, w pętli mikrobiologicznej torfowisk (Gilbert i in. 1998, Hajkova i in. 2011). Do przedstawicieli Protista należą niezwykle różnorodne organizmy pod względem budowy oraz funkcji, które w świetle obecnej wiedzy zalicza się do sześciu supergrup w obrębie drzewa filogenetycznego Eukaryota: Amoebozoa, Opisthokonta, Excavata, Plantae, Rhizaria i Chromalveolata (Keeling i in. 2005). Opanowały one praktycznie wszystkie dostępne biotopy na Ziemi, w których wraz z innymi mikroorganizmami jak bakterie czy grzyby, odgrywają bardzo istotną rolę w obiegu materii i energii w środowisku (Begon i in. 2006). Na przykład fagotroficzne Protista zostały uznane za dominujący czynnik biotyczny kontrolujący liczebność zarówno bakterii jak i fitoplanktonu w środowiskach wodnych i glebowych (Sherr, Sherr 2002). Ponadto stwierdzono, że Protista odgrywają kluczową rolę w mineralizacji biogenów w glebach oraz innych biotopach (Caron 1994, Aoki i in. 2007).

Wśród jednokomórkowych Protista, które zaadoptowały się do życia w siedliskach torfowiskowych można znaleźć przedstawicieli form zarówno heterotroficznych jak i autotroficznych. Ziemno-wodne siedliska z udziałem mchów torfowców oraz mchów właściwych (brunatnych), są korzystnym miejscem egzystencji tych mikroorganizmów. Wśród taksonów wyróżniających się różnorodnością na torfowiskach, wyodrębnić można dobrze reprezentowaną grupę pełzaków takich jak ameby skorupkowe (Rhizaria – Thecofilosea, Euglyphida; Amoebozoa - Lobosea). Organizmy te, dzięki (i) szybkiej reprodukcji i reakcji na zmieniające się warunki siedliskowe, (ii) obecności wytrzymałej skorupki dobrze zachowującej się po obumarciu organizmu, (iii) obfitości w środowiskach wodnych i glebowych oraz (iv) rozprzestrzenieniu na całym świecie stanowią ważną grupę biotycznych indykatorów (Gehrels i in. 2001, Mitchell i in. 2008, Asada, Warner 2009). Ameby skorupkowe żyją na powierzchniach roślin, w osadach pochodzenia organicznego i mineralnego czy też w toni wodnej (Ogden, Hedley 1980). Żywią się przede wszystkim innymi mikroorganizmami, w tym szczególnie bakteriami, drobnymi glonami i grzybami (Hausmann i in. 2003). Należy podkreślić, że ameby skorupkowe w odróżnieniu od ameb nagich, budują pancerzyki pochodzenia mineralnego lub organicznego. Ich wielkość mieści się w zakresie od 3 do 300 μm (Ogden, Hedley 1980). Skorupki są morfologicznie różne dla poszczególnych taksonów i pozwalają na stosunkowo łatwą identyfikację taksonów zarówno współczesnych jak i fosylnych (Foissner, Schiller 2001, Mitchell i in. 2008).

Z dotychczasowych badań opisujących ekologię ameb skorupkowych wynika, że szczególnie dwa parametry środowiskowe warunkują ich rozmieszczenie na torfowiskach. Pierwszy z nich wiąże się z wilgotnością podłoża (wyrażony poziomem wody gruntowej) a drugi z odczynem środowiska (Charman 1997, Booth 2001, Lamentowicz, Mitchell 2005a). Do tej pory większość badań dotyczących problematyki ameb skorupkowych prowadzona była głównie w siedliskach ombrotroficznych torfowisk wysokich, w których wielokrotnie potwierdzano użyteczność tych organizmów w interpretacjach paleohydrologicznych np. (Booth 2002, Lamentowicz i in. 2008b). Reakcja poszczególnych taksonów względem czynników środowiskowych powoduje, że ameby skorupkowe są użytecznym narzędziem w rękach paleoekologów i paleoklimatologów oraz są pomocne w monitoringu środowiska (Charman i in. 2004, Laggoun-Defarge i in. 2008, Lamentowicz i in. 2008a, Nguyen-Viet i in. 2008, Kokfelt i in. 2009, Lamentowicz i in. 2010b, Tsyganov i in. 2010). Z drugiej jednak strony

problem relacji pomiędzy amebami skorupkowymi a pozostałymi czynnikami środowiska, jak na przykład stężenie biogenów w wodzie, nadal nie został odpowiednio wyjaśniony. Na przykład wapń oraz pH w wodach i glebach torfowisk należą do głównych czynników, kształtujących tzw. gradient żyzności oraz wpływających na występowanie roślin torfowiskowych (Hájkova, Hájek 2004a). Kompozycja oraz bogactwo gatunkowe roślin zmieniają się wzdłuż gradientu żyzności począwszy od silnie kwaśnych torfowisk wysokich przez torfowiska minerotroficzne ubogie (poor fens) po najzasobniejsze w składniki mineralne torfowiska minerotroficzne skrajnie żyzne (extremely rich fens) (Hájek i in. 2006). Wysoka koncentracja wapnia na torfowiskach minerotroficznych skrajnie żyznych powoduje wycofywanie się mchów torfowców i wkraczanie tzw. mchów brunatnych (właściwych) tworzących charakterystyczne dla tych ekosystemów mechowiska (Vitt, Wieder 2009).

Zmiany struktury gatunkowej wzdłuż gradientu żyzności na torfowiskach, obserwowano również u innych grup organizmów jak np. mięczaków (Horsák i in. 2007), pierścienic (Bojková i in. 2011) oraz glonów (Poulíèková i in. 2004). Tymczasem badania prezentujące zróżnicowanie ameb skorupkowych obejmowały najczęściej jego krótki fragment odnoszący się do siedlisk kwaśnych mchów torfowców (Mitchell i in. 1999, Booth, Zygmunt 2005). Jak do tej pory, jedynie dwie prace z torfowisk minerotroficznych w Alpach Szwajcarskich oraz Karpatach Wschodnich dotyczyły relacji ekologicznych i struktury gatunkowej ameb skorupkowych względem kompletnego gradientu żyzności (Opravilová, Hájek 2006, Lamentowicz i in. 2010a). Publikacje te znacząco rozszerzają dotychczasowy stan wiedzy w zakresie ekologii ameb skorupkowych jednakże odnoszą się one do torfowisk wysokogórskich, na których panują odmienne warunki klimatyczne w stosunku do torfowisk znajdujących się na niżu. Niepełne zrozumienie wymagań środowiskowych ameb skorupkowych na torfowiskach może prowadzić do błędnych interpretacji zjawisk ekologicznych zachodzących w przeszłości. Szczególnie ważnym etapem w historii torfowiska jest sukcesja z mechowisk bogatych w związki mineralne do ombrotroficznych torfowisk wysokich zdominowanych przez mchy torfowce. Obecnie na terenie Polski można znaleźć tego typu obiekty, które nazwane są torfowiskami alkalicznymi bądź torfowiskami minerotroficznymi.

Torfowiska minerotroficzne, pomimo, że posiadają dość dobrą charakterystykę i klasyfikację w zachodnich i północnych państwach Europy, nadal należą do niedostatecznie zbadanych na terenie Polski. Autorzy Succow i Joosten (2001)

zaproponowali klasyfikację torfowisk, ze względu na ich sposób zasilania w wodę, uwzględniającą torfowiska wysokie (ombrotroficzne) i torfowiska minerotroficzne (niskie), w obrębie których znajdują się torfowiska fluwiogeniczne, soligeniczne i topogeniczne. Torfowiska soligeniczne różnicują się następnie na torfowiska źródliskowe i przepływowe. W terminologii anglojęzycznej torfowiska minerotroficzne nazywane są na ogół pojęciem „fen". Ilość rozpuszczonych jonów mineralnych oraz specyficzna roślinność zaadoptowana do zasobów mineralnych dostępnych w wodzie i glebie jest kryterium podziału „fens" w zachodniej Europie (Rydin, Jeglum 2006). Rozpatrywane są one zwykle na gruncie gradientów ekologicznych. W ten sposób siedliska o najmniejszej ilości jonów mineralnych klasyfikowane są jako „poor fens", średniej ilości „moderately rich fens", dużej ilości „rich fens" i bardzo dużej ilości „extremely rich fens" (Haslam 2003), natomiast miejsca, gdzie dochodzi do tworzenia się martwicy wapiennej tzw. trawertynów, nazywane są zwykle „calcareous rich fens".

Torfowiska minerotroficzne należą do rzadkich i niezwykle cennych z punktu widzenia bioróżnorodności środowisk w Polsce (Tobolski 2003, Klimkowska i in. 2010). Tego typu ekosystemy są ważnym refugium dla rzadkich i zagrożonych gatunków roślin i zwierząt lecz są niestety również podatne na zagrożenia ze strony działalności człowieka. Powierzchnia torfowiska minerotroficznego w krajobrazie Polski jest najczęściej ukształtowana przez wysokoproduktywną roślinność mszystą z dominacją mchów brunatnych, turzyc oraz w mniejszym stopniu mchów torfowców. Obiekty te są zasilane głównie bogatymi w związki mineralne wodami gruntowymi lub w niektórych przypadkach powierzchniowymi, co odróżnia je pod kątem zasilania w wodę od ombrotroficznych torfowisk wysokich. Charakterystyczną cechą torfowisk minerotroficznych jest również niewielkie stężenie biogenów takich jak azot i fosfor w ich wodach gruntowych, co odróżnia je od eutroficznych torfowisk niskich zdominowanych przez roślinność trawiastą (Hájek i in. 2006). Środowiska te należą do słabo rozpoznanych w Polsce a współczesne dane ograniczają się przede wszystkim do inwentaryzacji florystycznych (Pawlikowski 2006).

Torfowiska minerotroficzne w Wielkopolsce mają najczęściej charakter limnogeniczny, gdzie większość z nich posiada otwarte lustro wody z nasuwającym się płem mszysto-turzycowym od krawędzi misy. W tych środowiskach mchy brunatne występują najczęściej w miejscach wilgotnych lub całkowicie zanurzonych w wodzie podczas gdy mchy torfowce zasiedlają raczej siedliska terrestryczne. Jak do tej pory jedynie kilka publikacji opisuje ekologię ameb skorupkowych w tego typu siedliskach

(Heal 1961, Opravilová, Hájek 2006, Jassey i in. 2010, Payne 2010) lecz żadna z nich nie dotyczy terenów Polski oraz nie analizuje w sposób szczegółowy relacji pomiędzy zgrupowaniami ameb a poszczególnymi zmiennymi biotycznymi i abiotycznymi.

2. Stan wiedzy i problematyka badań

2.1. Badania ameb skorupkowych na świecie

Światowa problematyka badawcza odnosząca się do ameb skorupkowych obejmuje bardzo szeroki zakres zagadnień i dotyczy m.in.: taksonomii i filogenezy tych organizmów (Lara i in. 2007, Lara i in. 2008), relacji ekologicznych pomiędzy amebami a środowiskiem biotycznym i abiotycznym (Mitchell, Gilbert 2004, Booth i in. 2008, Lamentowicz i in. 2008a, Vohnik i in. 2009, Jassey i in. 2010, Payne i in. 2010, Mieczan 2010) oraz reakcji ameb na przekształcenia oraz zanieczyszczenia środowiska (Balik 1991, Patterson 1996, Nguyen-Viet i in. 2004, Nguyen-Viet i in. 2006).

Ponadto część prac odnosi się do aplikacyjnego zastosowania ameb skorupkowych w kryminalistyce i medycynie sądowej (Swindles, Ruffell 2009), bioindykacyjnego znaczenia ameb skorupkowych w ekosystemach wodnych i lądowych (Schönborn 1966a, Burbidge, Schröder-Adams 1998, Wanner, Dunger 2001, Booth 2002), wskaźnikowego znaczenia ameb w zmianach poziomu morza (Charman i in. 1998, Gehrels 2010) oraz wykorzystania ameb skorupkowych w badaniach paleoekologicznych i paleoklimatycznych (Lamentowicz, Mitchell 2005b, Payne i in. 2006, Payne 2007, Lamentowicz i in. 2009).

W ostatnich latach w wyniku dynamicznego rozwoju analiz numerycznych uzyskano dostęp do nowych możliwości interpretacji danych. Dużego znaczenia nabrały wielowymiarowe analizy statystyczne (Tolonen i in. 1994, Mitchell i in. 1999), które pozwoliły na lepsze zrozumienie problemów z zakresu ekologii funkcjonalnej oraz ekologii ameb skorupkowych (Bobrov i in. 1999, Booth 2001a, McCune i Grace 2002, Lamentowicz i Mitchell 2005b, Lamentowicz i in. 2010a)

2.2. Badania ameb skorupkowych w Polsce

Pierwsze informacje dotyczące badań ameb skorupkowych z obecnego obszaru Polski pochodzą z dziewiętnastego wieku (Ehrenberg 1841) i dotyczą stwierdzenia taksonu *Arcella vulgaris* w okolicach Wrocławia. Kolejne doniesienia pochodzą z okolic Olsztyna (Selmick 1906, Zacharias 1911). Obaj badacze donoszą o występowaniu taksonów *Arcella* i *Difflugia* w analizowanych przez siebie próbach wody oraz mchów. W roku 1914 Minkiewicz dokonał obserwacji 16 taksonów ameb skorupkowych w Tatrach (Minkiewicz, 1914). W 1955 w trakcie badań rzeki Brynica, Siemińska (1955) podaje listę zaobserwowanych taksonów organizmów planktonowych, w których uwzględnia amebę skorupkową *Arcella vulgaris*. Kolejne doniesienia o planktonowych amebach dostarcza również praca Cabejszek i in. (1959) dla rzeki Wisły. W latach 1956-57 pojawiło się kilka publikacji Biernackiej prezentujących materiały dotyczące różnorodności planktonu jeziora Różnów (Biernacka 1957a), fauny Protozoa w osadzie czynnym Gdańskiej oczyszczalni ścieków (Biernacka 1957b) oraz bogactwa pierwotniaków Zalewu Wiślanego (Biernacka 1956). W latach 60-tych istotny wkład w poznanie ameb skorupkowych mieli badacze Moraczewski oraz Schönborn. Prowadzili oni badania na obszarze Pojezierza Mazurskiego, analizując ameby w takich obiektach jak rzeka Narew, jezioro Kisajno, jez. Mamry, jez. Zegrze. jez. Śniardwy (Moraczewski 1961, 1962, 1965, Schönborn 1965, 1966b, Moraczewski 1967). W latach 70-tych pojawiła się praca prezentująca listę gatunków ameb skorupkowych jeziora Duszatyńskiego (Golemansky 1970). Z terenów Wielkopolski można wymienić jedynie kilka prac Offierskiej-Wawrzyniak, która przedstawiła swoje wyniki badań dotyczących współczesnych zespołów gatunków jeziora Skrzynka w Wielkopolskim Parku Narodowym (Offierska 1978, 1984) ale również przeprowadziła analizę fosylnych zespołów ameb skorupkowych tegoż jeziora (Offierska-Wawrzyniak 1993).

Pierwsze ilościowe dane o ekologii torfowiskowych ameb skorupkowych wraz z charakterystyką mikrosiedlisk zostały opublikowane przez Lamentowicza i Mitchell'a (2005a). W ostatnich latach powstały także prace na podstawie materiałów z Poleskiego Parku Narodowego (Mieczan 2007b, 2009, 2010) oraz torfowiska Chlebowo w północnej Wielkopolsce (Lamentowicz i in. 2007, Lamentowicz i in. 2008a). Pierwsze na obszarze Polski wyniki prezentujące paleoekologię ameb skorupkowych

opublikowano w oparciu o materiały z Pomorza (Lamentowicz 2005, Lamentowicz i in. 2008b, Lamentowicz i in. 2009).

3. Cele badań

Zasadniczym celem niniejszej pracy jest przedstawienie wymagań siedliskowych ameb skorupkowych w ekosystemach torfowisk minerotroficznych na tle roślinności torfowiskowej oraz parametrów fizyczno-chemicznych wód gruntowych.

W ramach niniejszej pracy wyznaczono następujące cele badawcze:

- **w zakresie badań poznawczych**:

- Rozpoznanie **bogactwa gatunkowego** ameb skorupkowych torfowisk minerotroficznych,
- Określenie **relacji pomiędzy roślinnością torfowiskową a strukturą zgrupowań ameb skorupkowych,**
- Wykrycie najważniejszych parametrów abiotycznych (**parametry fizyczno-chemiczne wód i hydrologiczne**) wyjaśniających zróżnicowanie występowania ameb skorupkowych,
- Wyznaczenie **modeli reakcji na warunki abiotyczne** poszczególnych gatunków ameb skorupkowych,
- Dostarczenie nowych **danych biogeograficznych** o amebach skorupkowych dla tej części Europy.

- **w zakresie badań aplikacyjnych**:

- Rozpoznanie **bioindykacyjnej roli ameb skorupkowych** będącej podstawą monitoringu z wykorzystaniem tych organizmów,

W niniejszej pracy postawiono **dwie hipotezy badawcze**:

- Parametry hydrochemiczne znacząco wpływają na strukturę zgrupowań ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych,
- Zgrupowania ameb skorupkowych są silniej skorelowane z czynnikami hydrochemicznymi aniżeli z roślinnością.

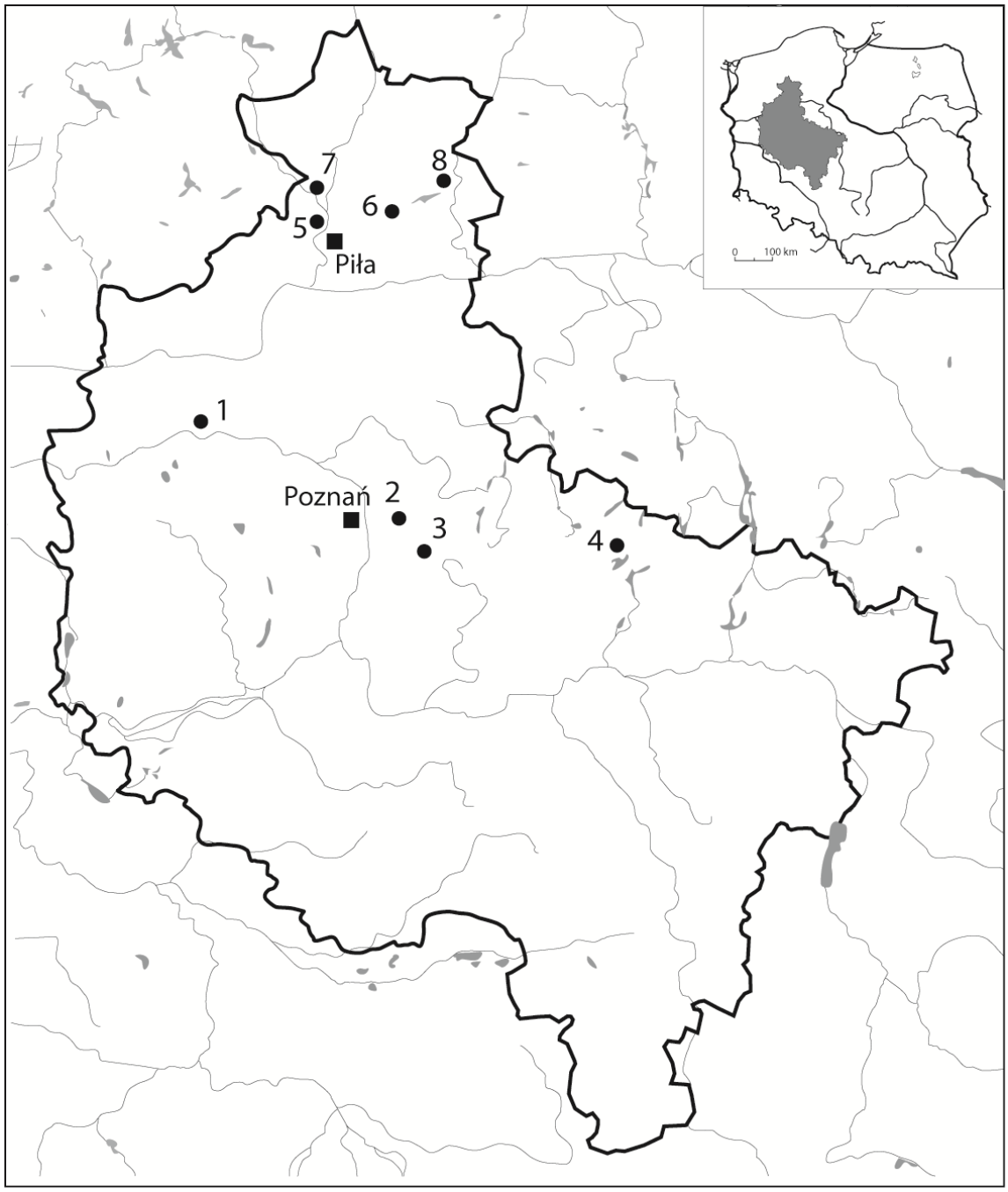
II. OBIEKT BADAŃ

Badaniami objęto 9 torfowisk o charakterze minerotroficznym położnych w granicach województwa wielkopolskiego. Lokalizację torfowisk przedstawiono na ryc. 1. Najważniejsze charakterystyki badanych torfowisk zaprezentowano w tabeli 1. Torfowiska położone są w części północnej województwa wielkopolskiego (Kuźnik Bagienny i Kuźnik Olsowy, Wierzchołek, Rurzyca (I, II), Czarci Staw,) po część centralno zachodnią (Makąty) oraz wschodnią (Wagowo, Kazanie oraz Czarne). Wszystkie torfowiska zlokalizowane są na obszarze postglacjalnym Pojezierzy Wielkopolskich oraz południowej części Pojezierzy Pomorskich.

Analizowane torfowiska objęte są ustanowionymi prawnie formami ochrony przyrody. Jezioro Czarci Staw wraz z otaczającym je torfowiskiem oraz torfowisko Rurzyca podlegają ochronie rezerwatowej, torfowisko Makąty oraz torfowisko Wagowo stanowi użytek ekologiczny, natomiast torfowiska: Rurzyca, Kuźnik Bagienny i Kuźnik Olsowy, Wierzchołek, Kazanie oraz Czarne objęte są ochroną siedliskową w ramach sieci Natura 2000.

Tabela 1: Położenie geograficzne badanych torfowisk wraz z ilością pobranych prób (*Pomiar wykonany w centralnej części torfowiska,** Źródło: Google Earth.com).

Stanowisko	Długość*	Szerokość*	Wysokość** n.p.m.	Liczba prób
Kużnik Olsowy	53°12’46’’	16°43’39’’	83 m	22
Kuźnik Bagienny	53°12’51’’	16°43’52”	76 m	9
Kazanie	52°27’30’’	17°17’53”	106 m	20
Wagowo	52°25’11”	17°21’53”	125 m	19
Rurzyca I	53°17’12”	16°43’18”	85 m	20
Rurzyca II (Smolary)	53°17’34”	16°43’17”	88 m	3
Wierzchołek	53°24’56”	17°14’9”	114 m	14
Makąty	52°39’23”	15°52’20”	42 m	7
Czarne	52°28”28”	17°53’22”	100 m	18
Czarci Staw	53°22’47”	14°4’33”	113 m	15
Razem				**147**

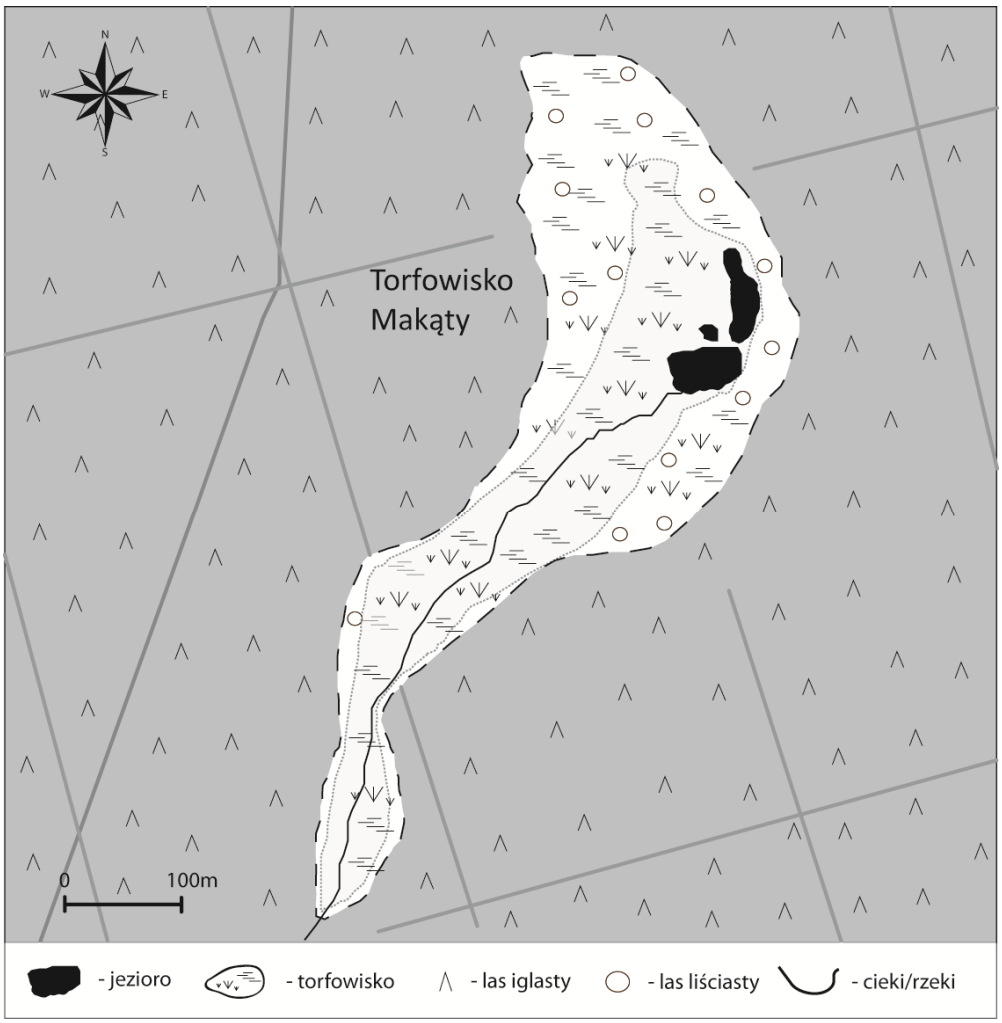


Ryc. 1. Położenie badanych torfowisk na Wielkopolsce. (1 – Makąty; 2 – Kazanie; 3 – Wagowo; 4 – Czarne; 5 – Kuźnik Olsowy i Kuźnik Bagienny; 6 – Czarci Staw; 7 – Rurzyca (I, II); 8 – Wierzchołek).

Ze względu na brak danych literaturowych odnoszących się do niektórych badanych obiektów jak również relatywnie niewielkie rozpoznanie torfowisk minerotroficznych Wielkopolski, w pracy tej scharakteryzowano najważniejsze walory przyrodnicze obiektów, które zaobserwowano w trakcie prowadzenia badań. Poszczególne stanowiska zostały opisane w kolejnym rozdziale.

1. Położenie i ogólna charakterystyka badanych obiektów torfowiskowych

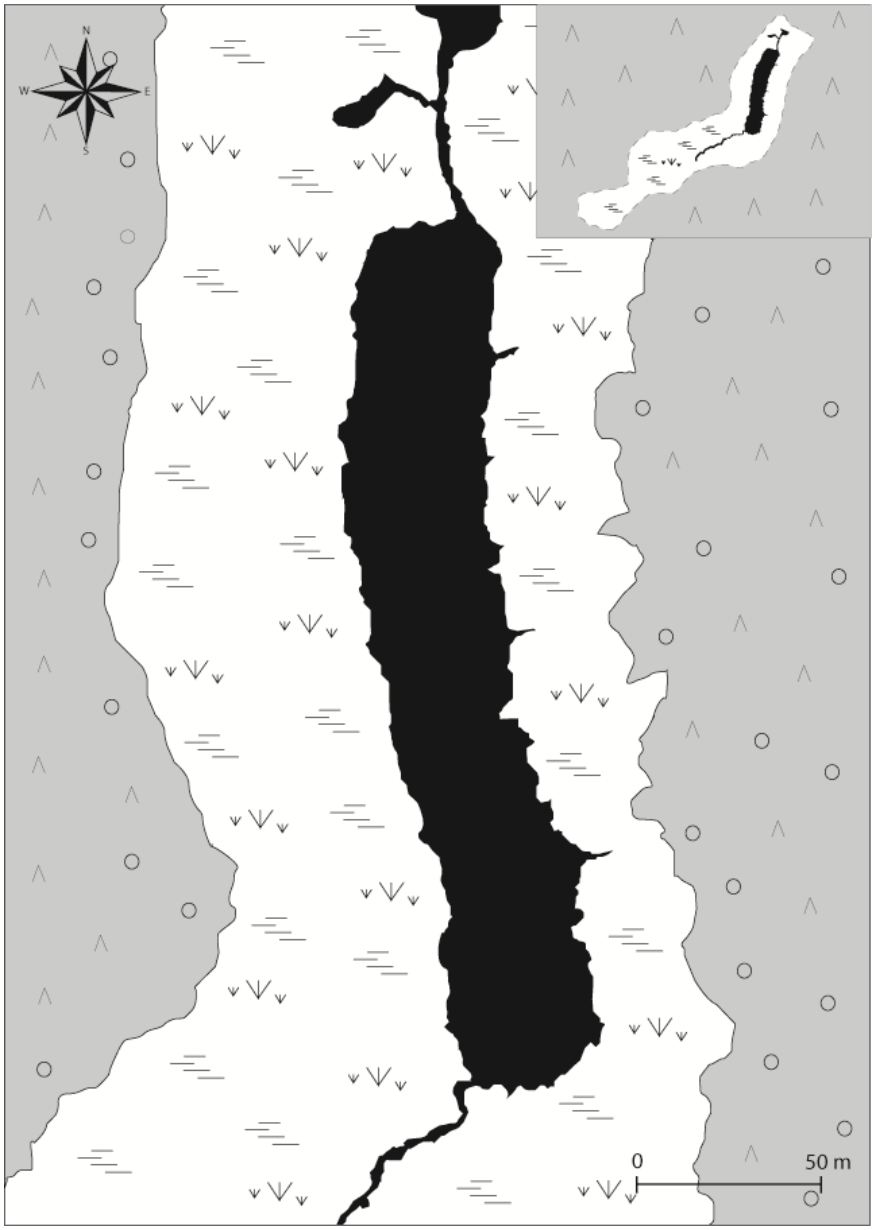
Torfowisko Makąty (Ryc. 2) - zlokalizowane w zachodniej Wielkopolsce. Położone jest 5 km na północ od Międzychodu w centralnej części Puszczy Noteckiej w granicach makroregionu Pradolina Toruńsko – Eberswaldzka, mezoregionie Kotlina Gorzowska oraz submezoregionie Międzyrzecze Warty i Noteci. Kotlina Gorzowska jest ważnym szlakiem odpływu na zachód wód lodowcowo-rzecznych w subfazie krajeńsko-wąbrzeskiej oraz fazie pomorskiej (Kondracki 2002). Torfowisko położone jest w zagłębieniu międzywydmowym oraz połączone jest na południu dopływem z jeziorem Szenińskim. Bezpośrednią zlewnię jeziora stanowi bór sosnowy. Torfowisko posiada niewielką powierzchnię ok. 9,13 ha. Wokół jeziora znajdują się płaty grząskich, źródliskowych lasów olszowych (*Cardamino – Alnetum glutinosae*) (Rusińska i in. 2009). Centralna część torfowiska jest bezleśna. Elementy flory stanowią wielkopowierzchniowe płaty z udziałem mchów torfowców głównie *Sphagnum fallax, S. angustifolium* i *S. teres*. Ponadto bardzo istotnym składnikiem brioflory są przedstawiciele mchów brunatnych, w szczególności relikty polodowcowe jak np. *Hamatocaulis vernicosus*, *Paludella squarossa*, *Tomenthypnum nitens* oraz *Helodium balandowi*. Aktualnie na obszarze torfowiska znajdują się dwa niewielkie zagłębienia wypełnione wodą, z których, jedno jest już praktycznie całkowicie zarośnięte przez roślinność torfowiskową natomiast drugie posiada nadal widoczne lustro wody o pow. ok. 38 arów. Obiekt jest jedną z najcenniejszych ostoi rzadkich i zagrożonych wyginięciem gatunków flory na terenie Puszczy Noteckiej i zasługuje na specjalną uwagę



Ryc. 2. Torfowisko Makąty.

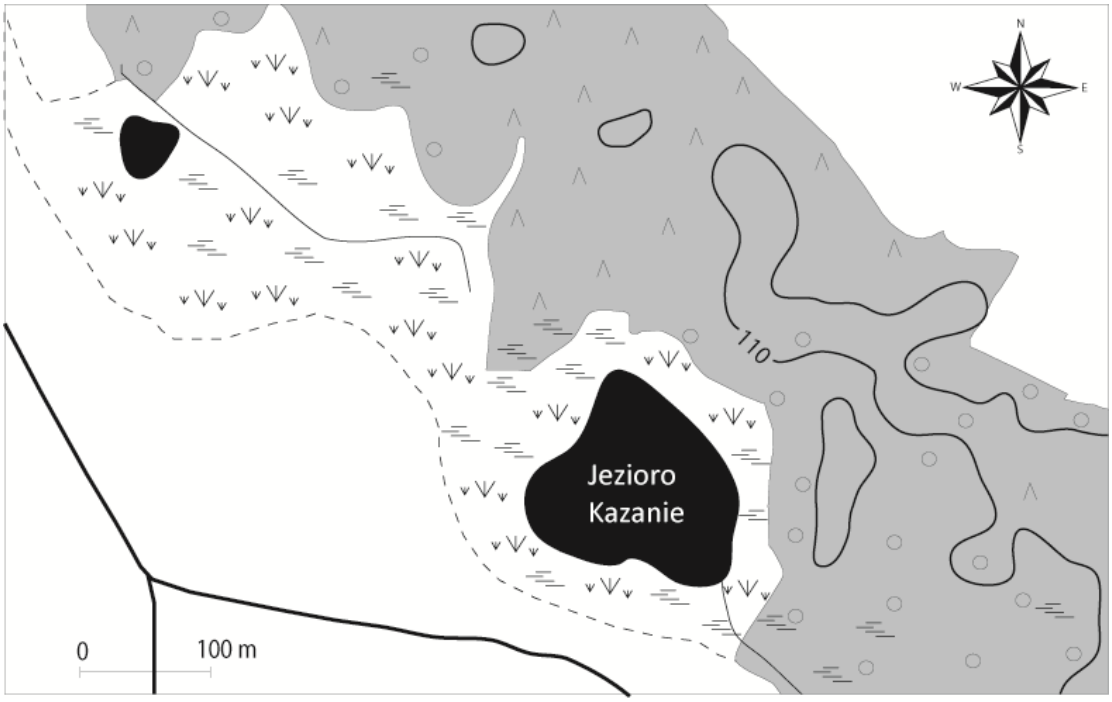
Torfowisko Wagowo (bezimienne) **–** zlokalizowane jest w centralnej Wielkopolsce. Oddalone 1,5 km na wschód od wsi Wagowo oraz ok. 8 km. na południowy wschód od Pobiedzisk. Torfowisko otacza niewielkie jezioro przepływowe o pow. ok. 5,46 ha i głębokości ok. 1m. Jezioro wraz z jeziorami: Ósemka, Uli, Cyganek, Baba, Okrąglak rozciąga się wzdłuż doliny cieku Cybinka, który znajduje swoje ujście w rzece Cybinie, będącej jednym z dopływów rzeki Warty. Obiekt zlokalizowany jest w makroregionie Pojezierze Wielkopolsko-Kujawskie i mezoregionie Pojezierze Gnieźnieńskie. Jezioro znajduje się w wydrążonej przez lodowiec rynnie, wcinającej się w morenowe podłoże (Ryc. 3). Zlewnia jeziora jest leśna. Dno jeziora porośnięte jest zwartymi łąkami ramienicowymi oraz ograniczone od brzegów, wąskim pasem szuwaru zdominowanego przez trzcinę oraz pałkę szerokolistną. Główny udział w tworzeniu torfowiska,

nasuwającego się na powierzchnię lustra wody, mają mchy torfowce: *Sphagnum fallax* oraz *Sphagnum teres*. Jednakże istotnym elementem florystycznym torfowiska są także mchy brunatne m.in. *Calliergonella cuspidata*, *Drepanocladus polycarpos*, *Calliergon giganteum*, turzyce np. *Carex rostrata* oraz paproć narecznica błotna (*Thelypteris palustris*). Ponadto torfowisko jest miejscem występowania rzadkiego i zagrożonego w skali kraju lipiennika Loesela (*Liparis loeseli*).



Ryc. 3. Torfowisko Wagowo. Oznaczenia jak na Ryc. 2.

Torfowisko Kazanie (Ryc. 4) – oddalone o 1,5 km na południe od Pobiedzisk. Niewielkie torfowisko o powierzchni ok. 9,21 ha. Obiekt zlokalizowany jest w makroregionie Pojezierze Wielkopolsko-Kujawskie i mezoregionie Pojezierze Gnieźnieńskie. Torfowisko wraz ze znajdującym się w jego granicach niewielkim jeziorem należy do ciągu jezior, które wchodzą w skład rynny polodowcowej rozciągającej się od jeziora Biezdruchowo przez jeziora Małe, Dobre, Kazanie oraz Grzybionek.



Ryc. 4. Torfowisko Kazanie.

Obiekt znajduje się na terenie Parku Krajobrazowego Promno i jest jednym z najcenniejszych przyrodniczo miejsc w regionie. Torfowisko Kazanie jest ważnym miejscem występowania rzadkiej i zagrożonej flory oraz fauny torfowiskowej. W centrum torfowiska znajduje się niewielkie jezioro (ok. 1ha) podlegające intensywnym procesom wypłycania. Otoczone jest przez nasuwające się na jego powierzchnię pło mszarne. Pło zdominowane jest przez różne gatunki mchów torfowców jak np. *Sphagnum teres*, *S. warnstorfi* oraz wiele gatunków mchów brunatnych w tym *Scorpidium scorpioides* i *Limprichtia revolvens*. Na terenie torfowiska można znaleźć wiele rzadkich i zagrożonych w skali kraju gatunków flory w tym m.in. lipiennika Loesela (*Liparis loeseli*), rosiczkę długolistną (*Drosera anglica*), kruszczyka błotnego (*Epipactis palustris*) oraz turzycę bagienną (*Carex limosa*). Powierzchnia torfowiska w

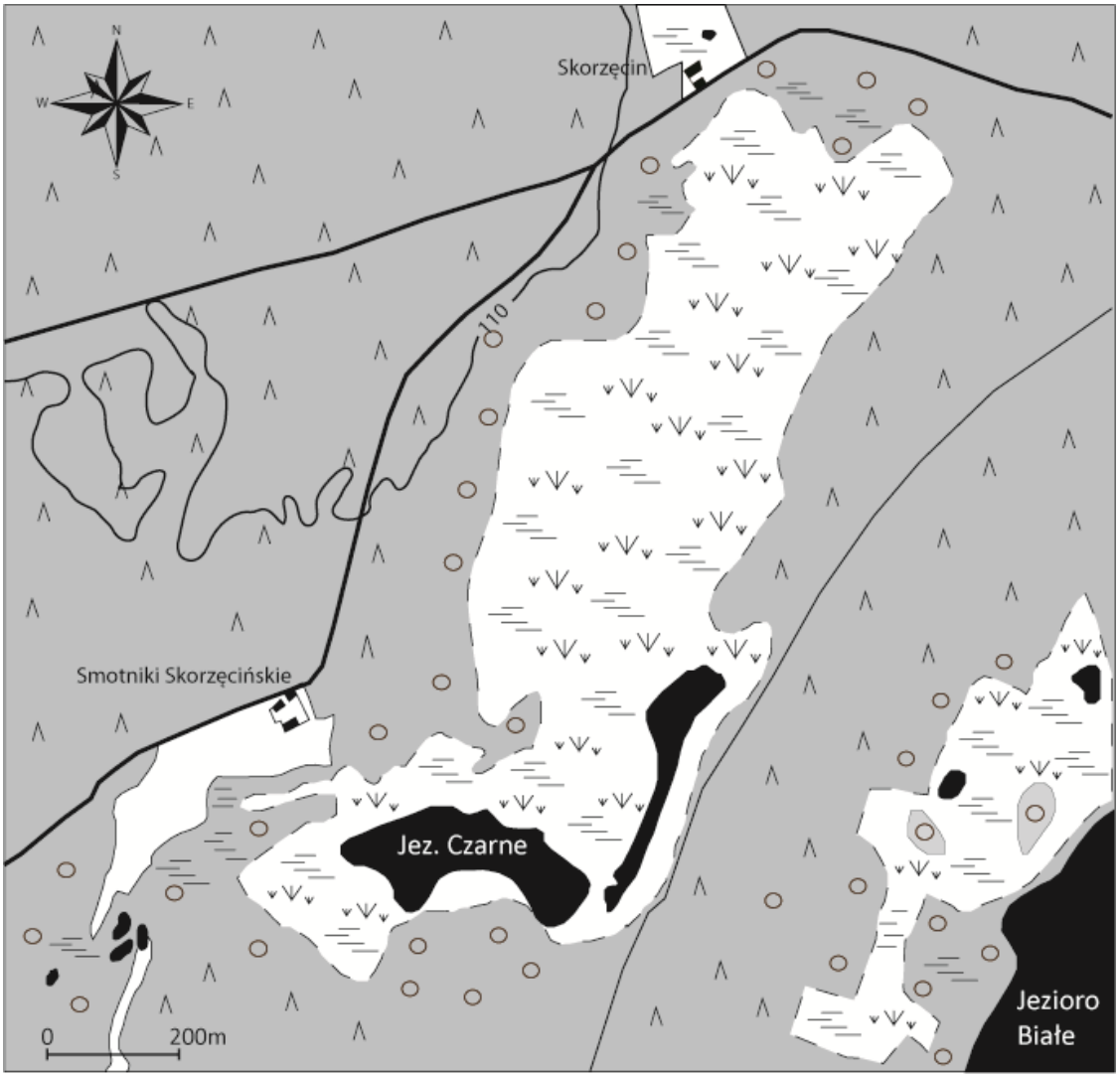
znacznym stopniu porośnięta jest przez intensywnie wkraczającą kłoć wiechowatą (*Cladium mariscus*), trzcinę (*Phragmites australis*) oraz wierzbę szarą (*Salix cinerea*) (Michałowska, Rymon-Lipińska 2006, 2008). Obiekt objęty jest ochroną w ramach projektu Natura 2000, PLH300030 (Ostoja k. Promna).

Torfowisko Czarne (Ryc. 5) – obiekt o pow. ok. 43 ha. położone w granicach makroregionu Pojezierze Wielkopolsko-Kujawskie i mezoregionu Pojezierze Gnieźnieńskie. Torfowisko zlokalizowane jest na terenie Powidzkiego Parku Krajobrazowego, w zachodniej Wielkopolsce, gdzie sąsiaduje z jednymi z największych jezior tego regionu tj. Powidzkim i Niedzięgiel.

Obszar zaliczający się do Powidzkiego Parku Krajobrazowego rozciąga się na długiej, rozgałęziającej się rynnie jeziornej o kierunku z północnego-wschodu na południowy-zachód, ciągnącej się od Strzelna do Słupcy. Teren ten leży w granicach zasięgu zlodowacenia bałtyckiego. Morfologia tego obszaru jest efektem bezpośredniej (formy akumulacji lodowcowej) i pośredniej (formy akumulacji erozji fluwioglacjalnej) działalności lądolodu, a także wynikiem wystąpienia zjawisk postglacjalnych, głównie holoceńskich (formy akumulacji eolicznej, formy erozji i akumulacji rzecznej, formy organogeniczne). Lądolód pozostawił po sobie ślady w postaci falistej wysoczyzny morenowej, podkreślonej kulminacjami wzgórz morenowych i pokrytej w znacznej części zdenudowanymi stożkami sandrowymi. Całość rozcinają silnie przeobrażone, o przebiegu południkowym, rynny subglacjalne (Kondracki 2002).

Jezioro praktycznie na całej powierzchni uległo przekształceniu w torfowisko. W południowej i południowo-zachodniej części obiektu, znajduje się niewielki, silnie zarastający i wypełniający się osadami organicznymi zbiornik wodny. Obiekt otoczony jest zbiorowiskami olsów torfowcowych i porzeczkowych. W części północnej spotkać można znaczne płaty kłoci wiechowatej (*Cladium mariscus*) oraz oczeretu Tabernemontana (*Schoenoplectus tabernaemontani*). Na znacznych powierzchniach występuje tam pło mszarne, które zdominowane jest głównie przez przedstawicieli brioflory, w szczególności *Sphagnum fallax* oraz rzadziej *S. warnstorfi*. W zagłębieniach ze stagnującą wodą oraz w płatach z udziałem kłoci wiechowatej pojawiają się gatunki z grupy mchów brunatnych w tym w szczególności *Calliergonella cuspidata* oraz *Drepanocladus polycarpos* ponadto towarzyszą im często rozległe płaty porośnięte ramienicami *Chara sp*. Obiekt tworzy bardzo różnorodną

mozaikę roślinności torfowiskowej obejmując gradient środowiskowy od kwaśnych mszarów torfowcowych po alkaliczne mechowiska i turzycowiska o charakterze minerotroficznym.



Ryc. 5. Torfowisko Czarne k. Skorzęcina.

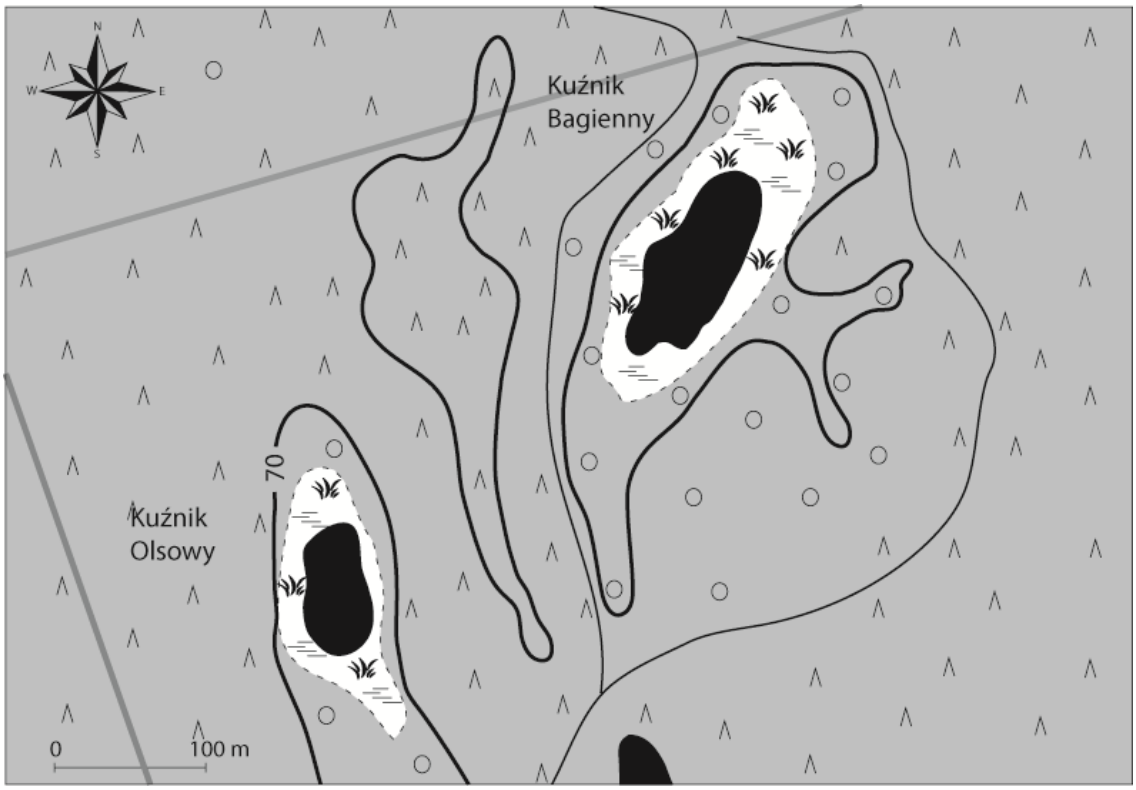
Kuźnik Bagienny i Kuźnik Olsowy (Ryc. 6) – torfowiska położone w północnej Wielkopolsce w granicach makroregionu Pojezierze Południowo-Pomorskie i mikroregionu – Dolina Gwdy. Torfowiska zlokalizowane są na terenie rynny Jezior Kuźnickich położonej na północ od Piły. Rynna ta bierze swój początek pomiędzy Wiesołką a Tarnowcem, w pobliżu Bukowej Góry (142,9 m. n.p.m.). Jest to głęboka rynna glacjalna, w której znajdują się m.in. jeziora: Rudnickie, Łachotka, Rakowo oraz Zalew Koszycki. W środkowo-południowym odcinku rynny usytuowane są niewielkie zarastające jeziora zwane Kuźnikami (Owsianny, Gąbka 2009). Teren położony jest na obszarze nadleśnictwa Zdrojowa Góra.

Obszar powstał w wyniku aktywności lodowca w czasie ostatniego zlodowacenia (Kozarski 1995, Nowaczyk 2004). Teren zlokalizowany jest pomiędzy morenami czołowymi znajdującymi się pomiędzy Wyrzyskiem, Wysoką, Strącznem i Zawadą (Owsianny, Gąbka, 2009).

Jezioro Kuźnik Olsowy jest płytkim zbiornikiem wodnym o pow ok. 1ha i głębokości 1,90 m. Otacza je drzewostan olszowy oraz borowy. Dno jeziora porośnięte jest łąkami ramienicowymi, głównie z zespołu *Charetum intermedia*e oraz *Charetum delicatulae* (Gąbka, Owsianny 2009, Gąbka i in. 2009). Jezioro otoczone jest torfowiskiem w znacznym stopniu pokrywającym powierzchnię lustra wody. Powierzchnię torfowiska porastają głównie mszaki ze znacznym udziałem turzyc. W obrębie tej strefy zaobserwowano rzadkie gatunki mchów tj; *Paludella squarrosa, Scorpidium scorpioides* (Gąbka i in. 2009), którym towarzyszą taksony z innych gromad w tym wątrobowce i paprocie.

Jezioro Kuźnik Bagienny jest niewielkim zbiornikiem wodnym o pow. ok. 2ha i głębokości 2 m. Zlewnia jeziora zdominowana jest przez drzewostan borowy. W jeziorze obserwuje się postępujący proces zarastania z udziałem zbiorowisk torfotwórczych. Inicjują go zarówno zbiorowiska szuwarowe, zlokalizowane na krawędzi pła od strony lustra wody jak również zbiorowiska mszarne ze znacznym udziałem *Sphagnum fallax* oraz roślin towarzyszących tj. *Oxycoccus palustris, Drosera rotundifolia, Eriophorum vaginatum*. Ponadto w strefie okrajka torfowiska pojawiają się fragmenty boru bagiennego (*Vaccinio uliginosi – Pinetum*) oraz brzeziny bagiennej (*Betuletum pubescentis*). Mikrorzeźba torfowiska składa się na mozaikę płaskich dywanów torfowcowych, kępy torfowcowe (niekiedy do wys. 1m) oraz uwodnione dolinki. W zdecydowanej części, pło zbudowane jest z różnych gatunków mchów torfowców, w szczególności *Sphanum fallax* oraz *S. teres*. W strefie wąskiego pasa

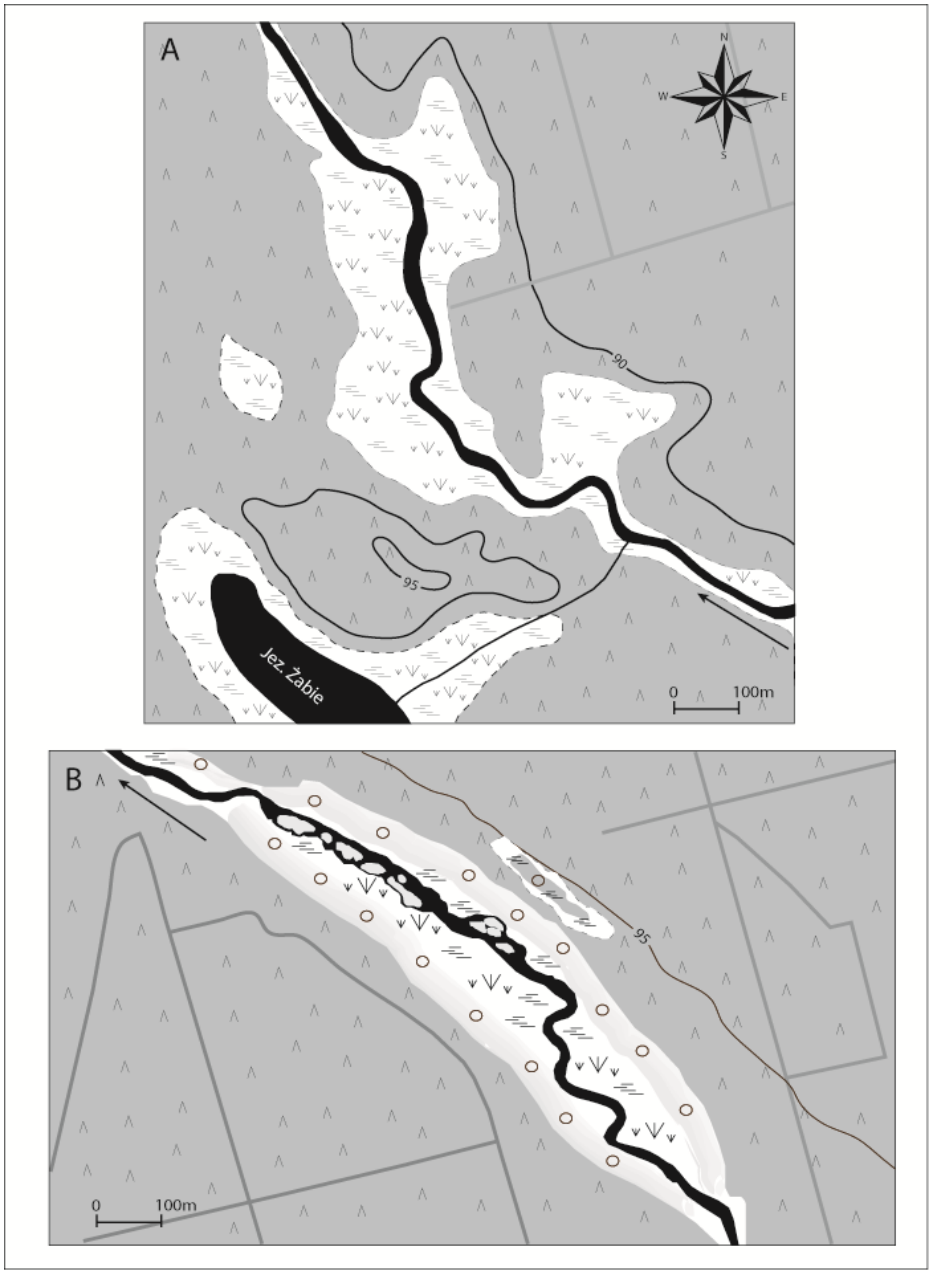
szuwaru można spotkać również gatunki z grupy mchów brunatnych np. *Calliergonella cuspidata* czy *Calliergon giganteum*. W obrębie analizowanych siedlisk Kuźnik Bagienny należy do miejsc o największym stopniu zakwaszenia. Zarówno Kuźnik Olsowy jak i Kuźnik Bagienny objęte są ochroną w ramach projektu Natura 2000 – Ostoja Pilska.



Ryc. 6. Torfowiska Kuźnik Olsowy oraz Kuźnik Bagienny.

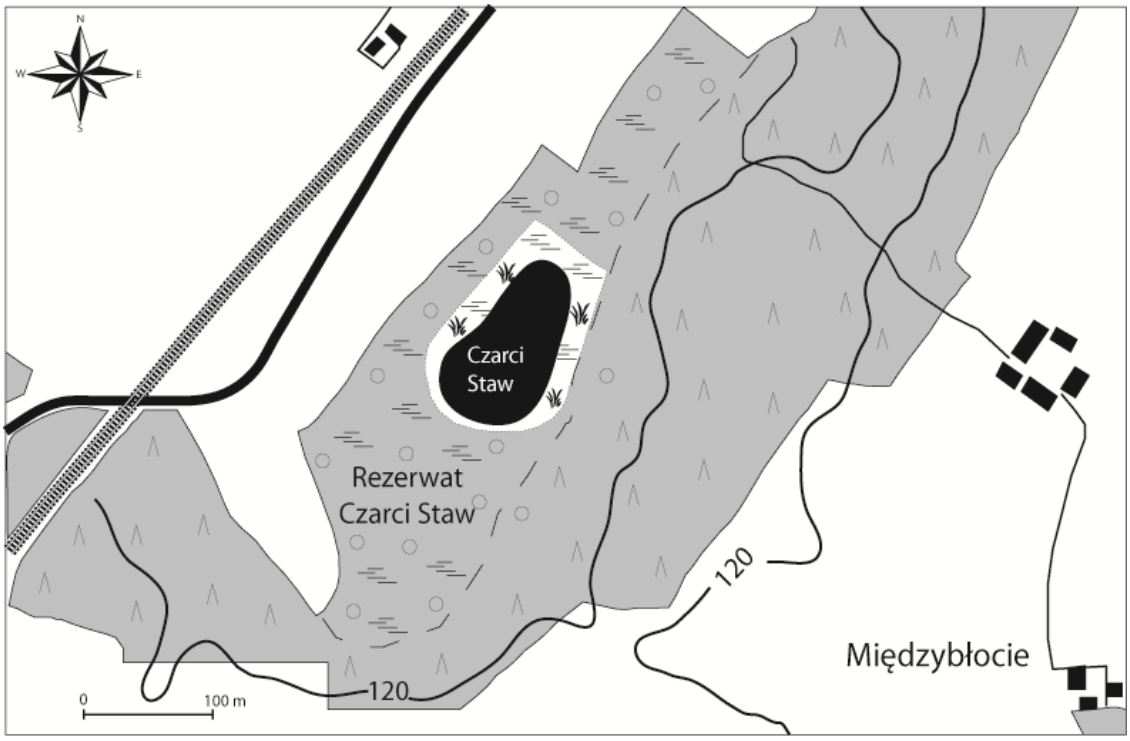
Torfowisko Rurzyca (Ryc. 7) – obiekt zlokalizowany jest w północnej Wielkopolsce, w graniach makroregionu Pojezierze Południowopomorskie i mezoregionu Dolina Gwdy. Badany obszar obejmuje centralny odcinek rzeki Rurzycy na wysokości pobliskiego jeziora Smolary (Żabie) i torfowiskowego rezerwatu Smolary (Ryc. 7A, B). Rzeka Rurzyca, o długości 25 km płynie malowniczą, głęboko wciętą doliną wśród Lasów Wałeckich, po czym wpada do rzeki Gwdy w miejscowości Krępsko. Teren ten stanowi rynna odpływowa dawnych wód lodowcowych wypełniona torfami, mułami oraz piaskami. W meandrach rzeki utworzyły się wielkopowierzchniowe torfowiska niskie w znacznym stopniu wzbogacone o związki wapnia i magnezu. Dzięki temu

swoją niszę ekologiczną znalazło tam wiele rzadkich i cennych gatunków flory naczyniowej i brioflory. Torfowiska wzdłuż rzeki Rurzycy ze względu na sposób zasilania można zaliczyć do typu torfowisk przepływowych. Są to torfowiska niskie, soligeniczne o charakterze minerotroficznym (Joosten, Succow 2001) o niewielkiej dynamice poziomu wody oraz stałym i intensywnym procesie torfotwórczym.



Ryc. 7. Rzeka Rurzyca i Jezioro Smolary (Żabie).

Czarci Staw (Ryc. 8) – Obiekt o powierzchni 1,21 ha znajdujący się w północno-zachodniej części Województwa Wielkopolskiego. Położony jest na terenie makroregionu Pojezierze Południowopomorskie i mezoregionu Pojezierze Krajeńskie. Obiekt jest odseparowany od większego kompleksu leśnego i znajduje się w centrum drzewostanu, który graniczy z drogą wojewódzką nr 188, biegnąca z Piły do Człuchowa. Las otaczający jezioro to podmokły łęg, który na obrzeżach przechodzi w pas boru sosnowego. Poza granicami lasu znajdują się tereny użytkowane rolniczo oraz niewielkie powierzchniowo płaty leśne.

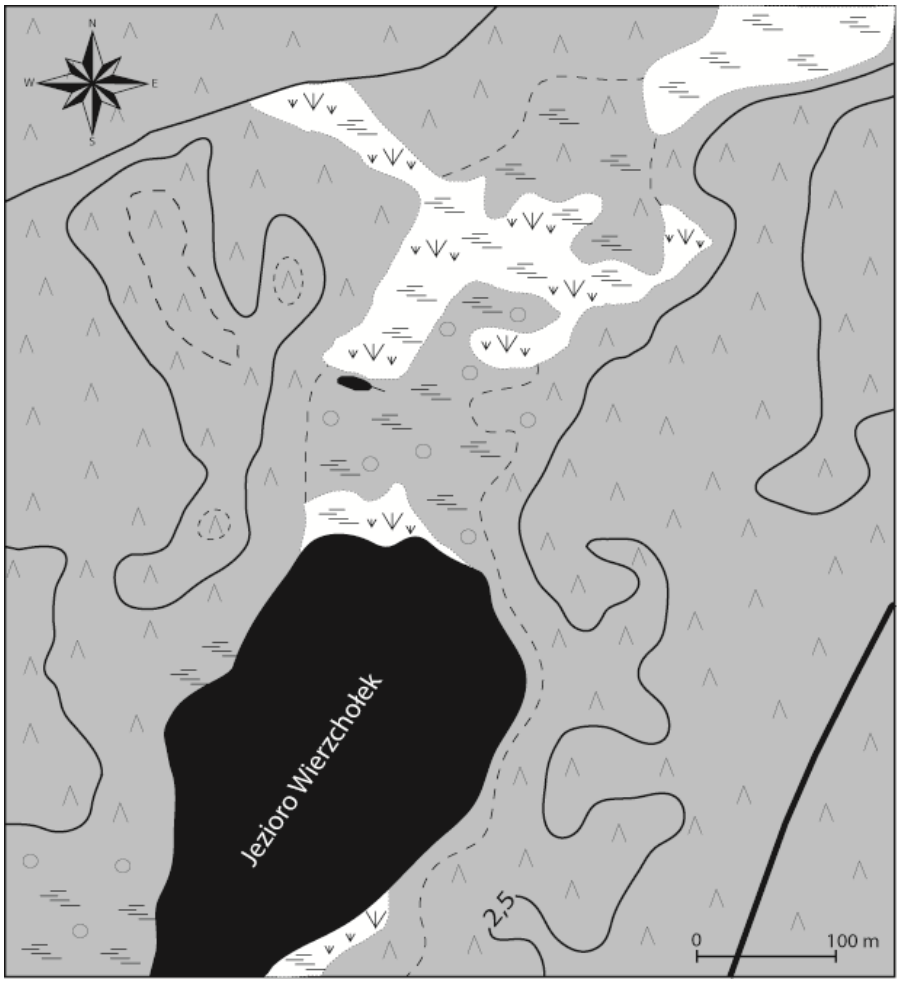


Ryc. 8. Rezerwat jeziorno-torfowiskowy Czarci Staw.

Czarci Staw jest to niewielkie jezioro, otoczone nasuwającym się na powierzchnię lustra wody mechowiskiem przechodzącym ku centrum w pas porośnięty osoką aloesowatą. Jezioro zlokalizowane jest na terenie rezerwatu (pow. 4.91 ha), który utworzony został w 1990 roku w celu ochrony torfowiska mszarnego z turzycą strunową (*Carex chordorrhiza*) i turzycą torfową (*Carex heleonastes*). W obrębie pła zdecydowanie dominuje roślinność mszysta z udziałem mchów brunatnych: *Calliergon cordifolium, C. giganteum, Calliergonella cuspidata, Limprichtia cossoni* oraz reliktu glacjalnego *Hamatocaulis vernicosus*. Duży udział w tworzeniu pła torfowiskowego

mają również mchy torfowce *Sphagnum sp*. oraz rośliny naczyniowe, a w szczególności bobrek trójlistkowy (*Menyanthes trifoliata*), siedmiopalecznik błotny (*Comarum palustre*) oraz turzyca dzióbkowata (*Carex rostrata*).

Torfowisko Wierzchołek (Ryc. 9) – położone jest 6km na północ od wsi Kujan na terenie gminy Zakrzewo. Obiekt zlokalizowany jest w granicach makroregionu Pojezierze Południowopomorskie i mezoregionu Pojezierze Krajeńskie. Pojezierze Krajeńskie obejmuje młodoglacjalny krajobraz równin i wzniesień pojeziernych, miejscami pagórkowaty oraz sandrowy. W krajobrazie dominuje wysoczyzna morenowa falista z kilkoma niewysokimi ciągami moren czołowych subfazy krajeńskiej zlodowacenia bałtyckiego (Kondracki 2002).



Ryc. 9. Torfowisko Wierzchołek.

Torfowisko o powierzchni ok. 2,95 ha, znajduje się w północnej części jeziora Wierzchołek. Torfowisko ukształtowało się w wyniku dopływu wód gruntowych do

powierzchni gleby i posiada charakter źródliskowy. Mają tu początek źródła strugi uchodzącej do rzeki Kocuni, będącej lewobrzeżnym dopływem Głomii. Dzięki temu torfowisko jest zasobne w związki mineralne i porasta go unikatowa roślinność torfowiskowa. Na obszarze torfowiska występuje mozaika roślinności mszystej z płatami mchów torfowców oraz wieloma interesującymi gatunkami mchów brunatnych np.: *Paludella squarossa, Tomenthypnum nitens, Helodium blandowi, Hamatatocaulis vernicosus* oraz *Scorpidium scorpioides*. W przeciwieństwie do pozostałych badanych obiektów w obrębie torfowiska nie ma żadnego zbiornika wodnego. Torfowisko zasilane jest przede wszystkim wodami gruntowymi i nie posiada bezpośredniego kontaktu z jeziorem. Najbliżej położne jest jez. Wierzchołek, które oddalone jest od torfowiska. ok. 150 m. Obiekt jest objęty ochroną w ramach projektu Natura 2000 - PLH30_30 Uroczyska Kujańskie.

2. Klimat

Klimat Wielkopolski należy do strefy klimatu umiarkowanego w obszarze wzajemnego oddziaływania powietrza morskiego i kontynentalnego (Woś 1999). Przejściowość uwidacznia się wraz ze zmiennymi stanami pogody, które uwarunkowane są rodzajem napływających mas powietrza. Na omawianym terenie dominują zasadniczo trzy podstawowe masy powietrza: polarne, arktyczne i zwrotnikowe. W przeciągu roku dominują masy powietrza polarnego, na przemian morskiego i kontynentalnego. Oddziaływanie tych dwóch, często wymieniających się mas powietrza, w zasadniczy sposób wyznacza cechy klimatu obszaru Wielkopolski, z zastrzeżeniem, że na północy zaostrzają się lub wzmagają przeważające wpływy mas powietrza polarnomorskiego (Woś 1999).

Wielkopolska znajduje się w obszarze, deficytowym w wodę. Ilość rocznych opadów atmosferycznych waha się w zakresie 600 mm na wysokości Noteci i 500 mm – w środkowej części regionu. Średnie roczne temperatury kształtują się średnio od 7.2°C w północno-wschodniej części regionu do 8.2°C na zachodzie Wielkopolski. Najchłodniejsze dni są notowane w styczniu (-1.5/-2.5°C), najcieplejsze w lipcu (17.5 - 19°C) (Woś, 1999).

III. METODY

1. Terenowy etap badań

Prace terenowe przeprowadzono w sezonie wegetacyjnym (czerwiec – sierpień) w latach 2008 oraz 2009. Do analiz wytypowano 9 torfowisk zlokalizowanych na terenie Wielkopolski. Wybór torfowisk podyktowany był ich statusem troficznym, specyficzną roślinnością mszystą, wysoką zawartością związków mineralnych kształtującą biotop torfowisk minerotroficznych oraz lokalizacją. Każdy obiekt został scharakteryzowany pod kątem florystycznym, protistologicznym oraz fizyczno-chemicznym. Ponadto dla każdego obiektu wykonywano dokumentację fotograficzną.

Jako miejsce poboru prób wyznaczono powierzchnię o wielkości 1 m^2. W każdym ze stanowisk analizowano procentowy udział poszczególnych gatunków roślin naczyniowych, mchów oraz ramienic w płacie. W celu standaryzacji metody do dalszych analiz porównawczych, dane zostały przetransformowane na skalę zaproponowaną przez van der Maarela (Van der Maarel 1979). Mikrosiedliska obejmowały biotopy z udziałem mchów torfowców *Sphagnum* sp. oraz siedliska z gatunkami mchów brunatnych występujących w minerotroficznych warunkach. Nomenklaturę gatunków roślin naczyniowych przyjęto wg Mirka i in. (2002), taksonów niższej rangi za Rutkowskim (1998), ramienice wg Gąbki (2009), mchów wg Ochyry i in. (2003) oraz wątrobowców za Grolle i Long (2000).

Z każdego płatu, próby powierzchniowe do analizy ameb skorupkowych pobierano do plastikowych kubeczków (5/8 cm). Następnie zbierano różne gatunki mchów brunatnych oraz torfowców. Odcinano tylko żywą część mchów, aby przeanalizować współczesne zespoły gatunków ameb skorupkowych. W sumie pobrano do analiz 147 prób. Metodę pobierania próbek protistologicznych oparto na dostępnych publikacjach (Charman 1997, Charman, Warner 1997, Woodland i in. 1998).

Ponadto z każdego stanowiska pobierano wodę do analiz fizyczno-chemicznych. Nalewano ją do trzech plastikowych butelek, z których dwie były następnie konserwowane: jedna - 1ml stężonego kwasu azotowego, druga - 1ml 95% chloroformu. Ostatnia próba nie była konserwowana. Przy każdym stanowisku w terenie dokonywano pomiaru następujących parametrów: pH, temperatury wody, przewodności elektrolitycznej, tlenu rozpuszczonego oraz wysycenia tlenem (przyrząd wielofunkcyjny firmy Elmetron 401). Poziom wody gruntowej DWT mierzono za pomocą miary centymetrowej. Zerowy poziom wyznaczały szczytowe części mchów brunatnych i torfowców.

2. Analizy laboratoryjne

2.1. Przygotowanie i analiza prób protistologicznych

W laboratorium żywe części mchów mieszano w zlewce (200ml) w wodzie, a następnie materiał przesiewano na plastikowych sitkach o średnicy oczka 300 μm celem oddzielenia dużych części roślin. Otrzymana frakcja była następnie przesiewana przez sitko o średnicy oczka 20 μm. Materiał, który pozostał na sitku, analizowany był następnie w celu identyfikacji ameb skorupkowych w sposób jakościowy i ilościowy. Taksony rozpoznawano na podstawie morfologii skorupek przy użyciu mikroskopu świetlnego firmy Zeiss Axioplan 2 przy powiększeniu x200 i x400. Próby liczono do maksymalnej liczby 200 osobników. Przygotowane próby przechowywano w zamkniętych probówkach z dodatkiem gliceryny. Oznaczanie okazów oparto na dostępnych przewodnikach i publikacjach (Grospietsh 1958, Ogden, Hedley 1980, Clarke 2003, Mazei, Tsyganov 2006). W przypadku problemów w oznaczeniu, okazy fotografowano i odsyłano w celu weryfikacji do specjalistów (prof. Edward Mitchell, Neuchatel Uniwersity, Szwajcaria, dr Ralf Meisterfeld, RWTH, Aachen, Niemcy). System taksonomiczny ameb skorupkowych przyjęto za Tree of Life Web Project (www.tolweb.org). Fotografie ameb skorupkowych wykonano przy użyciu zestawu do analizy obrazu dostępnego w Zakładzie Hydrobiologii UAM w Poznaniu oraz Institute Biologie II, RWTH Aachen. Fotografie SEM wykonano przy użyciu skaningowego mikroskopu elektronowego SEM w Pracowni Mikroskopii Konfokalnej i Elektronowej

UAM oraz Naukowo-Dydaktycznej Pracowni Mikroskopii Skaningowej i Mikroanalizy Wydziału Nauk Geograficznych i Geologicznych UAM w Poznaniu.

2.2. Analizy fizyczno-chemiczne wody

Do oznaczenia części składu chemicznego wody posłużono się spektrofotometrem HACH DR 2010 (HACH 1997). Analizy zawartości wapnia, magnezu, żelaza, potasu oraz sodu wykonano za pomocą spektrometru absorpcji atomowej (SpectrAA 220 FS f-my Varian) w Zakładzie Analizy Wody i Gruntów, UAM w Poznaniu. Spektrometr absorpcji atomowej umożliwia oznaczanie metali w próbkach ciekłych. Aparat wyposażony jest w dwa palniki umożliwiające pracę w płomieniu acetylenowo-tlenowym i acetylenu z podtlenkiem azotu. Metoda ta bazuje na uzyskaniu widma wynikającego ze świecenia pierwiastków w płomieniu. Analizy fizyczne i chemiczne były przeprowadzane zgodnie ze standardowymi metodami (Elbanowska i in. 1992, Hermanowicz i in. 1999). Warunki siedliskowe dla poszczególnych torfowisk określono pod względem 14 parametrów fizyczno-chemicznych wody. Szczegółowe informacje dotyczące metod zastosowanych do oznaczenia wody zamieszczono w tabeli (Tab. 2)

Tab. 2. Metody zastosowane do oznaczenia prób wody.

OZNACZENIE		METODA ZASTOSOWANA DO OZNACZENIA
Odczyn	pH	metoda elektrometryczne (pehametryczna)
Przewodnictwo elektrolityczne	µS/cm	metoda konduktometryczna
Barwa	mg Pt/l	metoda spektrofotometryczna wg. skali platynowo-kobaltowej (HACH met. 8025)
Tlen rozpuszczony	mg O_2/l	metoda elektrometryczna sondą tlenową (mikrokomputer firmy Elmetron)
Nasycenie tlenem	O_2 %	metoda elektrometryczna sondą tlenową (mikrokomputer firmy Elmetron)
Azot amonowy	mg N-NH_4/l	metoda spektrofotometryczna z odczynnikiem Nesslera (HACH met. 8038)
Azot azotanowy	mg N-NO_3/l	spektrofotometryczna metoda redukcji kadmowej (HACH met. 8192)
Fosfor reaktywny	mg P-PO_4/l	metoda spektrofotometryczna z odczynnikiem PhosVer (kwasem askorbinowym) (HACH met. 8048)
Siarczany	mg S-SO_4^{2-}/l	metoda spektrofotometryczna z odczynnikiem SulfaVer 4 (HACH met. 8051)
Wapń	mg Ca^{2+}/l	Metoda z wykorzystaniem atomowego spektrometru absorbcyjnego (ASA)
Magnez	mg Mg^{2+}/l	Metoda z wykorzystaniem atomowego spektrometru absorbcyjnego (ASA)
Sód	mg Na^{+}/l	Metoda z wykorzystaniem atomowego spektrometru absorbcyjnego (ASA)
Potas	mg K^{+}/l	Metoda z wykorzystaniem atomowego spektrometru absorbcyjnego (ASA)
Żelazo ogólne	mg $Fe^{/}$l	Metoda z wykorzystaniem atomowego spektrometru absorbcyjnego (ASA)

3. Analizy statystyczne

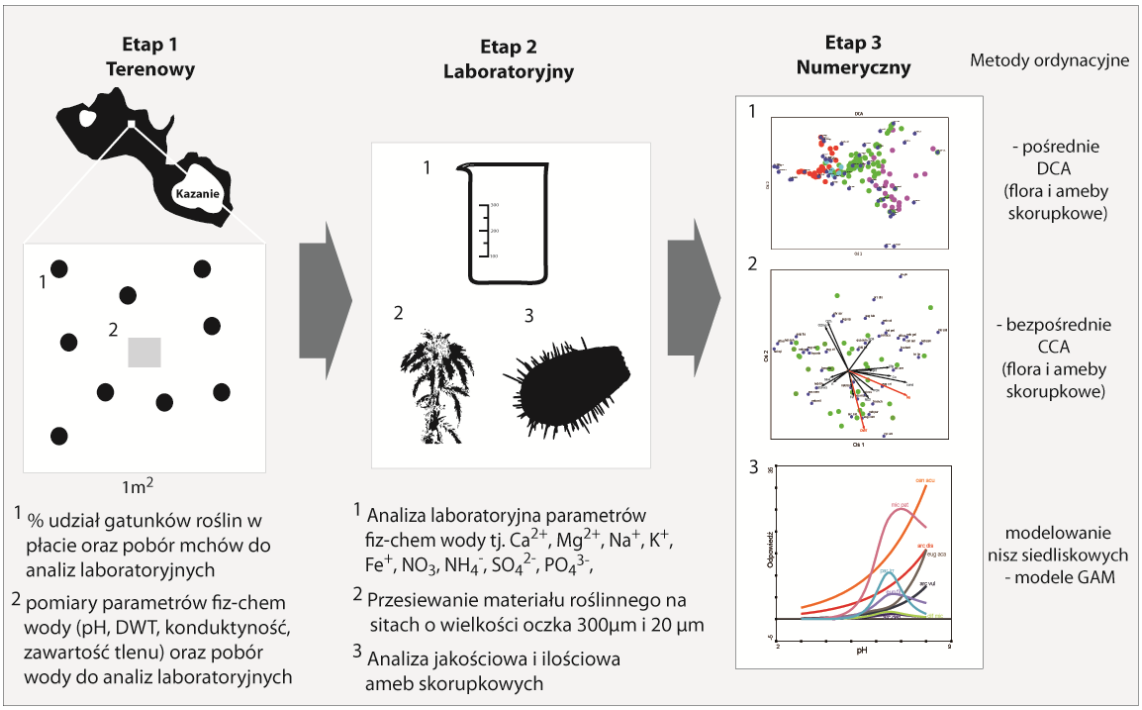
Materiał został opracowany w oparciu o trzy zbiory danych: ameby skorupkowe, parametry fizyczno-chemiczne wody oraz roślinność. 147 prób zostało przeanalizowanych pod kątem relacji ekologicznych pomiędzy zgrupowaniami ameb skorupkowych a parametrami środowiska. Taxony, zarówno ameb skorupkowych jak i roślin, które wystąpiły w próbach mniej niż 4 razy zostały usunięte ze zbioru danych ze względu na negatywny wpływ na wynik analiz gradientowych. W celu scharakteryzowania bioróżnorodności wszystkie zaobserwowane taksony zostały wzięte pod uwagę.

W celu oszacowania akumulacji taksonów w siedlisku oraz dostępności ekosystemu dla nowych taksonów wykorzystano analizę rarefakcji (rozrzedzenia), przygotowaną w oprogramowaniu PAST (Hammer i in. 2001) wykorzystującym procedurę Mao tau (Colwell i in. 2004). Podstawowe analizy opisowe (korelacje, średnie oraz odchylenia standardowe) zostały opracowane za pomoca oprogramowania Statistica ver 8 (StatSoft 1997) oraz SPSS 11 (SPSS 2010). Dominację poszczególnych taksonów ameb skorupkowych określono za pomocą krzywych dominacji (dominance curves) wyreślonych w oprogramowaniu PcOrd (McCune, Grace 2002).

W pracy przeprowadzono wnikliwą analizę dotyczącą rozmieszczenia ameb skorupkowych, brioflory wraz z ramienicami oraz roślin naczyniowych wzdłuż gradientów środowiskowych na torfowiskach minerotroficznych. Pojęcie gradient środowiskowy odnosi się do sposobu przedstawienia relacji struktury taksonomicznej badanych grup do (zmierzonych lub hipotetycznych) gradientów ekologicznych. W celu prześledzenia tej zależności posłużono się dwiema technikami metod ordynacyjnych: technikami ordynacji pośredniej i technikami ordynacji bezpośredniej (Jongman i in. 1995). Termin ordynacja pośrednia (indirect ordination) odnosi się do grupy technik, które analizują wewnętrzne zróżnicowanie zbioru danych tylko na podstawie zróżnicowania gatunkowego prób. Stosując metody ordynacji pośredniej w analizie gradientowej zakładamy, że opracowywane dane posiadają ukrytą strukturę kompozycji gatunków, która zależna jest od jakiegoś nieznanego czynnika środowiskowego. Metoda porządkowania pośredniego, nietendencyjna analiza zgodności (DCA – Detrended Correspondence Analysis), została wykorzystana w celu uporządkowania taksonów ameb oraz roślin względem gradientów środowiskowych. Wartości własne osi

1 i 2 zostały skorelowane względem analizowanych zmiennych środowiskowych uzyskując informacje o głównych gradientach prezentowanych przez osie.

Ponieważ długość gradientu środowiskowego uzyskana w nietendencyjnej analizie zgodności (DCA) uzyskała wartość >2 odchyleń standardowych (SD), która wskazuje na jednomodalne relacje takson środowisko, wykorzystano jedną z dostępnych metod analiz bezpośrednich tj: kanoniczną analizę korespondencji (CCA – Canonical Correspondence Analysis) w celu prześledzenia korelacji pomiędzy analizowanymi gatunkami a środowiskiem. CCA należy do metod ordynacji bezpośredniej i pozwala wyodrębnić najbardziej istotne gradienty, które maksymalnie separują nisze gatunków występujących w ekosystemie (ter Braak, Šmilauer 1998). Separacja nisz wyraża się jako ważoną wariancję zgrupowań gatunków w standaryzowanym gradiencie środowiskowym, natomiast zgrupowanie gatunków stanowi średnią ważoną wartości gradientu na powierzchniach badawczych, w obrębie których gatunki te występują. Innymi słowy jest to analiza, w której znany jest gradient środowiskowy a w przestrzeni pomierzonych parametrów lokuje się poszczególne taksony. Analiza CCA została przygotowana dla trzech zbiorów danych: wszystkie analizowane siedliska, stanowiska z udziałem mchów brunatnych oraz mchy torfowce *Sphagnum* sp. To podejście umożliwiło kompleksowe prześledzenie różnic w strukturze gatunkowej ameb skorupkowych pomiędzy kwaśnymi siedliskami z udziałem mchów torfowców a minerotroficznymi biotopami mchów brunatnych. Analizy ordynacyjne zostały opracowane z wykorzystaniem oprogramowania CANOCO 4.5 dla Windows (Lepš, Šmilauer 2003) oraz PcOrd (McCune, Grace 2002) (Ryc. 10). Istotność zmiennych wpływających na strukturę ameb skorupkowych przeanalizowano testem permutacyjnym Monte Carlo z 999 permutacjami (Lepš, Šmilauer 2003). Zmienne, które nie były istotne statystycznie $p>0.05$ zostały zamieszczone na diagramach pasywnie.



Ryc. **10**. Schemat procedury badawczej z zastosowaniem metod ordynacyjnych. Szczegółowy opis w tekście.

Wielokrotna analiza czynnikowa (Multiple Factor Analysis) została zastosowana w celu korelacji trzech analizowanych macierzy: ameb skorupkowych, roślin oraz zmiennych fizyczno-chemicznych. Dzięki temu możliwe jest otrzymanie przestrzennego obrazu zależności ekologicznych pomiędzy więcej niż dwoma zbiorami danych (Escofier, Pagès 1994). Analiza MFA została przeprowadzona w dwóch etapach. Na początku, analiza głównych składowych (PCA) została zastosowana dla wszystkich zbiorów danych, z których każdy podzbiór został zważony poprzez rozdzielenie wszystkich jego elementów w oparciu o pierwszą wartość własną osi. W drugim etapie znormalizowane podzbiory zostały zebrane w celu utworzenia wspólnej macierzy a następie druga PCA została utworzona na bazie tejże macierzy. Transformacja Hellingera została wykorzystana do każdego analizowanego zbioru danych i dzięki czemu został złagodzony efekt podwójnego zera w analizie głównych składowych (PCA – Principal Component Analysis), która stanowi część analizy MFA. Wielokrotna analiza czynnikowa została wybrana w celu uzyskania wyników porównywalnych z wcześniej opublikowaną pracą (Lamentowicz i in. 2010a). Analizę wykonano przy pomocy pakietu statystycznego R (Bocard i in. 2011).

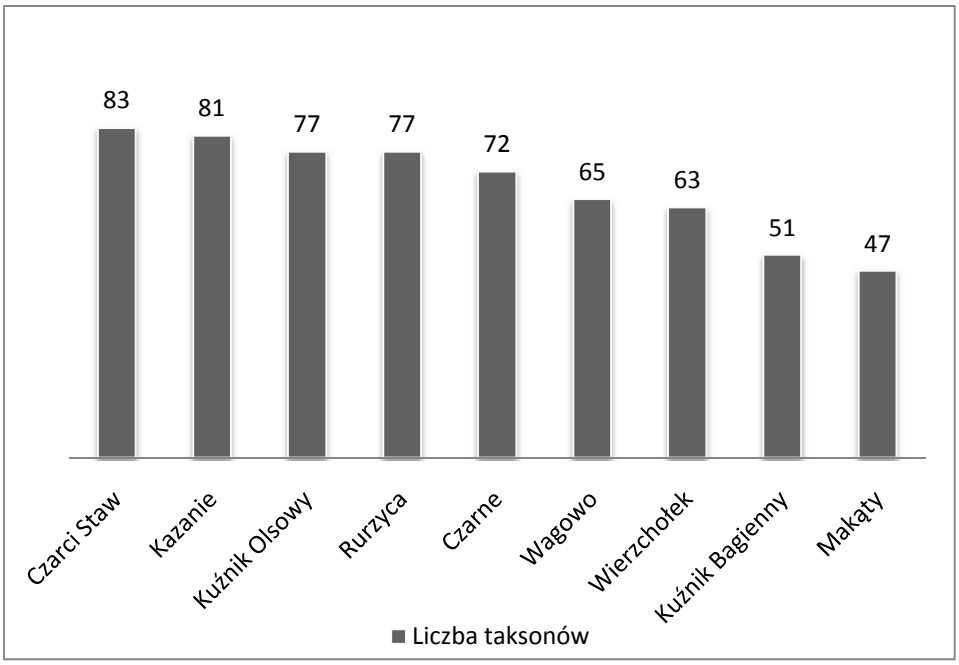
W celu przedstawienia modeli nisz ekologicznych ameb skorupkowych względem wybranych parametrów środowiska posłużono się metodą uogólnionych modeli

addytywnych (GAM) (Hastie, Tibshirani 1990). Modele addytywne (GAM) wraz z modelami liniowymi (GLM) należą do grupy ogólnych modeli liniowych (general linear models). Procedura opiera się na analizie regresji i wykonywana jest w oparciu o kanoniczną analizę korespondencji (CCA). Modele addytywne stanowią uogólnienie regresji wielorakiej, która jest z kolei szczególnym przypadkiem ogólnego modelu liniowego (Lepš, Šmilauer 2003). W regresji liniowej za pomocą metody najmniejszych kwadratów obliczane jest dopasowanie liniowe dla zbioru predyktorów w celu prognozowania wartości zmiennej zależnej Y. W przypadku analizowanych zmiennych posłużono się rozkładem Poissona. Metoda poszukiwania najlepszego podzbioru regresji oparta została na kryterium informacyjnym Akaike (AIC). Jest to kryterium wyboru pomiędzy modelami statystycznymi o różnej liczbie predyktorów. Na ogół model o większej liczbie predyktorów daje dokładniejsze przewidywania, jednak ma też większą skłonność do „przeuczenia" (Akaike 1973). Powyższe analizy wykonano za pomocą oprogramowania CANOCO 4.5. Krzywe odpowiedzi na czynnik środowiskowy umożliwiają oszacowanie optimum występowania gatunku oraz szerokości niszy (tolerancję), identyfikując gatunek w kategoriach tj. generalista lub specjalista. Zastosowane modele umożliwiły prześledzenie sposobu reakcji i jego typu względem analizowanych czynników środowiskowych. Pod uwagę zostały wzięte jedynie czynniki, które były istotne statystycznie. Dane zostały opracowane dla zbioru wszystkich analizowanych siedlisk. Wzięto pod uwagę taksony, które prezentowały silny związek z jedną z dwóch wyróżnionych klas siedliskowych w oparciu o analizę DCA: Sphagnum, mchy brunatne/ramienice. Czynnikiem decydującym przy wyborze taksonu była jego liczebność i frekwencja w zbiorze danych (Zał. A.3). Ponadto wśród analizowanych taksonów na diagramach zostały przedstawione te spośród nich, których odpowiedź na czynnik środowiskowy wykazała istotność statystyczną na poziomie $p<0,05$. W sumie opracowano modele dla 16 taksonów ameb: 6 taksonów w siedliskach Sphagnum, 10 taksonów w siedliskach mchów brunatnych i ramienic wobec 10 czynników środowiskowych.

IV. WYNIKI

1. Bogactwo taksonomiczne ameb skorupkowych

Na dziewięciu badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski, stwierdzono łącznie 141 taksonów ameb skorupkowych, należących do 17 rodzin i 30 rodzajów. Największą liczbę taksonów ameb skorupkowych (83) zaobserwowano na torfowisku Czarci Staw, natomiast najmniejszą na torfowisku Makąty (47) (Ryc.11). W niektórych przypadkach, w wyniku trudności w identyfikacji, oznaczenie ograniczono jedynie do rangi rodzaju.

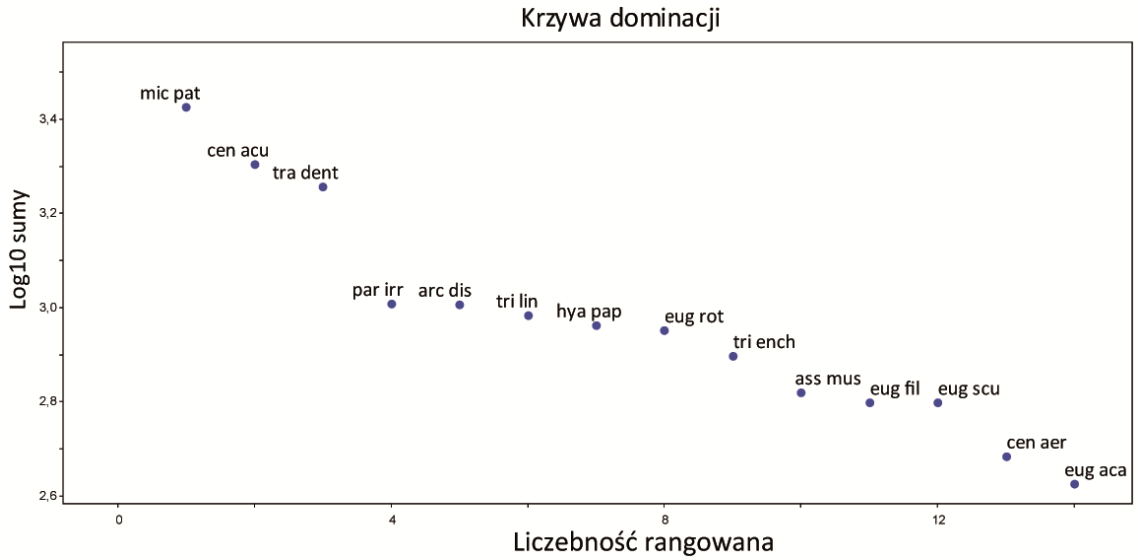


Ryc. 11. Liczba gatunków i podgatunków ameb skorupkowych stwierdzonych na poszczególnych torfowiskach minerotroficznych.

W analizowanym zbiorze zaobserwowano znaczne różnice w udziale poszczególnych grup taksonomicznych. Ameby skorupkowe z grupy Arcellinida, wyróżniające się między innymi płatowatymi pseudopodiami stanowiły 70% stwierdzonych taksonów natomiast pozostałe 30% były to ameby z grupy Euglyphida, posiadające pseudopodia typu filopodium.

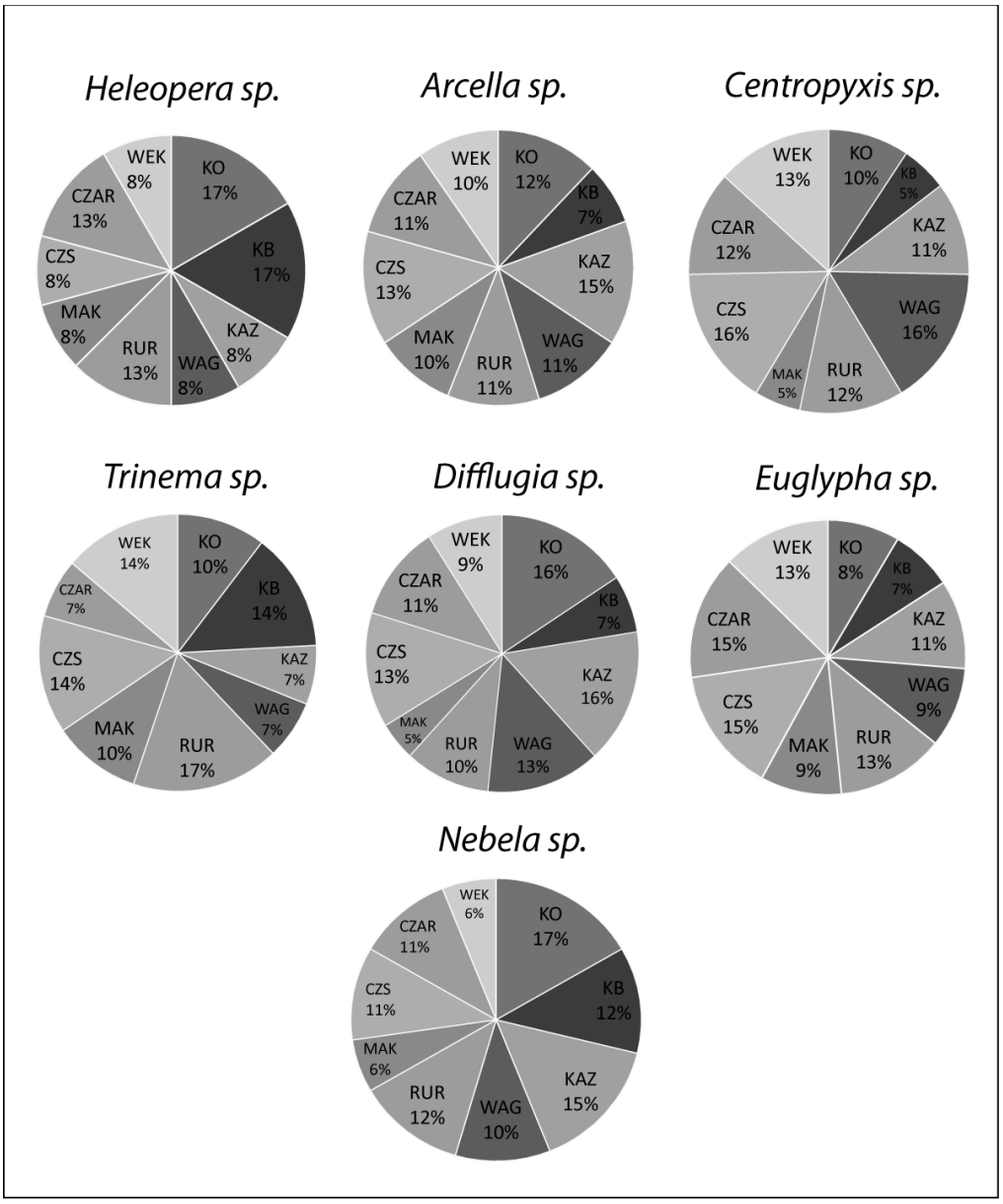
W sumie w 147 przeanalizowanych próbach policzono 23844 skorupki ameb. Najczęściej obserwowanymi taksonami na torfowiskach były: *Tracheleuglypha dentata* oraz *Centropyxis aculeata* (123 wystąpienia) oraz *Arcella discoides* (107 wystąpień) (Załącznik A.3). Gatunkiem najliczniej obserwowanym na wszystkich badanych torfowiskach jest niewielka ameba *Microchlamys patella*. Ponadto wśród ameb dominujących były również *Centropyxis aculeata, Tracheleuglypha dentata oraz Paraquadrula irregularis*. Rycina 12 przedstawia 14 najliczniej reprezentowanych taksonów ameb skorupkowych stwierdzonych na torfowiskach minerotroficznych. Do najrzadziej obserwowanych (1-2 wystąpienia) należały m.in. ameby: *Arcella formosa, Bulinularia indica, Trigonopyxis arcula, Difflugia bicornis, D. curvicaulis, Nebela vitrea, Trinema complanatum, Centropyxis elongata*.

Ameby skorupkowe reprezentowały 30 rodzajów, z których najliczniejsze w gatunki były: *Heleopera sp., Arcella sp., Centropyxis sp., Trinema sp., Difflugia sp., Euglypha sp.* oraz *Nebela sp.* Pozostałe rodzaje stanowiły 1-2% zaobserwowanych taksonów. Rycina 13 przedstawia procentowy udział najliczniejszych rodzajów w obrębie badanych stanowisk. W tab. 3 zaprezentowano udział stwierdzonych taksonów ameb skorupkowych w obrębie poszczególnych rodzajów dla badanych torfowisk minerotroficznych Wielkopolski.



Ryc. 12. Krzywa dominacji dla 14 najliczniejszych taksonów ameb skorupkowych w badanym zbiorze danych.

W kolejnych częściach pracy ameby skorupkowe będą rozpatrywane w obrębie dwóch mikrosiedlisk: minerotroficznych mchów brunatnych wraz z współwystępującymi ramienicami oraz siedlisk mchów torfowców (*Sphagnum sp*). Różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych prezentuje dostrzegalne różnice w obrębie tych dwóch klas siedliskowych. Liczba stwierdzonych taksonów ameb w mikrosiedliskach z dominacją mchów brunatnych była zasadniczo większa. W 114 stanowiskach w tej grupie, zaobserwowano 135 taksonów ameb skorupkowych natomiast w przypadku 33 stanowisk mchów torfowców ich liczba wynosiła 81.



Ryc. 13. Procentowy udział najliczniejszych taksonów ameb skorupkowych na poszczególnych stanowiskach badawczych. Wyjaśnienie skrótów (KO – Kuźnik Olsowy, KB – Kuźnik Bagienny, KAZ – Kazanie, RUR – Rurzyca, MAK – Makąty, CZS – Czarci Staw, CZAR – Czarne, WEK – Wierzchołek).

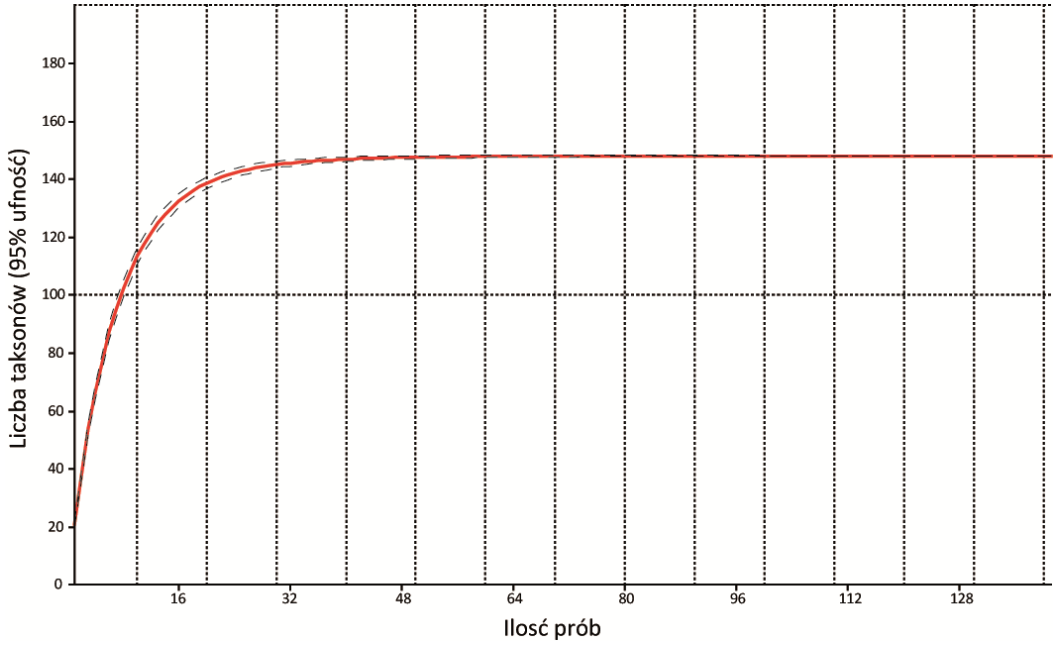
Tab. 3. Liczba zaobserwowanych taksonów ameb skorupkowych na poszczególnych stanowiskach badawczych w obrębie rodzajów. Wyjaśnienie skrótów jak na ryc. 13.

Rodzaj	KO	KB	KAZ	WAG	RUR	MAK	CZS	CZAR	WEK
Amphitrema	3	1	1	0	0	0	0	0	0
Arcella	10	6	12	9	9	8	11	9	8
Assulina	2	2	2	1	1	1	1	2	0
Awerintzewia	0	0	1	1	1	1	1	1	0
Bulinularia	1	1	0	0	0	0	0	0	0
Centropyxis	7	4	8	12	9	4	12	9	10
Corythion	0	1	1	0	1	1	1	1	1
Cryptodifflugia	1	0	3	0	1	1	1	1	1
Cyclopyxis	1	1	2	1	2	0	2	2	0
Cyphpoderia	0	0	1	0	1	1	1	0	2
Difflugia	14	6	14	12	9	4	12	10	8
Euglypha	8	7	10	9	12	9	14	14	12
Heleopera	4	4	2	2	3	2	2	3	2
Hyalosphenia	2	2	1	1	1	1	1	1	0
Lagenodifflugia	0	0	0	1	0	0	0	1	0
Lesquereusia	2	0	1	1	2	1	1	1	0
Microchlamys	0	0	1	1	1	1	1	1	1
Nebela	11	8	10	7	8	4	7	7	4
Netzelia	0	0	0	0	1	1	2	1	2
Phryganella	1	1	2	2	1	0	1	1	1
Paraquadrulla	1	0	1	1	1	1	1	1	1
Pareuglypha	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Placocista	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Pontigulasia	1	0	0	1	1	0	0	0	0
Pseudodifflugia	0	0	0	0	0	0	1	0	1
Pyxidicula	1	0	2	0	2	0	2	1	1
Quadrurella	1	1	1	0	1	1	1	0	1
Sphenoderia	1	1	1	0	1	1	1	0	1
Tracheleuglypha	2	1	1	1	1	1	1	1	1
Trinema	3	4	2	2	5	3	4	2	4

Ponadto w trakcie analiz stwierdzono wiele taksonów nienotowanych wcześniej na torfowiskach Polski m. in takie jak.: *Arcella formosa, A. polypora, Difflugia bicornis, Nebela galeata, Hyalosphenia insecta, Paraquadrula irregularis, Lagenodifflugia vas, Awerintzewia cyclostoma, Trinema penardi*. Torfowiska minerotroficzne charakteryzowały się bardzo dużym bogactwem gatunkowym. W wielu przypadkach obserwowano dominację dwóch lub trzech gatunków w obrębie badanego mikrosiedliska.

Analiza rarefakcji (rozrzedzenia) (Ryc.14) udowodniła, że w przedziale od 32-40 przeanalizowanych prób, liczba taksonów osiąga równowagę. Krzywa rarefakcji

zauważalnie spłaszcza się w przedziale, w którym osiąga liczbę 140 taksonów. Wynik jest istotny z punktu widzenia badań ekologicznych prowadzonych na torfowiskach minerotroficznych ze względu na fakt, iż 40 prób (pobranych w tego rodzaju siedliskach) wyczerpuje maksymalną liczbę gatunków ameb skorupkowych.



Ryc. 14. Krzywa rarefakcji (rozrzedzenia) dla ilości stwierdzonych taksonów ameb skorupkowych względem badanych prób.

1.1. Spis taksonomiczny ameb skorupkowych

Supergrupa: Amebozoa Lühe, 1913 emend. Cavalier-Smith, 1998

Grupa: Lobosea Carpenter, 1861

- Arcellinida Kent, 1880

  Rodzina: Arcellidae Ehrenberg, 1843

  Rodzaj: ***Arcella*** Ehrenberg, 1832

  Arcella arenaria Greeff, 1866

  Arcella artocrea Leidy, 1876

  Arcella bathystoma Deflandre, 1928

  Arcella catinus Penard, 1890

  Arcella dentata Ehrenberg, 1830

Arcella discoides Ehrenberg, 1843

Arcella formosa Nichols, 2005

Arcella gibbosa Penard, 1890

Arcella gibbosa var. levis Deflandre, 1928

Arcella hemispherica Perty, 1852

Arcella megastoma Penard, 1902

Arcella polypora Penard, 1890

Arcella rotundata Playfair, 1918

Arcella sp.

Arcella vulgaris Ehrenberg, 1830

Rodzaj: ***Pyxidicula*** Ehrenberg, 1838

Pyxidicula operculata (Agardh,1827) Ehrenberg, 1834

Pyxidicula patens (Claparède et Lachmann, 1858) Bartoš, 1954

Rodzina: Microchlamidae Ogden 1985

Rodzaj: ***Microchlamys*** (Claparede & Lachmann 1859) Cockerell 1911

Microchlamys patella (Claparede & Lachmann 1859) Cockerell 1911 (Pseudochlamys patella Claparede & Lachmann 1859)

Rodzina: Difflugidae Wallich 1864

Rodzaj: ***Difflugia*** Leclerc, 1815

Difflugia acuminata Ehrenberg, 1838

Difflugia amphora Leidy, 1874

Difflugia baccilariarum Perty, 1849

Difflugia baccilifera Penard, 1890

Difflugia bicornis Penard, 1890

Difflugia brevicola Cash et Hopkinson, 1909

Difflugia curvicaulis Penard, 1899

Difflugia elegans Penard, 1890

Difflugia gramen Penard, 1902

Difflugia gramen/lobostoma

Difflugia globulosa Dujardin, 1837

Difflugia lanceolata Penard, 1890

Difflugia lebes Penard, 1893

Difflugia leidyi Wailes, 1912

Difflugia limnetica (Levander, 1900) Penard, 1902

Difflugia litophila (Penard, 1902) Gauthier-Lièvre et Thomas, 1958

Difflugia lucida Penard, 1890
Difflugia mica Frenzel, 1892
Difflugia oblonga Ehrenberg, 1838
Difflugia penardi Hopkinson, 1909
Difflugia pristis Penard, 1902
Difflugia pulex Penard, 1902
Difflugia rubescens Penard, 1891
Difflugia sp.
Difflugia urceolata Carter, 1864

Rodzaj: ***Lagenodifflugia*** Medioli & Scott, 1983
Lagenodifflugia vas (Leidy, 1874)

Rodzaj: ***Pontigulasia*** Rhumbler, 1896
Pontigulasia sp.

Rodzina: Centropyxidae Jung 1942

Rodzaj: ***Centropyxis*** Stein 1857
Centropyxis aculeata (Ehrenberg, 1838) Stein, 1857
Centropyxis aculeata var. grandis Deflandre, 1929
Centropyxis aculeata var. lata, Decloitre
Centropyxis aculeata var. minima van Oye, 1958
Centropyxis aculeata var. oblonga Deflandre, 1929
Centropyxis aerophila Deflandre, 1929
Centropyxis discoides (Penard, 1890) Deflandre, 1929
Centropyxis ecornis (Ehrenberg, 1841) Leidy, 1879
Centropyxis ecornis var. quadripannosa Schönborn, 1962
Centropyxis elongata (Penard,1890) Thomas, 1959
Centropyxis gibba Deflandre, 1929
Centropyxis levigata Penard, 1890
Centropyxis minuta Deflandre, 1929
Centropyxis platystoma (Penard, 1890) Deflandre, 1929
Centropyxis sp.

Rodzina: Trigonopyxidae Loeblich & Tappan 1964

Rodzaj: ***Trigonopyxis*** Penard 1912
Trigonopyxis arcula (Leidy, 1879) Penard, 1912

Rodzaj: ***Cyclopyxis*** Deflandre, 1929
Cyclopyxis arcelloides (Penard, 1902) Deflandre, 1929

Cyclopyxis kahli Deflandre, 1929

Cyclopyxis eurystoma Deflandre, 1929

Rodzina: Plagiopyxidae Bonnet & Thomas, 1960

Rodzaj: ***Bulinularia*** Deflandre, 1953

Bulinularia indica (Penard, 1911) Deflandre, 1953

Rodzina: Paraquadrulidae Deflandre 1953

Rodzaj: ***Paraquadrula*** Deflandre, 1932

Paraquadrula irregularis (Archer, 1877) Deflandre, 1932

Rodzina: Lesquereusidae Jung 1942

Rodzaj: ***Lesquereusia*** Schlumberger, 1845

Lesquereusia epistomium Penard, 1893

Lesquereusia spiralis (Ehrenberg, 1840) Bütschli, 1888

Rodzaj: ***Quadrurella*** Cockerell, 1909

Quadrurella symmetrica (Wallich, 1863) Schulze, 1875

Rodzaj: ***Netzelia*** Ogden, 1979

Netzelia tuberculata (Wallich, 1864) Netzel, 1983

Netzelia wailesi (Ogden, 1980) Meisterfeld, 1984

Rodzina: Hyalospheniidae Schultze 1877

Rodzaj: ***Hyalosphenia*** Stein 1859

Hyalosphenia elegans Leidy, 1879

Hyalosphenia papilio Leidy, 1879

Rodzaj: ***Nebela*** Leidy 1874

Nebela bohemica Taránek, 1882

Nebela colaris (Ehrenberg, 1848) Leidy, 1879

Nebela galeata Penard, 1902

Nebela langeniformis Penard, 1902

Nebela militaris Penard, 1890

Nebela minor Penard, 1902

Nebela parvula Cash, 1909

Nebela penardiana Deflandre, 1936

Nebela sp.

Nebela tincta (Leidy, 1879) Awerintzew, 1906

Nebela tubulosa Penard, 1902

Rodzaj: ***Physochila*** Jung 1942

Physochila (Nebela) griseola Penard, 1911

Rodzina Heleoperidae Jung 1942

Rodzaj: ***Heleopera*** Leidy 1879

Heleopera petricola Leidy, 1879

Heleopera rosea Penard, 1890

Heleopera sp.

Heleopera sphagni Leidy, 1874

Heleopera sylvatica Penard, 1890

Rodzaj: ***Awerintzewia*** Schouteden 1906

Awerintzewia cyclostoma (Penard, 1902) Schouteden, 1906

Rodzaj: ***Argynnia*** Vucetich 1974

Argynnia (Nebela) dentistoma Penard, 1890

Argynnia (Nebela) dentistoma var. laevis Hopkinson, 1908

Argynnia (Nebela) vitrea Penard, 1899

Rodzina: Phryganellidae Jung 1942

Rodzaj: ***Phryganella*** Penard 1902

Phryganella acropodia (Hertwig et Lesser, 1874) Hopkinson, 1909

Phryganella paradoxa Penard, 1902

Rodzina: Cryptodifflugiidae Jung 1942

Rodzaj: ***Cryptodifflugia*** Penard 1890

Cryptodifflugia crenulata Playfair, 1917

Cryptodifflugia horrida (Schönborn, 1965) Page, 1966

Cryptodifflugia oviformis Penard, 1890

Cryptodifflugia sacculus Penard, 1902

Cryptodifflugia sp.

Supergrupa: Rhizaria Cavalier-Smith, 2002

Grupa: Cercozoa Cavalier-Smith, 1998

- **Filosa Leidy, 1879**

- Euglyphida Copeland, 1956

Rodzina: Cyphoderidae de Saedeleer, 1934

Rodzaj: ***Cyphoderia*** Schlumberger, 1845

Cyphoderia sp.

Cyphoderia perlucidis Beyens et Chardez, 1986

Rodzina: Trinematidae Hoogenraad et de Groot, 1940

Rodzaj: ***Trinema*** Djurandin, 1841

Trinema complanatum Penard, 1890

Trinema enchelys (Ehrenber, 1838) Leidy, 1878

Trinema enchelys var. grandis Chardez, 1960

Trinema lineare Penard, 1890

Trinema penardi Thomas et Chardez, 1958

Rodzaj: ***Corythion*** Taránek, 1881

Corythion dubium Taránek, 1881

Rodzina: Euglyphidae Wallich, 1864

Rodzaj: ***Assulina*** Leidy, 1879

Assulina muscorum Greef, 1888

Assulina seminulum (Ehrenberg, 1848) Leidy, 1879

Rodzaj: ***Euglypha*** Djurandin, 1841

Euglypha acantophora (Ehrenberg, 1841) Perty, 1849

Euglypha acantophora typ

Euglypha cilliata (Ehrenberg, 1848) Leidy, 1878

Euglypha cristata Leidy, 1879

Euglypha compressa Carter, 1864

Euglypha compressa var glabra Wailes, 1915

Euglypha denticulata Brown, 1912

Euglypha filiera Penard, 1890

Euglypha filiera var. cylindracea Playfair, 1918

Euglypha filiera var. magna van Oye, 1958

Euglypha hyalina Coûteaux, 1978

Euglypha rotunda Wailes, 1915

Euglypha scutigera Penard, 1911

Euglypha simplex Decloitre, 1965

Euglypha sp.

Euglypha strigosa (Ehrenberg, 1871) Leidy, 1878

Euglypha tuberculata Dujardin, 1841

Rodzaj: ***Pareuglypha*** Penard, 1902

Pareuglypha reticulata Penard, 1902

Rodzaj: ***Sphenoderia*** Schlumberger, 1845

Sphenoderia lenta Schlumberger, 1845

Rodzaj: ***Tracheleuglypha*** Deflandre, 1928

Tracheleuglypha dentata Deflandre, 1938

Tracheleuglypha acola Bonnet et Thomas, 1955

Rodzaj: ***Trachelcorythion*** Bonnet, 1979

Trachelcorythion (Corythion) pulchellum (Penard, 1890) Bonnet, 1979

Rodzaj. ***Placocista*** Leidy, 1879

Placocista spinosa (Carter, 1865) Leidy, 1879

Placocista glabra var. minima Decloitre, 1955

- **Thecoflosea** Cavalier-Smith 2003
  - Tectofilosida Cavalier-Smith et Chao, 2003

Rodzina: Amphitremidae Poche, 1913

Rodzaj: ***Archerella*** Loeblich & Tappan 1961

Archerella flavum (Archer, 1877) Loeblich et Tappan, 1961

Rodzaj: ***Amphitrema*** Archer 1869

Amphitrema wrightianum Archer, 1869

Amphitrema stenostoma Nüsslin, 1884

Rodzina: Pseudodifflugiidae de Saedeleer, 1934

Rodzaj: ***Pseudodifflugia*** Schlumberger, 1845

Pseudodifflugia fulva Archer, 1870

Pseudodifflugia sp.

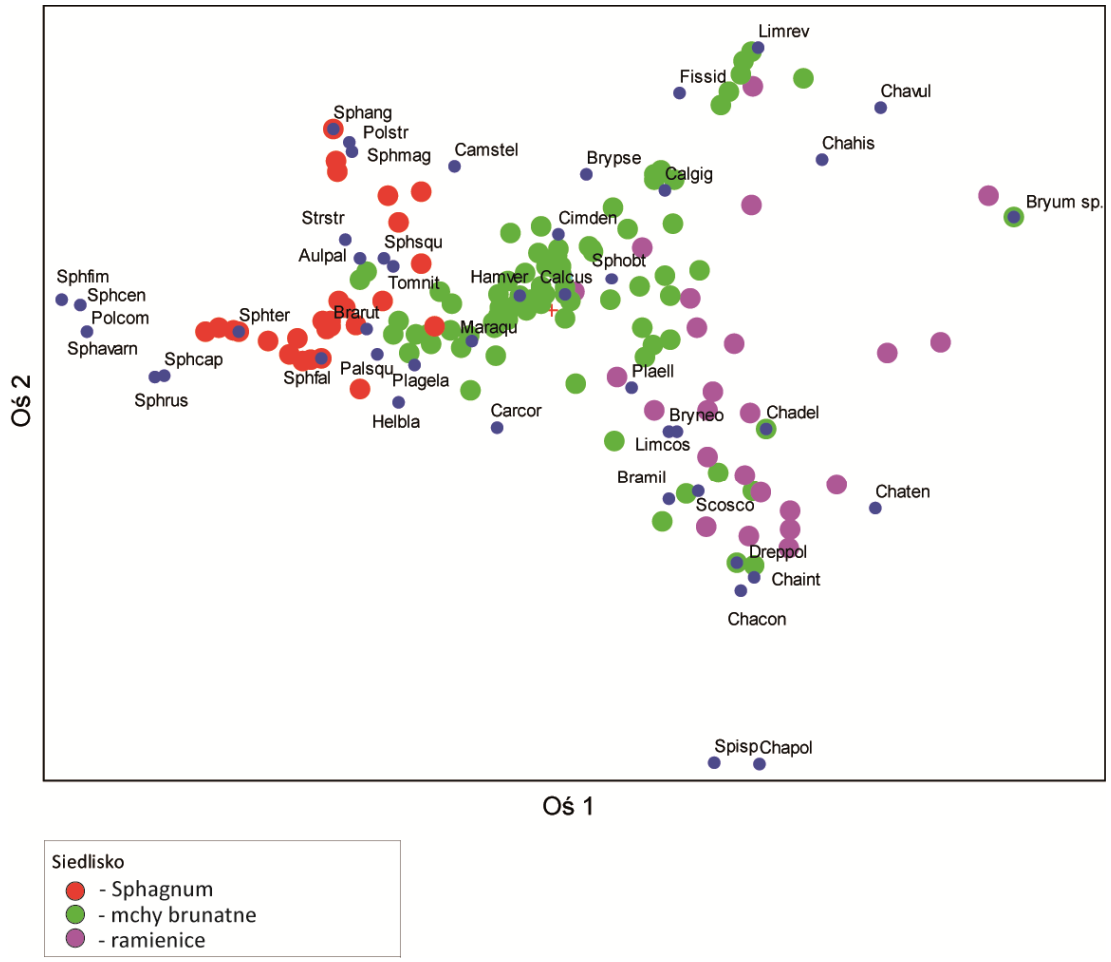
2. Flora torfowisk minerotroficznych względem gradientów środowiskowych i parametrów fizyczno-chemicznych wód

2.1. Brioflora i ramienice

Na każdym badanym obiekcie, w płatach $1m^2$ przeanalizowano procentowy udział poszczególnych gatunków roślin i glonów w tym szczególnie: ramienic, mchów brunatnych, mchów torfowców oraz roślin naczyniowych. Dane zostały opracowane za pomocą metod ordynacyjnych w celu odniesienia i porównania ich z danymi protistologicznymi.

Na badanych torfowiskach minerotroficznych stwierdzono 8 gatunków ramienic, 39 gatunków mchów, a w tym 12 gatunków mchów torfowców, 26 gatunków mchów brunatnych oraz 82 gatunki roślin naczyniowych. W obrębie 147 płatów, w skład 114 mikrosiedlisk wchodziły mchy brunatne, ramienice oraz wątrobowce natomiast 33 stanowiska obejmowały siedliska z udziałem mchów torfowców. Poszczególne grupy roślinne tworzyły mozaikę w obrębie pła na każdym z torfowisk, gdzie mchy brunatne współwystępowały w wielu przypadkach z ramienicami i wątrobowcami natomiast mchy torfowce tworzyły najczęściej monokulturę składającą się z jednego lub dwóch gatunków w zależności od wilgotności podłoża.

Rycina 15, przedstawia obraz nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) ukazując sposób uporządkowania taksonów brioflory oraz ramienic w analizowanych gradientach środowiskowych. Rezultat tej analizy może być interpretowany zarówno w kontekście wykrywania modelu struktury danych, ale również, jako wynik analizy pośredniej prowadzącej do wykrycia głównych kierunków zróżnicowania występowania gatunków analizowanego zbioru.



Ryc. 15. Diagram porządkowania (DCA) zaobserwowanych gatunków mchów brunatnych i ramienic na badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski. Wyjaśnienie skrótów nazw gatunkowych znajduje się w załączniku A.9.

Długość gradientu środowiskowego uzyskanego dla brioflory i ramienic wyniosła 7,33 SD (SD – odchylenie standardowe). Gradient ten należy do najdłuższych w kontekście wszystkich analizowanych zbiorów danych środowiskowych i oznacza, że gatunki realizują pełne spektrum Gaussa względem parametrów środowiska. Wartość własna pierwszej osi wyniosła 0,742 natomiast osi drugiej 0,542 (Tab. 4). Oznacza to, że obie osie znacząco różnicują występowanie gatunków na badanych torfowiskach. W tym przypadku oś pierwsza tłumaczy 9,3% zmienności natomiast oś druga 6,8% (Zał.A.6.1).

Tab. 4. Podsumowanie nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) oraz kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla danych protistologicznych oraz roślinnych. (Objaśnienie skrótów: DCA – nietendencyjna analiza zgodności, CCA – kanoniczna analiza zgodności; aW – ameby skorupkowe we wszystkich stanowiskach, aBr – ameby skorupkowe w stanowiskach mchów brunatnych, aSph – ameby skorupkowe w siedliskach mchów torfowców, rN – rośliny naczyniowe, mch – mchy)

	Oś	DCA aW	DCA aBr	DCA aSph	CCA aW	CCA aBr	CCA aSph	CCA mch	CCA rN	DCA mch	DCA rN
Wartość własna	1	0,613	0,296	0,553	0,343	0,153	0,375	0,495	0,425	0,742	0,597
	2	0,264	0,204	0,340	0,137	0,121	0,244	0,287	0,301	0,548	0,510
	3	0,160	0,118	0,167	0,088	0,085	0,193	0,241	0,229	0,400	0,354
	4	0,117	0,082	0,110	0,071	0,064	0,151	0,166	0,122	0,316	0,293
	Inercja całkowita	4,025	2,721	3,158	4,025	2,721	3,158	8,007	7,877	8,007	7,877
Długość gradientu	1	4,160	3,425	3,297						7,336	5,011
	2	3,059	3,323	4,269						4,510	5,539
	3	4,766	1,806	2,595						4,456	4,307
	4	2,075	1,819	1,833						6,014	3,565
Korelacja gatunek - środowisko	1	0,767	0,650	0,791	0,774	0,794	0,853	0,832	0,881	0,785	0,832
	2	0,655	0,728	0,688	0,734	0,778	0,883	0,719	0,752	0,502	0,719
	3	0,411	0,802	0,794	0,799	0,736	0,880	0,690	0,800	0,493	0,690
	4	0,643	0,494	0,789	0,678	0,740	0,917	0,609	0,694	0,431	0,609
Sumaryczny procent zmienności:											
Dane gatunkowe	1	15,2	10,9	17,5	8,5	5,6	11,9	6,2	5,4	9,3	7,6
	2	21,8	18,4	28,3	11,9	10,1	19,6	9,8	9,2	16,1	14,1
	3	25,8	22,7	33,5	14,1	13,2	25,7	12,8	12,1	21,1	18,6
	4	28,7	25,7	37,0	15,9	15,5	30,5	14,9	13,7	25,1	22,3
Relacja gatunek-środowisko	1	30,3	17,9	21,8	36,2	22,0	22,8	27,8	26,0	25,5	27,8
	2	42,8	32,6	29,4	50,7	39,5	37,6	44,0	44,5	32,8	44,0
	3	0,0	0,0	0,0	60,0	51,7	49,3	57,6	58,5	0,0	57,6
	4	0,0	0,0	0,0	67,5	61,0	58,5	66,9	66,0	0,0	66,9

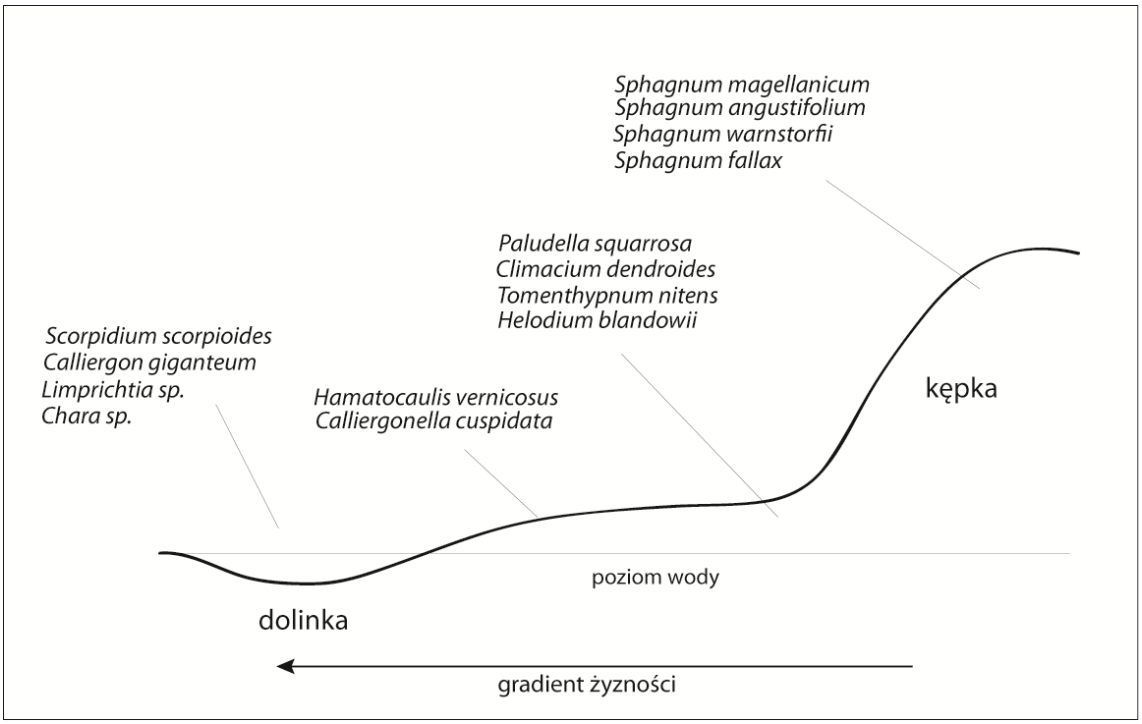
Po lewej stronie diagramu prezentującego wynik analizy DCA dla roślinności mszarnej i ramienic (Ryc.15) można zauważyć skupienie gatunków preferujących siedliska kwaśne, przesuszone, często występujące w siedliskach kęp tj. *Sphagnum firmum, Sphagnum centrale, Sphagnum warnstorfi, Sphagnum capilifolium*, *Aulacomnium palustre, Politrichum commune*. Idąc w kierunku prawej strony diagramu dostrzegalne jest zastępowanie się poszczególnych klas siedliskowych. W części centralnej pojawiają się głównie mchy brunatne tj. *Hamatocaulis vernicosus, Paludella squarrosa, Climacium dendroides, Helodium blandowi* natomiast po prawej stronie diagramu znajdują się już głównie siedliska z udziałem ramienic tj. *Chara tenuispina, Chara vulgaris, Chara hispida*. Analizując ten układ strukturalny można wywnioskować, że obie grupy tj. mchy oraz ramienice realizują gradient środowiskowy

w analizowanym zbiorze. Jak wynika z diagramu, gatunki uporządkowane są głównie wzdłuż pierwszej osi ordynacyjnej. Oś ta reprezentuje gradient pH i Ca (gradient żyzności) a ponadto jest skorelowana z jonami siarczanowymi. Wynik korelacji zmiennych środowiskowych z wartościami własnymi osi 2 może w pewnym stopniu tłumaczyć gradient wilgotności powiązany w niewielkim zakresie z jonami mineralnymi (Tab. 5). Mchy brunatne zajmują tutaj miejsce pośrednie pomiędzy siedliskami kwaśnymi i siedliskami silnie kalcyfilnymi z udziałem ramienic. Na rycinie 16 przedstawiono schematyczny sposób rozmieszczenia poszczególnych gatunków mchów w gradiencie żyzności.

Tab. 5. Wynik analizy korelacji Pearsona dla brioflory i ramienic oraz 3 osi ordynacyjnych DCA. Wytłuszczone współczynniki korelacji są istotne z $p<0,05$.

Zmienna	**Brioflora i ramienice**		
	Oś1	Oś2	Oś3
DWT	**-0,29**	**0,23**	0,02
pH	**0,57**	-0,13	0,11
Kond µS/cm	**0,71**	**0,17**	-0,06
O_2%	-0,03	-0,10	**-0,18**
O_2 mg/l	-0,11	-0,03	**-0,21**
NH_4 mg/l	-0,03	0,05	-0,03
NO_3 mg/l	**-0,21**	-0,01	-0,07
PO_4 mg/l	**0,17**	-0,05	-0,03
SO_4 mg/l	**0,62**	-0,01	-0,06
Barwa mg Pt/l	**-0,22**	0,15	-0,08
Ca^{2+} mg/l	**0,62**	**0,25**	-0,03
Mg^{2+} mg/l	**0,55**	**0,23**	-0,12
Fe mg/l	0,00	0,10	0,03
Na^{+} mg/l	**0,46**	0,08	0,00
K^{+} mg/l	-0,12	0,03	-0,28

W oparciu o wyniki analizy DCA wyróżniono 3 podstawowe klasy siedliskowe: Sphagnum, mchy brunatne oraz ramienice. Tabela 6 prezentuje wybrane, najliczniejsze taksony roślin wchodzące w skład poszczególnych klas siedliskowych. W obrębie grupy A (Sphagnum) dominowały głównie: *Sphagnum fallax, Sphagnum teres* oraz *Sphagnum angustifolium,* podczas gdy w grupie B były to *Calliergonella cuspidata*, *Calliergon giganteum*, *Marchantia aquatica*. W grupie C (ramienice) dominowały gatunki takie jak: *Chara delicatula*, *Chara intermedia* oraz *Chara vulgaris*.



Ryc.**16.** Wzorzec rozmieszczenia poszczególnych gatunków mchów brunatnych i ramienic względem gradientu żyzności w badanych torfowiskach minerotroficznych.

Tab. 6. Dominujące gatunki mchów i ramienic oraz typ roślinności w wyznaczonych klasach siedliskowych.

Typ mikrosiedliska	**Grupa A** ***Sphagnum sp.***	**Grupa B** **Mchy brunatne**	**Grupa C** **Ramienice**
Gatunki dominujące	*Sphagnum fallax* *Sphagnum teres* *Sphagnum angustifolium*	*Calliergonella cuspidata* *Calliergon giganteum* *Marchantia aquatica*	*Chara delicatula* *Chara intermedia* *Chara vulgaris*
Typ roślinności	*Sphagno apiculati-Caricetum rostratae* *Sphagno recurvi-Eriophoretum angustifolii*	*Cladietum marisci* *Eleocharidetum pauciflorae* *Sphagno- Caricetum diandrae*	*Charetum delicatulae,* *Charetum intermediae,* *Charetum vulgari,*

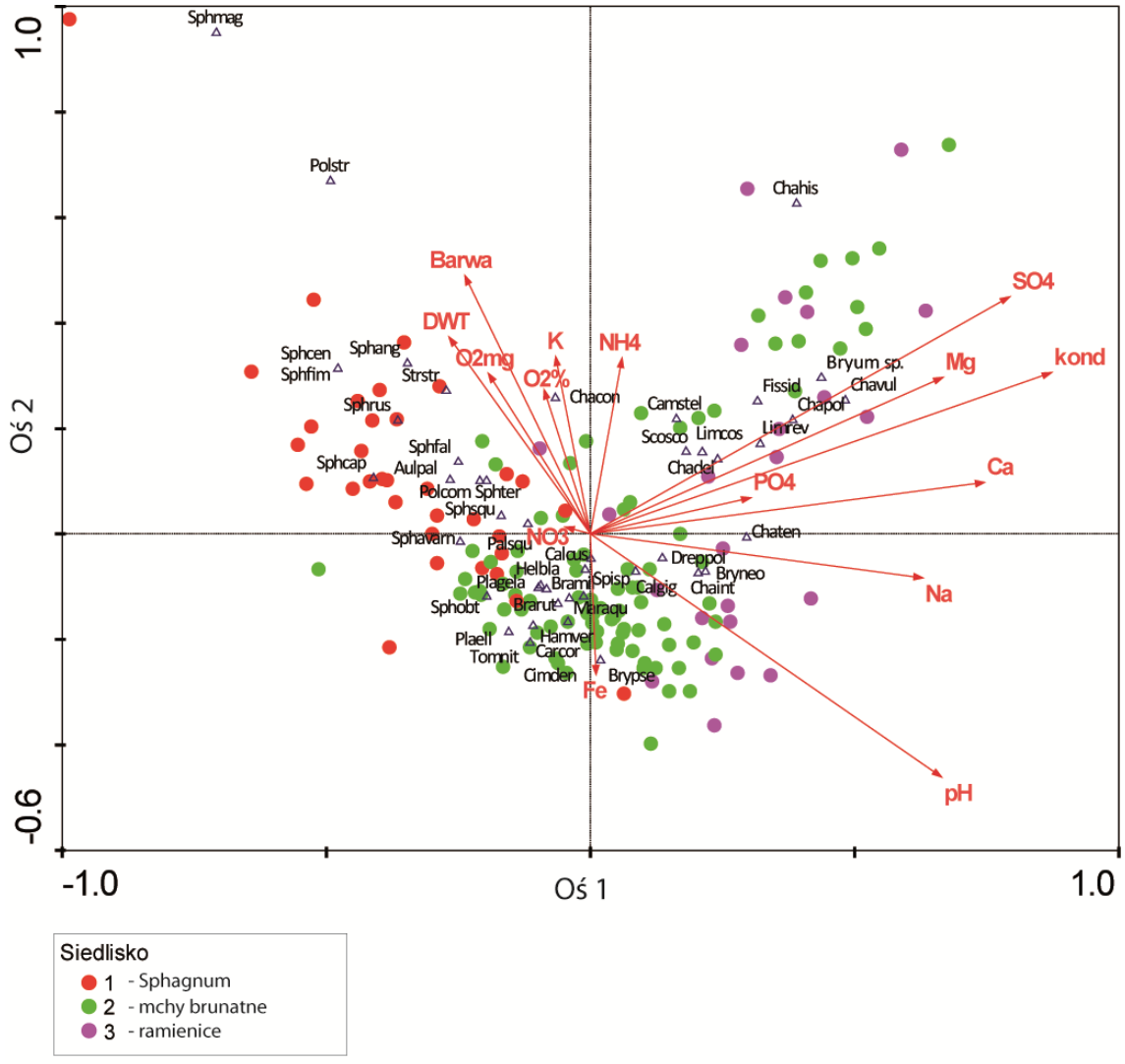
W tabeli 7 zamieszczono informacje prezentujące wyniki analiz fizyczno-chemicznych dla każdej z powyższych grup. Cechy wyróżniające jakie należy przypisać siedliskom z udziałem ramienic, to najwyższa wartość przewodności elektrolitycznej (658,89 µS/cm), największa zawartość wapnia, magnezu i sodu, siarczanów oraz silne preferencje względem miejsc podtopionych. Płaty z udziałem mchów torfowców *Sphagnum sp*. wyróżniała wysoka wartość barwy wody, która jest efektem m.in. dużej ilości kwasów humusowych produkowanych przez mchy torfowce. Ponadto zaobserwowano w tych siedliskach również podwyższoną zawartość potasu (Tab. 5).

Tab. 7. Charakterystyka hydrochemiczna poszczególnych klas siedliskowych wyznaczonych w oparciu o analizę DCA. W nawiasach uwzględniono wartość odchylenia standardowego.

Parametr	Grupa A *Sphagnum* N=33	Grupa B Mchy brunatne N=78	Grupa C Ramienice N=28
DWT	7,81 (9,51)	0,28 (6,18)	-1,64 (6,57)
pH	5,39 (0,70)	6,42 (0,44)	6,73 (0,50)
Kond µS/cm	155,53 (112,13)	425,30 (300,31)	658,89 (296,78)
O_2 %	30,69 (21,82)	25,80 (20,63)	28,3 (20,2)
O_2 mg/l	3,45 (3,09)	2,47 (2,31)	2,47 (2,05)
N-NH_4 mg/l	2,70 (1,15)	1,95 (1,31)	2,47 (1,36)
N-NO_3 mg/l	0,13 (0,13)	0,09 (0,06)	0,09 (0,07)
P-PO_4 mg/l	0,31 (0,30)	0,38 (0,49)	0,57 (0,64)
SO_4 mg/l	8,84 (17,32)	33,10 (51,21)	92,64 (45,55)
Barwa mg Pt/l	223,75 (153,77)	117,41 (63,34)	129,42 (48,56)
Ca^{2+} mg/l	26,30 (34,78)	85,90 (55,23)	110,47 (62,42)
Mg^{2+} mg/l	2,81 (2,96)	6,19 (4,09)	7,88 (4,89)
Fe mg/l	0,58 (1,10)	6,21 (22,59)	0,30 (0,81)
Na^{+} mg/l	5,10 (2,85)	7,12 (2,71)	9,05 (2,71)
K^{+} mg/l	4,99 (3,58)	3,17 (2,24)	4,16 (3,38)

Kanoniczna analiza korespondencji (CCA) zastosowana w celu bezpośredniej korelacji brioflory i ramienic ze zmiennymi środowiskowymi pokazała, iż większość gatunków ramienic była silnie skorelowana z zasobami jonów mineralnych tj. wapniem, magnezem i sodem (Ryc.17) Wśród analizowanych parametrów konduktywność, pH,

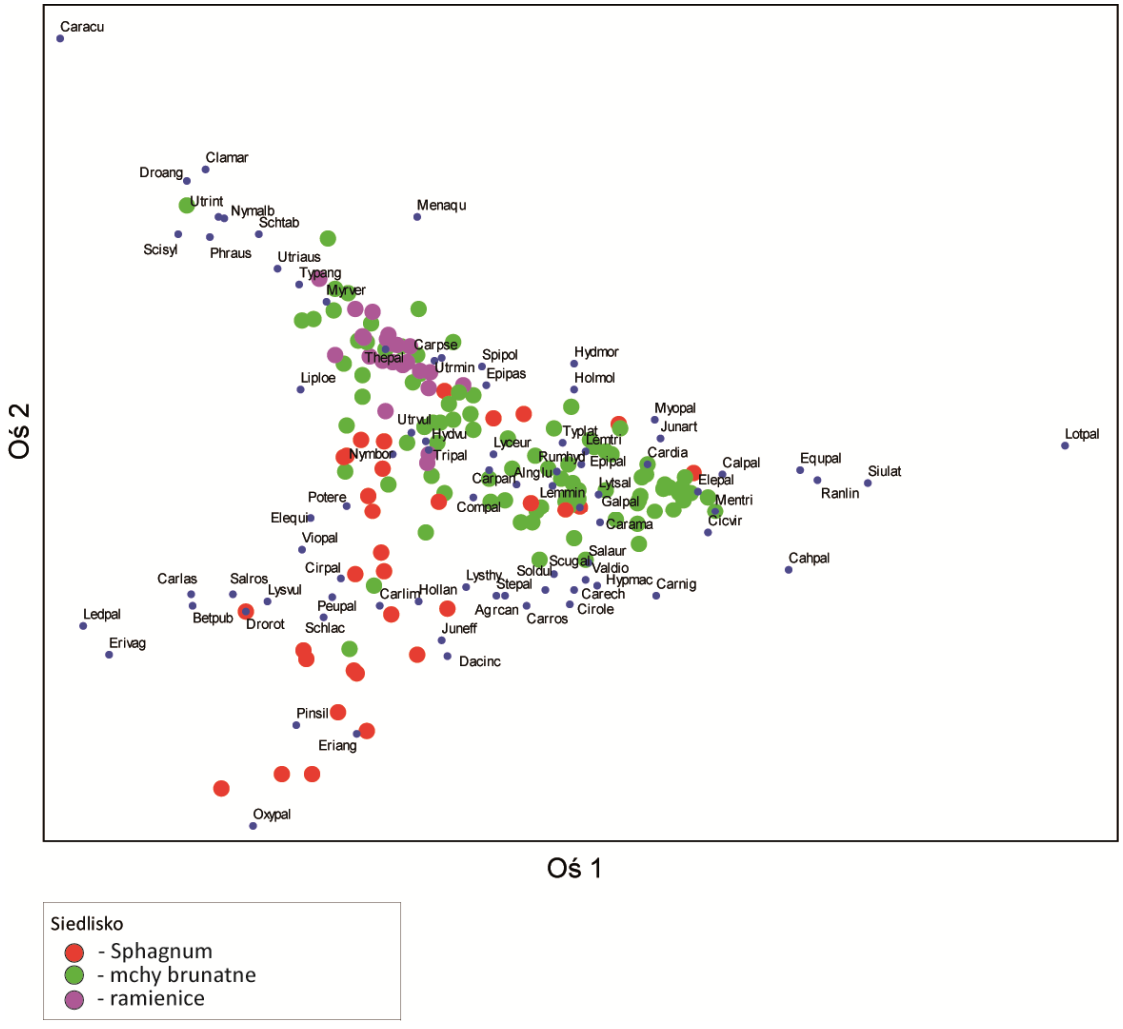
SO_4, NO_3, Ca, Mg, Na, K oraz DWT wykazały istotność statystyczną w teście permutacyjnym Monte Carlo na poziomie $p<0,05$ oraz stanowiły 22,1% wariancji tłumaczonej (Zał. A.8.1). Parametry te najsilniej wpływały na rozmieszczenie brioflory i ramienic na badanych torfowiskach minerotroficznych. Większość gatunków mchów brunatnych, była związana ze średnimi wartościami analizowanych parametrów. Diagram CCA pokazuje, że gatunki kwaśnolubne w tym przede wszystkim mchy torfowce preferowały siedliska nieco bardziej przesuszone o wysokiej wartości barwy wody ale również o wyższej zawartości tlenu.



Ryc. 17. Diagram kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla gatunków mchów brunatnych i ramienic względem parametrów fizyczno-chemicznych wody. Wytłumaczenie skrótów nazw gatunkowych jak na ryc 16.

2.2. Flora naczyniowa

Flora naczyniowa przeanalizowana z wykorzystaniem nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) prezentuje gradientowy układ względem pomierzonych parametrów środowiska. Długość uzyskanego gradientu dla roślin naczyniowych wyniosła 4.76 SD (Tab.4). Wartości własne osi wskazują, że gradient reprezentowany przez pierwszą oś ordynacyjną różnicował występowanie gatunków, gdyż jego wartość własna jest większa, niż 0,5. (Zał. A.6.3). W tym przypadku pierwsza oś ordynacyjna tłumaczy 7,6% zmienności, a oś druga 6,5%.



Ryc. 18. Diagram nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) prezentujący rozmieszczenie gatunków roślin naczyniowych oraz ramienic w przestrzeni ordynacyjnej.

W dolnej części diagramu DCA (Ryc.18) znajdują się gatunki roślin znane z siedlisk kwaśnych, związane z biotopami torfowcowymi tj: *Oxycoccus palustris, Eriophorum vaginatum, E. angustifolium, Ledum palustre, Drosera rotundifolia*. Na diagramie zauważalne jest przejście z siedlisk kwaśnych, przeważnie terrestrycznych po siedliska alkaliczne, silniej zanurzone, często tworzące szuwary. W górnej części diagramu pojawia się kalcyfilna kłoć wiechowata (*Cladium mariscus*), tworząca szuwary trzcina (*Phragmites australis)*, pałka wąskolistna (*Typha angustifolia)* oraz sit Tabernamontanna (*Schoenoplectus tabernamontani)*, współwystępujący często z kłocią wiechowatą. W centralnej części diagramu znajdują się gatunki towarzyszące mchom brunatnym, gdzie najczęściej były to rośliny płytko zanurzone w wodzie tj. np. *Comarum palustre, Cardamine amara, Sium latifolium, Lycopus europaeus.* Korelacja wartości własnych osi 1 z pomierzonymi zmiennymi środowiskowymi pokazała najwyższe wartości dla jonów siarczanowych oraz w mniejszym stopniu żelaza, barwy oraz przewodności elektrolitycznej (Tab.8). W przypadku osi 2 najwyższy stopień korelacji wykazano dla przewodności elektrolitycznej, pH, Ca, Mg oraz ponownie siarczanów. Oś 2 zatem można identyfikować z gradientem żyzności natomiast oś pierwsza jest interpretacyjnie niejednoznaczna, co potwierdzają niewielkie wartości uzyskanych korelacji.

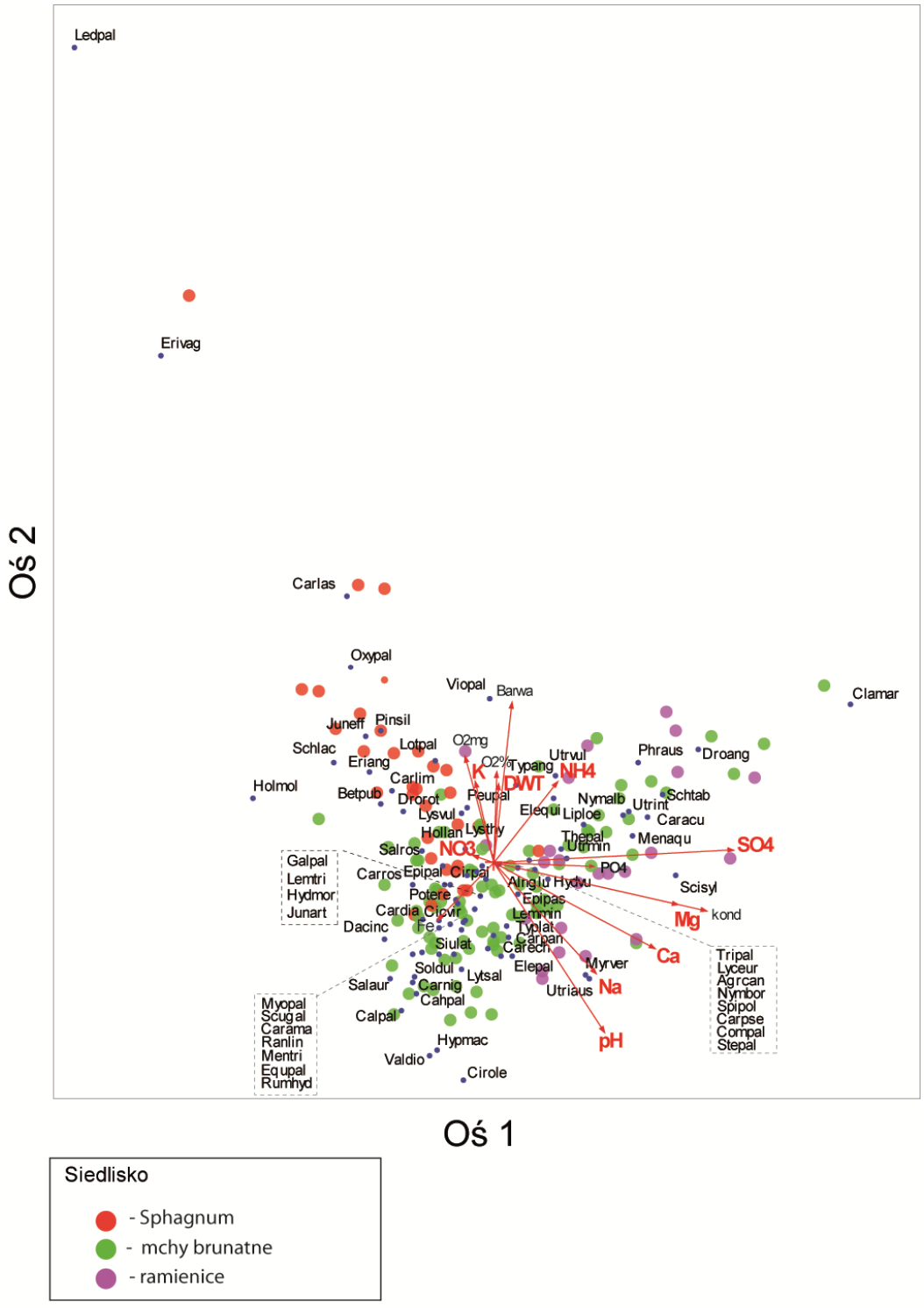
Tab.8. Wynik analizy korelacji Pearsona dla zbioru danych rośliny naczyniowe oraz 3 osi ordynacyjnych DCA. Wytłuszczone współczynniki korelacji są istotne z $p<0,05$.

Zmienna	**Rośliny naczyniowe**		
	Oś1	Oś2	Oś3
DWT	-0,1	-0,15	**0,54**
pH	**0,19**	**0,60**	**-0,2**
Kond µS/cm	**-0,29**	**0,65**	0
O_2%	**-0,21**	**-0,17**	**-0,45**
O_2 mg/l	**-0,18**	**-0,28**	**-0,4**
NH_4 mg/l	**-0,26**	0,09	**0,21**
NO_3 mg/l	-0,04	-0,03	**0,24**
PO_4 mg/l	**-0,18**	**0,40**	0,11
SO_4 mg/l	**-0,47**	**0,65**	-0,05
Barwa mg Pt/l	**-0,33**	**-0,27**	0,14
Ca^{2+} mg/l	-0,08	**0,56**	0,03
Mg^{2+} mg/l	**-0,23**	**0,56**	-0,12
Fe mg/l	**0,28**	-0,04	0,07
Na^{+} mg/l	-0,05	**0,51**	0,06
K^{+} mg/l	-0,14	-0,09	0,07

Kanoniczna analiza zgodności (CCA) wykazała, że osiem spośród piętnastu zmiennych jest istotnie skorelowanych z modelem rozmieszczenia gatunków w przestrzeni. Test permutacyjny Monte Carlo dla 999 permutacji pozwolił stwierdzić, że na poziomie istotności $p<0,05$ są to SO_4, DWT, pH, Na, Mg, Ca, NO_3 oraz K (Zał. A.8.2). Analizowane zmienne tłumaczą 20,3% wariancji.

Diagram CCA (Ryc.19) obrazuje zwartą strukturę poszczególnych taksonów roślin naczyniowych na tle zajmowanych przez nich siedlisk. Kolorowymi punktami oznaczono stanowiska, w których dominowała jedna w wyróżnionych klas siedliskowych: Sphagnum, mchy brunatne, ramienice. Wiele gatunków roślin skoncentrowało się w centralnej części diagramu. Daje to informacje o tym iż, większość gatunków w analizowanym zbiorze preferuje siedliska o średniej zawartości związków mineralnych i biogenów oraz zakwaszeniu okołoneutralnym. Cześć z gatunków zlokalizowanych po prawej stronie pierwszej osi porządkowania występowała w miejscach o podwyższonej zawartości jonów w siedlisku tj. *Cladium mariscus, Mentha aquatica, Myriophylum verticillatum, Utricularia australis, Schoenoplectus tabernamontanii* i *Utricularia minor*. Gatunki te współtowarzyszyły w tworzeniu pła m.in. ramienicom oraz częściowo mchom brunatnym. Po lewej, górnej stronie diagramu znalazły się gatunki skorelowane z większą wartością barwy wody, preferujące siedliska kwaśne tj. *Oxycoccus palustris, Eriophorum angustifolium, Carex limosa, Lysymachia thyrsiflora, Peucedanym palustre*.

Interesującą obserwacją jest fakt, że rośliny naczyniowe wykazały zależność pomiędzy podobnymi czynnikami fizyczno-chemicznymi jak w przypadku brioflory i ramienic. Analiza istotności z wykorzystaniem testu permutacyjnego Monte Carlo dla brioflory i czynników środowiska wskazała dziesięć z analizowanych parametrów istotnie wpływających na ich występowanie na torfowiskach minerotroficznych, natomiast dziewięć parametrów ograniczało obecność roślin naczyniowych. W obu przypadkach niewielkie znaczenie odgrywały biogeny tj. azot i fosfor. Właściwie jedynie azot azotanowy wyodrębniał się jako czynnik istotny statystycznie. W żadnym przypadku nie zaobserwowano zależności między jonami fosforanowymi oraz amoniakiem. Duże znaczenie również odegrały siarczany, które były istotne w obu analizowanych przypadkach.



Ryc. 19. Diagram kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla roślin naczyniowych oraz zmiennych hydrochemicznych wód torfowiskowych.

3. Ameby skorupkowe i gradienty środowiskowe

Dane dotyczące rozmieszczenia ameb skorupkowych względem gradientów środowiska zostały przedstawione dla trzech niezależnych zbiorów danych. Nietendencyjna analiza zgodności (DCA) została zastosowana początkowo do wszystkich analizowanych stanowisk, a następnie w celu określenia wewnętrznej struktury mikrosiedlisk, dane zostały podzielone na dwie klasy siedliskowe w oparciu o analizę roślinności tj: Sphagnum oraz mchy brunatne/ramienice. Grupa mchy brunatne, została połączona z wcześniej wydzieloną grupą ramienice, ze względu na współwystępowanie ze sobą w środowisku czego nie obserwowano w przypadku grupy Sphagnum oraz ze względu na podobne wyniki analiz fizyczno-chemicznych w obrębie poszczególnych grup.

3.1. Analiza porządkowania ameb skorupkowych we wszystkich analizowanych stanowiskach

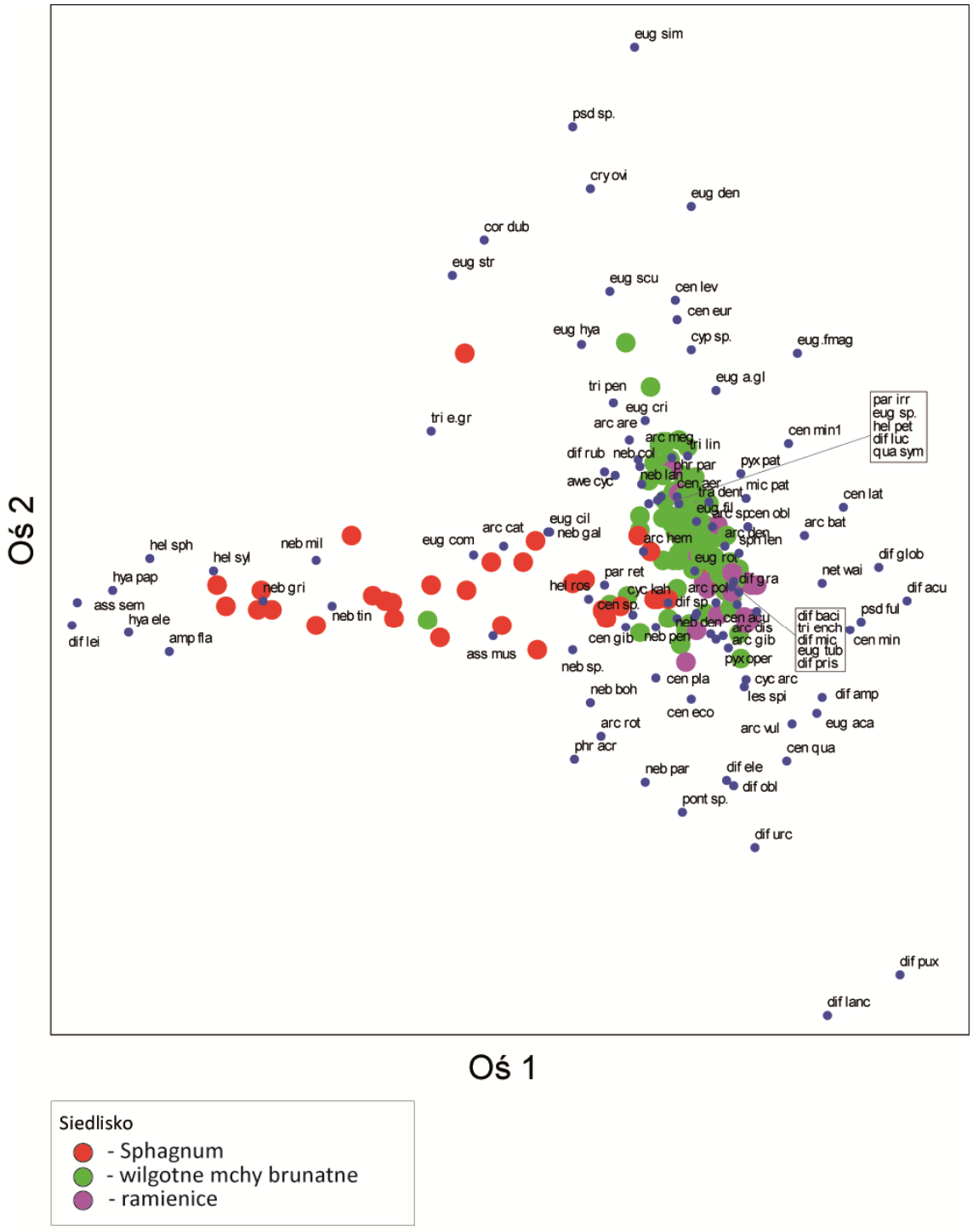
Rezultaty porządkowania taksonów ameb skorupkowych z zastosowaniem nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) przedstawia rycina 20. Długość gradientu ekologicznego równała się 4,16 SD. Procent wyjaśniania zmienności trzech osi wynosił odpowiednio 15,2, 6,6 oraz 4 (Tab. 9). Pierwsza oś DCA jest istotnie skorelowana z zawartością wapnia oraz przewodnością elektrolityczną (Tab.10). Odzwierciedla ona gradient przebiegający od siedlisk o silnie kwaśnych wodach i mniejszym stężeniu jonów mineralnych po siedliska alkaliczne, bogate w jony mineralne. Druga oś DCA jest słabo skorelowana z poziomem wody gruntowej (DWT). Gradient wzdłuż drugiej osi jest wyrażony słabiej w efekcie czego jest trudny do bezpośredniej interpretacji.

Po lewej stronie diagramu DCA skoncentrowały się stanowiska o charakterze kwaśnym, głównie siedliska z udziałem mchów torfowców (Ryc. 20). W tych miejscach zgrupowały się takie gatunki ameb skorupkowych jak: *Assulina seminulum, Difflugia leidyi, Heleopera sylvatica, Nebela militaris, Hyalophenia papilio, Nebela tincta*. Liczba taksonów ameb skorupkowych zauważalnie rośnie w kierunku prawej strony diagramu, gdzie zmieniają się warunki siedliskowe. Zdecydowanie większa liczba taksonów skupiła się w obrębie stanowisk z udziałem mchów brunatnych i ramienic po prawej stronie diagramu. W grupie tej znajduje się wiele gatunków z rodzaju *Difflugia* sp, *Arcella sp*. oraz *Centropyxis sp.*

Wyniki przeprowadzonej analizy DCA wskazują na znacznie większą różnorodność gatunkową ameb skorupkowych w siedliskach z udziałem mchów brunatnych i ramienic aniżeli w siedliskach z przewagą mchów torfowców. Ameby skorupkowe rozmieszczone są głównie wzdłuż gradientu żyzności. Nie zaobserwowano wyodrębniania się grup siedliskowych. Przejście gradientu ma charakter raczej łagodny od siedlisk kwaśnych po siedliska alkaliczne o nieco wyższym poziomie wody.

Tab. 9. Rezultaty nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla 3 zbiorów danych względem 3 pierwszych osi porządkowania.

Typ siedliska	długość gradientu			Procent wyjaśniania zmienności osi		
	Oś 1	**Oś 2**	**Oś 3**	**Oś 1**	**Oś 2**	**Oś 3**
wszystkie stanowiska	4,160	3,059	4,766	15,2	6,6	4,0
mchy brunatne/ramienice	3,425	3,323	1,806	10,9	7,5	4,3
Sphagnum	3,297	4,269	2,595	17,5	10,5	5,2



Ryc. 20. Diagram analizy DCA dla ameb skorupkowych względem 2 osi ordynacyjnych dla wszystkich badanych stanowisk i typów mikrosiedlisk. Wyjaśnienie skrótów nazw gatunkowych ameb skorupkowych znajduje się w załączniku A.9.

Tab. 10. Wynik analizy korelacji Pearsona dla danych środowiskowych oraz 3 osi ordynacyjnych DCA. Wytłuszczone współczynniki korelacji są istotne z $p<0.05$.

Zmienna	**Wszystkie stanowiska**			**Mchy brunatne**			**Sphagnum**		
	Oś1	Oś2	Oś3	Oś1	Oś2	Oś3	Oś1	Oś2	Oś3
DWT	**-0,33**	**0,31**	0,14	**0,30**	0,10	-0,15	0,21	**0,35**	**0,50**
pH	**0,62**	**-0,17**	0,00	**-0,26**	0,12	**-0,25**	0,25	-0,20	-0,03
Kond µS/cm	**0,51**	0,05	0,00	-0,01	**0,30**	**-0,76**	**0,60**	0,21	0,07
O_2%	**-0,19**	**-0,23**	-0,09	**-0,19**	**-0,38**	0,06	-0,28	-0,09	**-0,43**
O_2 mg/l	**-0,27**	**-0,20**	-0,14	-0,18	**-0,38**	0,08	-0,33	-0,04	**-0,43**
NH_4 mg/l	-0,11	-0,11	-0,08	-0,13	0,16	-0,25	-0,16	-0,09	0,08
NO_3 mg/l	-0,10	0,02	-0,08	-0,07	0,08	-0,03	0,20	**0,38**	0,22
PO_4 mg/l	**0,17**	**-0,24**	-0,14	**-0,28**	0,08	**-0,22**	0,30	0,14	0,18
SO_4 mg/l	**0,36**	**-0,20**	-0,03	**-0,23**	0,17	**-0,63**	0,26	-0,15	-0,30
Barwa mg Pt/l	**-0,45**	-0,01	0,15	0,03	-0,16	**-0,23**	-0,24	-0,05	0,03
Ca^{2+} mg/l	**0,50**	0,16	-0,04	0,14	**0,28**	**-0,66**	**0,44**	0,16	-0,02
Mg^{2+} mg/l	**0,39**	0,08	-0,03	0,05	0,10	**-0,68**	**0,42**	0,13	-0,01
Fe mg/l	0,10	0,02	-0,09	0,03	0,06	0,17	0,07	0,06	0,31
Na^+ mg/l	**0,49**	**0,16**	0,04	0,08	**0,43**	**-0,43**	**0,58**	0,26	0,10
K^+ mg/l	**-0,19**	0,11	-0,09	0,12	0,11	-0,17	-0,15	0,08	0,03

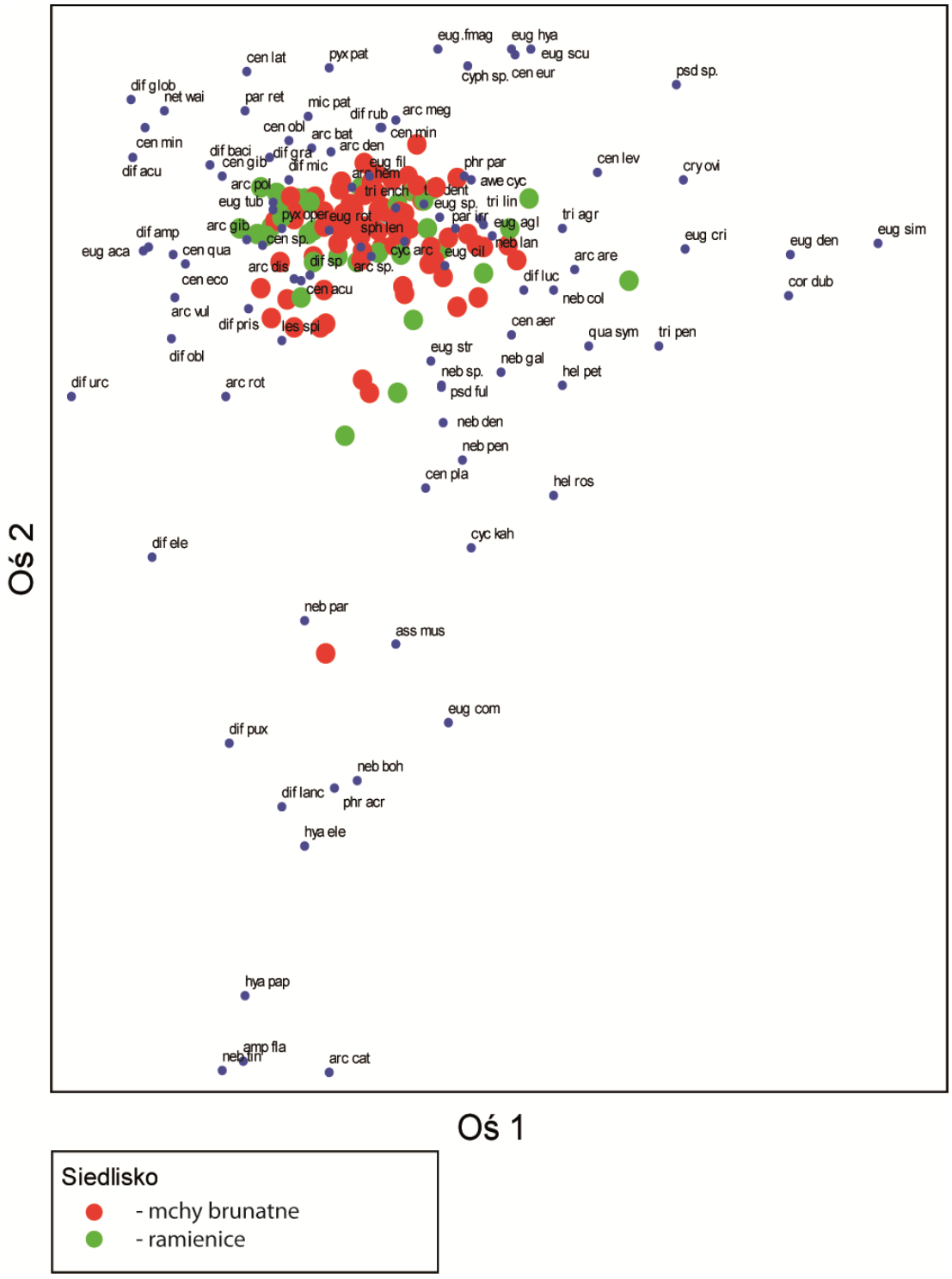
3.2. Analiza porządkowania ameb skorupkowych w relacji do siedlisk mchów brunatnych i ramienic

Dane protistologiczne zgromadzone dla siedlisk mchów brunatnych i ramienic zostały przeanalizowane przy użyciu nietendencyjnej analizy zgodności (DCA), której rezultat przedstawia rycina 21. Gradient środowiskowy uzyskany dla tego zbioru danych był krótszy w stosunku gradientu we wszystkich analizowanych stanowiskach i wynosił 3,425 SD (Tab.4). Procent wyjaśniania zmienności trzech osi wynosił odpowiednio 10,9, 7,5 oraz 4,3 (Tab.9). Analiza korelacji Pearsona przeprowadzona dla wartości własnych osi z analizowanymi zmiennymi środowiskowymi wskazała niewielką ilość istotnych współzależności. Stwierdzono słabą dodatnią korelację osi pierwszej z DWT (r=0,30) oraz ujemną z fosforanami (-0,28). Druga oś była słabo skorelowana z jonami sodu (r=0,43), konduktywnością (r=0,38) oraz ujemnie z tlenem (r=-0,38) (Tab.10).

Wykres analizy DCA prezentuje rozproszony układ poszczególnych gatunków ameb skorupkowych względem gradientów środowiska. Korelacja parametrów fizyczno-chemicznych z wartościami własnymi osi wykazała, że oś pierwsza związana jest z gradientem poziomu wody i wilgotności, natomiast oś druga z gradientem

żyzności. Jak można zauważyć na diagramie (Ryc.21), większość taksonów ameb związana była z siedliskami wilgotnymi z podwyższoną ilością składników mineralnych. W grupie tej znalazło się wiele gatunków z rodzaju *Difflugia, Arcella*, *Centropyxis* oraz *Euglypha*. Siedliska (klasy siedliskowe) wyróżnione w oparciu o analizę flory zostały oznaczone kolorowymi punktami (Ryc.21). Grupa ramienice, znalazła się na skraju gradientu wilgotności oraz zawartości jonów. W tych miejscach występowały m.in.: *Centropyxis minuta, Netzelia wailesi, Pareuglypha reticulata, Euglypha acantophora.* W kierunku prawej strony diagramu rozciągają się siedliska z udziałem mchów brunatnych średnio wilgotnych aż po siedliska przesuszone. Tego typu miejsca były najchętniej zajmowane przez takie taksony jak np.: *Corythion dubium, Euglypha cristata, Euglypha simplex, Euglypha dentistoma, Trigonopyxis arcula, Trinema penardi*. W dolnej części diagramu znajdują się taksony, które można zaobserwować w siedliskach mchów torfowców. Ich obecność w próbach była z reguły niewielka lub też przypadkowa. Niemniej jednak część prób pochodziła ze stref przejścia pomiędzy mchami brunatnymi i Sphagnum dlatego też ich stwierdzenie w tych siedliskach było prawdopodobne.

Analiza DCA pokazała, że znacznie większa różnorodność ameb skorupkowych koncentruje się w siedliskach wilgotnych z udziałem mchów brunatnych oraz ramienic. Ameby skorupkowe realizują dwa gradienty w siedliskach mszarnych – gradient żyzności (związany z pH i Ca) oraz gradient wilgotności. Przejście pomiędzy skrajnymi biotopami jest płynne bez tworzenia się izolowanych grup.

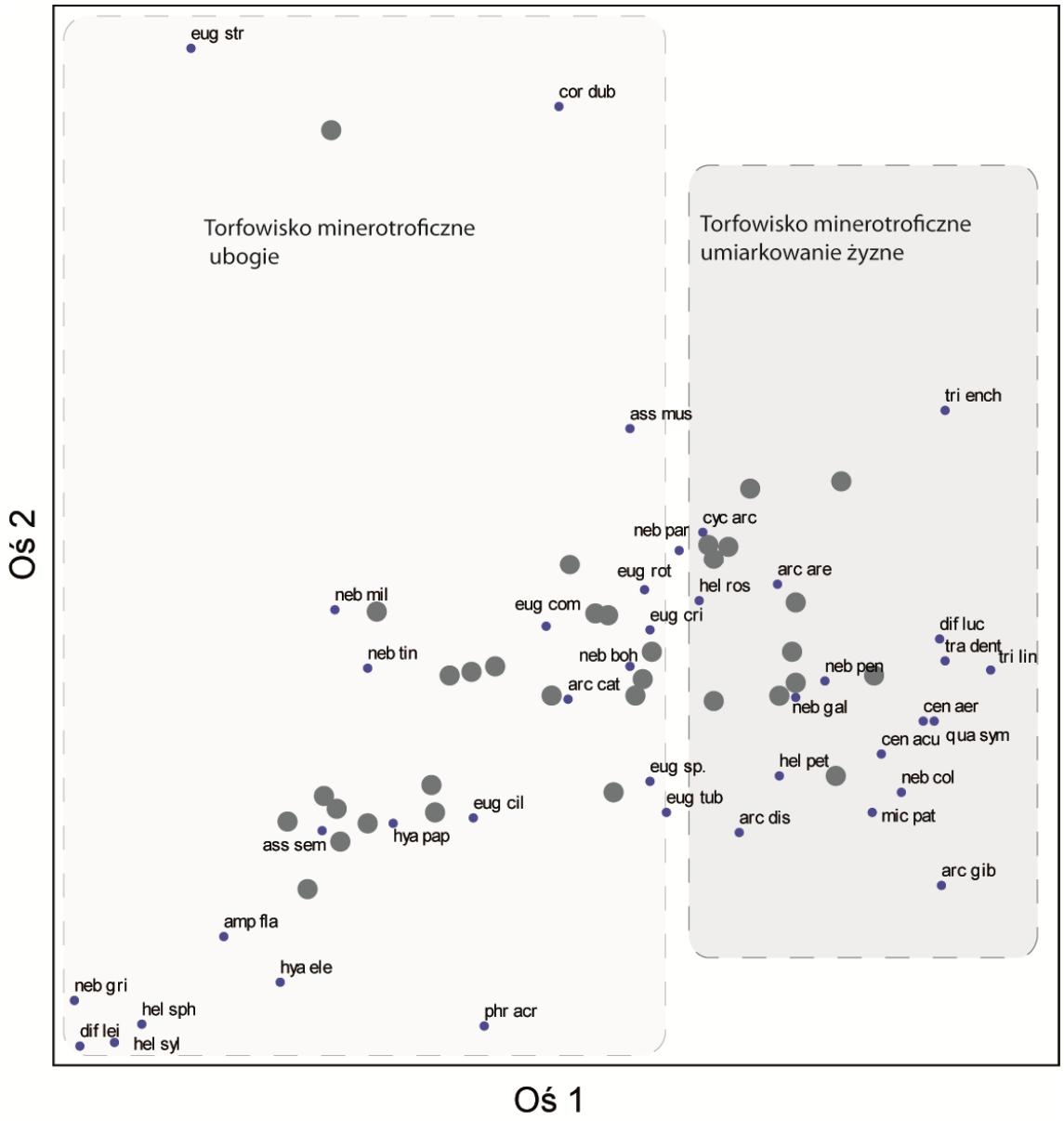


Ryc. 21. Diagram DCA dla ameb skorupkowych dla zbioru danych z udziałem mchów brunatnych.

3.3. Analiza porządkowania ameb skorupkowych w relacji do mikrosiedlisk mchów torfowców (*Sphagnum*)

Wynik nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla ameb skorupkowych w siedliskach mchów torfowców (Sphagnum) przedstawia ryc. 22. Długość gradientu uzyskanego dla danych siedlisk torfowcowych wynosiła 3,23 SD. Procent wariancji tłumaczonej dla trzech osi ordynacyjnych wynosił odpowiednio 17,5, 10,5, 5,2 (Tab.9). Oś 1 była istotnie, dodatnio skorelowana z przewodnością elektrolityczną (r=0,60), jonami sodu (r=0,58) oraz jonami wapnia i magnezu (r=0,44, r=0,42) (Tab.10). Oś druga była słabo skorelowana z poziomem wody gruntowej (r=0,35) oraz z NO_3 (r=0,38) (Tab.10).

Jak można zauważyć na rycinie 22, gradient żyzności rozciąga się od lewej do prawej strony diagramu. W próbach analizowane były różne gatunki mchów torfowców, które posiadają odmienne wymagania ekologiczne. Wśród obserwowanych gatunków można wyróżnić takie, które zajmują siedliska kwaśne tj: *Sphagnum fallax, Sphagnum magellanicum, Sphagnum angustifolium* oraz obojętne oraz słabo kwaśne tj. *Sphagnum teres*, *Sphagnum warnstorfii* i *Sphagnum russowii.* W siedliskach kwaśnych i ubogich w związki mineralne stwierdzono takie taksony jak: *Nebela griseola, Difflugia leidyi, Heleopera sphagni, Heleopera sylvatica, Hyalosphenia elegans, Amphitrema flavum, Assulina seminulum, Hyalosphenia papilio, Nebela militaris, Nebela tincta.* Na drugim końcu gradientu w siedliskach, mniej kwaśnych lub około obojętnych znalazły się takie gatunki jak np: *Difflugia lucida, Centropyxis aerophila, Quadrurella symmetrica, Nebela colaris, Microchlamys patella, Nebela galeata, Nebela penardiana*. Wśród gatunków posiadających wymagania wobec siedlisk suchych, można wyróżnić *Corythion dubium*, *Euglypha strigosa* oraz *Assulina muscorum*.



Ryc. 22. Diagram DCA dla ameb skorupkowych względem siedlisk z udziałem mchów torfowców *Sphagnum*.

Analiza parametrów fizyczno-chemicznych wody w obrębie siedlisk dwóch klas siedliskowych (mchy brunatne/ramienice oraz Sphagnum) wykazała, że miejsca z udziałem mchów torfowców Sphagnum sp. posiadały w większości przypadków niższe wartości badanych zmiennych niż w przypadku grupy B (mchy brunatne/ramienice) Tab.11. Niemniej jednak grupa A wyróżniała się wyższą koncentracją potasu (4,99 mg/l), amoniaku (2,7 mg/l), tlenu rozpuszczonego (30,6 %) oraz barwy wody (223,75 mg Pt/l) (Tab.11). Wysoka wartość barwy wody informuje o większym stężeniu kwasów humusowych w mikrosiedliskach Sphagnum. Duże stężenie kwasów

humusowych przyczyniło się również do niższej wartości pH (5,3) w tych siedliskach podczas gdy w biotopach mchów brunatnych pH wynosiło 6,4.

Tab.11. Średnie wartości parametrów fizyczno-chemicznych wód gruntowych dla dwóch klas siedliskowych.

Parametr	Grupa A *Sphagnum* *N=33*	Grupa B mchy brunatne/ramienice N=114
DWT	7,8182	0,1535
pH	5,3918	6,4970
Kond µS/cm	155,5306	464,7132
O_2%	30,6939	25,6965
O_2 mg/l	3,4509	2,3985
NH_4 mg/l	2,7073	2,1389
NO_3 mg/l	0,1361	0,0967
PO_4 mg/l	0,3100	0,4391
SO_4 mg/l	8,8485	43,3509
Barwa mg pt/l	223,7576	120,0702
Ca^{2+} mg/l	26,3076	90,7488
Mg^{2+} mg/l	2,8158	6,5350
Fe mg/l	0,5839	6,1612
Na^{+} mg/l	5,1045	7,5222
K^{+} mg/l	4,9994	3,6585

Nientendencyjna analiza zgodności (DCA) przeprowadzona dla trzech zbiorów danych przedstawia zgrupowania ameb skorupkowych względem analizowanych gradientów środowiska na badanych torfowiskach. Zauważalnie większość taksonów grupuje się wzdłuż dwóch głównych typów gradientów ekologicznych spotykanych na torfowiskach tj.: gradientu wilgotności, związanego z poziomem wód gruntowych (DWT) oraz gradientu żyzności (Ca i pH). Wyżej wymienione gradienty rozciągają są od torfowisk minerotroficznych ubogich (TMU) do torfowisk minerotroficznych skrajnie żyznych (TMSZ). Dane opracowane dla dwóch klas siedliskowych: Sphagnum oraz mchy brunatne/ramienice uwypukliły wymagania poszczególnych taksonów ameb skorupkowych względem tych biotopów. Generalnie siedliska mchów brunatnych i ramienic zajmowane były przez większą liczbę taksonów ameb skorupkowych niż siedliska Sphagnum. Na podstawie uzyskanych wyników można wskazać taksony charakterystyczne dla poszczególnych grup siedliskowych (Tab.12). We wszystkich

przypadkach zaobserwowano, że struktura gatunkowa wzdłuż analizowanych gradientów jest ciągła i nie tworzy odseparowanych grup.

Tab. 12. Dominujące taksony ameb skorupkowych dla dwóch funkcjonalnych klas siedliskowych – Sphagnum i mchy brunatne/ramienice.

Typ mikrosiedliska	*Sphagnum*	Mchy brunatne i ramienice
Gatunki dominujące	*Hyalosphenia papilio*	*Microchlamys patella*
	Archerella flavum	*Paraquadrula irregularis*
	Assulina seminulum	*Centropyxis aculeata*
	Heleopera sphagni	*Tracheleuglypha dentata*
	Nebela tincta	*Arcella discoides*
	Euglypha compressa	*Euglypha filifera*
	Heleopera sylvatica	*Euglypha scutigera*

4. Ameby skorupkowe i zmienne środowiskowe

Długość gradientu uzyskana w wyniku nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla wszystkich analizowanych stanowisk, Sphagnum oraz mchów brunatnych/ramienic wynosiła powyżej 3 SD. Wartość 3 upoważnia do prowadzenia analiz zarówno za pomocą technik ordynacyjnych przeznaczonych dla danych o strukturze jedno modalnej jak i technik liniowych, które powinny dawać podobne rezultaty (ter Braak, Šmilauer 1998).

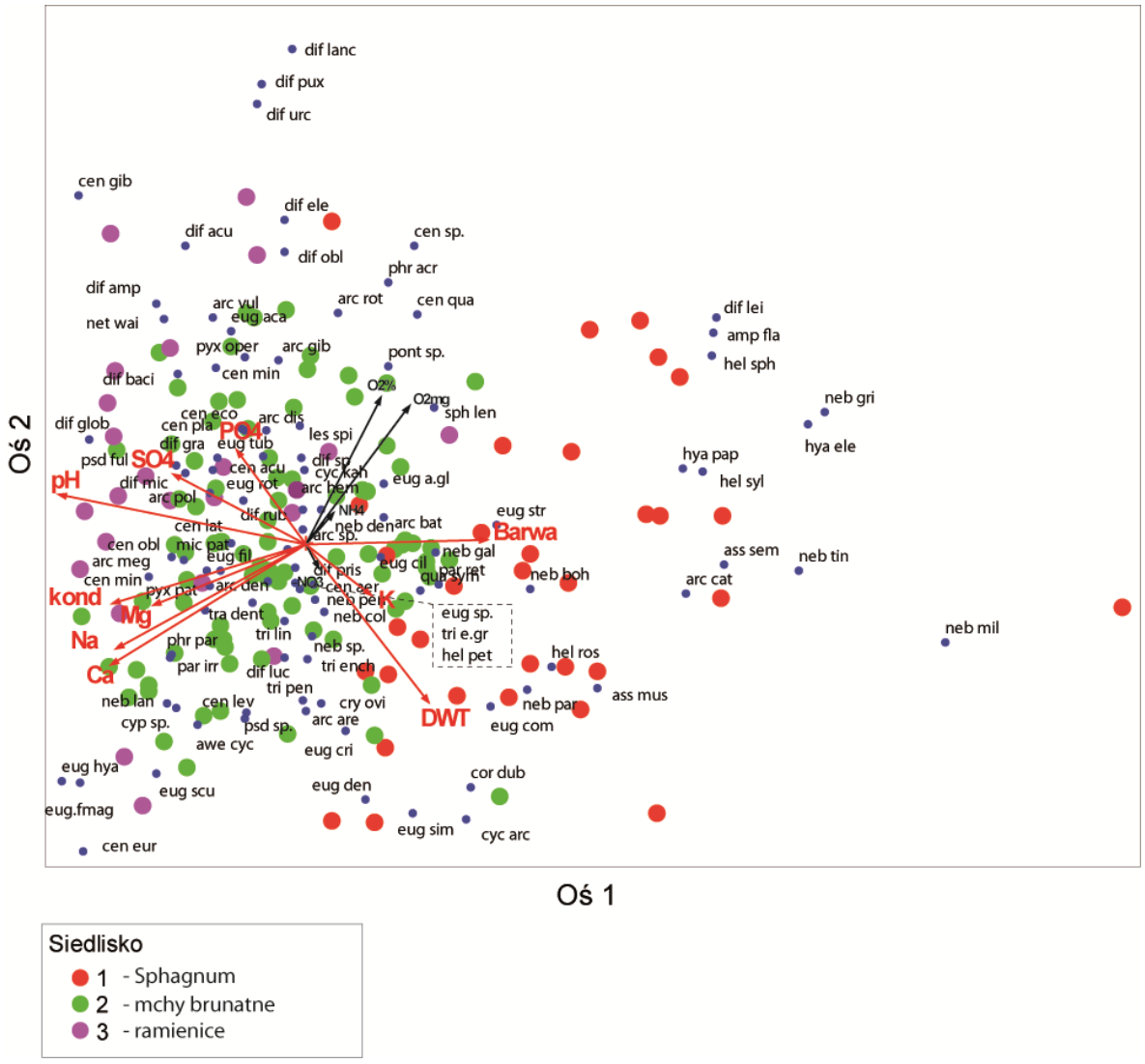
Do określenia związku między zmiennymi środowiskowymi i zgrupowaniami ameb skorupkowych zastosowano kanoniczną analizę zgodności (CCA), która pozwala określić wzorzec zmienności analizowanych danych, który w największym stopniu wyjaśnia relacje ekologiczne. Zbiory danych dotyczące wszystkich analizowanych stanowisk, Sphagnum oraz mchów brunatnych zostały skorelowane z analizowanymi zmiennymi środowiskowymi oraz z poszczególnymi gatunkami mchów brunatnych i ramienic. W drugim przypadku poszczególne gatunki roślin zostały potraktowane jako zmienne siedliskowe i skorelowane następnie ze zbiorem ameb skorupkowych.

4.1. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do wszystkich analizowanych siedlisk

Wynik analizy CCA dla ameb skorupkowych we wszystkich analizowanych stanowiskach prezentuje rycina 23. Pierwsza oś porządkowania wyjaśnia 36,2% zmienności średnich ważonych gatunków w odniesieniu do uwzględnionych czynników siedliska, natomiast oś druga 14,5% (Tab.13). Na podstawie przeprowadzonego testu permutacyjnego Monte Carlo stwierdzono, że występuje istotna zależność pomiędzy pH, poziomem wody gruntowej (DWT), przewodnością elektrolityczną, magnezem, sodem, potasem, jonami siarczanowymi, jonami fosforanowymi oraz barwą wody a rozmieszczeniem taksonów ameb skorupkowych w przestrzeni ordynacyjnej (Tab.14). Procent ogólnej wariancji tłumaczonej dla wszystkich zmiennych fizyczno-chemicznych wyniósł 23,5% (Tab.13).

Tab. 13. Rezultat kanonicznej analizy zgodności (CCA) dla wszystkich badanych stanowisk typów siedlisk zidentyfikowanych w oparciu o nietendencyjną analizę zgodności (DCA).

Siedlisko	Wartość własna			Procent wariancji wyjaśnianej			Procent ogólnej wariancji wyjaśnianej
	Oś 1	**Oś 2**	**Oś 3**	**Oś 1**	**Oś 2**	**Oś 3**	
wszystkie stanowiska	0,343	0,137	0,088	36,2	14,5	9,3	23,5
mchy brunatne/ramienice	0,153	0,121	0,085	22,0	17,5	12,2	25,4
Sphagnum	0,375	0,244	0,193	22,8	14,8	11,7	52,1



Ryc. 23. Diagram kanonicznej analizy zgodności (CCA) dla ameb skorupkowych, powierzchni badawczych oraz zmiennych siedliskowych we wszystkich analizowanych siedliskach torfowiskowych. (strzałki czerwone- zmienne istotnie statystycznie, strzałki czarne – zmienne nieistotne statystyczne, zamieszczone pasywnie).

Diagram CCA prezentuje korelacje poszczególnych taksonów ameb skorupkowych z czynnikami abiotycznymi dla 147 stanowisk badawczych. Kolorowymi punktami wyróżnione w analizie DCA typy mikrosiedlisk (Ryc. 23). Parametry istotne statystycznie zostały oznaczone czerwoną strzałką podczas gdy parametry nieistotne (czarna strzałka) zamieszczono na diagramie pasywnie. Pierwsza oś porządkowania grupuje taksony względem parametru pH, poziomu wody oraz jonów mineralnych. Po lewej stronie diagramu w zasięgu czerwonych punktów znajdują się taksony ameb skorupkowych występujące w warunkach kwaśnych mchów torfowców. Wartość barwy wody jest wysoka, zwiększa się ilość potasu natomiast brak jest substancji mineralnych oraz biogenów. Takie siedliska preferują taksony z rodzaju

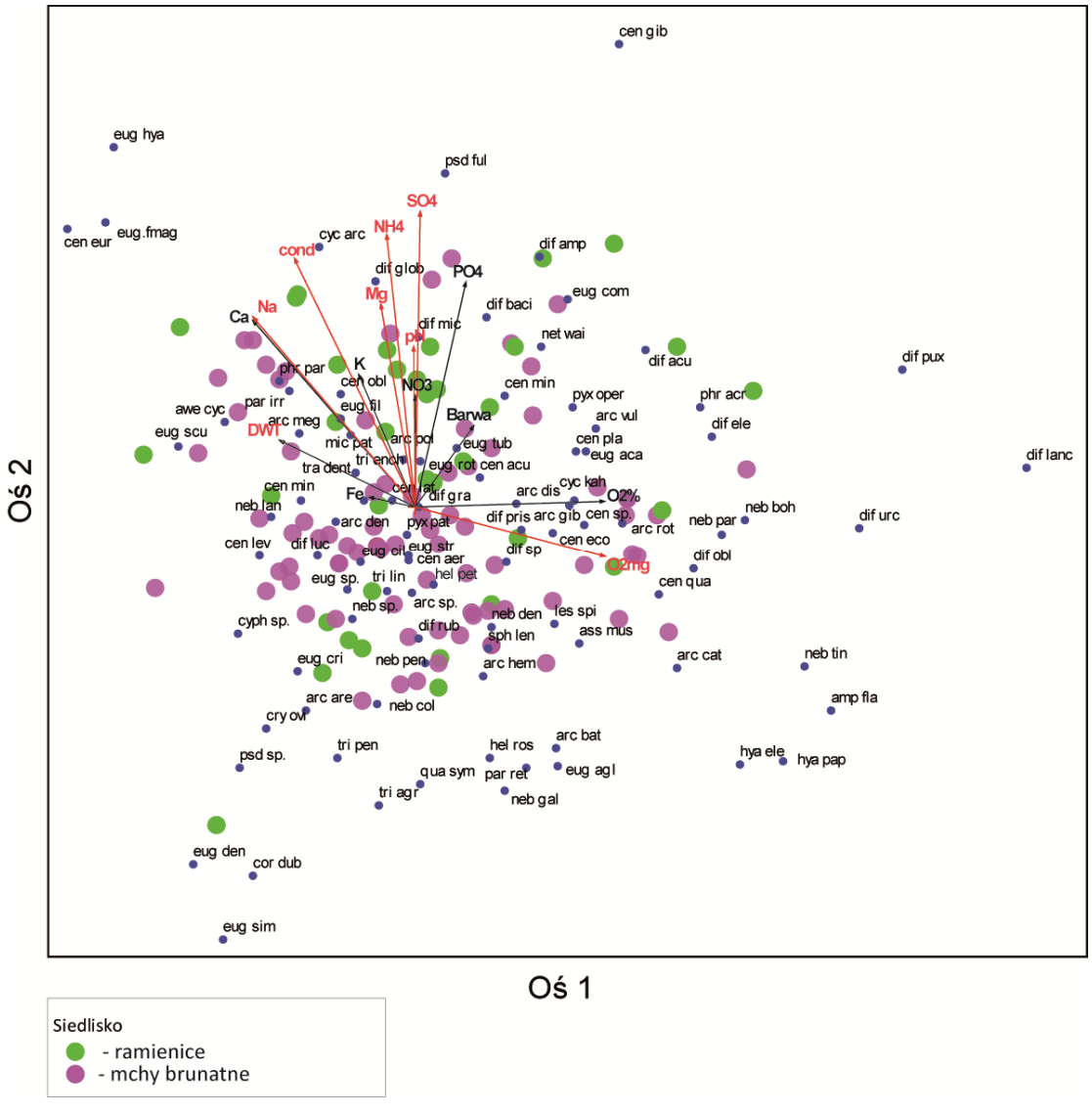
Assulina muscorum, Amphitrema (Archerella) flavum, Hyalosphenia papilio oraz kilka gatunków z rodzaju *Nebela* np.: *Nebela tincta, N. bohemica, N. militaris* oraz *Euglypha np. E. compressa, E. simplex.* Po lewej stronie diagramu znajdują się taksony preferujące podwyższoną wartość rozpuszczonych w wodzie jonów mineralnych, wyższą wartość siarczanów oraz fosforanów. Część gatunków zlokalizowanych w obrębie strzałek oznaczających wapń, magnez oraz sód preferowała warunki minerotroficzne np.: *Paraquadrula irregularis, Microchlamys patella, Arcella megastoma, Centropyxis minuta, Awerintzewia cyclostoma, Euglypha filiera, Pyxidicula patens.* Były to głównie siedliska zdominowane przez mchy brunatne oraz ramienice. W górnej części diagramu tuż obok strzałki wskazującej jony fosforanowe zgrupowały się gatunki zajmujące warunki o wyższej trofii jak *Centropyxis aculeata, Centropyxis minuta, Centropyxis ecornis, C. ecornis var quadripannosa, Centropyxis platystoma* oraz gatunki z rodzaju Difflugia: *Diflugia amphora, Difflugia acuminata, Difflugia baccilifera, Difflugia elegans, Difflugia oblonga, Difflugia urceolata, Difflugia pulex, Difflugia lanceolata.*

Tab. 14. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo z 999 permutacjami dla zbiorów danych: wszystkie stanowiska, mchy brunatne/ramienice, Sphagnum. Wytłuszczeniem oznaczono wartości istotne statystycznie na poziomie p≤0,01.

Zmienna	wszystkie stanowiska (N = 147)			mchy brunatne (N = 114)			Sphagnum (N = 33)		
	λ	**F**	**P**	**λ**	**F**	**P**	**λ**	**F**	**P**
pH	**0,21**	**8,11**	**0,001**	**0,05**	**2,18**	**0,001**	0,07	0,83	0,612
DWT	**0,08**	**3,03**	**0,001**	**0,04**	**1,61**	**0,018**	**0,15**	**1,72**	**0,050**
Kond µS/cm	**0,11**	**4,09**	**0,001**	**0,11**	**4,68**	**0,001**	0,08	0,91	0,537
O2 mg/l	0,04	1,37	0,076	**0,05**	**2,02**	**0,002**	0,12	1,36	0,124
O2 %	0,02	1,15	0,235	0,03	1,36	0,119	0,07	0,75	0,695
Mg^{2+} mg/l	**0,06**	**2,33**	**0,002**	**0,06**	**2,87**	**0,001**	0,12	1,38	0,140
Ca^{2+} mg/l	**0,03**	**1,65**	**0,020**	0,02	1,14	0,240	0,10	1,15	0,287
Fe mg/l	0,03	1,03	0,359	0,03	1,37	0,092	0,12	1,37	0,122
Na^{+} mg/l	**0,07**	**2,78**	**0,001**	**0,06**	**2,51**	**0,002**	**0,27**	**2,85**	**0,001**
K^{+} mg/l	**0,05**	**1,97**	**0,005**	**0,03**	**1,58**	**0,020**	0,07	0,85	0,597
SO_4^{2-} mg/l	**0,06**	**2,71**	**0,001**	**0,07**	**3,19**	**0,001**	0,13	1,38	0,114
PO_3 mg/l	**0,05**	**2,12**	**0,002**	**0,03**	**1,63**	**0,013**	0,08	1,05	0,371
NO_3 mg/l	0,04	1,49	0,068	**0,05**	**2,36**	**0,001**	0,10	1,16	0,245
NH_4 mg/l	0,03	1,44	0,046	0,02	1,14	0,262	0,07	0,73	0,719
Barwa mg Pt/l	**0,07**	**2,82**	**0,001**	**0,04**	**2,01**	**0,002**	0,10	1,17	0,288

4.2. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do siedlisk mchów brunatnych i ramienic

W wyniku wstępnej selekcji czynników siedliskowych dla zbioru danych ameb skorupkowych w siedliskach mchów brunatnych i ramienic, 11 z 15 poddanych analizie parametrów okazało się istotnie skorelowanych z rozmieszczeniem taksonów ameb skorupkowych na badanych powierzchniach. Były to: pH, poziom wody gruntowej (DWT), przewodność elektrolityczna, tlen rozpuszczony (O_2 mg/l), magnez, sód, potas, jony siarczanowe jony fosforanowe, jony amonowe, amoniak oraz barwa wody (Tab.14). Pierwsza oś porządkowania wyjaśnia 22% zmienności średnich ważonych gatunków w odniesieniu do uwzględnionych czynników siedliska, natomiast oś druga 17,5% (Tab.13). Ogólny procent wariancji tłumaczonej dla analizowanych zmiennych wynosi 25,4%.



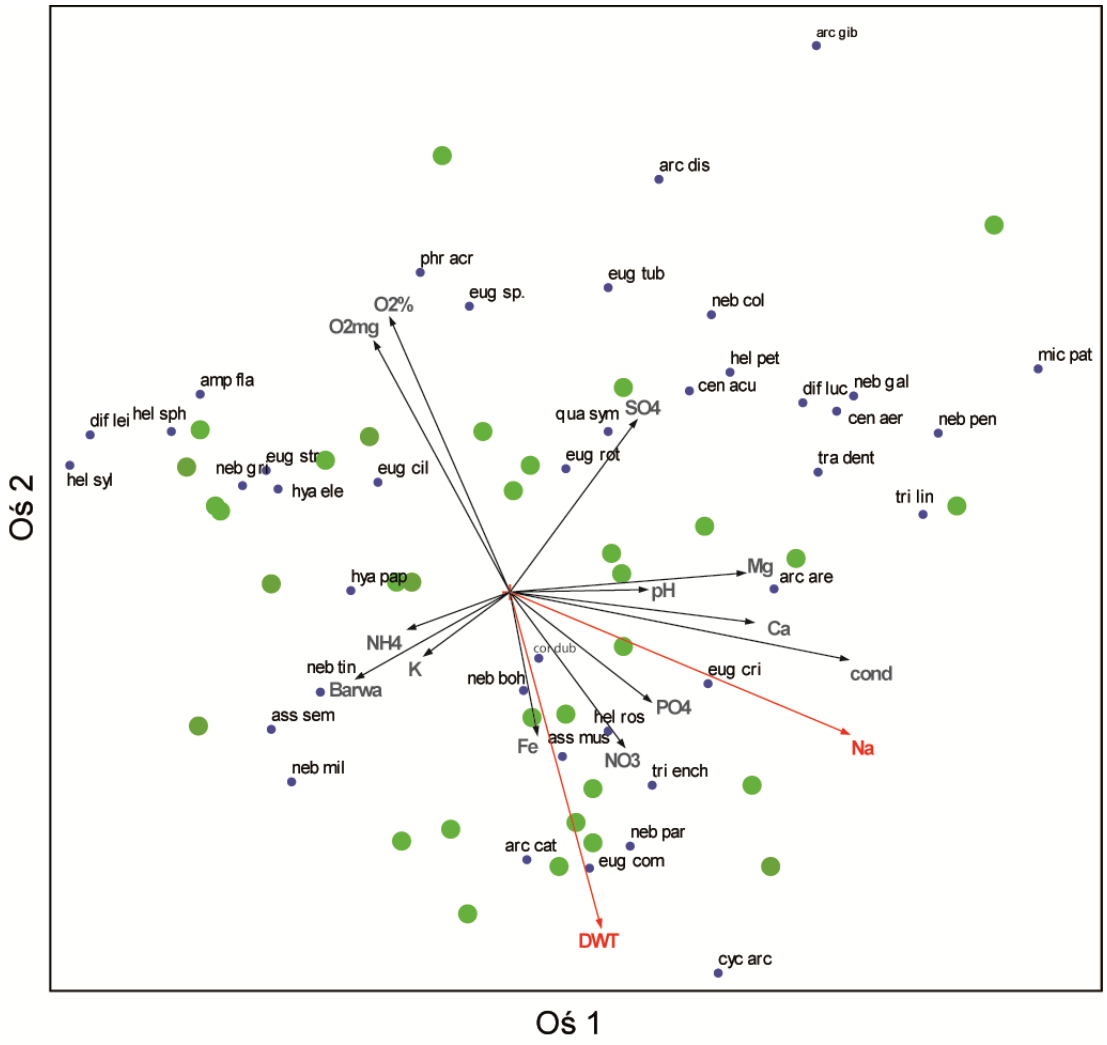
Ryc. 24. Diagram kanoniczej analizy korespondencji (CCA) dla ameb skorupkowych oraz parametrów fizyczno-chemicznych w obrębie siedlisk z udziałem mchów brunatnych.

Rozpatrując diagram analizy CCA należy zwrócić uwagę, że znaczna część gatunków ameb skorupkowych preferowała siedliska o umiarkowanie wysokich wartościach analizowanych parametrów (Ryc.24). Znalazły się one w dolnej części ryciny, podczas gdy większość strzałek wskazujących na siedliska minerotroficzne skierowana jest w górną stronę diagramu. W dolnej części diagramu można odnaleźć gatunki występujące w siedliskach silniej zakwaszonych o niższej zawartości rozpuszczonych jonów. Ich obecność można wytłumaczyć losowością pojawu lub też tym, iż niekiedy próby zbierane były w strefie ekotonalnej, w miejscach przejściowych pomiędzy dwoma przenikającymi się mikrosiedliskami. Tym sposobem taksony te wskazują na diagramie obszar o wyższym stopniu zakwaszenia, podczas gdy górna część diagramu to głównie biotopy ramienicowe i w mniejszym stopniu mszyste. Na diagramie można zaobserwować podobne zależności jak w przypadku danych dla wszystkich analizowanych stanowisk. Taksony tj. *Awerintzewia cyclostoma, Euglypha scutigera, Paraquadrula irregularis, Arcella megastoma, Microchlamys patella, Phryganella paradoxa* wykazały silną korelację z jonami sodu i wapnia. W obrębie siedlisk o wyższej trofii, na co wskazuje wektor jonów siarczanowych rozmieszczone są taksony takie jak: *Difflugia mica, Difflugia bacillariarum, Difflugia amphora, Centropyxis minuta, Pyxidicula operculata, Difflugia acuminata* i *Euglypha tuberculata.* Po prawej stronie diagramu znalazły się taksony m.in.: *Difflugia pulex, D. urceolata, D. oblonga, Centropyxis ecornis var. quadripannosa*, które wykazują związek z siedliskami o wyższym stężeniu tlenu oraz o wyższym poziomie wody.

4.3. Ameby skorupkowe i parametry środowiska w relacji do siedlisk mchów torfowców (*Sphagnum*)

Rycina 25 prezentuje wynik analizy CCA dla zbioru ameb skorupkowych w siedliskach mchów torfowców względem analizowanych parametrów środowiskowych. Procent ogólnej wariancji tłumaczonej dla rozpatrywanych parametrów wyniósł aż 52,1 %. Oś pierwsza wyjaśniała 22,8 % wariancji natomiast oś druga 14,8% (Tab.13). W wyniku testu permutacyjnego Monte Carlo tylko 2 z 15 analizowanych parametrów wykazały istotność statystyczną na poziomie $p \leq 0,05$. Były to takie czynniki jak: DWT oraz sód (Tab.14).

Rycina analizy CCA prezentuje relacje pomiędzy taksonami ameb skorupkowych stwierdzonych w siedliskach mchów torfowców a parametrami środowiskowymi. W lewej części diagramu znalazły się taksony preferujące siedliska torfowisk minerotroficznych ubogich (TMU), gdzie panowały warunki kwaśne, o większej zawartości amoniaku, potasu oraz większej wartości barwy wody i co za tym idzie stężeniu kwasów humusowych. Tego typu siedliska zasiedlały m.in. *Nebela tincta, Assulina seminulum, Nebela militaris, Hyalosphenia elegans, Euglypha cilliata, Nebela griseola, Heleopera sphagni* i *Difflugia leidyi*. Po prawej stronie diagramu zlokalizowane są siedliska torfowisk minerotroficznych umiarkowanie żyznych (TMUZ) (moderately rich fens) o wyższym stężeniu jonów. Tam też widać udział taksonów preferujących siedliska wilgotne i minerotroficzne tj. *Microchlamys patella, Nebela galeata, Difflugia lucida, Centropyxis aerophila, Nebela collaris* i *Arcella arenaria.*



Ryc. 25. Diagram kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla ameb skorupkowych i parametrów środowiska w obrębie siedlisk z udziałem mchów torfowców.

Kanoniczna analiza zgodności (CCA) zastosowana w celu wyjaśnienia relacji pomiędzy amebami skorupkowymi a parametrami środowiskowymi torfowisk minerotroficznych wyszczególniła najważniejsze zmienne środowiskowe różnicujące ich strukturę gatunkową. Parametr poziomu wody gruntowej (DWT) oraz sód okazały się istotne statystycznie we wszystkich 3 przeanalizowanych zbiorach danych. Wśród badanych parametrów, żelazo, amoniak oraz O_2% nie miały istotnego wpływu na strukturę gatunkową ameb skorupkowych w żadnym z rozważanych przypadków. Najwyższe znaczenie dla populacji ameb skorupkowych występujących w siedliskach torfowisk minerotroficznych przypisać należy takim parametrom jak: pH, DWT, konduktywność, zawartość wapnia, magnezu, sodu, potasu, jonów siarczanowych, jonów fosforanowych, jonów azotanowych oraz wartości barwy wody.

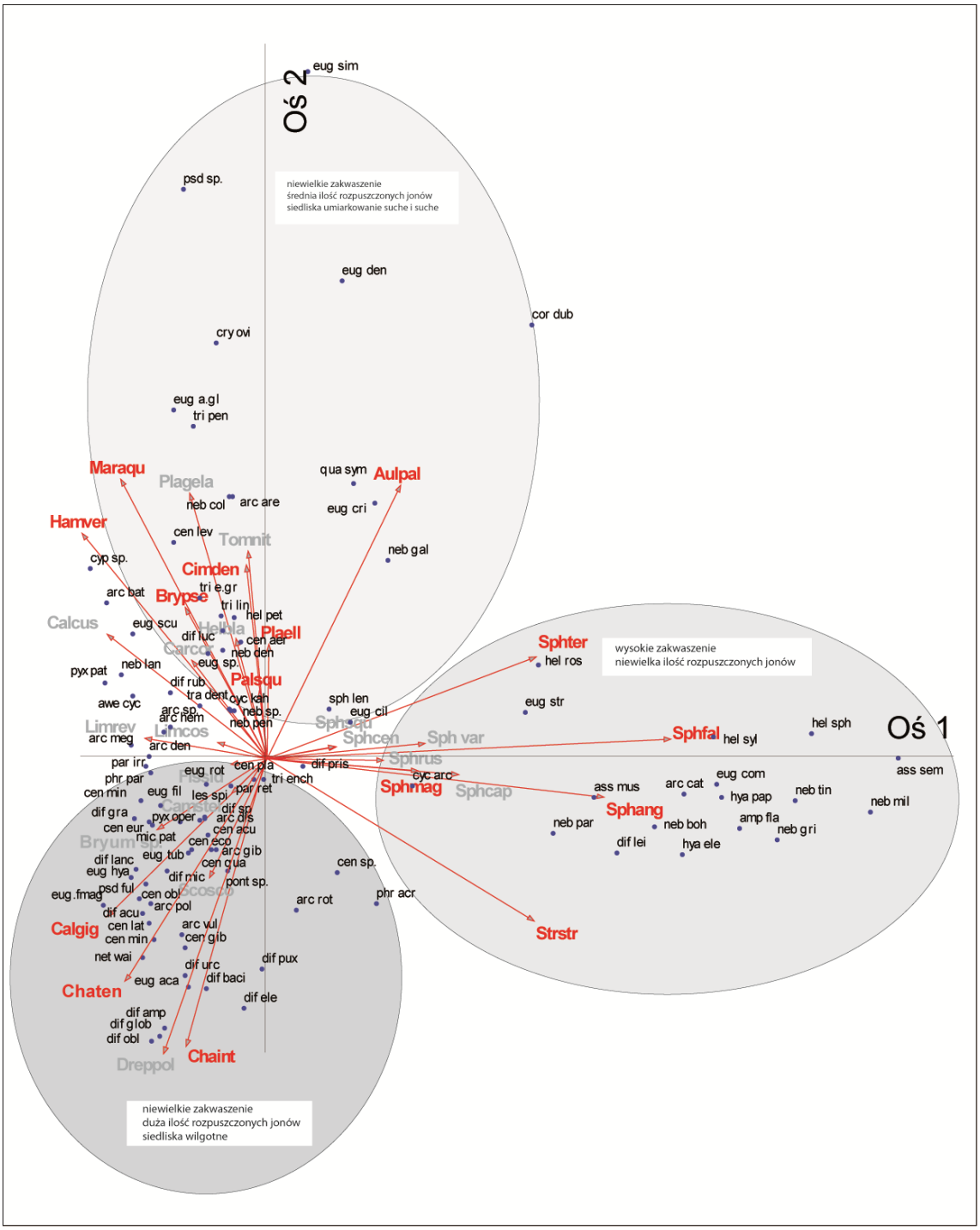
5. Ameby skorupkowe na tle roślinności torfowiskowej

W celu bezpośredniej korelacji danych florystycznych i protistologicznych w przestrzeni ordynacyjnej posłużono się kanoniczną analizą zgodności (CCA). Kompleksową analizę dla wszystkich analizowanych mikrosiedlisk przeprowadzono w oparciu o 101 taksonów ameb skorupkowych i 45 taksonów mchów brunatnych, mchów torfowców oraz ramienic. Zmienne florystyczne tłumaczyły 46,1% zmienności ogólnej wariancji. Pierwsza oś porządkowania wyjaśnia 24,9% zmienności średnich ważonych gatunków w odniesieniu do uwzględnionych czynników siedliska natomiast oś druga 10,5% (Tab.15).

Tab. 15. Wynik kanonicznej analizy zgodności (CCA) dla 4 osi porządkowania danych jakościowych zbioru ameb skorupkowych, brioflory i ramienic.

	Oś 1	**Oś 2**	**Oś 3**	**Oś 4**	**Inercja całkowita**
Wartości własne	0,463	0,196	0,152	0,105	4,025
Korelacje gatunek-środowisko	0,882	0,829	0,831	0,807	
Łączny procent wariancji:					
dla danych gatunkowych:	11,5	16,4	20,2	22,8	
dla danych gatunek środowisko:	24,9	35,4	43,5	49,2	
Suma wszystkich wartości własnych:					4,025
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych:					1,865

Poszczególne taksony mchów brunatnych, ramienic oraz mchów torfowców zostały potraktowane jako zmienne środowiskowe i przeanalizowane pod kątem ich wpływu na strukturę ameb skorupkowych w analizowanym zbiorze. Wśród 45 analizowanych zmiennych 16 gatunków mszaków i ramienic miało istotny wpływ na występowanie ameb skorupkowych na badanych torfowiskach minerotroficznych. Były to takie taksony jak: *Sphagnum fallax, Sphagnum angustifolium, Sphagnum teres, Chara intermedia, Hamatocaulis vernicosus, Aulacomnium palustre, Politrichum commune, Marchantia aquatica, Sphagnum magellanicum, Straminergon stramineum, paludella squarrosa, Climadium dendroides, Chata tenusispinna, Bryum pseudotriquetrum, Plagiothecium elatum i Caliergon giganteum* (Tab.16).



Ryc. 26. Diagram kanonicznej analizy korespondencji dla ameb skorupkowych i mchów brunatnych we wszystkich analizowanych stanowiskach badawczych. Czerwoną czcionką wyróżniono zmienne spełniające warunek istotności statystycznej na poziomie $p<0,05$.

Analizując diagram CCA (Ryc. 26), można zauważyć, że większość strzałek oznaczających, kwaśne siedliska mchów torfowców Sphagnum, skierowana jest w prawą stronę diagramu. Diagram potwierdza wcześniejsze analizy, wskazujące na związek pomiędzy taksonami ameb skorupkowych tj. m.in. *Heleopera sphagni, Hyalosphenia papilio, Nebela tincta, Nebela militaris, Difflugia ledyi, Archerella flavum* z biotopami mchów torfowców. Po lewej stronie diagramu natomiast znajdują się siedliska mchów brunatnych i ramienic. W lewej, dolnej części ryciny, wektory wskazują głównie na siedliska z udziałem ramienic (*Chara tenuispina, Chara intermedia*) oraz mchu *Calliergon giganteum*. Do tego typu środowisk przywiązane były ameby z rodzaju *Difflugia*: *Difflugia amphora, Difflugia globulosa, Difflugia acuminata, Difflugia elegans, Difflugia bacciliariarum, Difflugia mica, Difflugia gramen.* Były to siedliska najczęściej ze stagnująca wodą, silnie wilgotne i o wyższym poziomie rozpuszczonych jonów mineralnych. W górnej, lewej stronie diagramu znajdują się biotopy utworzone głównie przez mchy brunatne, lekko zanurzone w wodzie lub wynurzone nieznacznie ponad jej powierzchnię. Wektory wskazują 4 zmienne/taksony, które wykazały istotność statystyczną w teście permutacyjnym Monte Carlo: *Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica, Plagiothecium elatum* oraz *Climacium dendroides*. Wraz z ruchem wskazówek zegara począwszy od wektora wskazującego *Hamatocaulis vernicosus* siedliska stają się coraz bardziej suche, aż po wektor wskazujący mech *Aulacomnium palustre*, który generalnie unika wody na torfowiskach i rośnie na wyniesionych ponad powierzchnię wody kępach. W takich miejscach spotkać można ameby: *Nebela galeata, Quadrurella symmetrica, Euglypha cristata, Corythion dubium*. Siedliska mchów brunatnych w szczególności *Hamatocaulis vernicosus* zajmowane były przez różnorodne taksony ameb skorupkowych jak np. *Paraquadrula irregularis, Euglypha scutigera, Arcella megastoma, Nebela langeniformis, Pyxidicula patens* oraz rzadko obserwowaną *Awerintzewia cyclostoma.*

Analiza CCA prezentująca bezpośrednie korelacje ameb skorupkowych względem rozpatrywanych klas siedliskowych: Sphagnum, mchy brunatne/ramienice w widoczny sposób zobrazowała wymagania poszczególnych taksonów ameb względem zajmowanych siedlisk. Można na tej podstawie stwierdzić, że poszczególne siedliska w obrębie torfowisk minerotroficznych wyróżniają się obecnością charakterystycznych taksonów ameb skorupkowych.

Tab. 16. Wynik krokowej selekcji zmiennych środowiskowych i testu permutacyjnego Monte Carlo rozpatrującej relacje ameby skorupkowe – brioflora/ramienice.

	Efekty warunkowe			
Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
Sphagnum fallax	**35**	**0,19**	**0,001**	**7,32**
Sphagnum angustifolium	**33**	**0,18**	**0,001**	**6,83**
Sphagnum teres	**40**	**0,12**	**0,001**	**4,99**
Chara intermedia	**4**	**0,08**	**0,001**	**3,30**
Hamatocaulis vernicosus	**21**	**0,07**	**0,001**	**2,83**
Aulacomnium palustre	**9**	**0,07**	**0,001**	**2,87**
Politrichum commune	**29**	**0,06**	**0,022**	**2,64**
Marchantia aquatica	**25**	**0,06**	**0,001**	**2,51**
Sphagnum magellanicum	**37**	**0,04**	**0,028**	**2,08**
Straminergon stramineum	**43**	**0,05**	**0,029**	**2,09**
Paludella squarrosa	**26**	**0,05**	**0,011**	**1,92**
Cilimacium dendroides	**17**	**0,04**	**0,030**	**1,89**
Sphagnum russowi	38	0,03	0,074	1,65
Sphagnum warnstorfii	42	0,04	0,084	1,63
Chara tenuispinna	**6**	**0,04**	**0,035**	**1,62**
Bryum pseudotriquetrum	**13**	**0,03**	**0,038**	**1,59**
Sphagnum centrale	34	0,04	0,095	1,58
Chara vulgaris	7	0,03	0,081	1,53
Plagiomnium elatum	**27**	**0,03**	**0,047**	**1,55**
Tomenthypnum nitens	44	0,04	0,107	1,53
Sphagnum capillifolium	32	0,03	0,135	1,46
Sphagnum squarrosum	39	0,03	0,095	1,43
Bryum neodamense	12	0,03	0,182	1,42
Chara delicatula	2	0,03	0,069	1,45
Calliergon giganteum	**14**	**0,03**	**0,050**	**1,39**
Calliergon cordifolium	16	0,03	0,155	1,30
Chara contraria	1	0,03	0,210	1,25
Spirodella sp.	8	0,02	0,236	1,24
Limprichtia cossoni	23	0,03	0,191	1,20
Limprichtia revolvens	24	0,02	0,132	1,29
Bryum sp.	45	0,03	0,101	1,38
Brachythecium rutabulum	11	0,03	0,284	1,14
Calliergonella cuspidata	15	0,02	0,236	1,13
Helodium blandowi	22	0,02	0,266	1,12
Politrichum strictum	30	0,03	0,293	1,11
Plagiomnium ellipticum	28	0,02	0,305	1,09
Drepanocladus polycarpos	19	0,02	0,337	1,09
Scorpidium scorpioides	31	0,02	0,425	1,00
Fissidens adianthoides	20	0,02	0,407	0,97
Campylium stellatum	18	0,03	0,473	0,96
Brachythecium mildeanum	10	0,01	0,584	0,82
Chara hispida	3	0,02	0,744	0,70
Chara polyacantha	5	0,01	0,786	0,66
Sphagnum obtusum	41	0,01	0,722	0,65

6. Współzależności pomiędzy amebami skorupkowymi, roślinnością i parametrami fizyczno-chemicznymi

W celu korelacji 4 analizowanych zbiorów danych tj.: ameby skorupkowe, czynniki fizyczno-chemiczne, mchy (wraz z ramienicami) oraz roślinność naczyniowa, posłużono się wielokrotną analizą czynnikową (MFA). Metoda posiada walor w postaci możliwości korelacji więcej niż dwóch zbiorów danych i stworzeniu ogólnego obrazu zależności miedzy analizowany zbiorami.

Wynik analizy MFA przedstawia tabela 17. Wszystkie korelowane macierze były statystycznie istotne. Najwyższe wartości korelacji wykazała zależność między grupą mchy a rośliny naczyniowe (r=0,31). Ameby skorupkowe prezentują najsilniejszą korelację z macierzą mchy (0,29), w mniejszym lecz zbliżonym stopniu z czynnikami fizyczno-chemicznymi (0,24) natomiast najsłabszą korelację zaobserwowano dla macierzy ameby i rośliny naczyniowe (0,22). Macierz mchy, która obejmuje mchy brunatne, mchy torfowce oraz ramienice odgrywa największe znaczenie dla ameb skorupkowych na badanych torfowiskach minerotroficznych. Drugorzędną rolę mają czynniki fizyczno-chemiczne a najmniejsze znaczenie dla egzystencji ameb odgrywa roślinność naczyniowa. Niemniej jednak analizowane czynniki fizyczno-chemiczne wody wpływają istotnie na rośliny naczyniowe (r=0,28) natomiast mniejszym stopniu na mchy i ramienice.

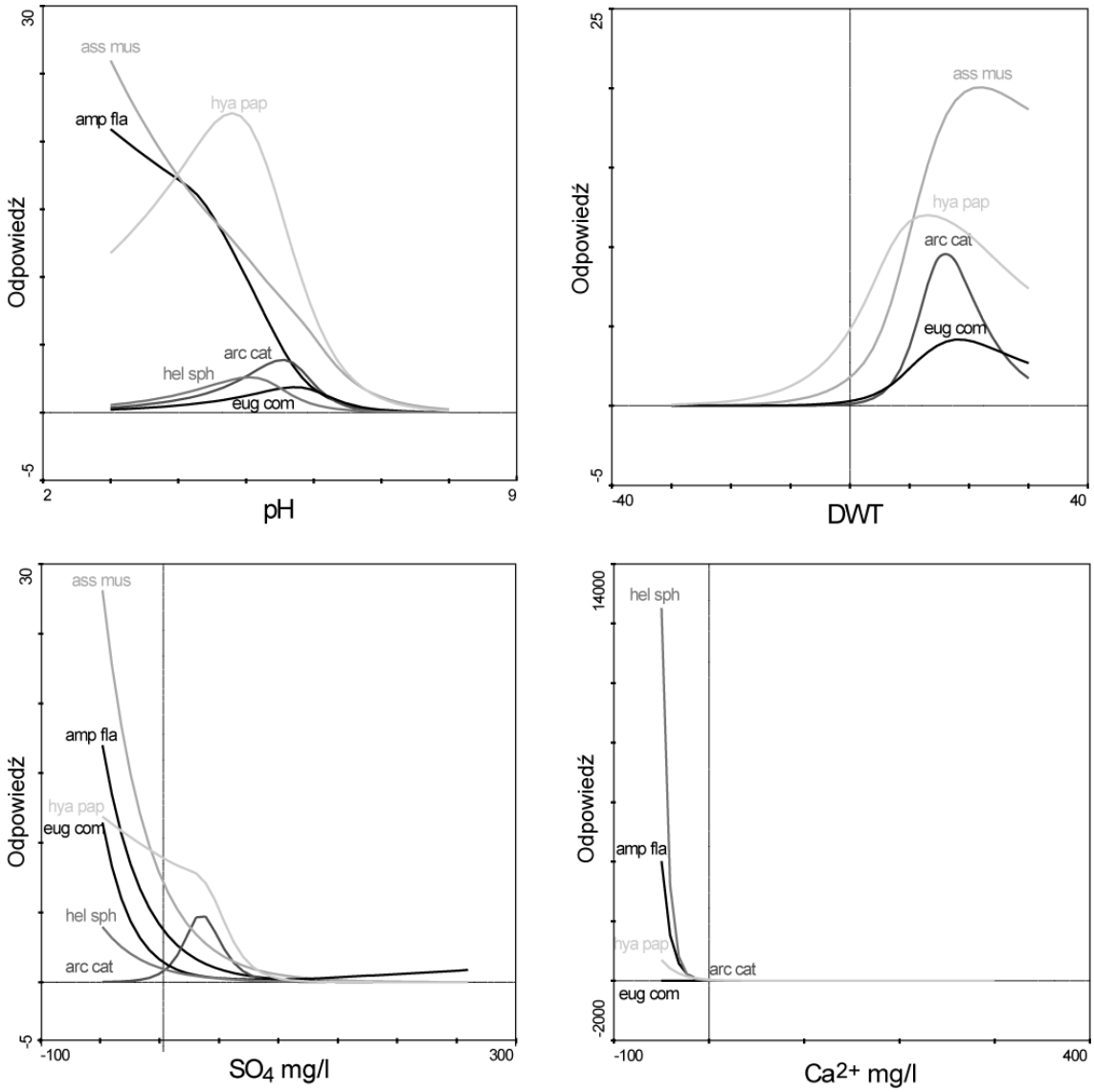
Tab. 17. Wynik korelacji 4 zbiorów danych w procedurze wielokrotnej analizy czynnikowej (MFA). Kursywą oznaczono istotność poszczególnych wartości.

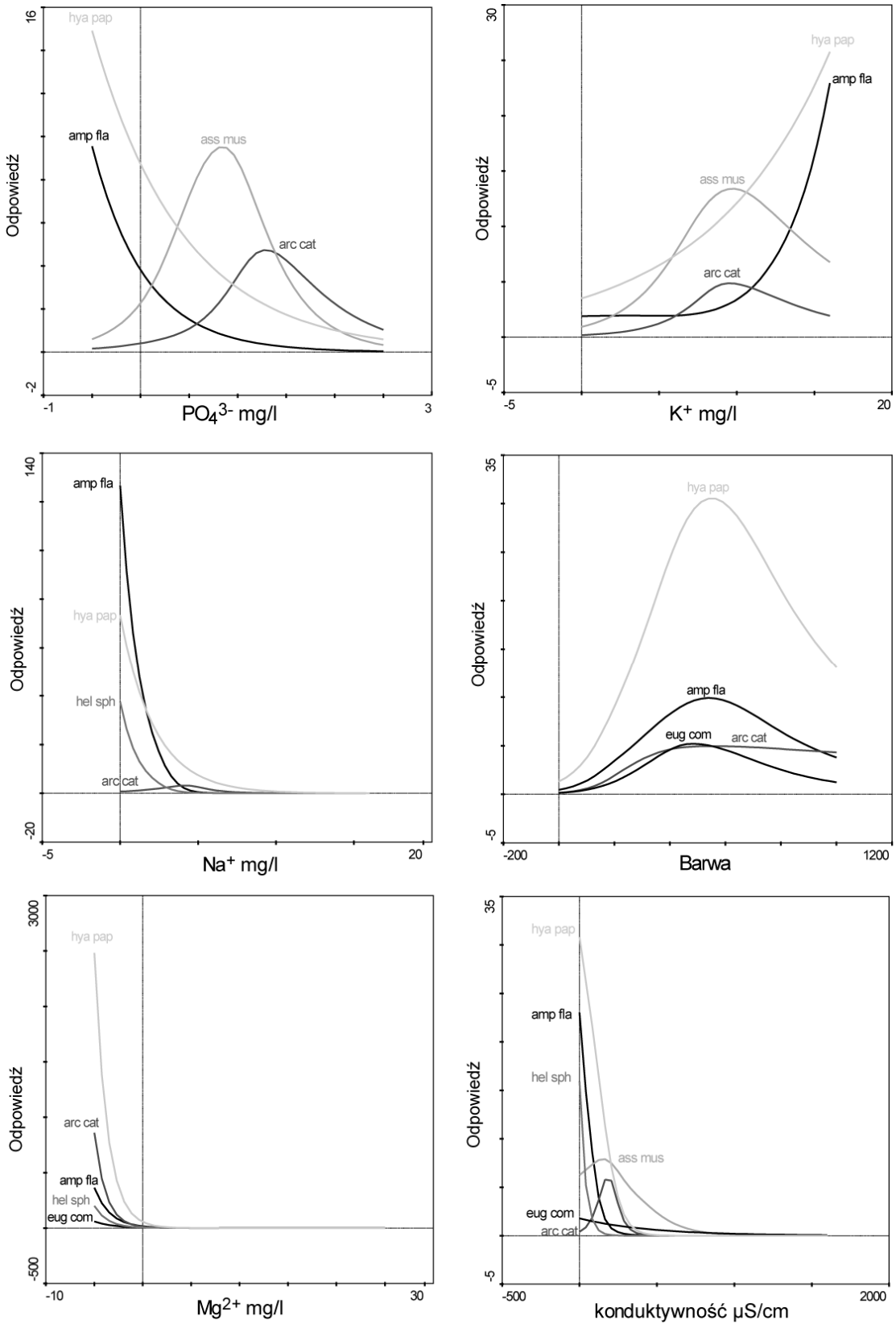
	Ameby	Rośliny naczyniowe	Mchy	Czynniki fiz-chem	MFA
Ameby	1,00	*2,38E-29*	*1,25E-42*	*3,61E-17*	0,67
Rośliny naczyniowe	0,22	1,00	*5,09E-42*	*4,89E-21*	0,68
Mchy	0,29	0,31	1,00	*1,01E-16*	0,72
Czynniki fiz-chem	0,24	0,28	0,24	1,00	0,62
MFA	0,66	0,67	0,71	0,62	1,00

7. Modele reakcji ameb skorupkowych względem wybranych parametrów środowiskowych

Rycina 27, przedstawia krzywe odpowiedzi na czynnik środowiskowy dla taksonów ameb skorupkowych preferujących siedliska z udziałem mchów torfowców, w których przeważał czynnik wysokiego zakwaszenia. Analizowane taksony tj: *Assulina muscorum, Amphitrema (Archerella) flavum, Hyalosphenia papilio, Arcella catinus, Heleopera sphagni i Euglypha compressa*, prezentują zróżnicowaną reakcję wobec zmiennych środowiskowych. W przypadku pierwszego czynnika, pH, większość taksonów znajduje swoje optimum w zakresie 4-5 pH. Szczególnie licznie w tego typu biotopach reprezentowana jest *Hyalosphenia papilio*, która w wielu przypadkach była taksonem dominującym. W odniesieniu do gatunków *Assulina muscorum* i *Amphitrema flavum* ich krzywe odpowiedzi wobec niskiego odczynu wody miały kształt monotonicznie wzrastający. Preferowały one ubogie i silnie kwaśne siedliska w zakresie pH od wartości 3 do 5. Potwierdza to również model nisz względem barwy wody, która jest w torfowiskach istotnym wskaźnikiem zawartości kwasów humusowych. Krzywe w tej sytuacji nie są znacząco zróżnicowane, wskazując tym samym podobne wymagania taksonów względem tego parametru. Wartość poziomu wody (DWT) uwidacznia, że analizowane taksony należały do sucholubnych i występowały w miejscach o poziomie wody ok. 20 cm poniżej powierzchni torfowiska. Jony mineralne tj. wapń, magnez, sód negatywnie wpływały na ich obecność, wobec czego ich liczebność utrzymywała się na wysokim poziomie w miejscach o minimalnej ilości tych elementów. Zaskakującą obserwacją jest występowanie badanych taksonów względem podwyższonego stężenia jonów potasu. Jego zawartość w siedliskach z udziałem mchów torfowców była wyższa niż w mchach brunatnych i ramienic, co również przekłada się na liczebność poszczególnych ameb skorupkowych. *Assulina muscorum* i *Arcella catinus* miały swoje optimum w siedliskach, gdzie zawartość potasu mieściła się w zakresie 5-10 mg/l natomiast liczebność *Hyalosphenia papilio* oraz *Amphitrema flavum* rosła wraz ze zwiększającą się zawartością tego jonu w wodzie. Dostrzeżono pewne różnice w przypadku jonów fosforanowych. *Assulina muscorum* i *Arcella catinus* preferowały siedliska gdzie zawartość tego czynnika występowała w zakresie 3-4 mg/l, natomiast liczebność ameb *Amphitrema flavum i Hyalosphenia papilio* rosła wraz ze spadkiem ilości tego jonu w wodzie.

Jak można zauważyć większość analizowanych taksonów ameb siedlisk mchów torfowców zachowywała się podobnie w relacji do parametrów fizyczno-chemicznych wody. Niemniej jednak jony fosforanowe oraz jony potasu mogą odgrywać tutaj rolę czynnika różnicującego nisze ekologiczne ameb skorupkowych w siedliskach mchów torfowców.



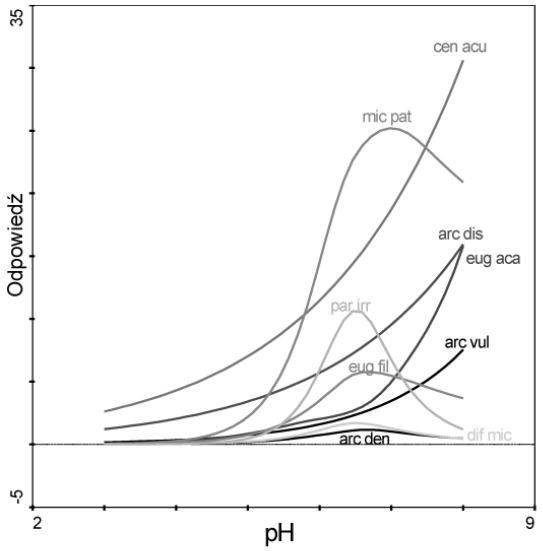


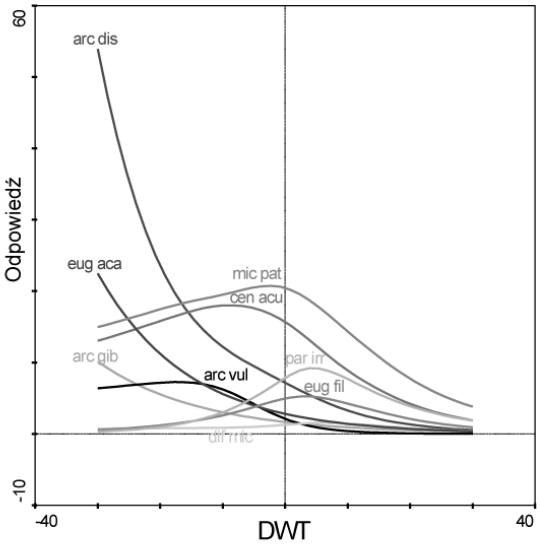
Ryc. 27. Addytywne modele GAM przedstawiające modele nisz ekologicznych dla taksonów ameb skorupkowych występujących w siedliskach mchów torfowców względem parametrów fizyczno-chemicznych wód. (Odpowiedź = liczebność gatunku w próbie).

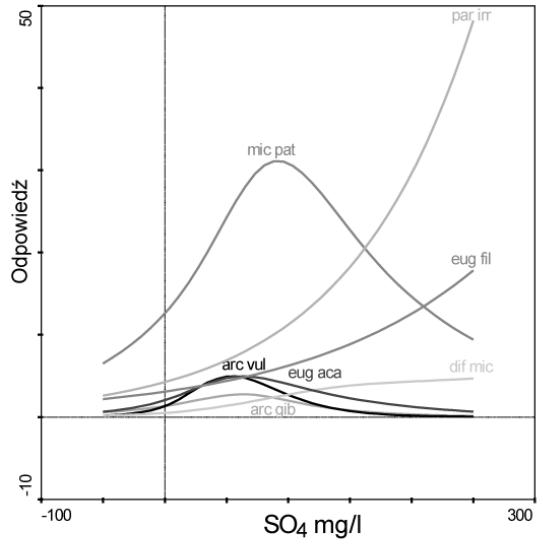
Na rycinie 28, przedstawiono modele odpowiedzi na czynniki środowiskowe dziesięciu taksonów ameb skorupkowych, charakterystycznych dla siedlisk alkalicznych z udziałem mchów brunatnych i ramienic. Zauważalne jest większe zróżnicowanie nisz poszczególnych gatunków ameb w stosunku do siedlisk torfowcowych. Analizując parametr pH można zaznaczyć, że gatunki tj: *Arcella dentata, Euglypha filiera, Paraquadrula irregularis, Microchlamys patella* preferowały siedliska w zakresie odczynu 6-8, podczas gdy liczebność *Centropyxis aculeata, Arcella discoides, Euglypha acantophora, Arcella vulgaris* stopniowo wzrastała od siedlisk kwaśnych do okołoobojętnych. Istnieje zatem prawdopodobieństwo jeszcze wyższych liczebności dla tych taksonów w środowiskach o odczynie > 8. Wartość barwy wody również znacząco różnicowała występowanie analizowanych taksonów ameb skorupkowych. Większość z nich znajdowała swoje optimum w miejscach, gdzie wartość tego czynnika mieściła się w stosunkowo niewielkim zakresie 0-200 mg Pt/l. Głębokość wody gruntowej w wyraźny sposób różnicowała nisze ekologiczne ameb skorupkowych. Większość taksonów miała swoje optimum w siedliskach wilgotnych, lekko zanurzonych w wodzie. Krzywe takich gatunków jak: *Arcella discoides, Euglypha acantophora i Arcella gibbosa* przybierały kształt monotonicznie wzrastający w stronę biotopów o wysokim poziomie wody, co świadczy o ich podwyższonych wymaganiach w kierunku ekosystemów jeziornych. Rozpatrując modele obrazujące odpowiedź ameb skorupkowych na obecność jonów mineralnych tj. wapń i magnez można zaobserwować, że większość taksonów miała swoje optimum przy średniej zawartości tych jonów w środowisku. Zawartość wapnia w przedziale 50-120 mg/l była odpowiednia dla większości analizowanych taksonów. Szczególnie liczne w takich miejscach były *Paraquadrula irregularis*, *Centropyxis aculeata* i *Microchalmys patella*, która należała do taksonów najbardziej kalcyfilnych. Interesująca jest również reakcja na ilość wapnia takich taksonów jak *Difflugia mica, Arcella dentata, Euglypha filifera*. Gatunki te nie należały do najliczniejszych niemniej jednak ich krzywe wznoszą się w miejscach gdzie zawartość wapnia osiągała 300 mg/l. Ze względu na dużą korelację jonów wapnia z jonami magnezu preferencje ameb wobec tego czynnika kształtują się podobnie do wcześniej opisanego wapnia. Większość taksonów miała swoje optimum w siedliskach w zakresie 5-10 mg/l. W tym przypadku ilość rozpuszczonego magnezu miała większe znaczenie dla *Paraquadrula irregularis*, *Euglypha filiera* oraz *Difflugia mica*.

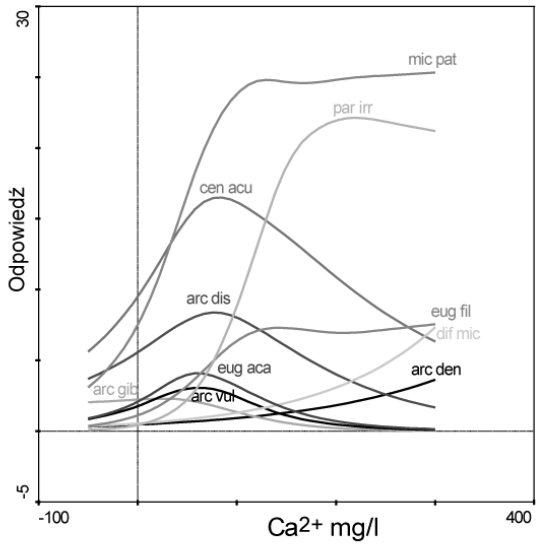
Analizując odpowiedź ameb skorupkowych na zawartość jonów sodu, można zauważyć, że taksony *Centropyxis aculeata* i *Arcella discoides* optowały za niewielkimi ilościami tego składnika w siedlisku. *Microchalmys patella* miała swoje optimum w miejscach gdzie zawartość sodu wynosiła 5 mg/l natomiast taksony *Paraquadrula irregularis, Euglypha filiera* oraz *Difflugia mica* wybierały miejsca o większej zawartości tego elementu. Interesująca jest również zależność ameb skorupkowych względem jonów potasu. Gatunki występujące w siedliskach mchów brunatnych i ramienic, w przeciwieństwie do ameb skorupkowych zasiedlających mchy torfowce, unikały miejsc o podwyższonej ilości tego składnika.

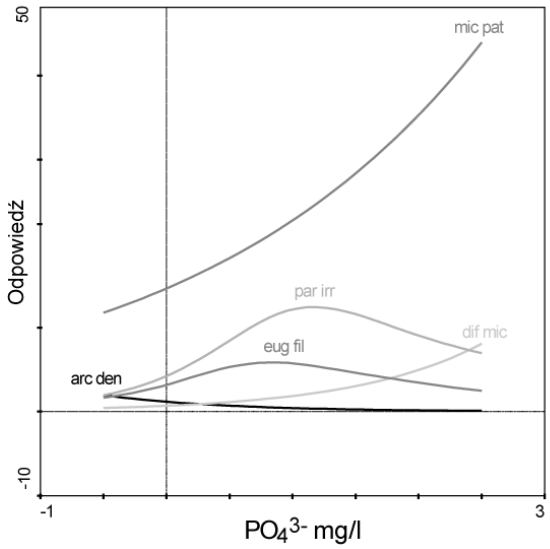
Jony fosforanowe oraz siarczany również przyczyniają się do zróżnicowania wymagań ekologicznych badanych taksonów ameb. W przypadku siarczanów większość gatunków przywiązana była do miejsc, gdzie wartość tego składnika pojawiała się w zakresie 50-100 mg/l. Taksony *Paraquadrula irregularis, Euglypha filiera* oraz *Diflugia mica* mogą wskazywać na większą ilość tego składnika w torfowiskach. Krzywe odpowiedzi ameb skorupkowych względem jonów fosforanowych wskazują na ich niewielkie zróżnicowanie w stosunku do tego składnika. Jedynie krzywe odpowiedzi dla *Microchlamys patella* i *Difflugia mica* monotonicznie wzrastały w kierunku wyższych wartości, przy czym liczebność *Microchalmys patella* była zdecydowanie najwyższa w tych warunkach.

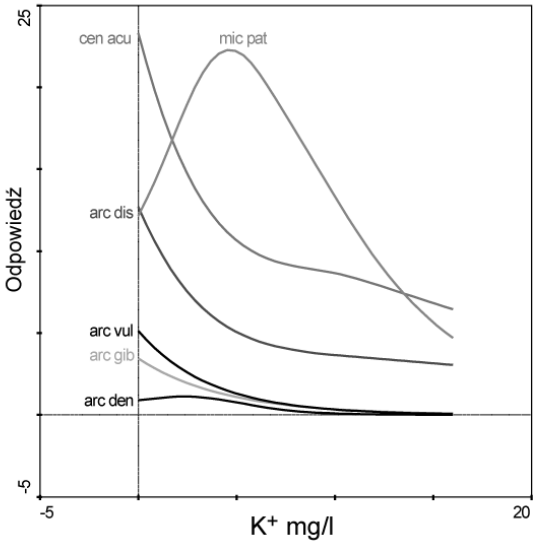

35
-5
Odpowiedź
2
9
pH
cen acu
mic pat
arc dis
eug aca
par irr
arc vul
eug fil
dif mic
arc den

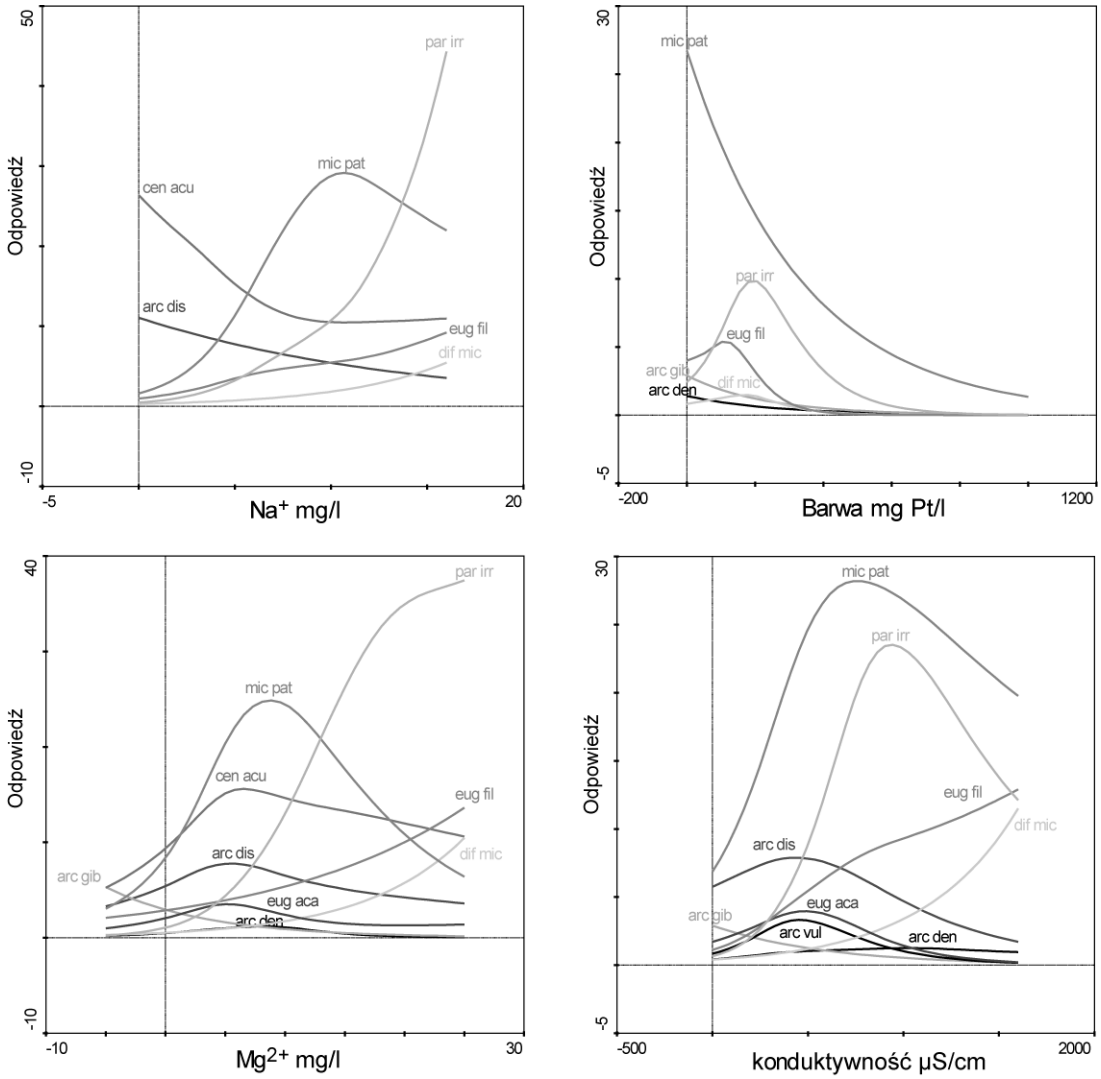

60
-10
Odpowiedź
-40
40
DWT
arc dis
eug aca
mic pat
cen acu
arc gib
par irr
arc vul
eug fil
dif mic


50
-10
Odpowiedź
-100
300
SO4 mg/l
par irr
mic pat
eug fil
arc vul
eug aca
dif mic
arc gib


30
-5
Odpowiedź
-100
400
Ca2+ mg/l
mic pat
par irr
cen acu
arc dis
eug fil
dif mic
eug aca
arc den
arc gib
arc vul


50
-10
Odpowiedź
-1
3
PO43- mg/l
mic pat
par irr
dif mic
eug fil
arc den


25
-5
Odpowiedź
-5
20
K+ mg/l
cen acu
mic pat
arc dis
arc vul
arc gib
arc den



Ryc. 28. Addytywne modele GAM przedstawiające modele nisz ekologicznych dla taksonów ameb skorupkowych występujących w siedliskach mchów brunatnych względem parametrów fizyczno-chemicznych wód. (Odpowiedź = liczebność gatunku w próbie).

Analiza krzywych odpowiedzi dla wybranych taksonów ameb skorupkowych z wykorzystaniem modeli GAM, zobrazowała subtelne różnice i ich optima występowania wobec czynników fizyczno-chemicznych na torfowiskach minerotroficznych. Krzywe odpowiedzi względem analizowanego czynnika przybierały różnorodne kształty. Wśród nich znajdowało się wiele przypadków krzywych symetrycznych, jednomodalnych ale również skośnych, monotonicznie wznoszących się bądź malejących w zależności od ilości określonego czynnika w wodzie. Obraz ten daje relatywnie istotną informację odnoszącą się do znaczenia i wykorzystania ameb skorupkowych w bioindykacji. Problem ten zostanie szerzej omówiony w kolejnym rozdziale.

V. DYSKUSJA

1. Główne gradienty środowiskowe oraz specyfika fizyczno - chemiczna torfowisk minerotroficznych Wielkopolski

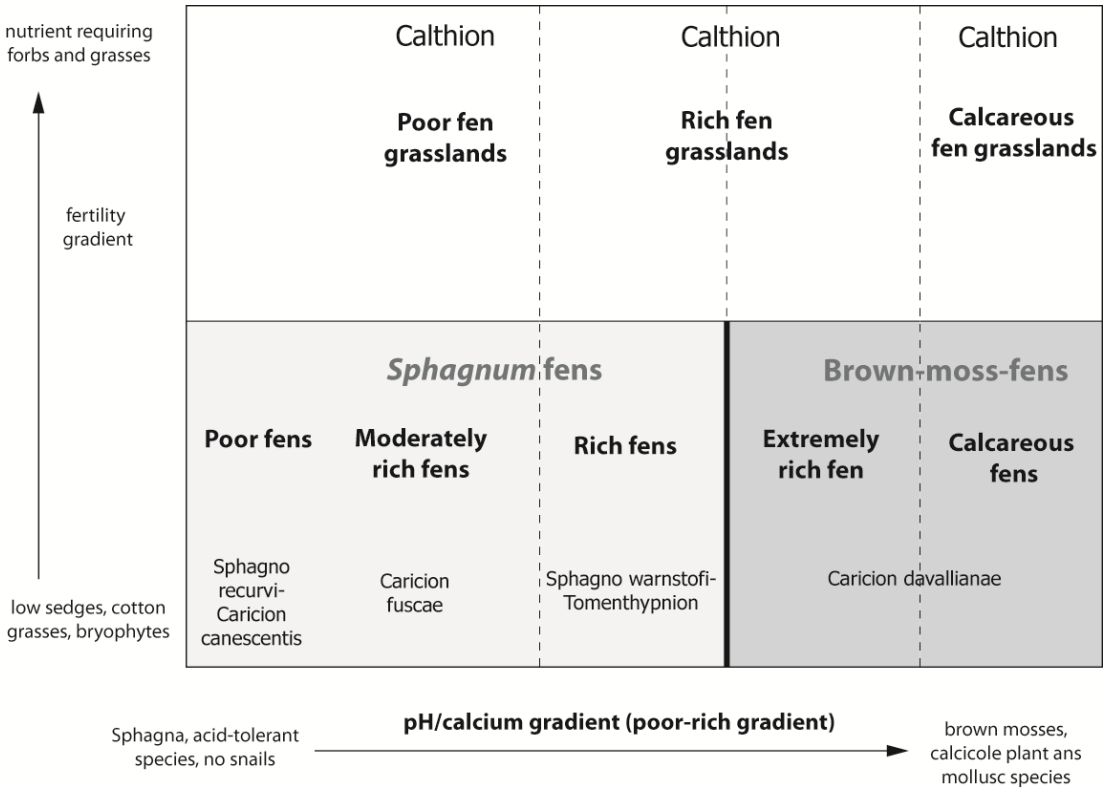
Torfowiska należą do rzadkich i ginących skali Europy elementów naturalnego krajobrazu będąc jednocześnie ważnym miejscem występowania zagrożonych gatunków roślin i zwierząt. Ważnym znaczeniem jakie przypisuje się torfowiskom jest ich zdolność do akumulowania węgla atmosferycznego (Clymo i in. 1998). W dobie aktualnych zmian klimatycznych oraz intensyfikacji antropogenicznych przekształceń krajobrazu, torfowiska podlegają intensywnym zaburzeniom, które prowadzą do emisji gazów cieplarnianych. Torfowiska są niezwykle interesującym obiektem badań ekologicznych, zarówno współczesnych jak i odnoszących się do przeszłości krajobrazu. W niniejszym rozdziale poruszono kilka kwestii, na które warto zwrócić szczególną uwagę z punktu widzenia ekologii torfowisk.

W pracy poddano analizie roślinność torfowiskową, parametry fizyczno-chemiczne oraz ameby skorupkowe a następnie podjęto próbę zobrazowania relacji środowiskowych pomiędzy powyższymi zbiorami danych. Jest to pierwszy krok do zrozumienia funkcjonowania ekosystemu. Dotychczasowe wyniki badań pokazują problematykę zajmowanych przez organizmy nisz ekologicznych, w których podkreśla się znaczenie rozmieszczenia gatunków wzdłuż gradientów środowiskowych (Mitchell i in. 2004, Opravilová, Hájek 2006, Horsák, Cernohorsky 2008, Hajkova i in. 2011). Zróżnicowanie ekologiczne roślinności w północno-zachodniej Europie rozpatrywanie jest zasadniczo na gruncie trzech głównych gradientów ekologicznych: gradientu żyzności (poor-rich gradient), definiowanego na podstawie skali pH i wapnia; gradientu troficznego (fertility gradient), związanego głównie z dostępem azotu (N), fosforu (P) oraz potasu (K) w środowisku, oraz gradientu wilgotności (Bridgham i in. 1996, Bedford i in. 1999, Wheeler, Proctor 2000, Bragazza i in. 2005, Hájek i in. 2006)

Jedną z pierwszych prac opisujących gradientowy układ roślinności na torfowiskach w Europie była publikacja Du Rietz (1949). Autor na podstawie swoich obserwacji florystycznych wyróżnił 3 główne kategorie torfowisk: torfowiska wysokie (ombrotrophic bog), torfowiska minerotroficzne ubogie (poor fen) oraz torfowiska minerotroficzne żyzne (rich fen).

Praca była fundamentalna z perspektywy dalszych rozważań nad koncepcją gradientowego rozmieszczenia roślinności torfowiskowej, która była intensywnie rozwijana przez następne dziesięciolecia. Ze względu na bardzo złożone zależności przestrzenne pomiędzy florą torfowisk minerotroficznych a czynnikami hydrochemicznymi, problematyka klasyfikacji tych torfowisk przerodziła się w debatę pomiędzy specjalistami z tej dziedziny (Wheeler, Proctor 2000, Økland i in. 2001, Sjörs, Gunnarsson 2002, Hájek i in. 2006). Poglądy dotyczące typologii i granic pomiędzy torfowiskami wysokimi i torfowiskami minerotroficznymi były zależne od rozpatrywanego czynnika ekologicznego. W roku 2000 Wheeler i Proctor zaproponowali podział torfowisk w oparciu o skalę pH. Postulowali oni, że torfowiskami wysokimi (bogs) należy nazywać takie obiekty, których pH jest < 5.0, które zawierają niewielką ilość jonów mineralnych i są generalnie zdominowane przez mchy torfowce oraz rośliny wrzosowate. Po przeciwnej stronie znalazły się torfowiska minerotroficzne (fen), których pH było >6.0 oraz które porasta grupa mchów brunatnych wraz z roślinnością zielną (Wheeler, Proctor 2000). Po drugiej stronie debaty stanęli w roku 2006 m.in. czescy badacze, którzy podkreślili niedoskonałość tego podziału i zwrócili uwagę na fakt, że kryterium oparte jedynie na skali pH zawiera wiele nieścisłości (Hájek i in. 2006). Zaproponowali oni alternatywne rozwiązanie opierające się na analizie roślinności w powiązaniu z parametrami fizyczno-chemicznymi podłoża i wody. Szczegółowy obraz tych zależności przedstawia ryc. 28.

W ten sposób, na torfowiskach minerotroficznych można wyodrębnić gradient żyzności, który jest silnie związany z odczynem pH oraz zawartością jonów wapnia w środowisku, a wraz ze wzrostem odczynu, siedliska zdominowane przez mchy torfowce przekształcają się w biotopy z udziałem mchów brunatnych. W odniesieniu do gradientu troficznego, siedliska o najmniejszej ilości biogenów mają swój początek w miejscach torfowisk minerotroficznych ubogich i jednocześnie ze wzrostem ich zawartości przekształcają się w łąki (Ryc.29). **W badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski gradient żyzności kontrolowany jest głównie przez czynniki hydrochemiczne wód torfowiskowych, a konkretnie pH, przewodność elektrolityczną, koncentrację jonów Ca oraz Mg.** Podobne wzorce zależności znane są również z innych części Europy np. (Sjörs 1952, Persson 1962, Økland 1989, Gerdol 1995).



Ryc.29. Typologia torfowisk minerotroficznych wzdłuż gradientu żyzności oraz gradientu troficznego opartego na strukturze roślinności (Hajek, i in. 2006).

W większości przypadków, na torfowiskach minerotroficznych obserwuje się sytuację, kiedy gradient żyzności nie wykazuje korelacji z gradientem troficznym (Vitt, Wieder 2009). Charakterystyka hydrochemiczna torfowisk minerotroficznych ubogich (poor fens) wskazuje na ich większe podobieństwo do torfowisk wysokich (bogs) aniżeli do torfowisk minerotroficznych żyznych (Rydin, Jeglum 2006). Z tego powodu wody torfowisk minerotroficznych ubogich (poor fens) są często kwaśne o niewielkiej ilości rozpuszczonych jonów mineralnych. Za ten stan odpowiadają między innymi obecne w wodzie kwasy humusowe powstające w procesie utleniania organicznego detrytusu (Górniak i in. 1999). Biomasa obumarłych mchów torfowców w siedliskach torfowisk minerotroficznych ubogich przyczynia się do odkładania dużych ilości humusu w ciągu roku i aktywnego zakwaszania podłoża. W warunkach podwyższonego humusu, wiele jonów, szczególnie form azotu i fosforu jest blokowanych przez aktywne kwasy humusowe (Górniak i in. 1999, Rydin, Jeglum 2006, Vitt, Wieder 2009). Na fakt ten może wskazywać między innymi pomiar barwy wody, który w wodach torfowisk minerotroficznych ubogich osiągał najwyższe wartości. Pozostałe dwa typy gradientów: gradient wilgotnościowy oraz gradient troficzny były reprezentowane znacznie słabiej

niż wyżej opisany gradient żyzności. Zależność ma odzwierciedlenie również z pracy Hájka i in. (2002), w której autorzy wskazują na mniejszy wpływ trofii na strukturę roślinności w tego typu ekosystemach. W torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski, wśród analizowanych biogenów jedynie jony azotanowe wykazały istotny związek ze różnicowaniem flory. Niemniej jednak na Wyspach Brytyjskich badacze Wheeler i Shaw (1995) udowodnili dość istotne zróżnicowanie flory torfowiskowej względem gradientu troficznego. Z powyższych faktów można wywnioskować, że torfowiska minerotroficzne Wielkopolski są generalnie w dobrym stanie ekologicznym. W naturalnych torfowiskach tego typu azotany należą do biogenów limitujących występowanie roślinności natomiast w przypadku zabiegów antropogenicznych (jak np. koszenie), fosforany oraz potas nabierają większego znaczenia jako czynniki ograniczające wzrost roślin (van Duren i in. 1998). Jednakże, w trakcie prowadzonych badań nie zaobserwowano znacznej ingerencji człowieka na badanych torfowiskach Wielkopolski.

Gradient wilgotnościowy (hydrologiczny) odgrywa bardzo duże znaczenie determinujące występowanie roślin na torfowiskach (Bragazza i in. 2005). Woda w torfowisku jest czynnikiem, który podlega dość znacznym fluktuacjom w ciągu roku w związku z czym najsilniejsze relacje pomiędzy roślinnością i poziomem wody, obserwuje się w obrębie siedlisk kęp i dolinek budujących powierzchnię torfowiska. W przypadku torfowisk minerotroficznych Wielkopolski taki obraz należy do stosunkowo rzadkich. W większości przypadków mikrorzeźba pła jest w niewielkim stopniu zróżnicowana dlatego poziom wody znajduje się nieznacznie tuż pod powierzchnią lub lekko powyżej powierzchni torfowiska. Pomimo tego gradient poziomu wody miał dość znaczny wpływ na rozmieszczenie roślinności i mikroorganizmów a także pokrywał się dość zauważalnie z gradientem żyzności. Wskazuje to na fakt, że większość siedlisk torfowisk minerotroficznych ubogich znajdowała się w miejscach o niższym poziomie wody gruntowej, podczas gdy siedliska mchów brunatnych a szczególności ramienic związane były z miejscami podtopionymi.

2. Najważniejsze czynniki kształtujące roślinność na torfowiskach minerotroficznych

Dotychczasowe badania roślinności torfowisk minerotroficznych podkreślają istotny wpływ czynników fizyczno-chemicznych wód na jej zróżnicowanie względem gradientów środowiska (Gerdol 1995, Bragazza, Gerdol 2002). Analizując problem z perspektywy przestrzennego i ekologicznego ujęcia dobrze znany jest fakt, że brioflora oraz roślinność naczyniowa charakteryzuje się innymi zespołami gatunków na torfowiskach wysokich oraz torfowiskach minerotroficznych. Te dwa kontrastujące ze sobą biotopy różnią się między sobą m.in. hydrologią, pH oraz zawartością jonów mineralnych (Hájkova, Hájek 2004b).

Zwykle torfowiska minerotroficzne mogą być odróżnianie od torfowisk wysokich na podstawie koncentracji jonów wapnia, gdzie dla torfowisk wysokich wynosi ona mniej niż 3 mg Ca/l, około 5 mg Ca/l w torfowiskach minerotroficznych umiarkowanie żyznych (moderately rich fens) oraz 5-35 mg Ca/l w torfowiskach minerotroficznych żyznych (Rydin, Jeglum 2006, Vitt, Wieder 2009). Można zatem stwierdzić, że wśród parametrów fizyczno-chemicznych wapń oraz pH odgrywają rolę decydująca w klasyfikacji tych skomplikowanych ekosystemów. W badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski zaobserwowano zależność, w której siedliska mchów brunatnych oraz ramienic posiadały wyższe wartości jonów mineralnych oraz pH w przeciwieństwie do siedlisk torfowisk minerotroficznych ubogich zdominowanych przez *Sphagnum* sp. Kanoniczna analiza korespondencji dla zbioru mchów brunatnych i ramienic wykazała, że duża część taksonów zajmowała siedliska o średniej wartości analizowanych parametrów w tym m.in. takie taksony jak. *Tomenthypnum nitens, Paludella squarrosa, Helodium blandowii*. Wśród mchów, które wykazywały istotne korelacje z jonami mineralnymi były *Fissidens adiantoides, Limprichtia cossoni, Limprichtia revolvens, Drepanocladus polycarpos, Bryum neodamense, Calliergon giganteum oraz Scorpidium scoropides*. Po drugiej stronie gradientu znalazły się gatunki kwaśnolubne w tym głównie mchy z rodzaju *Sphagnum*, ale również mchy właściwe *Straminergon stramineum, Aulacomnium palustre, Politrichum commune*, które tworzyły mozaikę porównywalną również do torfowisk minerotroficznych we wschodnich Karpatach (Hájkova, Hájek 2004a). Rozważając strukturę mszaków względem analizowanych parametrów środowiskowych, podobnych obserwacji dokonał

Pawlikowski dla rzadkich i zagrożonych gatunków mchów brunatnych torfowisk północno-wschodniej Polski (Pawlikowski 2006). Według obserwacji autora *Bryum neodamense* i *Scorpidium scorpioides* to gatunki ograniczone do siedlisk silnie minerotroficznych, około neutralnych i bogatych lub średnio bogatych w zawartość jonów wapnia. Z drugiej strony taksony takie jak *Helodium blandowii*, *Paludella squarrosa* oraz *Tomenthypnum nitens* preferowały siedliska minerotroficzne, ale z podkreśleniem możliwości występowania w towarzystwie tolerujących wapń mchów torfowców. Podobny obraz obserwowany był na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski, w których gatunki te zajmowały zbliżone biotopy oraz posiadały zbliżone wymagania siedliskowe. Dzięki tym informacjom można wnioskować o użyteczności bioindykacyjnej tych gatunków mchów w monitoringu tego typu ekosystemów torfowiskowych.

Torfowiska minerotroficzne charakteryzują się wysoką koncentracją wolnych kationów w szczególności jonów wapnia (Vitt i in. 1995), których wymiana w środowisku jest bilansowana głównie przez wodorowęglany HCO_3. Dwuwartościowy jon wapnia należy do kluczowych składników odżywczych roślin. Jest ważnym elementem strukturalnym błon komórkowych oraz ściany komórkowej roślin. Ponadto również pełni funkcję wewnątrzkomórkowego przenośnika w cytozolu koordynującego procesy rozwojowe roślin (Hawkesford, De Kok 2003). Generalnie jak wynika z dotychczasowych badań, obecność wapnia może również wpływać toksycznie na mchy z grupy *Sphagnum* (Andrus 1986). Ponadto wysokie koncentracje wapnia w siedlisku mogą przyczyniać się do ograniczenia dostępności fosforanów oraz żelaza dla wielu roślin torfowiskowych (Boyer 1989, Bedford i in. 1999). Stwierdzenie to znajduje potwierdzenie w korelacji czynników środowiskowych ze strukturą roślinności torfowisk minerotroficznych Wielkopolski. Większość zaobserwowanych gatunków flory naczyniowej koncentrowała się w warunkach średnich ilości analizowanych czynników środowiska. Jedynie kilka taksonów tj: *Utricularia australis, Myriophylum verticillatum, Schoenoplectus tabernamontanii, Drosera angustifolia, Mentha aquatica* oraz *Cladium mariscus*, wykazywało w miejscach występowania większe zapotrzebowanie na ilość jonów mineralnych rozpuszczonych w wodzie. Należy zatem zauważyć, że duże stężenie jonów wapnia w wodzie jest czynnikiem ograniczającym występowanie roślin w obrębie torfowisk minerotroficznych.

Wśród pozostałych kationów, które w sposób istotny wpływały na zróżnicowanie roślinności torfowiskowej były sód oraz potas. Zawartość sodu zmieniała się wzdłuż

gradientu żyzności i osiągała największą wartość w siedliskach mchów brunatnych i ramienic (Tab.9) Sód jest pierwiastkiem, który w środowiskach wodnych może wchodzić w reakcję z chlorem tworząc roztwór chlorku sodu (NaCl). W tej postaci odgrywa on bardzo istotną rolę czynnika wpływającego na zasolenie środowiska wodnego. Ponadto sód należy do bardzo istotnych makroelementów, który uczestniczy w wielu procesach fizjologicznych jak np. przewodzenie impulsów nerwowych u zwierząt czy też utrzymanie ciśnienia osmotycznego w komórkach i tkankach roślin (Lodish i in. 2000). Niemniej jednak sód w formie cząsteczkowej w środowisku wodnym odgrywa znaczenie drugorzędne w stosunku do takich jonów jak wapń i magnez. Badania przeprowadzone na fitoplanktonie, wykazały, że sód wraz z potasem ma niewielki wpływ na jego kompozycję gatunkową w środowisku (Reynolds 2006).

W prezentowanych badaniach interesującą obserwacją jest podwyższona ilość jonów potasu w siedliskach mchów torfowców i ramienic. Kation ten podobnie jak sód jest ważnym elementem wielu procesów fizjologicznych i biochemicznych zachodzących w żywym organizmie. Na przykład jest on preferencyjnie transportowany do młodych, powstających tkanek merystematycznych (Mengel, Kirkby 1982). Dane literaturowe pokazują, że koncentracja tego jonu w wodzie rośnie w kierunku mineralnego końca gradientu, natomiast w przypadku gleby sytuacja ma odwrotny kierunek (Hájek i in. 2002). Podwyższony efekt zawartości jonów potasu można wytłumaczyć tym, iż woda pobierana do analiz z siedlisk mchów torfowców znajdowała się najczęściej ok. 10 cm poniżej powierzchni torfowiska, podczas gdy woda siedlisk mchów brunatnych i ramienic utrzymywała się zwykle tuż przy powierzchni. W ten sposób potas znajdujący się w glebie mógł być uwalniany z masy torfowej i trafiać do wody gruntowej. Torfowiska minerotroficzne ubogie, zdominowane przez *Sphagnum*, są zdolne do akumulacji potasu, który w warunkach beztlenowych jest silnie wiązany w glebie (Heikklä 1987).

Analiza fizyczno-chemiczna parametrów wody ujawniła interesującą zależność flory torfowisk minerotroficznych a jonami siarczanowymi. Siedliska torfowisk minerotroficznych ubogich i torfowisk minerotroficznych średnio żyznych posiadały mniejsze ilości siarczanów w stosunku do torfowisk minerotroficznych żyznych. Wartość ta w biotopach ramienicowych dziewięciokrotnie przewyższała ilość tego elementu w siedliskach mchów torfowców. Siarczany docierają do torfowisk różnymi drogami. Są to często związki pochodzenia antropogenicznego bądź naturalnego, które dopływają do zbiornika ze zlewni, docierają wraz z wodami opadowymi lub zawlekane

są przez wody gruntowe (Dojlido 1995, Jędrysek 2003). Rośliny pobierają siarkę w formie siarczanów przez cały okres wegetacji, a najintensywniej w stadium kwitnienia. Mogą one pobierać siarkę również w formie dwutlenku siarki z atmosfery za pomocą liści. Pierwiastek ten jako składnik aminokwasów siarkowych (metioniny, cysteiny, cystyny) spełnia bardzo ważne funkcje w kształtowaniu jakości białka roślinnego. W badanych ekosystemach torfowiskowych Wielkopolski siarka miała istotne znaczenie dla obydwu grup roślinnych tj. mchów oraz roślin naczyniowych. Podwyższona ilość tego elementu w wodach torfowisk minerotroficznych żyznych świadczy najprawdopodobniej o kontakcie wód torfowiskowych z wodami gruntowymi lub o dopływach antropogenicznego pochodzenia. Przypuszczalnie w siedliskach kwaśnych mchów torfowców może dochodzić do bilansowania aktywności siarczanów za pośrednictwem kwasów humusowych. Generalnie roślinność torfowisk wysokich i torfowisk minerotroficznych ubogich wyraża mniejsze zapotrzebowanie na siarczany aniżeli roślinność żyznych siedlisk torfowisk minerotroficznych (Moore 2006). Jednakże zbyt duże ilości tego składnika mogą być toksyczne dla żywych organizmów, a w szczególności mogą uszkadzać aparat fotosyntetyczny roślin (Hell, Kruse 2007).

3. Różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych

Ameby skorupkowe są grupą jednokomórkowych Protista, które można spotkać niemalże we wszystkich typach środowisk, zarówno wodnych jak i lądowych (Beyens, Meisterfeld 2001). Do tej pory, na świecie, opisano ok. 2000 gatunków i form (Mitchell i in. 2008). Grupa Arcellinida obejmuje ok. trzech czwartych wszystkich (≈ 1100) znanych gatunków, rozpoznanych w oparciu o cechy morfologiczne. Jednakże, pomimo intensywnych badań nad tą grupą organizmów, nadal znaczna część rejonów świata jest niewystarczająco zbadana i wiele nowych gatunków czeka na opisanie. Przypuszcza się, że całkowita różnorodność ameb skorupkowych może być znacznie większa i osiągać do 4000 gatunków (Smith i in. 2008).

Na obszarze badanych torfowisk Wielkopolski stwierdzono 147 taksonów ameb skorupkowych w 39 gatunkach mchów i ramienic. Jest to liczba duża w porównaniu z innymi pracami z tej dziedziny. Dla porównania Bonnet (1973) zaobserwował 49 taksonów ameb skorupkowych w 13 różnych gatunkach mchów występujących w szerokim zakresie podłoża. Generalnie w dużej części dostępnych prac liczba

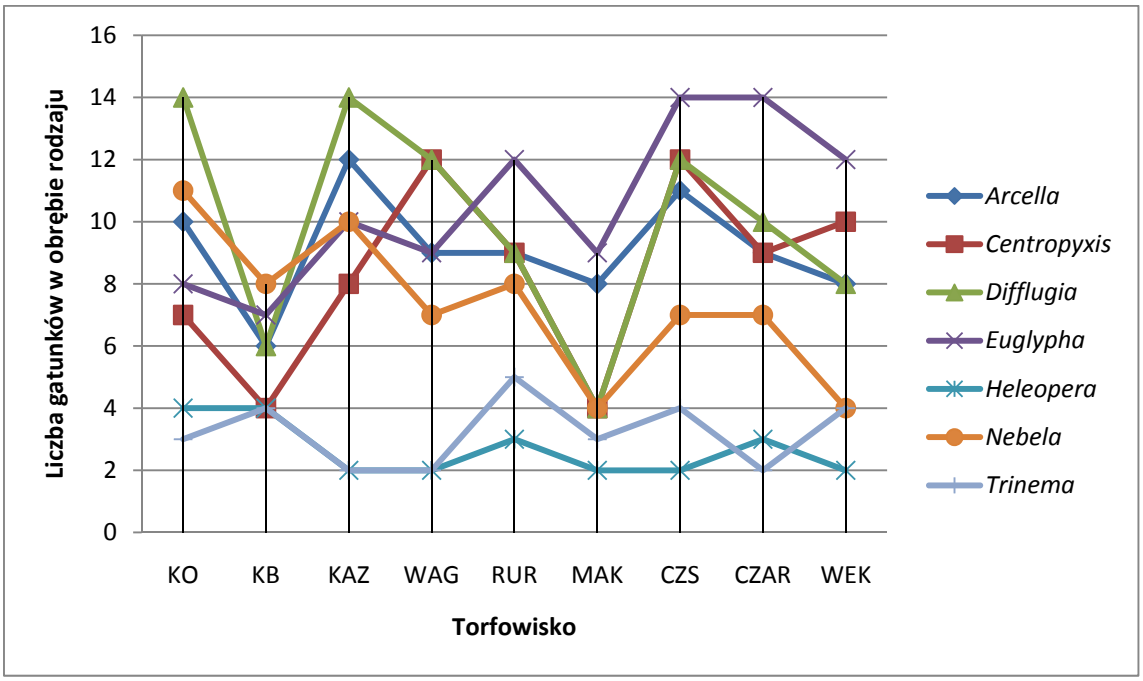
notowanych taksonów ameb skorupkowych zawiera się w przedziale 9-135 w obrębie jednego opracowania (Beyens i in. 1990, Beyens, Chardez 1994, Todorov, Golemansky 1996, Van Kerckvoorde i in. 2000, Nguyen-Viet i in. 2004, Krashevska i in. 2007, Lamentowicz i in. 2007), niemniej jednak znaczna część tych prac dotyczy siedlisk nie związanych z torfowiskami. Torfowiska minerotroficzne należą nadal do słabo zbadanych pod kątem różnorodności taksonomicznej Protista w tym również ameb skorupkowych. Niniejsza praca jest pierwszą w Polsce i jedną z nielicznych na świecie, która prezentuje tego typu materiały. Większość publikacji przedstawiających bogactwo gatunkowe ameb skorupkowych w Polsce, dotyczyło ekosystemów torfowisk mszarnych (Lamentowicz 2005, Lamentowicz, Mitchell 2005a, Lamentowicz i in. 2007, Mieczan 2007b, a, Lamentowicz i in. 2008a, Mieczan 2009) oraz rzek i jezior Pojezierza Mazurskiego oraz Kotliny Warszawskiej (Moraczewski 1961, 1962, 1965, Schönborn 1965, 1966b, Moraczewski 1967). Największą liczbę taksonów stwierdzono jak do tej pory w starorzeczach Bugu w ujściowym odcinku tej rzeki do Narwi (Moraczewski 1965). Autor zaobserwował tam 112 taksonów ameb skorupkowych, z których 52 były podawane jako nowe dla Polski. Analizując dostępną literaturę, zarówno historyczną jak i współczesną, można stwierdzić, że na terenie Polski występuje ok. 250 taksonów ameb skorupkowych. Jednakże większość siedlisk analizowanych w latach 60-tych zarówno jeziornych jak i terrestrycznych nie była od tamtej pory inwentaryzowana i wymaga powtórnej rewizji.

Można zatem powiedzieć, że torfowiska minerotroficzne Wielkopolski należą do siedlisk bardzo bogatych w taksony ameb skorupkowych. Największą różnorodność tych organizmów zaobserwowano na torfowisku Czarci Staw i Kazanie. Liczba taksonów na tych torfowiskach przekraczała liczbę 80. Szczególnie zaskakująca jest duża różnorodność ameb na torfowisku Czarci Staw. Obiekt ten charakteryzował się niskimi wartościami większości pomierzonych parametrów fizyczno-chemicznych (Załącznik A.5) w porównaniu do pozostałych badanych obiektów i wskazuje na typ torfowiska minerotroficznego ubogiego. Jednakże analiza florystyczna ujawniła duże zróżnicowanie w obrębie brioflory i roślin naczyniowych sugerując typ torfowiska żyznego. Jest to wynik zaskakujący i spowodowany prawdopodobnie faktem, iż próby zostały zebrane tuż po długotrwałych opadach. Doprowadziło to do zmagazynowania się wody opadowej na powierzchni torfowiska, zaniżając tym samym realne wyniki. Generalnie średnio na badanych obiektach torfowiskowych wykazano obecność 68 gatunków i podgatunków ameb skorupkowych. Należy jednak zauważyć, że 22 gatunki

należały do rzadkich i pojawiły się w próbach zaledwie jednokrotnie. Gatunkami o największej frekwencji były *Arcella discoides, Centropyxis aculeata* oraz *Tracheleuglypha dentata*. Wystąpiły one w ponad 100 próbach i może to świadczyć o ich szerokiej skali ekologicznej oraz potencjale do kolonizowania nowych siedlisk lub też zmienności wewnątrz gatunkowej. Jest to kwestia otwarta i nadal w niewystarczającym stopniu rozpoznana.

Najliczniej reprezentowane były ameby skorupkowe w obrębie rodzajów *Arcella, Centropyxis, Difflugia, Euglypha, Heleopera, Nebela* oraz *Trinema*. Każde ze stanowisk torfowiskowych charakteryzowało się specyficzną strukturą taksonomiczną ameb skorupkowych. Na rycinie 30, zaprezentowano udział poszczególnych taksonów ameb w obrębie najliczniejszych rodzajów na badanych torfowiskach. Struktura ta ze względu na dużą mozaikę siedlisk i mnogość czynników kształtujących dane środowisko jest dość skomplikowana. Zdecydowanie najmniejsze zróżnicowanie taksonomiczne zaobserwowano na obszarze torfowiska Kuźnik Bagienny. Torfowisko to charakteryzowało się szczególnie dużym udziałem gatunków z rodzaju Nebela. Jest to obiekt wyróżniający się największym stopniem zakwaszenia oraz przeważającym udziałem mchów z rodzaju *Sphagnum*. Stwarza to trudne warunki do egzystencji ameb skorupkowych, co zauważalne jest w liczbie stwierdzonych taksonów (51). Część z nich jak np. *Nebela tincta, N. militaris*, charakteryzuje się, obecnością symbiotycznych glonów wewnątrz komórki, dzięki czemu taksony te radzą sobie lepiej w warunkach ubogich w substancje odżywcze. Największą różnorodność taksonomiczną w obrębie badanych torfowisk stwierdzono na obiektach Czarci Staw, Kazanie oraz Kuźnik Olsowy. Torfowisko Rurzyca, pomimo podobnego bogactwa gatunkowego do torfowiska Kuźnik Olsowy (77) posiadała duży udział taksonów rzadkich. Torfowiska Czarci Staw, Kazanie oraz Kuźnik Olsowy dość zauważalnie różniły się między sobą specyfiką fizyczno-chemiczną wód w związku z czym te czynniki mogły mieć drugorzędne znaczenie dla ameb skorupkowych. Najprawdopodobniej efekt wysokiej różnorodności na tych torfowiskach jest spowodowany optymalnymi, dostępnymi siedliskami tj. dużą różnorodnością mchów oraz stosunkowo neutralnymi warunkami środowiskowymi. Interesujący jest duży udział taksonów z rodzaju *Euglypha* w torfowiskach Czarci Staw, Czarne oraz Wierzchołek. Rodzaj ten jest bardzo różnorodny i obejmuje ok. 40 do tej pory opisanych gatunków oraz wiele podgatunków i form (Meisterfeld 2001b). Większość *Euglypha*, to gatunki małe (ok. 50 µm) i często charakteryzujące się obecnością kolców na powierzchni skorupki (Decloitre 1962,

Chardez, Leclercq 1963, Coûteaux i in. 1979). Są one ważnym obiektem „polowań" ze strony innych większych taksonów, szczególnie z rodzaju *Nebela* (Meisterfeld 2001a, b). Duża różnorodność taksonów z rodzaju *Euglypha* stwierdzona w badanych próbach, jest prawdopodobnie efektem niewielkiej liczby stwierdzonych taksonów z rodzaju *Nebela*. Analizując ryc.30, można zauważyć, że krzywa liczby taksonów rodzaju *Euglypha* w dość wyraźny sposób pokrywa się z krzywą liczby taksonów rodzaju *Nebela* i może to świadczyć o braku naturalnego drapieżnika oraz o dogodnych warunkach do rozwoju dla mniejszych taksonów lecz obserwacje te wymagają gruntownego potwierdzenia w analizie ilościowej poszczególnych taksonów.



Ryc. 30 Różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych w obrębie najliczniejszych rodzajów na poszczególnych stanowiskach badawczych. (objaśnienie skrótów, KO – Kuźnik Olszowy, KB – Kuźnik Bagienny, KAZ – Kazanie, WAG – Wagowo, RURZ – Rurzyca, MAK – Makąty, CZS – Czarci Staw, CZAR – Czarne, WEK – Wierzchołek)

4. Ekologia ameb skorupkowych

Najważniejszym celem niniejszej pracy było zobrazowanie czułości ameb skorupkowych na zmiany czynników ekologicznych na torfowiskach minerotroficznych wzdłuż gradientów środowiskowych. Ameby skorupkowe, podobnie do wcześniej omawianej roślinności, w dostrzegalnym stopniu realizują gradient żyzności. Jak już

wcześniej wspomniano mikrorzeźba analizowanych torfowisk charakteryzowała się raczej płaską powierzchnią. W konsekwencji gradient wilgotnościowy nie odgrywał tak istotnej roli w różnicowaniu ameb skorupkowych jak ma to z reguły miejsce na torfowiskach wysokich. Podobną sytuację zaobserwowano na torfowiskach we wschodnich Karpatach (Czechy), gdzie gradient żyzności, kontrolowany przez pH oraz wapń, był ponad trzykrotnie silniejszy aniżeli drugi gradient wilgotnościowy (Opravilová, Hájek 2006). Porównywalnych relacji dopatrzyli się również naukowcy badający ekologię ameb skorupkowych w siedliskach mechowisk Arktyki (Beyens i in. 1986, Mattheeussen i in. 2005a)

Jak wynika z dotychczasowych rozważań, bardzo istotny wpływ na strukturę i występowanie ameb skorupkowych na torfowiskach mają pH oraz głębokość lustra wody gruntowej (DWT) (Charman, Warner 1992, Tolonen i in. 1992, Charman, Warner 1997, Bobrov i in. 1999, Mitchell i in. 1999, Lamentowicz, Mitchell 2005a). Zmiany sezonowe poziomu wód gruntowych i co za tym idzie wilgotności siedliska, wpływają w istotny sposób na zróżnicowanie ameb skorupkowych zasiedlających torfowiska mszarne (Warner i in. 2007). Jednakże wyniki badań Booth'a (2001) przeprowadzone na mokradłach północnych Stanów Zjednoczonych wskazują DWT jako drugorzędny w stosunku do pH. Publikacja Opravilovej i Hájka (2006) należy do nielicznych, które odnoszą się do problematyki występowania i relacji ekologicznych ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych. Analizy ordynacyjne zastosowane do karpackiego zbioru danych wskazały DWT, wapń oraz magnez jako najważniejsze zmienne kształtujące strukturę taksonomiczną ameb skorupkowych. Obserwacja autorów jest zbliżona do wyników uzyskanych dla ameb skorupkowych i parametrów środowiskowych na torfowiskach Wielkopolski. Rozważając znaczenie powyższych parametrów dla ameb skorupkowych należy zwrócić uwagę na kilka ważnych prawidłowości morfologicznych i fizjologicznych tych organizmów. Wśród wymienionych czynników, wapń należy do jednych z ważniejszych elementów budulcowych skorupek niektórych przedstawicieli ameb. Duże koncentracje wapnia występują np. w skorupkach *Paraquadrula irregularis*, która okazała się licznym taksonem zasiedlającym wielkopolskie tofowiska minerotroficzne. Dokładny mechanizm wbudowywania elementów wapnia w strukturę skorupki nie został jeszcze wyjaśniony, zatem można przypuszczać, że jest on pobierany w formie wolnych jonów ze środowiska lub wydobywany z pokarmu a następnie przetwarzany i wbudowywany w nowo tworzącą się skorupkę. Badania prowadzone w arktyce (Beyens i in. 1990)

wykazały, że obecność *Paraquadrula irregularis* może być wykorzystywana jako wskaźnik warunków neutralnych lub lekko alkalicznych. Takson ten znajdowany był również w osadach jeziornych (Beyens i in. 1990, Wall i in. 2010) oraz miejscach silnie zanieczyszczonych w siedliskach mchu *Tortula muralis* (Nguyen-Viet i in. 2004). Biorąc pod uwagę dużą różnorodność ameb skorupkowych w miejscach o wysokim stężeniu wapnia, można przypuszczać, że poza funkcją budulcową skorupek odgrywa on również inne ważne funkcje w ich komórkach. Z punktu widzenia fizjologicznego wapń jest ważnym przekaźnikiem sygnałów wewnątrzkomórkowych oraz aktywatorem enzymów w cyklu Krebsa (Wilkins, Wilkins 2003). Ameby skorupkowe oraz inne mikroorganizmy pobierają łatwo dostępny wapń ze środowiska i wykorzystują go w procesach fizjologicznych. Niestety nadal mechanizm ten nie został odpowiednio zbadany oraz brakuje informacji dotyczących reakcji ameb skorupkowych na nadmiar i deficyt wapnia w środowisku. Wyniki zawarte w niniejszej pracy pokazują, że jon ten ma duże znaczenie dla występowania ameb skorupkowych na torfowiskach jednakże konieczne wydają się być dalsze badania na podłożu eksperymentalnym.

We wszystkich analizowanych siedliskach rozmieszczonych wzdłuż gradientu żyzności zaobserwowano, że miejsca kwaśne preferowane były przez takie taksony jak *Heleopera sphagni, Nebela griseola, N. tincta, Assulina muscorum*, *A. seminulum* oraz *Archerella flavum.* Struktura ta jest charakterystyczna dla siedlisk tego typu i była wcześniej opisywana przez innych badaczy (Tolonen i in. 1992, Mitchell i in. 1999, Lamentowicz, Mitchell 2005a). Jednak w porównaniu do siedlisk kwaśnych, odmienne relacje wykazano dla biotopów alkalicznych mchów brunatnych i ramienic. W tych miejscach stwierdzono ogólnie znacznie większą różnorodność ameb skorupkowych. Szczególnie wyraźnie zaznaczała się obecność taksonów z rodzaju *Difflugia* oraz *Arcella*. Generalnie uważa się, że ameby skorupkowe z rodzaju *Difflugia* preferują siedliska wodne, często związane z mchami i glonami o okołoneutralnym odczynie pH (Smith 1992). W próbach pochodzących z mchów torfowców stwierdzono mniejszy udział taksonów z rodzaju *Difflugia* aniżeli siedlisk mchów brunatnych i ramienic. Niektóre ameby skorupkowe z takich rodzajów jak m.in. wyżej wspomniana *Difflugia* i *Centropyxis* budują swoje skorupki z materiału organicznego lub mineralnego, który znajdują w bezpośrednim środowisku życia (Meisterfeld 2001a). W biotopach mchów brunatnych i ramienic, panowały warunki wilgotne z dużą różnorodnością towarzyszących organizmów w tym m.in. glonów (w szczególności okrzemek), mikroskopijnych skorupiaków oraz wrotków. Prawdopodobnie ze względu na fakt

stosunkowo łatwego pozyskania materiału budulcowego, taksony z rodzaju *Difflugia* oraz *Centropyxis* występowały w tych siedliskach tak licznie.

Rozważając pierwszą hipotezę badawczą, potwierdzono wpływ czynników hydrochemicznych na strukturę zgrupowań ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych. W przypadku wszystkich badanych stanowisk parametry takie zmienne jak pH, konduktywność, barwa, SO_4, Mg, PO_4, K, Ca oraz DWT istotnie wpływały na występowanie ameb na badanych obiektach. Badania Payne'a (2010) na torfowiskach o charakterze minerotroficznym w rejonie basenu morza Śródziemnego prezentują zbliżone wyniki. Jednakże w tamtym przypadku hydrologia okazała się najistotniejszym czynnikiem ekologicznym różnicującym ameby skorupkowe w środowisku. Autor zaobserwował również relacje pomiędzy strukturą ameb skorupkowych oraz obecnością jonów metali tj. cynk (Zn) i żelazo (Fe), niemniej jednak w badanych siedliskach torfowisk minerotroficznych Wielkopolski, analizowane żelazo w żadnym przypadku nie wykazało istotnych korelacji. Jest to zastanawiająca obserwacja ze względu na fakt, że u niektórych gatunków ameb zaobserwowano wykorzystywanie żelaza jako materiału budulcowego skorupek (Meisterfeld 2001a).

W publikacji prezentującej zależności ekologiczne pomiędzy amebami skorupkowymi a środowiskiem na torfowisku Bagno Chlebowo (Lamentowicz i in. 2007) wykazano istotne znaczenie SO_4 dla zgrupowań tamtejszych populacji ameb skorupkowych. Wpływ siarczanów potwierdza się również na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski. W większości przypadków siarczany były istotnie z magnezem oraz wapniem i przyczyniały się do wzrostu bogactwa gatunkowego ameb skorupkowych. Szczególne preferencje względem tego parametru miały takie ameby jak *Difflugia mica* oraz *Pseudodifflugia fulva*. W innych pracach opisujących to zagadnienie również zaobserwowano pozytywne korelacji pomiędzy zgrupowaniami ameb skorupkowych a siarczanami (Mitchell i in. 2000, Opravilová, Hájek 2006). Payne i in. (2010) w eksperymentalnych badaniach torfowisk Szkocji wykazał, że wpływ ten objawiał się głównie zmniejszaniem liczebności poszczególnych taksonów ameb skorupkowych. Można więc zauważyć, że czynnik ten może mieć istotne znaczenie limitujące występowanie tych organizmów na torfowiskach. Ze względu na fakt, że ameby skorupkowe są ważnym narzędziem w badaniach paleoekologicznych, można również przypuszczać, że w przyszłości możliwa będzie paleośrodowiskowa rekonstrukcja zawartości siarki.

Wyniki obrazujące relacje ekologiczne pomiędzy amebami skorupkowymi a zmiennymi środowiska na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski nawiązują do rezultatów badań w innych rejonach świata. Analiza dwóch podzbiorów danych odnoszących się do siedlisk Sphagnum oraz mchów brunatnych/ramienic dostarczyła odmienny obraz zależności. W odniesieniu do siedlisk mchów brunatnych i ramienic ameby skorupkowe wykazały korelację z przewodnością elektrolityczną, SO_4, Na i Mg, pH, O_2, barwą, PO_4, poziomem wody gruntowej (DWT) oraz stężeniem K. W przypadku stanowisk ze Sphagnum jedynie Na i DWT były istotne statystycznie. Zastanawiający jest wpływ jonów sodu, który we wszystkich sytuacjach wykazywał znaczenie czynnika kształtującego strukturę ameb skorupkowych. Jak do tej pory żadne badania w tym zakresie nie podkreślają bezpośredniego znaczenia tego elementu dla Protista siedlisk słodkowodnych. Najprawdopodobniej wynik ten może być efektem silnej korelacji z przewodnością elektrolityczną czy też jonami mineralnymi jak np. Mg, Ca. Badania dotyczące fitoplanktonu pokazały, że sód wraz z potasem odgrywają rolę drugorzędną w kształtowaniu struktury gatunkowej glonów (Reynolds 2006). Kwestia ta nadal pozostaje otwarta i wymaga dalszych badań, w szczególności na podłożu fizjologicznym.

Ponadto w obrębie podzbioru mchy brunatne/ramienice zaobserwowano interesującą korelację pomiędzy zgrupowaniami ameb skorupkowych i tlenem rozpuszczonym. Część gatunków ameb koncentrowała się w miejscach o jego podwyższonej zawartości w wodzie. Czynnik ten jest bardzo ważny dla egzystencji większości żywych organizmów (Begon i in. 2006), jednakże niektóre ze znanych ameb skorupkowych jak np. *Difflugia proteiformis* mogą być dobrze zaadoptowane do warunków o niewielkiej ilości tlenu w siedlisku (Scott i in. 2004). Wyższy poziom wody, większy udział fitoplanktonu oraz intensywna fotosynteza mogą prowadzić do zwiększania się zawartości tlenu w wodach torfowisk, który z kolei może mieć znaczenie dla występowania ameb skorupkowych i innych organizmów. Jak dotąd problem ten nie został w wystarczającym stopniu zbadany. Ponadto fizjologiczne mechanizmy, które umożliwiają przetrwanie ameb skorupkowych w warunkach fluktuacji tlenu w wodzie również nie posiadają naukowego wytłumaczenia. Publikacja Roe i in. (2010) pokazała, że tlen jest czynnikiem, który limituje występowanie ameb skorupkowych w osadach dennych jezior. Podobnych obserwacji dokonano w osadach dennych jeziora Góreckiego na terenie Wielkopolskiego Parku Narodowego (Lamentowicz Ł, mat. niepubl.). Istnieje potrzeba przeanalizowania większej ilości

torfowisk i różnorodnych siedlisk pod kątem tego czynnika, aby skonfrontować wyniki z niniejszymi danymi.

Obserwacje mikroskopowe umożliwiły dostrzeżenie różnic w koncentracji poszczególnych taksonów ameb skorupkowych w obrębie mikrosiedlisk torfowisk minerotroficznych Wielkopolski. W trakcie analiz prób pod kątem obecności ameb skorupkowych pochodzących z siedlisk mchów brunatnych i ramienic zauważono różnice w zagęszczeniu skorupek w odniesieniu do siedlisk mchów torfowców *Sphagnum sp*. Mchy te zajmują odmienne biotopy w środowisku oraz charakteryzują się inną fizjonomią. Najbardziej zauważalną cechą jest fakt, że mchy brunatne nie posiadają wyspecjalizowanych komórek wodnych, które są charakterystyczne dla rodzaju *Sphagnum*. Mchy torfowce wytworzyły tę adaptację głównie w celu zatrzymania wody atmosferycznej dzięki czemu zdolne są do dłuższej fotosyntezy i dalszego wzrostu (Stålfelt 1937). Mchy brunatne rosnące na torfowiskach funkcjonują zwykle w miejscach podmokłych, często zanurzonych w wodzie. Niemniej jednak, nie posiadają one komórek wodnych i w sytuacjach fluktuacji hydrologicznych i dłuższego okresu przesuszenia może dojść do ich zaniku (Vitt, Wieder 2009). Należy zatem podkreślić, że mchy brunatne wydają się być mniej stabilnymi biotopami niż mchy torfowce. Procesy utleniania i redukcji podlegają intensywnym wahaniom w trakcie sezonu wegetacyjnego. W konsekwencji mchy brunatne pomimo występowania w siedliskach o wyższej zawartości związków mineralnych i biogenów mogą być siedliskami mniej bezpiecznymi dla zgrupowań ameb skorupkowych niż mchy torfowce. Mimo tej niestabilności mikrosiedlisk, dostępność minerałów, pokarmu i materiału budulcowego jest na tyle duża, że w siedliskach mchów brunatnych spotkać można bardzo dużą różnorodność taksonomiczną ameb skorupkowych. W tabeli 16 zestawiono najważniejsze cechy i różnice charakteryzujące siedliska mchów torfowców i mchów brunatnych wraz z ramienicami pod kątem uzyskanych rezultatów analizy ameb skorupkowych.

Tab.16. Porównanie dwóch klas siedliskowych (Sphagnum oraz mchy brunatne/ ramienice) z punktu widzenia najważniejszych cech mikro i makroskopowych.

Sphagnum	Mchy brunatne/ramienice
✓ Mała różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych, ✓ Dominacja taksonów z rodzaju *Archerella, Hyalosphenia, Assulina*, ✓ Gatunki preferujące siedliska kwaśne (pH=3-5), ubogie w związki mineralne, ✓ Duże zagęszczenie ameb skorupkowych, ✓ Warunki stabilne, komórki wodne *Sphagnum* magazynujące wodę, ✓ Mniejsza różnorodność innych grup organizmów, duży udział okrzemek.	✓ Duża różnorodność taksonomiczna ameb skorupkowych, ✓ Dominacja taksonów z rodzaju *Microchlamys, Paraquadrula*, *Centropyxis, Difflugia,* ✓ Gatunki preferujące siedliska bogate w składniki mineralne, szczególnie Ca, Mg i Na, ✓ Małe zagęszczenia ameb skorupkowych, ✓ Warunki niestabilne, często dochodzi do przesuszenia siedliska, ✓ Duża różnorodność innych grup organizmów, szczególnie glonów z grupy *Desmidiales*,

5. Ameby skorupkowe i roślinność torfowiskowa

W niniejszej pracy przeanalizowano znaczenie poszczególnych grup roślinnych tj.: mchów, ramienic i flory naczyniowej dla populacji ameb skorupkowych zasiedlających torfowiska minerotroficzne. Większość badań z tego zakresu prowadzona była do tej pory głównie na torfowiskach ombrogenicznych, które posiadają relatywnie krótki gradient hydrologiczny i hydrochemiczny. Ponadto również jedyna praca, w której analizie poddano ameby skorupkowe, roślinność oraz parametry fizyczno-chemiczne jednocześnie, dotyczy właśnie torfowisk ombrogenicznych (Mitchell i in. 2000). Jednakże w ostatnim czasie ukazała się publikacja, odnosząca się do siedlisk minerotroficznych i poruszająca ten aspekt relacji ekologicznych na torfowiskach alpejskich (Lamentowicz i in. 2010a). Należy podkreślić, że kwestia zależności ekologicznych na poziomie ameb skorupkowych i roślinności wciąż nie należy do wystarczająco zbadanych. Niniejsza praca jest jedną z pierwszych, która prezentuje wymagania siedliskowe ameb skorupkowych względem roślinności na torfowiskach minerotroficznych.

Analiza MFA (multiple factor analysis) zastosowana do wielkopolskiego zbioru danych wykazała, że największe znaczenie dla ameb skorupkowych zasiedlających torfowiska minerotroficzne mają mchy brunatne i ramienice (r=0.29). W drugiej kolejności czynnikiem znacząco kształtującym strukturę tych organizmów są parametry-fizyczno chemiczne (r=0,24) a następnie odpowiednio rośliny naczyniowe (r=0,22). Tego typu analiza wykonana w wysokogórskim torfowisku Mauntshas (Alpy Szwajcarskie) przedstawiła odmienny wynik (Lamentowicz i in. 2010a). Autorzy zaobserwowali, że parametry fizyczno-chemiczne były głównym czynnikiem kontrolującym strukturę gatunkową ameb skorupkowych (r=0,55), natomiast brioflora była drugorzędna w stosunku do tych czynników. Analogicznie do danych pochodzących z mechowisk szwajcarskich, potwierdza się niewielkie znaczenie flory naczyniowej dla ameb egzystujących na torfowiskach minerotroficznych. Za taki stan rzeczy może odpowiadać kilka czynników ekologicznych. Jednym z nich może być większa ilość analizowanych parametrów fizyczno-chemicznych w próbach z Wielkopolski, ale również dodatkowa grupa tj. ramienice, które zostały włączone do zbioru danych. W przypadku materiałów szwajcarskich, wzięto pod uwagę mszaki i rośliny naczyniowe. Rozszerzony zbiór danych o większą ilość czynników oraz gatunków roślin dostarcza relatywnie więcej informacji oraz jest metodycznie rzetelniejszy. Można zatem przypuszczać, że wynik zależności na poziome korelacji czterech macierzy z torfowisk minerotroficznych Wielkopolski jest obarczony mniejszym błędem aniżeli dane szwajcarskie i dostarcza bardziej wiarygodnych wyników. Zbliżone rezultaty uzyskano również dla pięciu europejskich torfowisk zdominowanych przez mchy torfowce (*Sphagnum* sp.), w których autorzy podkreślają bardziej istotne relacje ekologiczne na poziomie brioflory i ameb skorupkowych aniżeli głęboko zakorzenionymi roślinami naczyniowymi (Mitchell i in. 2000). **Na podstawie powyższych obserwacji odrzucono drugą hipotezę badawczą mówiącą, że zgrupowania ameb skorupkowych są silniej skorelowane z czynnikami hydrochemicznymi aniżeli roślinnością.**

Wyniki analizy MFA przedstawiają ponadto interesujący obraz zależności między roślinnością naczyniową, brioflorą i czynnikami fizyczno-chemicznymi. W tym przypadku korelacja między parametrami fizyczno-chemicznymi a zbiorem roślin naczyniowych była najsilniejsza. Brak korzeni u mchów i ramienic powoduje, że są one bardziej podatne na czynniki zewnętrzne niż rośliny naczyniowe, które są zakorzenione w glebie torfowej i zależne od wody gruntowej. Głęboko zakorzenione rośliny

naczyniowe i mchy prawdopodobnie reagują na inne czynniki środowiska i z tego powodu mogą być rozpatrywane jako dwie różne grupy funkcjonalne (Mitchell i in. 2000, Lamentowicz i in. 2010a).

W kolejnym etapie posłużono się kanoniczną analizą korespondencji (CCA), gdzie przeanalizowano wzajemne relacje ameb skorupkowych i brioflory w przestrzeni ordynacyjnej. Zauważono interesujące zależności pomiędzy poszczególnymi taksonami ameb skorupkowych i mchów występujących na badanych torfowiskach minerotroficznych. Największe znaczenie w porządkowaniu ameb skorupkowych miały gatunki z rodzaju Sphagnum (*Sphagnum fallax, S. angustifolium, S. teres, S. magellanicum*) oraz mchy brunatne tj. *Hamatocaulis vernicosus, Aulacomnium palustre, Marchantia aquatica, Drepanocladus polycarpos, Straminergon stramineum, Paludella squarrosa, Climacium dendroides, Plagiothecium elatum* oraz *Limprichtia revolvens*. Większość preferujących kwaśne siedliska gatunków ameb skorupkowych związana była z mikrosiedliskami *Sphagnum fallax* oraz *Sphagnum angustifolium*. Jednakże *Heleopera rosea*, ameba często występująca w obrębie przesuszonych mchów torfowców (Charman, Hendon 2000), wiązała się w tym przypadku z siedliskami *Sphagnum teres*, który należy do mchów torfowców preferujących warunki bardziej minerotroficzne od dwóch wcześniej wspominanych (Hájkova, Hájek 2004b).

Po drugiej stronie gradientu znalazły się kontrastujące siedliska mchów brunatnych, w obrębie których skupiła się większość zidentyfikowanych taksonów ameb skorupkowych. Mechowiska z udziałem *Limprichtia cossoni, Limprichtia revolvens*, *Drepanocladus polycarpos* oraz *Calliergon giganteum,* które rozwijały się w warunkach większej ilości jonów mineralnych w wodzie, były miejscem występowania wielu gatunków ameb. W zbiorze tym znajdują się m.in. jedne z najczęściej obserwowanych taksonów tj; *Microchlamys patella* czy *Paraquadrula irregularis* oraz ponadto liczne gatunki z rodzaju *Difflugia* i *Centropyxis*. Mikrosiedliska wyżej wspomnianych mchów stwarzają przypuszczalnie dość trudne warunki dla egzystencji ameb skorupkowych. W tych siedliskach mogą pojawiać się ekstremalne koncentracje jonów wapnia i magnezu oraz znaczne wahania poziomu wody, co może świadczyć o dużej tolerancji ameb skorupkowych zajmujących te biotopy. Z drugiej jednak strony duża różnorodność sugeruje dobre warunki pokarmowe oraz bazę budulcową dla nowo powstających skorupek. Siedliska suchszych mchów brunatnych tj. *Paludella squarrosa, Tomenthypnum nitens, Marchantia aquatica, Aulacomnium palustre* zajmowane były przez mniejszą ilość taksonów ameb skorupkowych. Miejsca te

stanowiły niszę dla niewielkich ameb skorupkowych jak. np. *Trinema lineare, Corythion dubium, Euglypha cristata, Cenropyxis levigata, Difflugia lucida, Euglypha simplex*, które prawdopodobnie mają mniejsze wymagania względem wilgotności siedliska i są w stanie przetrwać warunki długotrwałej suszy. Ponadto gatunki te ze względu na niewielkie rozmiary mają predyspozycje do szybkiego przemieszczania się oraz większego tempa reprodukcji i tym samym zajmowania nowych siedlisk. Jak wynika z literatury gatunki z rodzaju *Euglypha, Trinema, Corythion, Centropyxis, Phryganella* były wielokrotnie obserwowane w najwcześniejszym stadium sukcesji nowych ekosystemów (Smith 1985, Wanner, Dunger 2002, Coupe i in. 2003) i uznawane są za r - strategów (Smith i in. 2008).

Taksony ameb skorupkowych zajmujące siedliska mszarów torfowcowych wyróżniają się bardzo interesującym przystosowaniem, umożliwiającym im przetrwanie w tych trudnych warunkach. Dostosowały się się one do symbiozy z drobnymi glonami (Zoochlorella), które zaopatrują komórkę w składniki odżywcze wyprodukowane w procesie fotosyntezy, z drugiej jednak strony symbiotyczne ameby wydają się być silnie zależne od dostępu światła. Meisterfeld (1977) podkreśla, że czynnik ten może działać limitująco na występowanie ameb skorupkowych na torfowiskach. Większość symbiotycznych gatunków ameb skorupkowych w tym np. *Hyalosphenia papilio, Nebela militaris, Nebela tincta, Heleopera sphagni* występowała głównie w siedliskach mchów torfowców, które są najczęściej wyeksponowane na działanie światła słonecznego. Gatunki obserwowane wśród mchów brunatnych, unikały symbiozy z glonami, co może być spowodowane faktem dużego zacienienia tych biotopów przez roślinność, ale również ewolucyjnym przystosowaniem do lepszej dostępności pożywienia. Mchy brunatne porastały w większości przypadków miejsca osłonięte wysokimi roślinami naczyniowymi jak np. *Cladium mariscus, Phragmites australis* czy *Schoenoplectus tabernamontanni*. Dostępność światła może być w tej sytuacji ważnym czynnikiem warunkującym występowanie ameb skorupkowych w siedliskach różnych gatunków mchów na torfowiskach minerotroficznych, na który warto zwrócić szczególną uwagę w przyszłych badaniach.

Zrozumienie związku ameb skorupkowych i mchów występujących na torfowiskach przyczyni się także do podniesienia efektywności i jakości przyszłych badań paleoekologicznych. Umożliwi to połączenie informacji środowiskowej, pochodzącej zarówno z makroszczątków roślinnych zarchiwizowanych w formie torfu

jak i zespołów ameb skorupkowych, w sposób umożliwiający bardziej precyzyjne wnioskowanie o zmianach środowiska na torfowiskach.

6. Znaczenie bioindykacyjne ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych

Badania odnoszące się do wymagań siedliskowych ameb skorupkowych jak dotychczas koncentrowały się głównie na trzech parametrach abiotycznych torfowisk tj.: pH, DWT (poziom wody gruntowej) oraz przewodności elektrolitycznej (Beyens, Chardez 1987, Mitchell i in. 1999, Booth, Zygmunt 2005, Lamentowicz, Mitchell 2005a, Booth 2007). Pomiar tych czynników w terenie zwykle nie należy do skomplikowanych i dzięki temu można uzyskać relatywnie dużo informacji o stanie środowiska. Zdecydowanie rzadziej poruszana jest kwestia szerszego spektrum czynników abiotycznych wody oraz gleby i relacji ekologicznych z poszczególnymi grupami mikroorganizmów (Mitchell i in. 2004, Mitchell i in. 2008). Tego typu badania są tematem wielu publikacji z zakresu hydrobiologii i limnologii, w których analizowane są poszczególne elementy abiotyczne w relacji do wybranych grup organizmów, a w szczególności planktonu (Marshall, Burchardt 2004, Marshall i in. 2009, Francis i in. 2011). Prace te są ważnym źródłem informacji o preferencjach ekologicznych poszczególnych organizmów i potencjalnych możliwościach wykorzystania ich w diagnozie stanu środowiska.

Ekosystemy torfowiskowe pomimo dominacji siedlisk terrestrycznych stwarzają zbliżone warunki eksploracji oraz również podobne priorytety badawcze do ekosystemów jeziornych. W szczególności torfowiska wysokie są bardzo ważnymi archiwami historii stanu przyrody (Tobolski 2003). Ze względu na zdolność akumulacji torfu, dostarczają one niezwykle istotnych treści o stanie środowiska przyrodniczego w oparciu o znajdujące się w torfie archiwa biotyczne i abiotyczne (Tobolski 2003). Z tego powodu torfowiska wysokie, zależne głównie od wód opadowych, stosunkowo stabilne hydrologicznie i akumulujące systematycznie warstwę organicznego torfu są tak znaczące z punktu widzenia badań paleoekologicznych. Z drugiej jednak strony często pomijany jest fakt, że ekosystemy te w początkowym etapie powstawania funkcjonowały jako torfowiska niskie, a głównym budulcem torfu były pozostałości mchów brunatnych i turzyc. W ostatnim czasie zwraca się coraz większą uwagę na

funkcjonowanie tego typu obiektów w krajobrazie i ich wartość paleoekologiczną (Payne 2010).

Ameby skorupkowe dzięki umiejętności budowania trwałej skorupki i szybkiej reakcji na zmieniające się warunki środowiska są bardzo ważną grupą bioindykatorów w ekosystemach torfowiskowych i jeziornych (Booth i in. 2008, Escobar i in. 2008, Mitchell i in. 2008). Dzięki znajomości wymagań siedliskowych poszczególnych gatunków ameb skorupkowych dowiadujemy się między innymi o zmianach hydrologicznych i troficznych jakie zachodziły w przeszłości danego zbiornika. Jednakże wiedza ta opiera się w znacznym stopniu na rekonstrukcji paleohydrologicznej i nadal istnieje potrzeba jej rozszerzenia o inne czynniki środowiska.

Autekologia gatunków zasiedlających torfowiska minerotroficzne ubogie Wielkopolski nawiązuje do wcześniej opublikowanych prac z tego zakresu. Taksony takie jak np. *Hyalosphenia papilio, Assulina muscorum, Archerella flavum, Arcella catinus*, *Nebela tincta, Heleopera sphagni* posiadają swoje optima występowania w siedliskach mchów torfowców o charakterze kwaśnym. Potwierdza się również obserwacja *Hyalosphenia papilio* jako gatunku wilgociolubnego, który dzięki wrażliwości na ten czynnik jest jednym z ważniejszych wskaźników wykorzystywanych w badaniach paleoekologicznych (Booth 2010). Niektóre z taksonów jak np. *Corythion dubium* czy *Assulina muscorum* znane są zasiedlania siedlisk przesuszonych mszarów torfowcowych (Warner, Chmielewski 1992). Jednakże w wielkopolskim zbiorze danych *Corythion dubium* spotykany był głównie w miejscach występowania mchu *Aulacomnium palustre*, który jest przedstawicielem mchów właściwych (brunatnych). Podobnej obserwacji dokonano również na torfowiskach Wyspy Bornholm (Dania), gdzie największe koncentracje tego taksonu spotykano właśnie w mikrosiedliskach mchu *Aulacomnium palustre* (Lamentowicz Ł, mat. niepubl). *Corythion dubium* wraz z *Assulina muscorum* ze względu na niewielkie rozmiary, są określane jako jedne z najbardziej kosmopolitycznych ameb skorupkowych na świecie. Ich obecność notowano m. in. w tak odległych rejonach świata jak Arktyka i Antarktyka (Beyens i in. 1992, Beyens, Chardez 1994, Van Kerckvoorde i in. 2000). W badaniach torfowisk taksony te wykorzystywane są jako wskaźniki stanów przesuszenia lub odwodnienia środowiska. Informacja ta potwierdza się również dla torfowisk minerotroficznych ubogich, gdzie taksony te spotykano głównie w miejscach o niższym poziomie wody gruntowej. Niestety zdecydowanie słabiej rozpoznana jest reakcja gatunków ameb skorupkowych na inne czynniki fizyczno-chemiczne wód gruntowych w tego typu

środowiskach. Interesującej obserwacji dokonano analizując modele reakcji (odpowiedź) ameb skorupkowych na obecność jonów fosforanowych w siedliskach torfowisk minerotroficznych ubogich. Tego typu analizę przeprowadzono dla taksonów ameb skorupkowych szczególnie użytecznych w badaniach paleoekologicznych jak: *Archerella flavum, Assulina muscorum, Arcella catinus, Hyalosphenia papilio*. *Hyalosphenia papilio* oraz *Amphitrema flavum*, gatunki charakteryzujące kwaśne i najczęściej wilgotne siedliska mszarne (Tolonen i in. 1992). W materiale z Wielkopolski oba taksony wyraźnie unikały miejsc o podwyższonej ilości jonów fosforanowych podczas gdy *Assulina muscorum* i *Arcella catinus* miały swoje optimum przy nieco wyższej zawartości PO_4 w zakresie (3-3,5 mg/l). Prawdopodobnie w biotopach suchych mchów torfowców dochodzi do rozpadu kompleksów humusowych w efekcie czego jony fosforanowe uwalniane są do środowiska. Można przypuszczać, że taksony *Assulina muscorum* i *Arcella catinus* mogą być potencjalnymi wskaźnikami zmian troficznych na torfowiskach minerotroficznych. Generalnie większość ameb skorupkowych mszarów torfowisk minerotroficznych ubogich, preferowała miejsca o minimalnej ilości jonów mineralnych. Pewne różnice dostrzeżono jedynie w obrębie takich czynników jak pH, DWT, PO_4 oraz K (Ryc.27).

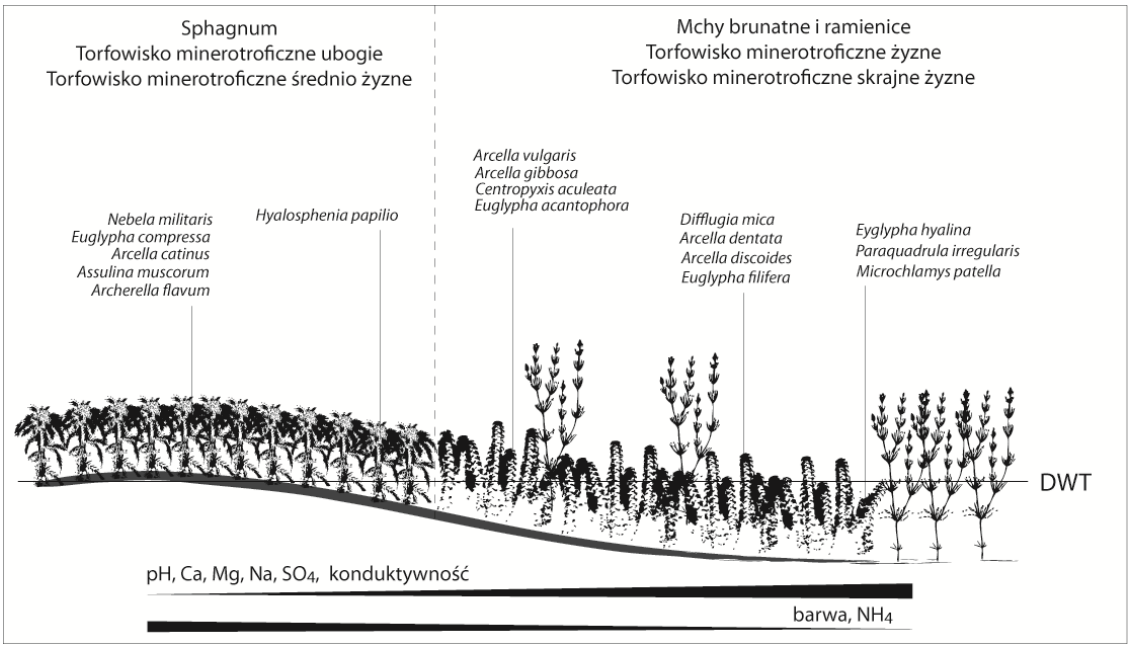
Interesujące zależności dostrzeżono po drugiej stronie gradientu żyzności a mianowicie w siedliskach mchów brunatnych i ramienic, gdzie panowały warunki silnie minerotroficzne. W tych miejscach zaobserwowano dominację dwóch taksonów ameb skorupkowych: *Microchlamys patella* oraz *Paraquadrula irregularis*. *Microchlamys patella* jest to mała ameba należąca do rodziny Microchlamidae, obejmującej taksony charakteryzujące się cienką, elastyczną grzbietowo wypukłą skorupką (Kudryavtsev, Hausmann 2007). Po wewnętrznej stronie skorupki, przytwierdzona jest komórka ameby, kontaktująca się ze środowiskiem zewnętrznym za pomocą pseudopodiów. Takson ten stwierdzany był w siedliskach mchów torfowców, glebie jak również osadach dennych jezior (Ogden 1985, Meisterfeld 2001a), jednak wydaje się, że jego obecność szczególnie zaznacza się w biotopach minerotroficznych mchów właściwych. Wyróżniał się on liczebnością oraz frekwencją na tle pozostałych gatunków ameb skorupkowych. Podobnie duże zagęszczenia tego taksonu zaobserwowano na torfowisku Ølene w zachodniej części wyspy Bornholm (Dania), gdzie analizie poddano wapniolubną roślinność mszystą (Lamentowicz, mat. niepubl.). *Microchlamys patella* wraz z innym bardzo licznym taksonem *Paraquadrula irregularis*, zajmowały biotopy o podobnych cechach. Szczególnie mocno korelowały się one z jonami mineralnymi tj.

Ca, Mg i Na oraz chętnie zasiedlały mchy brunatne tj. *Calliergon giganteum*, *Limprichtia revolvens* i *L. cossoni*. Pomimo podobnych wymagań siedliskowych takson *Microchlamys patella*, okazuje się być bardziej wrażliwy na duże stężenia siarczanów w badanych siedliskach, wykazuje większą tolerancję na zawartość jonów wapnia i magnezu oraz zajmuje siedliska o niższym poziomie wód gruntowych. Oba taksony mogą wobec tego dostarczać ważnej informacji o stanie środowiska, a w szczególności o zasobach mineralnych danego torfowiska. Istnieje prawdopodobieństwo, że wraz ze wzrostem ilości biogenów (N i P) gatunki te będą wycofywać się z zajmowanych siedlisk. Liczne opracowania dotyczące ekologii torfowisk sugerują, że w siedliskach o skrajnie wysokim pH dostępność głównych biogenów tj. N, P i K jest niewielka (Opravilová, Hájek 2006). Jak wynika z analiz CCA ameby skorupkowe unikały siedlisk o większym stężeniu azotu i fosforu w wodzie a grupowały się głównie wzdłuż gradientu żyzności.

Do taksonów charakterystycznych dla torfowisk minerotroficznych żyznych oraz skrajnie żyznych w skali badanych obiektów, można również zaliczyć *Euglypha acantophora, Euglypha filiera Difflugia mica* oraz wiele innych gatunków z rodzaju *Difflugia* i *Centropyxis*. Mniejszy udział tych taksonów w biotopach torfowisk minerotroficznych ubogich może świadczyć o relatywnie niewielkiej ilości budulca i tym samym limitującej właściwości tego czynnika (Heal 1963). Jednakże pomimo dużej różnorodności taksonów z rodzaju *Difflugia*, jedynie frekwencja i liczebność *Difflugia mica* wyróżniała się na tle pozostałych taksonów z tego rodzaju. Gatunek ten jak do tej pory podawany był z kilku miejsc na świecie w tym. m.in. z rejonów Grenlandii (Mattheeussen i in. 2005b) osadów dennych rzeki Narew (Polska) oraz sadów dennych stawów górskich Ullswater (Wielka Brytania) (Ellison 1994). *Difflugia mica* wykorzystywana jest przez niektórych badaczy w analizach paleolimnologicznych dostarczając informacji o podwyższonym odczynie pH w środowisku (Scott i in. 2004). Jednakże jak wynika z danych zawartych w niniejszej pracy, gatunek ten może również wskazywać na podwyższoną zawartość jonów wapnia, magnezu, sodu oraz większą zawartość jonów fosforanowych. Może być przydatny w próbach oceny zależności troficznych na torfowiskach oraz jako wskaźnik minerotrofii w torfach.

W pracy zwrócono również uwagę na *Arcella discoides*, która należała do jednych z najliczniejszych i najczęściej obserwowanych ameb skorupkowych na badanych torfowiskach minerotroficznych. Lamentowicz M. i in. (2009), określają ten takson jako wrażliwy na fluktuacje hydrologiczne na torfowiskach wysokich i jest on

wykorzystywany w badaniach paleoekologicznych jako wskaźnik niestabilności hydrologicznej. Powyższa informacja nawiązuje również do wymagań ekologicznych *Arcella discoides* na torfowiskach minerotroficznych. Takson ten ogólnie charakteryzowany jest jako wskaźnik wysokiego poziomu wody na torfowiskach, niemniej jednak w nawiązaniu do publikacji Lamentowicza (2009) oraz danych z torfowisk minerotroficznych Wielkopolski można przypuszczać, że jest on dobrze przystosowany do wahań poziomu wody oraz średniej zawartości jonów mineralnych. Wyniki zawarte w niniejszej pracy potwierdzają zatem wymagania ekologiczne tego taksonu.



Ryc. 31. Zakres występowania wybranych taksonów ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski względem gradientów środowiskowych.

Analizując bioindykacyjne znaczenie ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych należy w szczególności podkreślić ich wrażliwość na stężenie jonów mineralnych w wodzie (Ryc.31). Ponadto na przykładzie analiz gradientów ekologicznych i korelacji środowiskowych można zauważyć, że mają one również dominujący wpływ na brioflorę oraz florę naczyniową. Zwiększony dopływ biogenów i innego typu zanieczyszczeń pochodzenia antropogenicznego może doprowadzić do wycofywania się grup organizmów charakterystycznych dla tych ekosystemów. Z drugiej jednak strony może zajść sytuacja odwrotna do wyżej opisanej, wywołana sukcesją mchów torfowców i procesem autogenicznego zakwaszania środowiska. Posługując się wiedzą o znajomości wymagań ekologicznych poszczególnych grup

funkcjonalnych zarówno mikroorganizmów jak i organizmów wyższych, można z dużą dokładnością określić aktualny stan ekologiczny torfowisk minerotroficznych, ale również zrekonstruować jego historię w oparciu o występowanie kluczowych grup organizmów w osadzie torfowym. Uzyskane wyniki skłaniają do uzupełnienia zebranego zestawu danych o inne parametry środowiska jak na przykład obecność zanieczyszczeń: metali ciężkich czy różnego typu pestycydy, które docierają do środowiska wraz z opadem atmosferycznym. Ameby skorupkowe dzięki niewielkim rozmiarom oraz szybkiej reprodukcji szybko reagują na zmieniające się warunki środowiska niż inne organizmy eukariotyczne i mogą dzięki temu służyć jako sygnał wczesnego ostrzegania.

VI. PODSUMOWANIE I WNIOSKI

Rezultatem przeprowadzonych badań są wyniki dotyczące ekologii i różnorodności ameb skorupkowych w relacji do parametrów fizyczno-chemicznych wody oraz struktury roślinności na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski.

1. Na obszarze 9 badanych torfowisk minerotroficznych zaobserwowano w sumie 147 taksonów ameb skorupkowych należących do 17 rodzin i 30 rodzajów.
2. Florę torfowisk minerotroficznych reprezentowało 8 gatunków ramienic, 39 gatunków mchów w tym 26 gatunków mchów brunatnych i 12 mchów torfowców oraz 82 gatunki roślin naczyniowych.
3. Zgrupowania ameb skorupkowych oraz roślin rozmieszczone są głównie wzdłuż gradientów: żyzności (pH/Ca) oraz w mniejszym stopniu wzdłuż gradientu troficznego i wilgotnościowego.
4. Występowanie brioflory jak i flory naczyniowej zależne było od podobnych parametrów fizyczno-chemicznych wód torfowiskowych. Głównymi czynnikami determinującymi brioflorę były: konduktywność, pH, SO_4, NO_3, $Ca^{2+,}$ $Mg^{2+,}$, Na^+, K^+ oraz DWT natomiast flora naczyniowa zależna była od takich zmiennych jak SO_4, DWT, pH, Na^+, Mg^{2+}, Ca^{2+}, NO_3 oraz K^+. Zdecydowanie największy wpływ na zróżnicowanie roślinności w obrębie analizowanych torfowisk minerotroficznych miały jony mineralne natomiast wśród analizowanych biogenów jedynie azot azotanowy wykazał istotność względem struktury roślinności torfowisk.
5. Bogactwo gatunkowe brioflory i roślin naczyniowych było znacznie większe w siedliskach torfowisk minerotroficznych żyznych. W obydwu przypadkach zarówno brioflora oraz flora naczyniowa prezentowały ciągłe rozmieszczenie wobec analizowanych gradientów środowiska nie tworząc wyraźnie odseparowanych grup.
6. Struktura poszczególnych gatunków ameb skorupkowych pokazuje silne zróżnicowanie w obrębie powierzchni badanych torfowisk. Siedliska roślinne charakteryzują się obecnością specyficznych gatunków ameb, np. *Hyalosphenia papilio, Archerella flavum, Assulina seminulum* w kwaśnych dywanach mchów torfowców (*Sphagnum* sp.); *Microchlamys patella, Paraquadrula irregularis*, *Centropyxis aculeata* w podtopionych mechowiskach.

7. Analiza rarefakcji pokazała, że w przedziale od 32-40 przeanalizowanych prób, liczba taksonów osiąga równowagę. Wynik jest istotny ze względu na fakt potencjalnego wykorzystania ameb skorupkowych w monitoringu środowiska, podkreślając, że liczba 40 prób z kompletnego gradientu żyzności jest wystarczającą ilością do osiągnięcia pułapu 140 taksonów ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych.
8. Wynik nietendencyjnej analizy zgodności (DCA), podobnie jak w przypadku roślinności, uwidocznił ciągłość występowania ameb skorupkowych wzdłuż analizowanych gradientów środowiska.
9. Największą różnorodność taksonomiczną ameb skorupkowych zaobserwowano w siedliskach mchów brunatnych i ramienic, które były charakterystyczne dla torfowisk minerotroficznych żyznych i torfowisk minerotroficznych skrajnie żyznych.
10. Głównymi czynnikami fizyczno-chemicznymi kształtującymi strukturę ameb skorupkowych we wszystkich analizowanych mikrosiedliskach były: pH, poziom wody gruntowej (DWT), przewodność elektrolityczna, magnez (Mg^{2+}), sód (Na^{+}), potas (K^{+}), siarczany (SO_4), jony fosforanowe (PO_4) oraz barwa wody. Podobne czynniki fizyczno-chemiczne determinowały występowanie ameb skorupkowych w obrębie mchów brunatnych i ramienic gdzie do najważniejszych należały: pH, poziom wody gruntowej (DWT), przewodność elektrolityczna, tlen rozpuszczony (O_2 mg/l), magnez (Mg^{2+}), sód (Na^{+}), potas (K^{+}), jony siarczanowe (SO_4), jony fosforanowe (PO_4), jony amonowe (NO_3), amoniak (NH_4) oraz barwa wody. W przypadku siedlisk mchów torfowców jedynie sód oraz poziom wody gruntowej (DWT) okazały się istotnie wpływać na rozmieszczenie ameb skorupkowych na torfowiskach.
11. Duży procent zmienności nie wyjaśnionej przez parametry uwzględnione w analizach CCA świadczy o istotnej roli innych, poza siedliskowymi, czynników w procesie kształtowania struktury roślinności i ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych.
12. Analiza MFA, w której porównano jednocześnie 4 analizowane zbiory danych pokazała, że największe znaczenie dla występowania ameb skorupkowych na torfowiskach minerotroficznych mają mchy brunatne i ramienice natomiast parametry fizyczno-chemiczne odgrywają rolę drugorzędną.

13. Siedliska podmokłych mchów brunatnych o większym stężeniu jonów mineralnych i mniejszej zawartości kwasów humusowych są biotopem dla wielu taksonów ameb skorupkowych budujących swoje skorupki w wyniku aglutynacji elementów mineralnych i organicznych. Najprawdopodobniej w tego typu siedliskach dostęp do pożywienia oraz materiałów budulcowych jest większy co również prowadzi do wzrostu różnorodności poszczególnych taksonów ameb skorupkowych. Siedliska kwaśnych mchów torfowców były biotopem dla wyspecjalizowanych gatunków ameb, żyjących w symbiozie z drobnymi glonami.
14. Pomimo dużej różnorodności taksonomicznej ameb skorupkowych występujących w siedliskach mchów brunatnych, w trakcie analiz mikroskopowych, zaobserwowano ich mniejsze koncentracje aniżeli w siedliskach mchów torfowców. Jest to najprawdopodobniej wywołane odmienną fizjonomią dwóch grup mchów. *Sphagnum* posiadają wyspecjalizowane komórki wodne umożliwiające im przetrwanie okresów suszy, podczas gdy liście mchów brunatnych są płaskie i nie mają zdolności magazynowania wody. To powoduje, że siedliska te są bardziej podatne na wysychanie i tym samym stwarzają dość trudne warunki do egzystencji dla ameb skorupkowych.
15. Zobserwowano istotny związek taksonów ameb skorupkowych z poszczególnymi gatunkami mchów i ramienic. Informacja ta może bardzo przydatna w kontekście badań paleoekologicznych i rekonstrukcjach środowiska przyrodniczego.
16. Ameby skorupkowe ze względu na dużą wrażliwość na zmieniające się warunki środowiska oraz dużą różnorodność, mogą być dobrymi bioindykatorami użytecznymi w monitoringu torfowisk minerotroficznych. Ze względu na dużą czułość względem jonów mineralnych mogą informować o przekształceniach środowiska wywołanych procesami eutrofizacji oraz mogą służyć jako sygnał wczesnego ostrzegania.

VII. LITERATURA

Akaike, H. 1973. Information theory and an extension of the maximum likelihood principle. Akademiai Kiado, Budapeszt.

Andrus, R. E. 1986. Some aspects of Sphagnum ecology. Canadian Journal of Botany **64**: 416-426.

Aoki, Y., Hoshinoa, M., Matsubara, T. 2007. Silica and testate amoebae in a soil under pine–oak forest. Geoderma **142**: 29-35.

Asada, T., Warner, B. G. 2009. Plants and testate amoebae as environmental indicators in cuprfiferous peatlands, New Brunswick, Canada. Ecological indicators **9**: 129-137.

Balik, V. 1991. The effect of the road traffic pollution on the communities of testate amoebae (Rhizopoda, Testacea) in Warsaw (Poland). Acta Protozoologica **30**: 5-11.

Bedford, B. L., Walbridge, M. R., Aldous, A. 1999. Patterns in nutrient availability and plant diversity of temperate North American wetlands. Ecology **80**: 2151-2169.

Begon, M., Townsend, C. R., Harper, J. R. 2006. Ecology: From Individuals to Ecosystems. Blackwell Publishing.

Beyens, L., Chardez, D. 1987. Evidence from Testate Amoebae for Changes in Some Local Hydrological Conditions Between c. 5000 BP and c. 3800 BP on Edgeoya (Svalbard). Polar Research **5**: 165-169.

Beyens, L., Chardez, D. 1994. On the Habitat Specificity of the Testate Amoebae Assemblages from Devon Island (NWT, Canadian Arctic), with the Description of a New Species: Difflugia ovalisina. Arch. Protistenkunde **144**: 137-142.

Beyens, L., Chardez, D., De Baere, D., De Bock, P. 1992. The Testate Amoebae from the Sondre Stromfjord Region (West-Greenland): Their Biogeographic Implications. Archiv für Protistenkünde **142**: 5-13.

Beyens, L., Chardez, D., De Baere, D., De Bock, P., Jacques, E. 1990. Ecology of Terrestrial Testate Amoebae Assemblages from Coastal Lowlands on Devon Island (NWT, Canadian Arctic). Polar Biol **10**: 431 - 440.

Beyens, L., Chardez, D., de Landtsheer, R., de Bock, P., Jacques, E. 1986. Testate amoebae populations from moss and lichen habitats in the arctic. Polar Biolology **5**: 165-173.

Beyens, L., Meisterfeld, R. 2001. Protozoa: Testate amoebe.*in* J. P. Smol, H. J. B. Birks, and W. M. Last, editors. *Tracking Environmental Change Using lake Sediments. Volume 3: Terrestial, Algal, and Siliceous Indicators*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Nederlands.

Biernacka, I. 1956. Przyczynek do znajomości pierwotniaków Zalewu Wiślanego. Pol. Arch. Hydrobiol. **3**: 43-68.

Biernacka, I. 1957a. The plankton Różnów lake in June 1957 Pol. Arch. Hydrobiol. **5**: 147-159.

Biernacka, I. 1957b. Seasonal changes of the Protozoen fauna in activated sludge of the purifer in Danzig Pol. Arch. Hydrobiol. **5**: 51-69.

Bobrov, A. A., Charman, D. J., Warner, B. G. 1999. Ecology of Testate Amoebae (Protozoa: Rhizopoda) on Peatlands in Western Russia with Special Attention to Niche Separation in Closely Related Taxa. Protist **150**: 125-136.

Bocard, D., Gillet, F., Legendre, P. 2011. Numerical ecology with R. Springer, New York.

Bojková, J., Schenková, J., Horsák, M., Hájek, M. 2011. Species richness and composition patterns of clitellate (Annelida) assemblages in the treeless spring fens: the effect of water chemistry and substrate. Hydrobiologia **1**: 159-171.

Bonnet, L. 1973. Le peuplement thécamoebien des mousses corticoles. Protistologica **9**: 319-338.

Booth, K. R. 2002. Testate amoebae as paleoindicators of surface-moisture changes on Michigan peatlands: modern ecology and hydrological calibration. Journal of Paleolimnology **28**: 329-348.

Booth, K. R. 2010. Environmental Controls on Pore Number in Hyalosphenia papilio: Implications for Paleoenvironmental Reconstruction. Acta Protozoologica **49**: 22-35.

Booth, K. R., Sullivan, E. M., Sousa, A. V. 2008. Ecology of testate amoebae in a North Carolina pocosin and their potential use as environmental and paleoenvironmental indicators. Ecoscience **15**: 277-289.

Booth, R. K. 2001. Ecology of testate amoebae (Protozoa) in two lake superior coastal wetlands: implications for paleoecology and environmental monitoring. Wetlands **21**: 564-576.

Booth, R. K. 2007. Testate amoebae as proxies for mean annual water-table depth in Shpagnum-dominated peatlands of North America. Journal of Quaternary Science **23**: 43-57.

Booth, R. K., Zygmunt, J. R. 2005. Biogeography and comparative ecology of testate amoebae inhabiting Sphagnum-dominated peatlands in the Great Lakes and Rocky Mountain regions of North America. Diversity and Distributions **11**: 577-590.

Boyer, M. L. H., Wheeler , B.D. 1989. Vegetation patterns in spring-fed calcareous fens: calcite precipitation and constrains on fertility. Journal of Ecology **77**: 597–609.

Bragazza, L., Gerdol, R. 2002. Does the gradient in nutrient availability coincide with the acidity-alkalinity gradient in Sphagnum-dominated peatlands? Journal of Vegetation Science **13**: 473–482.

Bragazza, L., Rydin, H., Gerdol, R. 2005. Multiple gradients in mire vegetation: A comparison of a Swedish and an Italian bog. Plant Ecology **177**: 223-236.

Bridgham, S. D., Pastor, J., Janssens, J. A., Chapin, C., Malterer, T. J. 1996. Multiple limiting gradients in peatlands: a call dor a new paradigm. Wetlands **16**: 45-65.

Burbidge, S. M., Schröder-Adams, C. J. 1998. Thecamoebians in LakeWinnipeg: a tool for Holocene paleolimnology. Journal of Paleolimnology **19**: 309–328.

Cabejszek, I., Malinowski, Z., Stanisławska, J. 1959. Seston of the vistula river in the sector Góra Kalwaria-Płock. Pol. Arch. Hydrobiol. **5**: 29-49.

Caron, D. A. 1994. Inogranic Nutrients, Bacteria, and the Microbial Loop. Microbial Ecology **28**: 295-298.

Chardez, D., Leclercq, J. 1963. Variabilité des populations d'*Euglypha stigosa* (Ehrenberg) Leidy en fonction de l'habitat (*Rhizopoda testacea*). Bulletin de l'Institut Agronomique et des Stations de Recherches de Gembloux **31**: 21-27.

Charman, D. J. 1997. Modelling hydrological relationships of testate amoebae (Protozoa : Rhizopoda) on New Zealand peatlands. Journal of the Royal Society of New Zealand **27**: 465-483.

Charman, D. J., Brown, A. D., Hendon, D., Karofeld, E. 2004. Testing the relationship between Holocene peatland palaeoclimate reconstructions and instrumental data at two European sites. Quaternary Science Reviews **23**: 137–143.

Charman, D. J., Hendon, D. 2000. The identification of testate amoebae (Protozoa: Rhizopoda) in peats. Technical Guide No.9. Quatenary Research Association, London.

Charman, D. J., Roe, H. M., Gehrels, W. R. 1998. The use of testate amoebae in studies of sea-level change: a case study from the Taf Estuary, south Wales, UK. The Holocene **8**: 209-218.

Charman, D. J., Warner, B. G. 1992. Relationship between Testate Amoebae (Protozoa: Rhizopoda) and Microenvironmental Parameters on a Forested Peatland in Northeastern Ontario. Can. J. Zool. **70**: 2474-2482.

Charman, D. J., Warner, B. G. 1997. The Ecology of Testate Amoebae (Protozoa: Rhizopoda) in Oceanic Peatlands in Newfoundland, Canada: Modelling Hydrological Relationships for Palaeoenvironmental Reconstruction. Ecoscience **4**: 555-562.

Chase, J. M., Leibold, M. A. 2003. Ecological Niches: Linking Classical and Contemporary Approaches. University of Chicago Press. Chicago and London.

Clarke, K. J. 2003. Guide to identification of soil Protozoa - Testate amoebae. Freshwater Biological Association, Ambleside.

Clymo, S. R., Turunen, J., Tolonen, K. 1998. Carbon accumulation on peatlands. Oikos **81**: 368-388.

Colwell, R. K., Mao, C. X., Chang, J. 2004. Interpolating, Extrapolating, and Comparing Incidence-Based Species Accumulation Curves. Ecology **85**: Ecology.

Coupe, S. J., Smith, H. G., Newman, A. P., Puehmeier, T. 2003. Biodegradation and microbial diversity within permeable pavements. European Journal of Protistology **39**: 495-498.

Coûteaux, M.-M., Munsch, A., Ponge, J.-F. 1979. Le Genre *Euglypha*: Essai de taxinomie numérique. Protistologica **15**: 565-579.

Debinski, D. M., Vannimwegen, R. E., Jakubauskas, M. E. 2006. Quantifying relationships between bird and butterfly community shifts and environmental change. Ecological Application **16**: 380–393.

Decloitre, L. 1962. Le genre *Euglypha* Dujardin. Archiv für Protistenkünde **106**: 51-100.

Dojlido, J. 1995. Chemia wód powierzchniowych. Ekonomia i Środowisko, Warszawa.

Du Rietz, G. E. 1949. Huvudenheter och huvudgraÈnser i svensk myrvegetation. Svensk Botanisk Tidskrift **43**: 274-309.

Ehrenberg, K. 1841. Über die von Herr Prof. Goeppert aus Bresslau. Bericht über die zur Bekanntmachung geeigneten Verhandlungen der Königliche Preussischen Akademie der Wissenschaften zu Berlin.

Elbanowska, H., Zerbe , J., Siepak, J. 1992. Fizyczno-chemiczne badania wód. UAM, Poznań.

Ellison, R. L. 1994. Paleolimnological Analysis of Ullswater Using Testate Amoebae. Journal Of Paleolimnology **13**: 51-63.

Escobar, J., Brenner, M., Whitmore, T. J., Kenney, W. F., Curtis, J. H. 2008. Ecology of testate amoebae (thecamoebian) in subtropical Florida lakes. Journal of Paleolimnology **40**: 715-731.

Escofier, B., Pagès, J. 1994. Multiple Factor Analysis (AFMULT package). Computational Statistics and Data Analysis **18**: 121-140.

Foissner, W., Schiller, W. 2001. Stable for 15 Million Years: Scanning Electron Microscope Investigation of Miocene Euglyphid Thecamoebians from Germany, with Description of the New Genus *Scutiglypha*. European Journal of Protistology **37**: 167-180.

Francis, T. B., Schindler, D. E., Holtgrieve, G. W., Larson, E. R., Scheuerell, M. D., Semmens, B. X., Ward, E. J. 2011. Habitat structure determines resource use by zooplankton in temperate lakes. Ecology Letters **14**: 364-372.

Gąbka, M. 2009. Charophytes of the Wielkopolska region (NW Poland): distribution, taxonomy and autecology. Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań.

Gąbka, M., Owsianny, P. M. 2009. Zbiorowiska roślinne ekosystemów jeziorno-torfowiskowych Rynny Jezior Kuźnickich. P. M. Owsianny [red]. Rynna Jezior Kuźnickich i rezerwat przyrory Kuźnik-bioróżnorodność, funcjonowanie, ochrona i edukacja. Muzeum Stanisława Staszica, Piła.

Gąbka, M., Owsianny, P. M., Rusińska, A. 2009. Flora ramienic, mchów, warobowców i roślin naczyniowych ekosystemów jeziorono-torfowiskowych Rynny Jezior Kuźnickich. P. M. Owsianny [red]. Rynna Jezior Kuźnickich i rezerwat przyrory Kuźnik-bioróżnorodność, funcjonowanie, ochrona i edukacja. Muzeum Stanisława Staszica, Piła.

Gehrels, R. 2010. Sea-level changes since the Last Glacial Maximum: An appraisal of the IPCC Fourth Assessment Report. Journal of Quaternary Science **25**: 26-38.

Gehrels, W. R., Roe, H. M., Charman, D. J. 2001. Foraminifera, testate amoebae and diatoms as sea-level indicators in UK saltmarshes multiproxy approach. Journal of Quaternary Science Erratum **17**: 285.

Gerdol, R. 1995. Community and species-performance patterns along alpine poor-rich gradient. J. Veg. Sci. **6**: 175-182.

Gilbert, D., Amblard, C., Bourdier, G., Francez, A.-J. 1998. The microbial loop at the surface of a peatland: Structure, function, and impact of nutrient input. Microbial Ecology **35**: 83-93.

Gilbert, D., Mitchell, E. A. D. 2006. Microbial diversity in Sphagnum peatlands. Pages 289-320 *in* a. M. C. I.P. Martini, W. Chesworth, Editors, editor. Peatlands: Evolution and Records of Environmental and Climatic Changes.

Golemansky, V. 1970. A list of Testacea (Protozoa, Rhizopoda) from the Duszatyskie Lakes in Poland. Fragmenta Faunistica (Warszawa) **16**: 21-25.

Górniak, A., Jakatierynczuk-Rudczyk, E., Dobrzyń, P. 1999. Hydrochemistry of three dystrophic lakes in northeastern Poland. Acta hydrochim. hydrobiol **27**: 12-18.

Grolle, R., Long, G. D. 2000. An annotated check-list of the *Hepaticae* and *Anthocerotae* of Europa and Macaronesia Journal of Bryology **22**: 103-140.

Grospietsh, T. 1958. Wechseltierchen (Rhisopoden). Kosmos, Stuttgart.

HACH. 1997. Water Analysis Handbook. DR/2010. Spectrofotometer. HACH Company, USA.

Hájek, M., Hekera, P., Hájkova, P. 2002. Spring fen vegetation and water chemistry in the western carpathian flysch zone. Folia Geobotanica **37**: 205-224.

Hájek, M., Horsák, M., Hájkova, P., Díte, D. 2006. Habitat diversity of central European fens in relation to environmental gradients and and effort to standardise fen terminology in ecological studies Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics **8**: 97-114.

Hájek, M., Tichý, L., S. Schamp, B., Zelený, D., Roleček, J., Hájková, P., Apostolova, I., Dítě, D. 2007. Testing the species pool hypothesis for mire vegetation: Exploring the influence of pH specialists and habitat history. Oikos **116**: 1311-1322.

Hajkova, P., Bojkova, J., Frankova, M., Opravilova, V., Hajek, M., Kintrova, K., Horsák, M. 2011. Disentangling the effects of water chemistry and substratum structure on moss-dwelling unicellular and multicellular micro-organisms in spring-fens. Journal of Limnology **70**: 54–64.

Hájkova, P., Hájek, M. 2004a. Bryophyte and vascular plant responses to base-richness and water level gradients in western Carpathian *Sphagnum*-rich mires. Folia Geobotanica **39**: 335-351.

Hájkova, P., Hájek, M. 2004b. *Sphagnum*-mediated successional pattern in the mixed mire in the Muránska planina Mts (Western Carpathians, Slowakia). Biologia, Bratislava **59**: 65-74.

Hammer, Ø., Harper, D. A. T., Ryan, P. D. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. Palaeontologia Electronica **4**.

Haslam, S. M. 2003. Understanding peatlands. Fen, bog and marsh. Taylor & Francis Inc.

Hastie, T. J., Tibshirani, R. J. 1990. Generalized Additive Models. Chapman and Hall, London.

Hausmann, K., Hülsmann, N., R., R. 2003. Protistology. Schweizerbart, Stuttgart.

Hawkesford, M. J., De Kok, L. J. 2003. Calcium in Plants. Annals of Botany **92**: 487-511.

Heal, O. W. 1963. The distribution of testate amoebae (Rhizopoda:Testacea) in some fens and bogs in Northern England. Journal of the Linnean Society: Zoology **44**: 369-382.

Heal, W. O. 1961. The distribution of testate amoebae (Rhizopoda: Testacea) in some fens and bogs in northern England. Journal of Linnean Society, Zoology **44**: 369-382.

Heikklä, H. 1987. The vegetation and ecology of mesotrophic and eutrophic fens in western Finland. Annales Botanici Fennici **24**: 155-175.

Hell, R., Kruse, C. 2007. Sulfur in biotic interactions of plants. Pages 197–224 *in* M. J. Hawkesford and L. J. De Kok, editors. Sulfur in Plants – an Ecological Perspective. Springer.

Hermanowicz, W., Dożańska, W., Dojlido, J., Koziorowski, B. 1999. Fizyczno-chemiczne badania wody i ścieków. Arkady, Warszawa.

Horsák, M., Cernohorsky, N. 2008. Mollusc diversity patterns in central european fens: hotspots and conservation priorities. Journal of Biogeography **35**: 1215-1225.

Horsák, M., Hájek, M., Dítě, D., Tichý, L. 2007. Modern distribution patterns of snails and plants in the Western Carpathian spring fens: is it a result of historical development? Journal of Molluscan Studies **73**: 53-60.

Inglett, P. W., Reddy, K. R., Newman, S., Lorenzen, B. 2007. Increased soil stable nitrogen isotopic ratio following phosphorus enrichment: Historical patterns and tests of two hypotheses in a phosphorus-limited wetland. Oecologia **153**: 99-109.

Jassey, V. E. J., Chiapusio, G., Mitchell, E. A. D., Binet, P., Toussaint, M. L., Gilbert, D. 2010. Fine-Scale Horizontal and Vertical Micro-distribution Patterns of Testate Amoebae Along a Narrow Fen/Bog Gradient. Microbial Ecology **62**: 374-385.

Jędrysek, M. O. 2003. Nowe dane na temat zmienności δ34S(SO_4^{2-}) i δ18O(SO_4^{2-}) w wodach opadowych: potencjalny znacznik zasilania wód powierzchniowych i podziemnych. H. Piekarek-Jankowska and B. Jaworska-Szulc [eds]. Współczesne problemy hydrogeologii. Wyd. Politechniki Gdańskiej

Jongman, R. H. G., ter Braak, C. J. F., van Tongeren, D. F. R. 1995. Data analysis in community and landscape ecology. Cambridge University Press.

Joosten, H., Succow, M. 2001. Hydrogenetische Moortypen. Landschaftsökologische Moorkunde. Schweizer bart'sche Verlag, Stuttgart.

Keeling, P. J., Burger, G., Durnford, D. G., Lang, B. F., Lee, R. W., Pearlman, R. E., Roger, A. J., Gray, M. W. 2005. The tree of eukaryotes. Trends in Ecology and Evolution **20**: 671-676.

Klimkowska, A., Dzierza, P., Grootjans, A. P., Kotowski, W., Van Diggelen, R. 2010. Prospects of fen restoration in relation to changing land use-An example from central Poland. Landscape and Urban Planning **97**: 249-257.

Kokfelt, U., Rosen, P., Schoning, K., Christensen, T. R., Forster, J., Karlsson, J., Reuss, N., Rundgren, M., Callaghan, T. V., Jonasson, C., Hammarlund, D. 2009. Ecosystem responses to increased precipitation and permafrost decay in subarctic Sweden inferred from peat and lake sediments. Global Change Biology, **15**: 1652-1663.

Kondracki, J. 2002. Geografia regionalna Polski. Wydawnictowo Naukowe PWN, Warszawa.

Kozarski, S. 1995. Deglacjacja północno-zachodniej Polski: warunki środowiska i transformacji geosystemu (~ 20 ka - 10 ka BP). IGiPZ PAN.Dokumentacja Geograficzna **1**: 1-82.

Krashevska, V., Bonkowski, M., Maraun, M., Scheu, S. 2007. Testate amoebae (protista) of an elevational gradient in the tropical mountain rain forest of Ecuador. Pedobiologia **51**: 319-331.

Kudryavtsev, A., Hausmann, K. 2007. *Spumochlamys iliensis* n.g. n. sp. (Testacealobosia, Microchlamyiidae) from Central Asia, with notes on the diversity of Microchlamys-like testate amoebae. European Journal of Protistology **43**: 185-191.

Laggoun-Defarge, F., Mitchell, E., Gilbert, D., Disnar, J. R., Comont, L., Warner, B. G., Buttler, A. 2008. Cut-over peatland regeneration assessment using organic matter and microbial indicators (bacteria and testate amoebae). Journal of Applied Ecology **45**: 716-727.

Lamentowicz, Ł., Gąbka, M., Lamentowicz, M. 2007. Species compositioin of testate amoebae (Protists) and environmental parameters in a *Sphagnum* peatland. Polish Journal of Ecology **55**: 749-759.

Lamentowicz, Ł., Lamentowicz, M., Gąbka, M. 2008. Testate amoebae ecology and a local transfer function from a peatland in western Poland. Wetlands **28**: 164-175.

Lamentowicz, M. 2005. Geneza torfowisk naturalnych i seminaturalnych w Nadleśnictwie Tuchola. Page 103. Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań.

Lamentowicz, M., Cedro, A., Gałka, M., Goslar, T., Miotk-Szpiganowicz, G., Mitchell, E. A. D., Pawlyta, J. 2008b. Last millennium palaeoenvironmental changes from a Baltic bog (Poland) inferred from stable isotopes, pollen, plant macrofossils and testate amoebae. Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology **265**: 93-106.

Lamentowicz, M., Lamentowicz, L., van der Knaap, W. O., Gabka, M., Mitchell, E. A. D. 2010a. Contrasting species-environment relationships in communities of testate amoebae, bryophytes and vascular plants along the fen-bog gradient. Microbial Ecology **59**: 499-510.

Lamentowicz, M., Milecka, K., Gałka, M., Cedro, A., Pawlyta, J., Piotrowska, N., Lamentowicz, Ł., van der Knaap, W. O. 2009. Climate and human induced hydrological change since AD 800 in an ombrotrophic mire in Pomerania (N Poland) tracked by testate amoebae, macro-fossilis, pollen tree-rings of pine. Boreas.

Lamentowicz, M., Mitchell, E. A. D. 2005a. The Ecology of testate amoebae (Protists) in *Sphagnum* in north - western Poland in relation to peatland ecology. Microbial Ecology **50**: 48-63.

Lamentowicz, M., Mitchell, E. A. D. 2005b. Testate amoebae (protists) as palaeoenvironmental indicators in peatlands. Polish Geological Institute Special Papers **16**: 58-64.

Lamentowicz, M., Van der Knaap, P., Lamentowicz, Ł., Van Leeuwen, J. F. N., Mitchell, E. A. D., Goslar, T., Kamenik, C. 2010b. A near-annual palaeohydrological study based on testate amoebae from an Alpine mire: surface wetness and the role of climate during the instrumental period. Journal of Quaternary Science **24**: 190-202.

Lara, E., Heger, T. J., Ekelund, F., Lamentowicz, M., Mitchell, E. A. D. 2008. Ribosomal RNA Genes Challenge the Monophyly of the Hyalospheniidae (Amoebozoa: Arcellinida) Protist **159**: 165-176.

Lara, E., Heger, T. J., Mitchell, E. A. D., Meisterfeld, R., Ekelund, F. 2007. SSU rRNA reveals a sequential increase in shell complexity among the Euglyphid testate amoebae (Rhizaria: Euglyphida). Protist **158**: 229-237.

Lepš, J., Šmilauer, P. 2003. Multivariate analysis of ecological data using CANOCO. University Press.Cambridge, UK.

Limpens, J., Granath, G., Gunnarsson, U., Aerts, R., Bayley, S., Bragazza, L., Bubier, J., Buttler, A., van den Berg, L. J. L., Francez, A. J., Gerdol, R., Grosvernier, P., Heijmans, M. M. P. D., Hoosbeek, M. R., Hotes, S., Ilomets, M., Leith, I., Mitchell, E. A. D., Moore, T., Nilsson, M. B., Nordbakken, J. F., Rochefort, L., Rydin, H., Sheppard, L. J., Thormann, M., Wiedermann, M. M., Williams, B. L., Xu, B. 2011. Climatic modifiers of the response to nitrogen deposition in peat-forming Sphagnum mosses: A meta-analysis. New Phytologist.

Lodish, H., Berk, A., Zipursky, S. L., Matsudaira, P., Baltimore, D., Darnell, J. 2000. Molecular Cell Biology, 4th edition. W. H. Freeman and Company, New York.

Marshall, H. G., Burchardt, L. 2004. Phytoplankton composition within the tidal freshwater-oligohaline regions of the Rappahannock and Pamunkey rivers in Virginia. Castanea **69**: 272-283.

Marshall, H. G., Lane, M. F., Nesius, K. K., Burchardt, L. 2009. Assessment and significance of phytoplankton species composition within Chesapeake Bay and Virginia tributaries through a long-term monitoring program. Environmental Monitoring and Assessment **150**: 143-155.

Mattheeussen, R., Ledeganck, P., Vincke S., van de Vijver, B., Nijs, I. 2005a. Habitat selection of aquatic testate amoebae communities on Qeqertarsuaq (Disco Island), West Greenland. Acta Protozoologica **44**: 253-263.

Mattheeussen, R., Ledegancki, P., Vincke, S., Van de Vijver, B., Nijs, I., Beyens, L. 2005b. Habitat selection of aquatic testate amoebae communities on Qeqertarsuaq (Disko Island), West Greenland. Acta Protozoologica **44**: 253.

Mazei, Y., Tsyganov, A. N. 2006. Freshwater testate amoebae. KMK, Moscow.

Meisterfeld, R. 2001a. Order Arcellinida, Kent 1880. Pages 827–860 *in* J. J. Lee, G. F. Leedale, and P. Bradbury, editors. The Illustrated Guide to the Protozoa. Allen Press, Lawrence.

Meisterfeld, R. 2001b. Testate amoebae with filopoda. Pages 1054–1084 *in* J. J. Lee, G. F. Leedale, and P. Bradbury, editors. The Illustrated Guide to the Protozoa. Allen Press, Lawrence.

Mengel, K., Kirkby, E. A. 1982. Principles of plant nutrition, 3 edn. International Potash Institute, Bern.

Michałowska, A., Rymon-Lipińska, J. 2006. Nowe stanowisko Liparis loeselii (L.)Rich. w Wielkopolsce Chrońmy Przyrodę Ojczystą **62**: 42-44.

Michałowska, A., Rymon-Lipińska, J. 2008. Szata roślinna jeziora Kazanie i przyległego torfowiska w Parku Krajobrazowym Promno. Bad. Fizj. Pol. Zach **57**: 47-59.

Mieczan, T. 2007a. Epiphytic protozoa (testate amoebae and ciliates) associated with Sphagnum in peatbogs: Relationship to chemical parameters. Polish Journal of Ecology **55**: 79-90.

Mieczan, T. 2007b. Seasonal patterns of testate amoebae and ciliates in three peatbogs: Relationship to bacteria and flagelates (Poleski Natational Park, Eastern Poland). Ecohydroly and Hydrobiology **7**: 79-88.

Mieczan, T. 2009. Ecology of testate amoebae (Protists) in Sphagnum peatlands of eastern Poland: Vertical micro-distribution and species assemblages in relation to environmental parameters. Ann. Limnol. - Int. J. Lim. **45**: 41-49.

Mieczan, T. 2010. Effect of vegetation patchiness and site factors on distribution and diversity of testate amoebae and cilliates in peatbog. – Polish Journal of Ecology **58**: 135-144.

Minkiewicz, S. 1914. Übersicht der Fauna der Tatra-Seen Spraw. Kom. Fizjogr. **T.XLVIII**

Mirek, Z., Pięknoś-Mirkowa, H., Zając, A., Zając, M. 2002. Flowering Plants and Pteridophytes of Poland, a Checklist. Władysław Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences,, Kraków, Poland.

Mitchell, E. A. D., Bragazza, L., Gerdol, R. 2004. Testate amoebae (Protista) communities in *Hylocomnium splendens* (Hedw.) B.S.G. (Bryophyta): relationships with altitude and moss elemental chemistry. Protist **155**: 423-436.

Mitchell, E. A. D., Buttler, A., Grosvernier, P., Rydin, H., Albinsson, C., Greenup, A. L., Heijmans, M. M. P. D., Hoosbeek, M. R., Saarinen, T. 2000. Relationships among testate amoebae (Protozoa), vegetation and water chemistry in five *Sphagnum*-dominated peatlands in Europe. New Phytologist **145**: 95-106.

Mitchell, E. A. D., Buttler, A., Warner, B. G., Gobat, J. M. 1999. Ecology of testate amoebae (Protozoa: Rhizopoda) in *Sphagnum* peatlands in the Jura mountains, Switzerland and France. Ecoscience **6**: 565-576.

Mitchell, E. A. D., Charman, D. J., Warner, B. G. 2008. Testate amoebae analysis in ecological and paleoecological studies of wetlands: past, present and future Biodiversity and Conservarion **17**: 2115-2137.

Mitchell, E. A. D., Gilbert, D. 2004. Vertical micro-distribution and response to nitrogen deposition of testate amoebae in *Sphagnum*. J.Eucaryot. Microbiol. **51 (4)**: 485-495.

Moore, P. D. 2006. Wetlands. Sonlight Christian-M.

Moraczewski, J. 1961. *Testacea du littoral peu profond du lac Kisajno* (Région des lacs de Mazurie). Polskie Archiwum Hydrobiologii **9**: 175-194.

Moraczewski, J. 1962. Differenciation écologique de la faune de Testacés du littoral peu profound du lac Mamry. Polskie Archiwum Hydrobiologii **10**: 333-353.

Moraczewski, J. 1965. Taxocénoses des *Testatcea* de quelques petits bassins de terrains inondables de la Narew Acta Protozoologica **3**: 189-213.

Moraczewski, J. 1967. Formation des taxocénoses des *Testacea* dans le lac de Zegrze. Acta Protozoologica **4**: 327-342.

Müller, F. 1998. Gradients in ecological systems. Ecological Modelling **108**: 3-21.

Nguyen-Viet, H., Bernard, N., Mitchell, E. A. D., Corter, J., Badot, P. M., Gilbert, D. 2006. Relationship between testate amoeba (Protist) communities and atmospheric heavy metals accumulated in Barbula indica (Bryophyta) in Vietnam. Microbial Ecology **53**: 53-65.

Nguyen-Viet, H., Bernarda, N., Mitchell, E. A. D., Badot, P.-M., Gilbert, D. 2008. Effect of lead pollution on testate amoebae communities living in Sphagnum fallax: An experimental study. Ecotoxicology and Environmental Safety **69**: 130-138.

Nguyen-Viet, H., Gilbert, D., Bernard, N., Mitchell, E. A. D., Badot, P.-M. 2004. Relationship between atmospheric pollution characterized by NO2 concentrations and testate amoebae density and diversity. Acta Protozoologica **43**: 233-239.

Nowaczyk, B. 2004. Rozwój rzeźby południowego Pomorza. G. Ziółkowski [red]. Przyroda Krainy Złotowskiej. Wlkp. Stowarzysz. Pracy Organicz. Ekorozwój, Urbański Wyd, Toruń.

Ochyra, R., Żarnowiec, J., Bednarek-Ochyra, H. 2003. Census Catalogue of Polish Mosses. Władysław Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

Offierska-Wawrzyniak, J. 1993. Kopalne i współczesne korzenionóżki skorupkowe (Testacea: Rhizopoda) torfowiska Skrzynka w Wielkopolskim Parku Narodowym Bad. Fizj. Pol. Zach **Ser. C**: 5-20.

Offierska, J. 1978. Pełzaki skorupkowe (Testacea) torfowiska otaczającego jezioro skrzynkę w Wielkopolskim Parku Narodowym. Bad. Fizj. Pol. Zach **Ser C**: 7-38.

Offierska, J. 1984. Zmienność skorupek niektórych gatunków pełzaków skorupkowych (Testacea) w Wielkopolskim Parku Narodowym. Bad. Fizj. Pol. Zach **Ser. C**: 154-162.

Ogden, C. D., Hedley, R. H. 1980. An atlas of freshwater testate amoebae. British Museum (Natural History) and Oxford University Press, London and Oxford.

Ogden, C. G. 1985. The Flexible Shell of the Freshwater Amoeba *Microchlamys patella* (Claparède & Lachmann, 1859) (Rhizopoda: Arcellinida). Protistologica **21**: 141-152.

Økland, R. H. 1989. A phytoecological study of mire Kisselbergmosen, SE. Norway. I. Introduction, flora, vegetation and ecological conditions. Sommerfeltioa **8**: 1-172.

Økland, R. H., Økland, T., Rydgen, K. 2001. Scandinavian perspective on ecological gradients in north-west Europena mires: reply to Wheeler and Proctor. Journal of Ecology **89**: 481-486.

Opravilová, V., Hájek, M. 2006. The variation of testacean assemblages (Rhizopoda) along the complete base-richness gradient in fens: A case study from the Western Carpathians. Acta Protozoologica **45**: 191-204.

Owsianny, P. M., Gąbka, M. 2009. Rynna Jezior Kuźnickich (w tym rezerwat przyrody "Kuźnik") - cenny fragment Natura 2000 "Ostoja Pilska". P. M. Owsianny [red]. Rynna Jezior Kuźnickich i rezerwat przyrory Kuźnik-bioróżnorodność, funcjonowanie, ochrona i edukacja. Muzeum Stanisława Staszica, Piła.

Patterson, R. T. 1996. Arcellaceans (Thecamoebians) as proxies of arsenic and mercury contamination in northeastern Ontario lakes. Journal of Foraminiferal Research **26**: 172-183.

Pawlikowski, P. 2006. Habitat preferences and indicator value of eight threatened brown moss species in rich fens of the lithuanian lake district (NE Poland). Polish J. Environm, Stud. **15**: 232-237.

Payne, J. R. 2010. Can testate amoeba-based palaeohydrology be extended to fens? Journal of Quaternary Science.

Payne, R. 2007. Laboratory experiments on testate amoebae preservation in peats. Implication for paleoecology on future studies. Acta Protozoologica **46**: 325-332.

Payne, R., Gauci, V., Charman, D. J. 2010. The impact of simulated sulfate deposition on peatland testate amoebae. Microbial Ecology **59**: 76-83.

Payne, R. J., Kishaba, K., Blackford, J. J., Mitchell, E. A. D. 2006. Ecology of testate amoebae (Protista) in south-central Alaska peatlands: building transfer-function models for palaeoenvironmental studies. Holocene **16**: 403-414.

Persson, A. 1962. Mire and spring vegetation in an area north of Lake Torneträsk, Torne Lappmark, Sweden. II. Habitat conditions. Opera Bot. **6/3**: 1-100.

Poulíèková, A., Hájková, P., Křenková, P., Hájek, M. 2004. Distribution of diatoms and bryophytes on linear transects through spring fens. Nova Hedwigia **78**: 411-424.

Reynolds, C. S. 2006. Ecology of Phytoplankton. Cambridge University Press.

Roe, H. M., Patterson, R. T., Swindles, G. T. 2010. Controls on the contemporary distribution of lake thecamoebians (testate amoebae) within the Greater Toronto Area and their potential as water quality indicators. Journal of Paleolimnology **43**: 955-975.

Rusińska, A., Górski, P., Gąbka, M., Stebel, A., Fudali, E., Szczepański, M., Rosadziński, S., Wolski, G., Pisarek, W., Zubel, R., Staniaszek, M., Pawlikowski, P., Wilhelm, M., Salachana, A., Zalewska-Gałosz, J. 2009. Brioflora of the spring fen "Makąty" in north-western Wielkopolska region. Botanika-Steciana **13**: 155-166.

Rutkowski, L. 1998. Klucz do rozpoznawania roślin naczyniowych Polski niżowej. Wyd. Nauk. PWN, Warszawa.

Rydin, H., Jeglum, J. 2006. The Biology of Peatlands. Oxford University Press, New York.

Schönborn, W. 1965. Die sedimentbewohnenden Testaceen einiger Masurisher Seen. Acta Protozoologica **3**: 297-309.

Schönborn, W. 1966a. Testaceen als Bioindikatoren im System der Seentypen - Untersuchungen in masurischen Seen und im Suwalki-Gebiet (Polen). Limnologica (Berlin) **4**: 1-11.

Schönborn, W. 1966b. Testaceen als Bioindikatoren im System der Seetypen Untersuchungen in masurischen Seen und im Suwałki-Gebiet (Polen). Limnological Review **4**: 1-11.

Scott, B. D., Schafer, T. C., Medioli, S. F. 2004. Monitoring in Coastal Environments Using Foraminifera and Thecamoebian Indicators. Cambridge Univeristy Press.

Selmick, O. 1906. Die Bewohner von Mossrasen von Ostpreussen. Schr. physik.-ökon. Ges. Königsberg: 58-64.

Sherr, E. B., Sherr, B. F. 2002. Signicance of predation by protists in aquatic microbial food webs. Antonie Van Leeuwenhoek International Journal of General and Molecular Microbiology **81**: 293-308.

Siemińska, J. 1955. The river Brinica from the point of view of hydrobiology and fishery Pol. Arch. Hydrobiol. **3**.

Sjörs, H. 1952. On the relation between vegetation and electrolytes in north Swedish mire waters. Oikos **2**: 241-258.

Sjörs, H., Gunnarsson, U. 2002. Calcium and pH in north and central Sweden mire waters. Journal of Ecology **89**: 650-657.

Smith, H. 1992. Distribution and ecology of testate rhizopod fauna of the continental Antarctic zone. Polar Biol. **12**: 629-634.

Smith, H. G. 1985. The Colonization of Volcanic Tephra on Deception Island by Protozoa: Long-Term Trends. Br. Antarct. Surv. Bull. **66**: 19-33.

Smith, H. G., Bobrov, A., Lara, E. 2008. Diversity and biogeography of testate amoebae. Biodiversity and Conservation **17**: 329-343.

SPSS. 2010. IBM SPSS Statistics 19 Core System User's Guide.

Stålfelt, M. G. 1937. Der Gasaustausch der Moose. Planta **27**: 30-60.

StatSoft, I. 1997. STATISTICA for Windows [Computer program manual]. Tulsa.

Succow, M., Joosten, H. 2001. Landschaftsökologische Moorkunde, 2. völlig neu bearbeitete Auflage., Stüttgart: Schweizerbart.

Swindles, G. T., Ruffell, A. 2009. Preliminary investigation into the use of testate amoebae for the discrimination of forensic soil samples. Science & Justice **49**: 182-190.

ter Braak, C. J. F., Šmilauer, P. 1998. CANOCO reference manual and user's guide to Canoco for Windows for Canonical Community Ordination (version 4). Centre for Biometry, Weningen.

Tobolski, K. 2003. Torfowiska na przykładzie Ziemii Świeckiej. Towarzystwo Przyjaciół Dolnej Wisły, Świecie.

Todorov, M., Golemansky, V. 1996. Notes on Testate Amoebae (Protozoa: Rhizopoda) from Livingston Island, South Shetland Islands, Antarctic. Bulgarian Antarctic Research - Life Sciences **1**: 70-81.

Tolonen, K., Warner, B. G., Vasander, H. 1992. Ecology of Testaceans (Protozoa: Rhizopoda) in mires in southern Finland: I. Autecology. Arch. f. Protistenk. **142**: 119-138.

Tsyganov, A. N., Nijs, I., Beyens, L. 2010. Does climate warming stimulate or inhibit soil protist communities? A test on testate amoebae in high-arctic tundra with free-air temperature increase. Protist **in press**.

Van der Maarel, E. 1979. Transformation of cover-abundance values in phytosociology and its effect on community similarity. Vegetatio **39**: 97-114.

van Duren, I. C., Strykstra, R. J., Grootjans, A. P., ter Heerdt, G. N. J., Pegtel, D. M. 1998. A multidisciplinary evaluation of restoration measures in a degraded fen meadow (Cirsio-Molinietum). Applied Vegetation Science **1**: 115-130.

Van Kerckvoorde, A., Trappeniers, K., Chardez, D., Nijs, I., Beyens, L. 2000. Testate amoebae communities from terrestrial moss habitats in the Zackenberg area (North-East Greenland). Acta Protozoologica **39**: 27-33.

Vitt, D. H., Halsey, L. A., Jin, T. L. 1995. Seasonal variation in water chemistry over a bog-rich fen gradient in continental western Canada. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences **52**: 587-606.

Vitt, D. H., Wieder, K. R. 2009. The structure and function of bryophyte-dominated peatlands.*in* B. Goffinet and A. J. Shaw, editors. Biology of peatlands. Cambridge University Press.

Vohnik, M., Burdikova, Z., Albrechtova, J., Vosatka, M. 2009. Testate Amoebae (Arcellinida and Euglyphida) vs. Ericoid Mycorrhizal and DSE Fungi: A Possible Novel Interaction in the Mycorrhizosphere of Ericaceous Plants? Microb. Ecol. **57**: 203-214.

Wall, A. A. J., Gilbert, D., Magny, M., Mitchell, E. A. D. 2010. Testate amoeba analysis of lake sediments: impact of filter size and total count on estimates of density, species richness and assemblage structure. J Paleolimnol **43**: 689-704.

Wanner, M., Dunger, W. 2001. Biological activity of soils from reclaimed open-cast coal mining areas in Upper Lusatia using testate amoebae (protists) as indicators. Ecological Engineering **17**: 323-330.

Wanner, M., Dunger, W. 2002. Primary immigration and succession of soil organisms on reclaimed opencast coal mining areas in eastern Germany. European Journal of Soil Biology **38**: 137-143.

Warner, B., Asada, T., Quinn, N. 2007. Seasonal Influences on the Ecology of Testate Amoebae (Protozoa) in a Small Sphagnum peatland in Southern Ontario, Canada. Microbial Ecology **54**: 91-100.

Warner, B. G., Chmielewski, J. G. 1992. Testate amoebe (Protozoa) as indicators of drainage in a forested mire, northern Ontario, Canada. Archiv für Protistenkunde **141**: 171-183.

Wheeler B.D., Shaw, S. C. 1995. A focus on fens - controls on the composition on fen vegetation in relation to restoration. S. Wheeler B.D., S.C., Fojt, W.J., Robertson, R.A., [eds]. In. Restoration of Temperate Wetlands. John Wiley, Chichester (1995), pp. 49–73.

Wheeler, B. D., Proctor, M. C. F. 2000. Ecological gradients, subdivisions and terminology of north-west European mires. Journal of Ecology **88**: 187-203.

Wilkins, R. G., Wilkins, P. C. 2003. The Role of Calcium and Comparable Cations in Animal Behaviour. The Royal Society of Chemistry, New Mexico.

Woodland, W. A., Charman, D. J., Sims, C. 1998. Quantitative Estimates of Water Tables and Soil Moisture in Holocene Peatlands from Testate Amoebae. The Holocene **8**: 261-273.

Woś, A. 1999. Klimat Polski. PWN, Warszawa.

Zacharias, O. 1911. Das Süsswasser-Plankton. Aus Natur und Geistwelt. Leipzig-Berlin **156**.

ZAŁĄCZNIKI

TABELE

ZAŁĄCZNIK A

Załacznik A.1 – Charakterystyka florystyczna mikrosiedlisk analizowanych torfowisk minerotroficznych Wielkopolski.

Załącznik A.2 – Właściwości fizyczno-chemiczne wód analizowanych torfowisk minerotroficznych Wielkopolski.

Załącznik A.3 – Statystyki opisowe dla poszczególnych taksonów ameb skorupkowych zaobserwowanych na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski.

Załącznik A.4 – Jakościowy udział poszczególnych taksonów ameb skorupkowych na badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski.

Załącznik A.5 – Średnie wartości czynników fizyczno-chemicznych wód torfowisk minerotroficznych.

Załącznik A.6 – Podsumowanie analiz DCA i CCA dla zbiorów danych obejmujących florę oraz ameby skorupkowe.

Załącznik A.7 – Rezultaty analiz w wykorzystaniem uogólnionych modeli addytywnych (GAM) dla poszczególnych taksonów ameb skorupkowych.

Załącznik A.8 – Wyniki krokowej selecji testu permutacyjnego Monte Carlo z 999 permutacjami dla danych florystycznych i ameb skorupkowych.

Załącznik A.9 – Skróty nazw gatunkowych ameb skorupkowych oraz roślin wykorzystane w rycinach.

Załącznik A.1. Charakterystyka mikrosiedlisk analizowanych torfowisk minerotroficznych Wielkopolski.

Próba	Dominujące gatunki mchów i ramienic	Dominujace datunki roślin naczyniowych
KUŹNIK OLSOWY: niewielkie torfowisko otoczone lasem olsowym. Bogate w związki mineralne pło uformowane jest głownie przez taksony z rodzaju *Carex* oraz mchy brunatne.		
KUZ1	***Sphagnum angustifolium***	*Carex rostrata, Oxycoccus palustris*
KUZ2	***Hamatocaulis vernicosus***	*Triglochin palustris, Eleocharis quinqueflora*
KUZ3	***Calliergon giganteum***	*Utricularia minor, Utricularia vulgaris*
KUZ4	***Scorpidium scorpioides***	*Utricularia minor, Carex pseudocyperus*
KUZ5	***Sphagnum fallax***	*Carex rostrata, Oxycoccus palustris*
KUZ6	***Calliergon giganteum***	*Utricularia minor, Thelypteris palustris, Carex diandra*
KUZ7	***Calliergon giganteum***	*Nymphea x borealis, Utricularia minor*
KUZ8	***Calliergonella cuspidata***	*Utricularia minor, Utricularia vulgaris, Eleocharis quinqueflora*
KUZ9	***Hamatocaulis vernicosus***	*Eleocharis quinqueflora, Carex diandra*
KUZ10	***Calliergon giganteum***	*Carex pseudocyperus, Carex rostrata*
KUZ11	***Paludella squarrosa,*** *Chara delicatula*	*Eleocharis quinqueflora, Thelypteris palustris*
KUZ12	***Scorpidium scorpioides,*** *Chara delicatula*	*Utricularia minor, Eleocharis quinqueflora, Schoenoplectus tabernamontani*
KUZ13	***Sphagnum fallax***	*Carex rostrata, Oxycoccus palustris*
KUZ14	***Sphagnum teres***	*Nymphea x borealis, Carex limosa*
KUZ15	***Drepanocladus polycarpos***	*Nymphea x borealis, Utricularia minor, Lemna minor*
KUZ16	***Hamatocaulis vernicosus***	*Utricularia vulgaris*
KUZ17	***Sphagnum fallax***	*Thelypteris palustris, Oxycoccus palustris*
KUZ18	***Paludella squarossa***	*Eleocharis quinqueflora, Carex rostrata*
KUZ19	***Campyllium stellatum***	*Eleocharis quinqueflora, Carex rostrata, Utricularia minor*
KUZ20	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara delicatula*	*Utricularia minor, Carex rostrata*
KUZ21	***Scorpidium scorpioides,*** *Chara delicatula*	*Utricularia vulgaris*
KUZ22	***Sphagnum fallax***	*Oxycoccus palustris, Carex rostrata*
KUŹNIK BAGIENNY: torfowisko zdominowane głównie przez mchy torfowce *Sphagnum sp*. Na kwawędzi pła od strony lustra wody występuje wąski pas szuwaru u działem trzciny oraz mchami brunatnymi u jej podnóża. Od strony okrajka torfowiska wchodzi bór bagienny oraz brzezina bagienna.		
KUZ23	***Sphagnum angustifolium***	*Eriophorum vaginatum, Oxycoccus palustris*
KUZ24	***Sphagnum magellanicum***	*Eriophorum vaginatum, Ledum palustre, Oxycoccus palustris*
KUZ25	***Sphagnum angustifolium***	*Oxycoccus palustris, Eriophorum angustifolium*
KUZ26	***Sphagnum angustifolium***	*Oxycoccus palustris, Eriophorum angustifolium, Carex rostrata*
KUZ27	***Calliergonella cuspidata***	*Carex pseudocyperus, Thelypteris palustris*
KUZ28	***Sphagnum squarrosum***	*Galium palustre*
KUZ29	***Sphagnum teres***	*Carex lasiocarpa, Thelypteris palustris*
KUZ30	***Sphagnum fallax***	*Phragmites australis, Carex rostrata,*
KUZ31	***Sphagnum fallax***	*Eriophorum angustifolium, Oxycocus palustris*
KAZANIE: minerotroficzne torfowisko w obrębie którego znajduje się niewielkie jezioro. Jest bogate w związki mineralne I poprzez to jest ważnym refugium rzadkich I zagrożonych gatunków flory torfowiskowej. W ple dominują mchy brunatne, gdzieniegdzie *Sphagnum sp.* oraz ramienice.		
KAZ1	***Fissidens adianthoides***	*Eleocharis quinqueflora, Schoenoplectus tabernamontani*
KAZ2	***Scorpidium scorpioides***	*Cladium mariscus, Schoenoplectus tabernamontani*
KAZ3	***Limprichtia revolvens***	*Chara polyacantha, Schoenoplectus tabernamontani, Cladium mariscus*
KAZ4	***Odsłonięty torf***	*Schoenoplectus tabernamontani*
KAZ5	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara delicatula*	*Schoenoplectus tabernamontani*
KAZ6	***Calliergon giganteum***	*Utricularia intermedia, Phragimites australis*
KAZ7	***Limprichtia revolvens,*** *Chara delicatula*	*Cladium mariscus*
KAZ8	***Calliergonella cuspidata***	*Schoenoplectus tabernamontani, Peucedanum palustre*
KAZ9	***Sphagnum russowi***	*Eriophorum angustifolium, Oxycoccus paides,lustris, Comarum palustre*
KAZ10	***Limprichtia cossoni***	*Eleocharis quinqueflora*
KAZ11	***Sphagnum teres***	*Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni, Eleocharis quinqueflora*
KAZ12	***Scorpidium scorpioides,*** *Chara hispida,*	*Schoenoplectus tabernamontani, Utricularia minor*
KAZ13	***Calliergonella cuspidata,*** *Sphagnum teres*	*Drosera rotundifolia, Comarum palustre, Thelypteris palustris*
KAZ14	***Sphagnum teres***	*Thelypteris palustris, Lysymachia vulgaris*
KAZ15	***Sphagnum centrale***	*Carex limosa*
KAZ16	***Limprichtia revolvens***	*Eleocharis quinqueflora, Carex pseudocyperus, Schoenoplectus tabernamontanni*

KAZ17	***Campyllium stellatum***	*Phragmites australis, Schoenoplectus tabernamontani*
KAZ18	***Limprichtia revolvens***	*Eleocharis quinqueflora*
KAZ19	***Calliergonella cuspidata***	*Phragimites australis, Carex acutiformis*
WAGOWO: minerotroficzne torfowisko o charakterze przepływowym. W jego centrum znajduje się płytkie jezioro, którego dno porastają łąki ramienicowe. Pło zdominowane jest przez mchy brunatne oraz mchy torfowce jak np. *Sphagnum teres*. Obserwuje się tam proces silnej acydifikacji ze strony *Sphagnum* i stopniowego wycofywania się mchów brunatnych.		
WAG1	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara delicatula*	*Typha angustifolia, Thelypteris palustris*
WAG2	***Calliergonella cuspidata***	*Thelypteris palustris, Triglochin palustre, Comarum palustre*
WAG3	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara intermedia*	*Typha angustifolia, Thelypteris palustris*
WAG4	***Sphagnum teres***	*Thelypteris palustris, Carex diandra, Carex pseudocyperus*
WAG5	***Sphagnum warnstorfi***	*Thelypteris palustris, Utricularia minor, Schoenoplectus tabernamontanni*
WAG6	***Sphagnum teres***	*Triglochin palustre, Thelypteris palustris, Utricularia minor*
WAG7	***Calliergon cordifolium***	*Typha latifolia, Thelypteris palustris*
WAG8	***Sphagnum teres***	*Eriophorum angustifolium, Drosera rotundifolia*
WAG9	***Sphagnum teres***	*Thelypteris palustris, Peucedanum palustre*
WAG10	***Calliergon giganteum,*** *Chara intermedia,*	*Thelypteris palustris*
WAG11	***Calliergon gigantueum***	*Thelypteris palustris*
WAG12	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara intermedia*	*Utricularia australis*
WAG13	***Calliergon giganteum,*** *Chara intermedia*	*Utricularia minor*
WAG14	***Chara intermedia****, Chara tenuispinna, Calliergonella cuspidata*	*Utricularia minor*
WAG15	***Calliergonella cuspidata,*** *Calliergon giganteum, Chara tenusipina*	*Utricularia minor, Thelypteris palustris*
WAG16	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara intermedia,*	*Schoenoplectus tabernamontani, Triglochin palustris*
WAG17	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara tenuispinna*	*Utricularia minor*
WAG18	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara intermedia*	*Utricularia minor, Thelypteris palustris*
WAG19	***Drepanocladus polycarpos,*** *Calliergon giganteum*	*Typha latifolia, Thelypteris palustris*
WAG20	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara tenuispinna*	*Utricularia minor*
RURZYCA: torfowisko o charakterze przepływowym. Wykształciło się w meandrach rzeki Rurzyca. Tło tworzy mozaikę różnych gatunków mchów brunatnych, w tym wielu reliktów polodowcowych wraz alkalicznymi przedstawicielami *Sphagnum* oraz wieloma gatunkami turzyc.		
RURZ1	***Climacium dendroides****, Calliergonella cuspidata*	*Triglochin palustre, Holcus mollis, Carex diandra*
RURZ2	*Hamatocaulis vernicosus,* ***Calliergonella cuspidata***	*Juncus articulatus, Lythrum salicaria, Carex diandra*
RURZ3	***Limprichtia revolvens****, Hamatocaulis vernicosus, Calliergon giganteum, Calliergonella cuspidata*	*Carex diandra, Juncus articulatus*
RURZ4	*Hamatocaulis vernicosus, Calliergonella cuspidata,* ***Bryum pseudotriquetrum***	*Menyanthes trifoliata*
RURZ5	***Sphagnum teres***	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ6	***Calliergon giganteum****, Calliergonella cuspidata, Hamatocaulis vernicosus, Bryum pseudotriquetrum*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ7	***Bryum pseudotriquetrum****, Hamatocaulis vernicosus, Calliergonella cuspidata, Campyllium stellatum, Aulacomnium palustre*	*Epilobium palustre, Lythrum salicaria, Menyanthes trifoliata*
RURZ8	***Sphagnum teres***	*Carex diandra, Thelypteris palustris*
RURZ9	***Calliergon giganteum****, Hamatocaulis vernicosus, Calliergonella cuspidata*	*Utricularia minor, Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ10	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergonella cuspidata, Bryum pseudotriquetrum*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ11	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergon giganteum*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ12	***Hamatocaulis vernicosus****, Marchantia aquatica*	*Carex diandra, Epilibium palustre*
RURZ13	***Sphagnum teres***	*Carex diandra, Lotus palustris*
RURZ14	***Hamatocaulis vernicosus***	*Carex diandra, Calla palustris*
RURZ15	***Marchantia aquatica,*** *Calliergon giganteum,*	*Carex diandra*
RURZ16	***Climacium dendroides****, Calliergonella cuspidata, Bryum pseudotriquetrum, Hamatocaulis vernicosus*	*Carex diandra, Equisetum palustre, Menyanthes trifoliata,*
RURZ17	***Limprichtia revolvens****, Calliergon giganteum*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
RURZ18	***Climacium dendroides****, Calliergonella cuspidata*	*Carex diandra*
RURZ19	***Calliergonella cuspidata***	*Carex diandra, Lythrum salicaria, Menyanthes trifoliata*
RURZ20	*Hamatocaulis vernicosus, Calliergonella cuspidata,* ***Bryum pseudotriquetrum***	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata, Epilobium palustre*
RURZ21	*Limprichtia cossoni, Bryum pseudotriquetrum,* ***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergonella cuspidata*	*Carex rostrata, Carex paniculata, Valeriana dioica*

RURZ22	*Limprichtia revolvens,* ***Calliergonella cuspidata***	*Carex rostrata, Carex paniculata, Valeriana dioica*
RURZ23	***Calliergonella cuspidata****, Limprichtia revolvens, Calliergon giganteum, Bryum pseudotriquetrum*	*Carex rostrata, Carex paniculata, Valeriana dioica*
CZARNE: torfowisko zasobne z związki mineralne. Charakteryzuje się dużą różnorodnością florystyczną. Płoтworzą głównie mchy brunatne wraz z ramienicami występującymi w dolinkach ze stagnująca wodą. W okolicy jeziora, można również spotkać płaty z udziałem *Sphagnum* i niewielkie fragmenty boru bagiennego.		
CZAR1	***Bryum sp.***	*Cladium mariscus, Utricularia minor*
CZAR2	***Drepanocladus polycarpos,*** *Chara tenuispinna, Bryum sp.,*	*Thelypteris palustris*
CZAR3	***Bryum sp.***	*Agrostis cannina, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR4	***Drepanocladus polycarpos, Limprichtia cossoni,*** *Chara tenusipinna,*	*Thelypteris palustris*
CZAR5	***Bryum sp.,*** *Chara vulgaris,*	*Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR6	***Limprichtia revolvens***	*Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR7	***Limprichtia revolvens,*** *Chara vulgaris,*	*Carex paniculata, Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR8	***Limprichtia revolvens,*** *Calliergon giganteum,*	*Cladium mariscus, Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR9	***Limprichtia revolvens,***	*Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR10	***Calliergonella cuspidata,*** *Calliergon giganteum*	*Agrostis cannina, Comarum palustre, Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR11	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara vulgaris,*	*Chara vulgaris, Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR12	***Bryum sp.***	*Pharagmites australis, Thelypteris palustris*
CZAR13	***Marchantia aquatica,***	*Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR14	***Bryum sp.,*** *Chara delicatula,*	*Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR15	***Sphagnum fallax****, Sphagnum warnstorfi*	*Drosera rotundifolia*
CZAR16	***Sphagnum fallax,*** *Sphagnum capillifolium,*	*Drosera rotundifolia*
CZAR17	***Sphagnum fallax****,*	*Betula pubescens, Circium palustre, Drosera rotundifolia, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR18	***Bryum sp.,*** *Chara tenuispinna,*	*Carex paniculata, Thelypteris palustris, Schoenoplectus tabernamontanni*
CZAR19	***Calliergonella cuspidata,*** *Chara tenuispinna,*	*Thelypteris palustris*
CZAR20	***Limprichtia cossoni,*** *Campylium stellatum, Chara tenuispinna*	*Cladium mariscus*
MAKĄTY: torfowisko w zachodniej części województwa Wielkopolskiego. Obiekt ważny z punktu widzenia występowania wielu gatunków mchów w tym rzadkich reliktów glacjalnych. Płozdominowane głównie przez niskoporoduktywną roślinność mszystą, turzyce oraz narecznicę błotną.		
MAK1	***Drepanocladus polycarpos,*** *Calliergonella cuspidata,*	*Lemna minor, Thelypteris palustris*
MAK2	***Drepanocladus polycarpos****, Brachythecium mildeanum****,*** *Calliergonella cuspidata, Helodium blandowii, Plagiomnium elatum*	*Carex pseudocyperus, Cardamine amara, Thelypteris palustris,*
MAK3	***Paludella squarrosa,*** *Aulacomnium palustre, Helodium blandowii, Marchantia aquatica*	*Thelypteris palustris, Drosera rotundifolia*
MAK4	***Paludella squarrosa,*** *Aulacomnium palustre, Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica, Sphagnum teres*	*Carex paniculata, Thelypteris palustris*
MAK5	***Calliergonella cuspidata****, Hamatocaulis vernicosus, Paludella squarrosa, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Equisetum palustre, Thelypteris palustris*
MAK6	***Plagiomnium elatum,*** *Hamatocaulis vernicosus, Paludella squarrosa, Marchantia aquatica,*	*Thelypteris palustris, Stellaria palustris, Carex rostrata, Carex paniculata*
MAK8	***Sphagnum angustifolium***	*Agrostis cannina, Carex rostrata*
WIERCHOŁEK: torfowisko o charakterze źródliskowym. Znajduje się w północnej części jeziora Wierzchołek. Na powierzchni torfowiska można spotkać wiele rzadkich i zagrożonych w skali Polski gatunków mchów brunatnych.		
WRZCH1	*Calliergon giganteum, Calliergonella cuspidata,* ***Hamatocaulis vernicosus****, Marchantia aquatica*	*Carex acutiformis, Cicuta virosa, Epilobium palustre, Menyanathes trifoliata*
WRZCH2	***Calliergonella cuspidata****, Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
WRZCH3	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergonella cuspidata*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
WRZCH4	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergonella cuspidata, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Eleocharis palustris*
WRZCH5	***Hamatocaulis vernicosus****, Marchantia aquatica, Calliergonella cuspidata*	*Carex rostrata, Epilobium angustifolium, Menyanthes trifoliata*

WRZCH6	***Calliergonella cuspidata,*** *Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica*	*Carex diandra, Carex nigra, Menyanthes trifoliata*
WRZCH7	***Aulacomnium palustre***	*Menyanthes trifoliata, Ranunculus lingua*
WRZCH8	***Calliergonella cuspidata****, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
WRZCH9	***Plagiomnium elatum****, Aulacomnium palustre, Calliergonella cuspidata, Helodium blandowii, Marchantia aquatica*	*Carex nigra, Carex rostrata*
WRZCH10	***Calliergon cordifolium****, Calliergonella cuspidata, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Menyanthes trifoliata*
WRZCH11	***Tomenthypnum nitens,*** *Aulacomnium palustre, Marchantia aquatica, Hamatocaulis vernicosus*	*Carex diandra*
WRZCH12	***Hamatocaulis vernicosus,*** *Marchantia aquatica, Calliergonella cuspidat*	*Carex nigra, Galium palustre, Menyanthes trifoliata*
WRZCH13	***Scorpidium scorpioides,*** *Calliergonella cuspidata, Calliergon cordifolium, Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica*	*Carex diandra, Menyanthes trifoliata*
WRZCH14	***Hamatocaulis vernicosus,*** *Calliergonella cuspidata, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Carex diandra*
CZARCI STAW: niewielkie jezioro otoczone minerotroficznym torfowiskiem silnie nasuwającym się na powierzchnię lustra wody. Pło tworzą mchy brunatne i torfowce oraz przedstawiciele turzycowatych.		
CZS1	***Hamatocaulis vernicosus****, Plagiomnium ellipticum,Marchantia aquatica, Calliergon gigantueum*	*Epilobium palustre, Lycopus europaeus*
CZS2	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergon giganteum,*	*Hydrocharis morsus-ranae*
CZS3	***Sphagnum squarrosum****,* ***Hamatocaulis vernicosus,*** *Calliergon giganteum, Drepanocladus polycarpos, Calliergonella cuspidata, Plagiomnium ellipticum*	*Hydrocharis morsus-ranae, Lycopus europaeus,*
CZS4	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergon giganteum, Sphagnum obtusum*	*Comarum palustre*
CZS5	***Calliergon giganteum****, Hamatocaulis vernicosus*	*Carex diandra, Carex rostrata, Lycopus europaeus*
CZS6	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergon giganteum, Calliergonella cuspidata, Calliergon giganteum*	*Carex diandra, Carex rostrata, Cicuta virosa*
CZS7	***Plagiomnium elatum,*** *Calliergonella cuspidata, Hamatocaulis vernicosus*	*Carex rostrata, Comarum palustre, Menyanthes trifoliata*
CZS8	***Calliergonella cuspidata, Hamatocaulis vernicosus****, Marchantia aquatica, Plagiomnium elatum*	*Carex rostrata, Comarum palustre*
CZS9	***Marchantia aquatica****, Calliergon cordifolium, Hamatocaulis vernicosus, Plagiomnium elatum, Sphagnum fallax*	*Carex rostrata, Comarum palustre, Menyanthes trifoliata*
CZS10	***Sphagnum squarrosum,*** *Calliergonella cuspidata, Hamatocaulis vernicosus, Marchantia aquatica*	*Carex diandra, Carex rostrata, Comarum palustre*
CZS11	***Hamatocaulis vernicosus****, Calliergon giganteum, Calliergonella cuspidata*	*Carex rostrata, Comarum palustre*
CZS12	***Sphagnum fallax****, Calliergonella cuspidata*	*Carex diandra, Carex rostrata,*
CZS13	***Sphagnum teres,*** *Calliergonella cuspidata*	*Carex paniculata*
CZS14	***Calliergon cordifolium****, Plagiomnium elatum*	*Carex rostrata, Comarum palustre*
CZS15	***Hamatocaulis vernicosus, Sphagnum fallax****, Calliergon cordifolium*	*Carex rostrata, Comarum palustre*

Załącznik A.2. Właściwości fizyczno-chemiczne wód analizowanych torfowisk minerotroficznych Wielkopolski.

	DWT	pH	cond	O_2%	O_2 mg/l	NH_4 mg/l	NO_3 mg/l	PO_4 mg/l	SO_4 mg/l	Barwa mg Pt/l	Ca^{2+} mg/l	Mg^{2+} mg/l	Fe^{+} mg/l	Na^{+} mg/l	K^{+} mg/l
KUZO1	5	5,01	73,11	43,0	3,60	1,72	0,02	0,67	0,00	178,00	0,70	0,90	0,18	3,00	15,31
KUZO2	1	6,55	117,20	9,0	0,40	0,97	0,04	0,27	15,00	81,00	54,80	5,10	0,44	3,21	2,61
KUZO3	-4	6,99	326,40	40,0	5,90	0,92	0,02	0,24	23,00	44,00	65,60	5,40	0,02	3,31	3,20
KUZO4	-10	7,20	334,20	54,0	5,10	0,35	0,09	0,04	18,00	53,00	66,80	5,40	0,01	3,30	0,80
KUZO5	-4	5,36	43,50	39,0	4,30	0,94	0,01	0,16	2,00	159,00	1,90	1,20	0,31	2,37	2,86
KUZO6	-7	6,88	406,40	41,0	3,60	0,36	0,02	0,70	23,00	174,00	82,00	7,70	0,02	6,72	2,11
KUZO7	-12	7,06	291,10	60,0	5,60	0,34	0,02	0,02	20,00	50,00	62,00	5,50	0,03	3,37	0,56
KUZO8	-7	7,55	430,70	76,0	6,80	0,70	0,01	0,05	47,00	220,00	96,30	7,90	0,02	6,83	1,27
KUZO9	-2	7,37	283,70	33,0	3,30	0,46	0,04	0,04	29,00	70,00	65,40	5,30	0,01	3,17	0,98
KUZO10	-5	6,86	135,15	28,0	2,10	0,37	0,04	0,06	2,00	93,00	42,70	3,90	0,03	2,18	0,89
KUZO11	-2	6,90	394,00	19,0	1,10	2,26	0,01	0,04	66,00	245,00	90,00	8,00	0,18	4,79	1,67
KUZO12	-10	7,61	548,90	63,0	5,60	2,32	0,01	0,03	67,00	235,00	87,60	7,50	0,04	5,76	1,38
KUZO13	5	6,63	61,02	6,0	0,70	5,29	0,01	0,33	42,00	184,00	1,50	1,10	0,37	1,95	6,13
KUZO14	-25	6,18	90,59	50,0	4,80	2,84	0,00	0,07	9,00	227,00	10,40	3,00	0,16	3,28	1,11
KUZO15	-12	6,71	386,50	65,0	5,90	2,65	0,00	0,02	41,00	57,00	60,60	5,70	0,02	4,26	2,53
KUZO16	-4	6,86	378,20	51,0	4,60	0,38	0,02	0,10	11,00	82,00	63,70	5,40	0,01	3,42	0,64
KUZO17	6	5,69	95,20	22,0	1,70	1,60	0,11	0,16	12,00	168,00	63,90	5,40	0,01	3,48	1,03
KUZO18	-4	5,57	242,60	42,0	3,90	0,39	0,01	0,01	19,00	97,00	33,60	3,50	0,01	4,63	5,03
KUZO19	-3	5,68	291,50	77,0	8,50	0,74	0,07	0,06	3,00	98,00	36,30	3,80	0,02	3,79	1,72
KUZO20	-8	5,53	356,80	68,0	8,10	0,98	0,09	0,04	1,00	97,00	39,60	4,00	0,01	3,85	1,01
KUZO21	-3	5,53	308,20	55,0	6,80	1,27	0,09	0,11	19,00	235,00	21,80	3,20	0,02	3,77	2,05
KUZO22	7	4,29	65,20	44,0	5,80	3,78	0,04	0,04	1,00	168,00	0,30	0,50	0,13	1,39	2,71
KUZB1	6	5,32	45,36	63,0	8,30	1,83	0,02	0,00	0,00	146,00	1,50	0,60	0,08	2,07	11,84
KUZB2	20	3,94	89,60	41,0	5,40	5,65	0,11	0,03	0,00	836,00	6,90	3,50	2,15	3,66	10,99
KUZB3	0	4,75	66,30	37,0	5,30	2,85	0,70	0,04	0,00	320,00	2,30	1,50	0,48	1,92	2,97
KUZB4	5	4,37	76,63	69,0	9,90	2,34	0,11	0,06	2,00	162,00	1,80	0,90	0,13	2,61	6,01
KUZB5	2	5,72	102,10	72,0	10,20	0,96	0,02	0,04	10,00	119,00	15,40	2,20	0,04	3,58	1,75
KUZB6	4	5,45	102,82	58,0	7,50	3,62	0,02	0,04	0,00	513,00	22,50	3,30	0,66	3,62	2,21
KUZB7	-1	5,71	88,14	59,0	8,20	1,48	0,02	0,03	22,00	520,00	10,90	2,00	0,07	3,40	2,40
KUZB8	7	4,69	52,48	82,0	11,60	3,82	0,02	0,78	5,00	150,00	1,60	1,10	0,19	2,20	7,79
KUZB9	-2	4,34	61,58	49,0	6,80	3,64	0,07	0,32	5,00	168,00	0,60	0,80	0,44	2,41	4,07
KAZ1	3	6,51	863,70	37,0	2,90	3,49	0,18	0,89	142,00	210,00	142,00	13,00	0,51	14,20	7,00
KAZ2	2	6,60	791,10	15,0	1,40	3,70	0,18	1,35	74,00	137,00	142,00	10,20	2,90	7,90	4,00
KAZ3	5	6,50	891,10	26,0	2,10	5,50	0,27	2,44	144,00	176,00	156,00	17,20	0,05	12,30	9,90
KAZ4	2	6,48	1030,80	13,0	1,30	4,37	0,23	1,58	134,00	186,00	155,00	15,80	3,60	11,50	5,90
KAZ5	2	6,20	1021,50	22,0	1,50	4,84	0,18	1,63	126,00	176,00	163,00	14,90	0,05	10,60	10,50
KAZ6	2	6,60	585,30	29,0	3,40	4,09	0,14	1,24	48,00	152,00	97,00	7,50	1,20	6,50	4,00
KAZ7	5	6,63	898,90	10,0	1,00	4,28	0,18	1,57	148,00	148,00	139,00	12,60	3,30	8,40	3,70
KAZ8	5	6,58	654,40	23,0	2,10	5,51	0,18	0,96	120,00	205,00	84,90	5,80	0,46	6,50	6,50
KAZ9	20	5,04	193,00	5,0	0,30	3,16	0,14	0,50	0,00	215,00	50,00	2,30	1,40	4,10	3,40
KAZ10	2	6,01	550,10	14,0	1,40	2,73	0,18	0,49	0,00	241,00	85,10	6,40	0,63	6,40	3,20
KAZ11	4	5,94	405,00	11,0	1,00	3,36	0,18	0,22	0,00	96,00	118,00	8,60	0,51	5,60	5,30
KAZ12	3	6,19	1060,40	24,0	1,70	3,03	0,18	0,53	180,00	61,00	208,00	23,20	1,00	14,70	14,80
KAZ13	20	5,93	414,50	21,0	1,60	2,53	0,18	0,41	0,00	58,00	76,40	11,20	0,77	11,80	6,30
KAZ14	10	6,07	423,00	16,0	1,90	2,77	0,09	0,27	0,00	102,00	145,00	12,80	2,20	9,20	7,70
KAZ15	25	4,93	136,80	26,0	2,00	2,90	0,23	0,47	0,00	231,00	29,00	4,30	1,60	8,00	8,90
KAZ16	3	6,33	699,80	41,0	3,10	4,75	0,18	0,91	134,00	126,00	144,00	15,60	3,30	15,10	9,70
KAZ17	2	6,63	843,60	46,0	3,80	3,20	0,18	0,22	180,00	122,00	153,00	17,90	2,90	12,10	5,40
KAZ18	3	6,14	725,90	34,0	3,00	3,25	0,14	1,20	78,00	188,00	147,00	16,60	2,20	12,60	6,90
KAZ19	3	6,02	593,80	32,0	2,50	3,29	0,27	1,88	74,00	138,00	143,00	12,80	12,00	11,30	11,40
WAG1	2	6,50	413,90	23,0	1,90	1,59	0,09	0,32	54,00	91,00	54,90	5,20	0,05	8,90	2,30

WAG2	5	6,15	363,50	1,0	0,20	3,34	0,14	0,93	44,00	118,00	50,40	4,80	0,05	8,30	3,00
WAG3	4	6,25	443,20	9,0	0,40	4,25	0,14	1,53	78,00	146,00	61,40	6,10	0,05	9,70	7,80
WAG4	10	4,09	144,00	31,0	2,60	2,66	0,25	0,33	35,00	241,00	13,50	0,89	0,05	5,20	2,70
WAG5	10	6,05	214,80	10,0	0,70	2,28	0,32	0,27	0,00	159,00	18,50	1,70	0,05	4,80	1,60
WAG6	5	5,98	314,00	25,0	2,00	2,73	0,18	0,51	82,00	120,00	37,10	2,30	0,05	6,90	3,90
WAG7	3	6,35	340,00	23,0	1,00	3,10	0,14	1,82	64,00	54,00	34,00	2,60	0,05	7,80	3,00
WAG8	10	4,76	122,20	28,0	2,40	1,96	0,25	0,93	15,00	285,00	5,80	1,60	0,05	8,70	7,60
WAG9	20	5,78	256,50	7,0	1,00	2,35	0,25	0,33	0,00	156,00	16,00	2,00	0,05	5,70	1,30
WAG10	2	6,20	451,70	12,0	1,50	4,86	0,14	1,43	74,00	184,00	57,40	5,10	0,05	10,80	5,50
WAG11	2	6,15	548,50	8,0	0,30	5,94	0,23	1,17	72,00	115,00	71,00	5,40	0,05	10,80	5,70
WAG15	-5	7,29	484,80	3,0	0,40	1,93	0,14	0,21	84,00	92,00	49,20	4,10	0,05	11,60	3,40
WAG16	-4	7,02	470,00	30,0	1,70	1,66	0,09	0,30	86,00	78,00	52,10	4,40	0,05	10,30	3,90
WAG17	-10	7,24	394,00	25,0	2,00	2,59	0,09	0,24	60,00	48,00	49,10	3,90	0,05	9,30	2,30
WAG18	-2	7,29	475,20	4,0	0,50	2,12	0,09	1,16	92,00	78,00	70,00	4,40	0,05	8,20	2,50
WAG19	-1	7,25	653,00	9,0	0,50	4,28	0,20	2,20	130,00	122,00	78,90	5,80	0,05	7,70	5,80
WAG20	-3	6,81	273,10	43,0	4,40	4,75	0,18	1,35	70,00	95,00	41,10	1,80	0,05	4,30	2,70
WAG21	-5	7,20	412,30	35,0	2,50	0,98	0,14	0,15	86,00	92,00	84,10	7,00	0,05	11,40	1,80
WAG22	-17	7,04	500,60	19,0	1,40	3,59	0,23	0,63	78,00	162,00	98,30	9,70	0,05	13,80	9,40
WAG23	-15	6,82	348,50	85,0	6,80	1,76	0,09	0,11	52,00	54,00	72,70	7,00	0,05	10,80	2,10
RUR1	5	6,47	484,70	7,0	0,90	5,56	0,18	0,24	0,00	254,00	153,00	10,10	66,00	8,80	11,60
RUR2	3	6,77	422,50	2,0	0,10	3,34	0,18	0,51	0,00	142,00	115,00	6,30	8,00	6,40	5,20
RUR3	2	6,30	381,80	0,0	0,10	2,46	0,18	0,22	0,00	111,00	99,00	5,00	8,20	6,00	2,40
RUR4	3	6,59	338,00	9,0	0,60	2,12	0,14	0,53	0,00	125,00	82,70	4,30	0,98	5,60	2,00
RUR5	8	6,05	174,20	16,0	1,50	2,20	0,14	0,57	0,00	180,00	22,80	2,80	0,24	5,80	5,60
RUR6	2	6,41	304,80	9,0	0,60	2,71	0,14	0,73	0,00	94,00	85,70	4,40	3,70	5,70	3,00
RUR7	2	6,36	325,20	11,0	1,00	1,76	0,14	0,44	0,00	87,00	60,30	3,90	0,51	5,30	1,20
RUR8	15	5,93	210,70	0,0	0,00	3,34	0,18	0,95	0,00	187,00	77,70	5,90	0,05	5,60	10,00
RUR9	1	6,40	300,70	32,0	2,70	3,34	0,14	1,03	0,00	84,00	68,10	3,50	1,50	4,70	3,10
RUR10	3	6,44	321,70	11,0	0,80	2,42	0,14	0,43	0,00	102,00	78,80	3,30	6,40	4,70	1,80
RUR11	3	6,22	296,40	0,0	0,00	2,90	0,14	1,24	19,00	74,00	48,30	3,50	2,20	4,70	4,00
RUR12	4	6,40	387,00	0,0	0,00	3,95	0,18	0,19	1,00	97,00	87,80	3,60	19,00	4,80	5,40
RUR13	14	5,72	188,70	0,0	0,00	3,49	0,27	1,17	28,00	202,00	18,50	1,20	5,80	4,40	8,60
RUR14	4	6,58	372,20	20,0	1,80	2,20	0,05	0,08	30,00	25,00	65,20	2,20	138,00	3,60	1,40
RUR15	15	6,59	382,20	0,0	0,00	2,34	0,05	0,05	39,00	55,00	132,00	7,50	137,00	7,40	4,70
RUR16	10	6,55	247,70	0,0	0,00	3,07	0,14	0,77	0,00	89,00	174,00	9,20	129,00	8,20	5,70
RUR17	3	6,44	382,10	8,0	0,70	1,78	0,14	0,45	0,00	115,00	95,10	5,80	2,00	7,40	1,50
RUR18	22	6,33	342,30	9,0	0,80	4,03	0,18	0,97	0,00	153,00	196,00	11,30	13,10	8,29	6,36
RUR19	5	6,61	385,70	11,0	0,90	2,15	0,18	0,38	0,00	164,00	176,00	6,85	6,01	7,59	2,92
RUR20	6	6,35	461,80	8,0	0,70	2,93	0,18	0,31	0,00	152,00	160,00	8,80	21,60	7,82	6,26
RUR21	-7	6,95	502,70	20,0	1,50	1,88	0,14	0,19	0,00	75,00	125,00	6,06	31,50	8,18	2,86
RUR22	-5	7,00	331,10	21,0	1,80	1,49	0,05	0,07	0,00	25,00	115,00	5,74	23,50	8,08	3,25
RUR23	-3	6,95	307,00	18,0	1,40	1,78	0,05	0,09	12,00	60,00	115,00	5,63	41,30	7,83	4,25
MAK1	-4	6,64	371,10	26,0	1,90	1,27	0,09	0,26	14,00	50,00	67,00	6,60	0,04	5,79	3,61
MAK2	-3	6,53	349,10	26,0	2,70	1,37	0,05	0,33	0,00	125,00	73,20	6,60	0,05	5,71	1,73
MAK3	8	6,32	277,60	8,0	0,60	2,31	0,07	0,35	8,00	172,00	55,60	4,90	0,66	4,84	1,26
MAK4	5	6,16	275,40	13,0	1,50	1,78	0,07	0,85	1,00	110,00	48,70	5,00	0,19	4,71	1,59
MAK5	4	6,20	248,30	9,0	0,60	1,66	0,09	0,40	0,00	118,00	46,10	4,50	0,42	4,66	2,00
MAK6	5	6,05	205,90	13,0	0,70	2,16	0,07	0,52	3,00	113,00	36,40	3,90	0,12	4,62	3,02
MAK8	15	5,73	293,10	6,0	0,20	1,79	0,05	0,20	4,00	220,00	20,60	2,90	0,52	12,84	1,04
CZS1	0	6,08	110,40	14,0	1,30	1,73	0,09	0,17	1,00	277,00	15,90	2,50	0,13	8,40	4,00
CZS2	-4	6,15	123,55	10,0	0,70	1,85	0,18	0,41	0,00	221,00	35,90	3,30	0,94	6,90	3,60
CZS3	-2	5,83	66,70	15,0	1,50	1,76	0,14	0,25	0,00	222,00	14,40	1,50	0,49	5,50	2,90
CZS4	0	5,86	104,68	11,0	0,70	2,61	0,14	0,31	0,00	254,00	20,90	2,50	0,42	6,20	3,30
CZS5	6	6,02	149,22	12,0	1,00	2,03	0,14	0,40	0,00	283,00	29,10	2,60	1,20	6,10	1,60
CZS6	-4	5,57	54,70	59,2	5,82	0,60	0,07	0,02	5,00	60,00	8,53	1,10	0,05	5,13	0,75
CZS7	3	5,42	39,60	39,6	3,60	1,13	0,09	0,03	0,00	79,00	5,81	0,58	0,05	4,13	1,54

CZS8	2	5,27	35,18	42,1	3,88	0,66	0,07	0,03	0,00	70,00	8,50	0,91	0,05	4,78	1,16
CZS9	-7	5,15	28,90	34,5	3,40	0,76	0,11	0,06	5,00	74,00	12,40	1,31	0,21	4,56	2,72
CZS10	-5	5,84	93,90	18,1	1,85	0,52	0,05	0,02	0,00	119,00	16,50	2,11	0,14	7,21	1,05
CZS11	1	5,70	79,41	33,4	3,18	0,66	0,05	0,06	1,00	58,00	11,90	1,55	0,05	6,39	3,74
CZS12	-5	5,15	33,18	59,4	5,40	0,67	0,07	0,06	2,00	73,00	9,12	1,25	0,05	6,16	2,64
CZS13	5	4,95	98,20	38,5	3,88	0,94	0,11	0,03	26,00	143,00	11,10	1,96	0,05	9,47	1,05
CZS14	-20	6,02	73,42	59,4	5,56	1,10	0,09	0,03	0,00	95,00	8,45	1,14	0,05	8,23	0,65
CZS15	4	6,18	51,10	64,8	6,21	0,60	0,07	0,06	4,00	48,00	8,57	0,94	0,05	5,81	0,67
CZAR1	6	6,60	1375,00	45,0	3,00	0,89	0,00	0,07	222,00	104,00	164,00	17,00	0,05	10,00	1,39
CZAR2	-2	6,91	842,00	42,0	2,80	1,53	0,02	0,17	135,00	148,00	118,00	10,20	0,05	9,70	9,17
CZAR3	8	6,57	1056,00	7,0	0,40	1,84	0,00	0,31	56,00	150,00	175,00	11,40	0,05	9,43	2,14
CZAR4	-2	7,25	1007,00	37,0	2,30	3,18	0,02	0,27	84,00	155,00	167,00	6,98	0,05	9,10	2,16
CZAR5	7	6,48	1098,00	13,0	1,40	2,07	0,00	0,13	26,00	160,00	210,00	11,80	0,05	9,05	1,64
CZAR6	7	6,64	1147,00	12,0	1,30	1,55	0,00	0,18	105,00	169,00	204,00	9,82	0,05	8,39	1,22
CZAR7	15	6,58	1444,00	18,0	2,40	2,56	0,02	0,18	111,00	165,00	247,00	16,90	0,05	11,10	0,83
CZAR8	14	6,62	1045,00	15,0	0,90	1,93	0,00	0,17	148,00	131,00	183,00	11,00	0,05	9,68	1,73
CZAR9	7	6,62	1121,00	25,0	2,90	2,05	0,02	0,16	88,00	197,00	199,00	9,51	0,05	9,22	1,37
CZAR10	10	6,72	950,10	12,0	0,60	1,82	0,00	0,14	105,00	173,00	203,00	9,17	0,05	9,46	2,76
CZAR11	-4	6,64	845,50	13,0	0,60	0,60	0,00	0,16	150,00	147,00	210,00	6,31	0,05	8,81	3,23
CZAR12	0	6,43	959,60	7,0	1,00	1,56	0,00	0,21	96,00	121,00	207,00	10,70	0,05	9,63	3,55
CZAR13	5	6,48	884,00	11,0	0,70	0,84	0,00	0,12	120,00	129,00	201,00	9,01	0,05	8,21	0,99
CZAR14	4	6,85	724,50	28,0	2,40	0,68	0,00	0,10	92,00	95,00	130,00	3,66	0,05	6,87	1,66
CZAR15	9	6,10	122,60	13,0	1,20	4,43	0,14	0,07	0,00	438,00	13,00	0,59	0,37	6,63	4,04
CZAR16	20	5,86	107,40	16,0	1,20	2,93	0,18	0,10	0,00	240,00	8,23	0,05	0,05	4,88	4,06
CZAR17	10	6,14	269,10	22,0	1,10	1,45	0,02	0,11	0,00	139,00	51,00	2,78	0,05	5,31	1,82
CZAR18	0	6,80	483,20	20,0	1,60	1,02	0,00	0,05	100,00	127,00	106,00	3,18	0,05	5,65	2,93
WEK1	-3	6,62	361,70	84,1	8,30	1,95	0,09	0,09	2,00	31,00	83,40	5,30	0,14	8,30	1,90
WEK2	4	6,56	248,20	53,2	4,88	2,29	0,05	0,08	0,00	137,00	68,10	4,80	0,05	7,60	5,30
WEK3	-4	6,68	390,10	16,6	1,65	1,12	0,05	0,07	0,00	192,00	70,40	4,10	0,05	6,70	1,30
WEK4	-2	6,52	369,10	22,0	2,10	3,39	0,05	0,65	29,00	40,00	76,90	4,20	0,19	6,80	2,90
WEK5	-2	6,66	391,60	18,6	1,56	1,71	0,14	0,08	1,00	61,00	87,60	4,92	0,05	11,30	7,30
WEK6	-5	6,57	374,00	12,0	1,10	0,99	0,07	0,05	0,00	108,00	61,20	4,27	0,05	8,63	4,56
WEK7	28	6,52	201,20	23,8	2,08	2,39	0,14	0,19	5,00	63,00	30,40	3,10	0,05	9,61	7,72
WEK8	-7	6,58	302,10	7,2	0,66	0,76	0,09	0,13	1,00	112,00	59,60	4,17	0,05	8,02	3,84
WEK9	-6	6,62	276,00	32,6	2,72	1,01	0,11	0,07	1,00	67,00	43,70	3,61	0,16	7,47	7,30
WEK10	-4	6,62	371,70	18,4	9,30	0,81	0,07	0,10	0,00	49,00	56,40	4,86	0,05	8,26	2,43
WEK11	-10	7,01	304,60	30,5	2,56	1,82	0,09	0,13	1,00	62,00	58,10	5,34	0,05	8,27	10,50
WEK12	-6	6,72	388,90	27,0	2,32	0,77	0,07	0,06	0,00	31,00	84,90	7,20	0,05	8,58	5,85
WEK13	-5	6,83	433,80	23,0	2,23	0,32	0,02	0,09	0,00	50,00	113,00	8,21	0,05	10,20	3,39
WEK14	-8	6,71	450,30	3,3	0,37	0,44	0,05	0,06	1,00	38,00	104,00	7,45	0,05	8,99	1,92

Załącznik A.3. Statystyki opisowe dla poszczególnych taksonów ameb skorupkowych zaobserwowanych na torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski.

Gatunek	Średnia	SD	Suma	Frekwencja	Skośność	Kurtoza
Amphitrema(Archerella) flavum	2,299	8,574	338	21	4,186	17,462
Amphitrema stenostoma	0,027	0,33	4	1	12,124	147
Amphitrema wrightianum	0,014	0,116	2	2	8,484	70,945
Arcella arenaria	1,347	4,124	198	40	5,235	34,013
Arcella artocrea	0,034	0,246	5	3	7,513	56,933
Arcella bathystoma	0,238	1,449	35	7	7,76	65,371
Arcella catinus	1,184	9,661	174	17	11,41	134,526
Arcella dentata	0,85	2,005	125	38	3,627	18,01
Arcella discoides	6,878	9,731	1011	107	2,706	10,855
Arcella formosa	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Arcella gibbosa	1,653	4,442	243	49	4,412	22,505
Arcella gibbosa var.laevis	0,02	0,247	3	1	12,124	147
Arcella hemispherica	0,755	4,994	111	16	10,24	112,837
Arcella megastoma	0,054	0,281	8	6	5,634	33,172
Arcella polypora	0,218	0,667	32	20	4,205	21,699
Arcella rotundata	0,415	1,423	61	19	4,468	21,542
Arcella sp.	0,116	0,461	17	10	4,252	18,218
Arcella vulgaris	2,197	7,261	323	51	6,469	46,834
Assulina muscorum	4,476	15,891	658	44	5,481	33,333
Assulina seminulum	0,204	0,852	30	10	4,452	19,438
Awerintzewia cyclostoma	0,252	0,766	37	22	4,447	24,782
Bulinularia indica	0,034	0,246	5	3	7,513	56,933
Centropyxis aculeata	13,673	17,07	2010	123	1,972	4,342
Centropyxis aculeata var. grandis	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Centropyxis aculeata var. lata	0,163	0,82	24	9	6,347	43,959
Centropyxis aculeata var. minima	0,476	1,657	70	20	5,184	33,433
Centropyxis aculeata var. oblonga	2,041	3,752	300	61	2,67	9,073
Centropyxis aerophila	3,272	6,255	481	69	2,719	7,783
Centropyxis discoides	0,014	0,116	2	2	8,484	70,945
Centropyxis ecornis	0,184	0,702	27	14	5,377	35,543
Centropyxis ecornis var. quadripannosa	0,129	0,622	19	10	6,994	58,02
Centropyxis elongata	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Centropyxis eurystoma	0,129	0,838	19	7	8,174	69,684
Centropyxis gibbosa	0,054	0,327	8	5	7,069	54,714
Centropyxis levigata	0,122	0,509	18	11	5,264	31,404
Centropyxis minuta	0,129	0,442	19	14	3,985	17,559
Centropyxis platystoma	0,163	0,703	24	14	7,207	63,612
Centropyxis sp.	0,15	0,961	22	9	10,178	113,451
Corythion dubium	0,388	1,91	57	13	6,714	49,62
Corythion pulchellum	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Cryptodifflugia crenulata	0,041	0,495	6	1	12,124	147
Cryptodifflugia horrida	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Cryptodifflugia oviformis	1,136	4,49	167	28	7,273	64,449
Cryptodifflugia sacculus	0,082	0,91	12	2	11,982	144,555
Cryptodifflugia sp.	0,034	0,412	5	1	12,124	147
Cyclopyxis arcelloides	0,85	5,911	125	11	8,451	75,237
Cyclopyxis kahli	0,578	1,976	85	28	6,487	53,606
Cyphoderia perlucidis	0,041	0,307	6	3	8,238	71,118
Cyphoderia sp.	2,81	9,044	413	32	4,506	22,758
Difflugia acuminata	0,034	0,216	5	4	7,067	54,175
Difflugia amphora	0,197	0,808	29	14	5,71	36,56
Difflugia baccilariarum	0,19	0,863	28	12	6,498	50,019
Difflugia baccilifera	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Difflugia bicruis	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Difflugia brevicola	0,02	0,142	3	3	6,854	45,598

Difflugia curvicaulis	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Difflugia elegans	0,381	1,137	56	23	3,717	14,616
Difflugia globulosa	0,762	3,61	112	16	7,116	59,302
Difflugia gramen	0,381	1,143	56	25	4,262	20,853
Difflugia lanceolata	0,034	0,216	5	4	7,067	54,175
Difflugia lebes	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Difflugia leidyi	0,102	0,783	15	5	10,414	116,584
Difflugia limnetica	0,844	5,338	124	6	7,452	58,232
Difflugia litophila	0,014	0,116	2	2	8,484	70,945
Difflugia lucida	0,857	1,993	126	40	3,199	11,982
Difflugia mica	1,218	2,377	179	51	2,619	7,657
Difflugia oblonga	0,041	0,199	6	6	4,689	20,266
Difflugia penardi	0,088	0,74	13	3	9,54	96,015
Difflugia pristis	0,075	0,312	11	9	4,534	21,617
Difflugia pulex	0,537	4,509	79	10	11,595	137,993
Difflugia rubescens	0,252	1,026	37	15	5,958	41,835
Difflugia sp.	1,007	1,995	148	50	2,804	9,144
Difflugia tuberculata	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Difflugia urceolata	0,231	2,165	34	6	11,732	140,274
Euglypha acantophora	2,864	7,641	421	45	3,968	18,158
Euglypha acantophora var glans	0,98	9,739	144	4	11,76	140,72
Euglypha ciliata	2,088	5,286	307	66	4,665	24,879
Euglypha compressa	0,884	4,091	144	19	5,687	33,306
Euglypha cristata	0,327	1,764	48	12	7,362	57,115
Euglypha dentistoma	0,238	1,062	35	9	5,353	31,571
Euglypha filifera	4,259	7,87	626	76	2,818	9,566
Euglypha filifera var. cylindracea	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Euglypha filifera var. magna	0,136	0,569	20	10	4,76	23,884
Euglypha hyalina	0,211	1,256	31	7	7,408	60,449
Euglypha rotunda	6,054	11,322	890	93	3,925	20,787
Euglypha scutigera	4,259	13,413	626	28	3,999	17,142
Euglypha simplex	0,973	5,614	143	14	8,972	91,542
Euglypha sp.	2,293	5,063	337	61	3,432	12,983
Euglypha strigosa	0,973	6,825	143	30	11,633	138,764
Euglypha tuberculata	4,143	6,477	609	83	2,199	5,202
Heleopera petricola	0,565	1,288	83	36	3,161	12,014
Heleopera rosea	2,333	5,719	343	46	3,343	12,009
Heleopera sp.	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Heleopera sphagni	0,578	4,126	85	10	10,673	121,7
Heleopera sylvatica	0,15	0,725	22	10	6,328	43,626
Hyelosphenia elegans	0,952	4,937	140	17	6,873	52,062
Hyelosphenia papilio	6,211	18,892	913	33	3,295	9,84
Lagenodifflugia vas	0,014	0,116	2	2	8,484	70,945
Lesquereusia epistomium	0,034	0,272	5	3	9,586	99,572
Lesquereusia spiralis	0,367	0,973	54	26	3,141	9,908
Microchalmys patella	18,034	24,212	2651	93	1,485	1,526
Nebela bohemica	1,85	6,351	272	36	5,32	32,935
Nebela colaris	1,231	3,418	181	44	4,367	21,287
Nebela(Argynnia) dentistoma	0,524	1,788	77	27	5,403	33,006
Nebela(Argynnia) dentistoma var. laevis	0,014	0,116	2	2	8,484	70,945
Nebela galeata	0,279	1,133	41	15	5,526	34,115
Nebela(Physochilla) griseola	0,102	0,649	15	5	7,372	57,843
Nebela langeniformis	0,401	1,388	59	22	5,527	37,595
Nebela militaris	0,646	4,073	95	13	9,137	91,837
Nebela minor	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Nebela parvula	0,333	1,505	49	16	6,309	42,855
Nebela penardiana	0,714	2,537	105	27	6,794	58,762
Nebela sp.	0,177	0,719	26	12	4,886	25,218
Nebela tincta	2,367	8,005	348	21	4,242	20,947
Nebela vitrea	6,80E-03	8,25E-02	1	1	12,124	147
Netzelia tuberculata	0,02	0,184	3	2	9,706	98,459

Netzelia wailesi	0,15	0,706	22	11	7,249	63,312
Paraquadrulla irregularis	6,918	16,308	1017	62	3,321	11,734
Pareuglypha reticulata	0,388	3,897	57	5	11,892	143,065
Phryganella acropodia	0,605	2,066	89	21	4,266	18,891
Phryganella paradoxa	0,844	2,195	124	34	3,472	14,279
Placocista spinosa	0,034	0,412	5	1	12,124	147
Placocista gabra var. minima	0,02	0,247	3	1	12,124	147
Pontigulasia sp.	0,034	0,216	5	4	7,067	54,175
Pseudodifflugia fulva	0,136	1,004	20	4	8,152	67,142
Pseudodifflugia sp.	0,966	6,503	142	13	10,43	117,229
Pyxidicula operculata	0,374	1,606	55	12	5,791	39,941
Pyxidicula patens	0,286	1,282	42	15	7,02	56,431
Quadrurella symmetrica	0,639	3,074	94	19	7,194	55,746
Sphenoderia lenta	0,306	1,978	45	15	10,629	120,914
Tracheleuglupha dentata	12,245	15,219	1800	123	2	4,75
Tracheuglypha acola	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Trigonopyxis arcula	0,02	0,184	3	2	9,706	98,459
Trinema complanatum	0,014	0,165	2	1	12,124	147
Trinema enchelys	5,354	17,883	787	79	6,792	51,502
Trinema enchelys var. grandis	0,095	0,634	14	4	7,118	51,273
Trinema lineare	6,524	12,765	959	91	3,913	18,577
Trinema penardi	0,245	1,144	36	10	5,734	35,388

Załacznik A.4. Jakościowy udział poszczególnych taksonów ameb skorupkowych na badanych torfowiskach minerotroficznych Wielkopolski. (+ - obecny, . – brak)

Gatunek	Kuźnik Olsowy	Kuźnik Bagienny	Kazanie	Wagowo	Rurzyca	Makąty	Czarci Staw	Czarne	Wierzchołek
Amphitrema flavum	+	+	+	.	.	.	.	.	.
Amphitrema stenostoma	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Amphitrema wrightianum	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Arcella arenaria	.	.	+	+	+	+	+	.	+
Arcella artocrea	+	.	+	.	.	.	.	.	.
Arcella bathystoma	.	.	.	.	.	+	+	.	.
Arcella catinus	+	+	+	+	+	+	+	+	.
Arcella discoides	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Arcella dentata	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Arcella formosa	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Arcella gibbosa	+	+	+	+	+	.	+	+	+
Arcella gibbosa var.levis	.	.	.	.	.	.	+	.	.
Arcella hemisphaerica	+	.	+	.	.	+	+	+	+
Arcella megastoma	.	.	+	.	+	.	.	+	.
Arcella polypora	+	+	+	+	+	+	.	+	.
Arcella rotundata	+	+	+	+	.	.	+	.	+
Arcella vulgaris	+	.	+	+	+	+	+	+	+
Arcella sp.	+	.	+	+	+	.	+	.	+
Assulina muscorum	+	+	+	+	+	+	+	+	.
Assulina seminulum	+	+	+	.	.	.	.	+	.
Awerintzewia cyclostoma	.	.	+	+	+	+	+	+	.
Bulinularia indica	+	+	.	.	.	.	.	.	.
Centropyxis aculeata	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Centropyxis aculeata var grandis	.	.	.	.	.	.	+	.	.
Centropyxis aculeata var. lata	.	.	.	+	+	.	+	.	+
Centropyxis aculeata var. oblonga	+	.	+	+	+	.	+	+	+
Centropyxia aculeata var. minima	.	.	+	+	+	+	+	+	.
Centropyxis aerophila	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Centropyxis discoides	.	.	.	+	.	.	.	.	.
Centropyxis ecornis	+	.	+	+	.	.	+	+	+
Centropyxis ecornis var. quadripannosa	+	+	+	+	.	.	+	.	.
Centropyxis elongata	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Centropyxis gibba	.	.	+	+	.	.	.	.	.
Centropyxis levigata	.	.	.	.	.	.	+	+	+
Centropyxis minuta	.	.	.	+	+	+	+	+	+
Centropyxis platystoma	+	.	+	+	+	.	+	+	+
Centropyxis sp.	+	+	.	+	+	.	+	.	+
Corythion dubium	.	+	+	.	+	+	+	.	+
Corythion pulchellum	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Cryptodifflugia sacculus	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Cryptodifflugia horrida	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Cryptodifflugia oviformis	.	.	+	.	+	+	+	+	+
Cryptodifflugoa crenulata	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Cryptodifflugia sp.	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Cyclopyxis arcellorides	.	.	+	+	+	.	+	+	.
Cyclopyxis eurystoma	.	.	.	.	.	.	.	+	+
Cyclopyxis kahli	+	+	+	.	+	.	+	+	.

Cyphoderia sp.	.	.	+	.	+	.	+	.	+
Cyphoderia perlucidis	.	.	.	.	.	.	.	.	+
Dufflugia acuminata	+	.	.	+	.	.	.	.	+
Difflugia amphora	+	.	+	+	.	.	.	.	.
Difflugia baccilifera	.	.	+	+	.	.	+	+	.
Difflugia baccilariarum	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Difflugia bicornis	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Difflugia brevicola	.	.	+	.	+	.	.	.	.
Difflugia curvicaulis	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Difflugia elegans	+	+	+	+	.	.	+	+	.
Difflugia globulosa	.	.	+	+	.	.	+	+	+
Difflugia gramen	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Difflugia gramen/lobostoma	+	+	+	+	+	.	+	.	+
Difflugia lebes	.	.	.	.	.	.	+	.	.
Difflugia lanceolata	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Difflugia leidy	+	+	.	.	.	.	.	.	.
Difflugia limnetica	.	.	.	+	.	.	.	.	.
Difflugia litophila	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Difflugia lucida	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Difflugia oblonga	+	.	+	.	.	+	+	.	.
Difflugia mica	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Difflugia penardi	.	.	.	.	.	.	+	.	+
Difflugia pristis	+	.	+	+	+	.	+	.	.
Difflugia pulex	+	.	+	+	.	.	.	.	.
Difflugia rubescens	.	.	.	.	+	.	+	+	+
Difflugia (Netzelia) tuberculata	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Difflugia urceolata	+	.	.	.	+	.	.	+	.
Difflugia sp.	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha compressa	+	+	+	+	+	+	+	+	.
Euglypha compressa var. glans	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Euglypha rotunda	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha acantophora	+	+	+	+	+	.	+	+	+
Euglypha acantophora typ	.	.	.	.	.	+	+	.	.
Euglypha cilliata	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha cristata	.	.	+	+	+	.	+	+	+
Euglypha denticulata	.	.	.	.	+	.	+	.	+
Euglypha filifera	+	.	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha filifera var. magna	.	.	.	.	.	.	.	+	+
Euglypha filifera var. cylindracea	.	.	.	.	.	.	.	+	.
Euglypha hyalina	.	.	.	.	.	.	+	+	.
Euglypha strigosa	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha rotunda	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha tuberculata	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Euglypha simplex	.	.	.	.	+	+	+	+	+
Euglypha scutigera	.	.	.	.	+	.	+	+	+
Euglypha sp.	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Heleopera petricola	+	+	+	+	+	.	+	+	+
Heleopera rosea	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Heleopera sphagni	+	+	.	.	.	+	.	.	.
Heleopera sylvatica	+	+	.	.	.	.	.	+	.
Heleopera sp.	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Hyalosphenia elegans	+	+	+	.	.	+	.	+	.
Hyalosphenia papilio	+	+	.	+	+	+	+	+	.
Lagenodifflugia vas	.	.	.	+	.	.	.	+	.

Lesquereusia spiralis	+	.	+	+	+	+	+	+	.
Lesquereusia epistomium	+	.	.	.	+	.	.	.	.
Microchlamys patella	.	.	+	+	+	+	+	+	+
Nebela bohemica	+	+	+	+	.	+	+	+	.
Nebela colaris	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Nebela (Argynnia) dentistoma	+	+	+	.	+	+	+	+	+
Nebela (Argynnia) dentistoma var. laevis	.	.	.	.	.	.	+	.	.
Nebela galeata	+	+	+	.	.	+	+	.	.
Nebela (Physochila) griseola	+	+	.	.	.	.	.	.	.
Nebela langeniformis	+	.	+	.	+	.	.	+	+
Nebela militaris	+	+	.	+	.	.	.	+	.
Nebela minor	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Nebela tincta	+	+	+	+	+	.	+	+	.
Nebela parvula	+	+	+	+	+	.	.	+	.
Nebela penardiana	+	.	+	+	+	.	+	.	+
Nebela sp.	+	.	+	+	+	.	.	.	.
Nebela (Argynnia) vitrea	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Nebela tubulosa	.	.	.	.	.	.	+	.	+
Netzelia wailesi	.	.	.	.	+	+	+	+	+
Phryganella acropodia	+	+	+	+	.	.	.	.	.
Phryganella paradoxa	.	.	+	+	+	.	+	+	+
Paraquadrula irregularis	+	.	+	+	+	+	+	+	+
Pareuglypha reticulata	.	.	.	.	+	.	+	.	.
Placocista spinosa	.	.	.	.	+	.	.	.	.
Placocista glabra var. minima	.	.	.	.	.	.	.	.	+
Pontigulasia sp.	+	.	.	+	+	.	.	.	.
Pseudodifflugia fulva	.	.	+	.	.	.	.	.	.
Pseudodifflugia sp.	.	.	.	.	.	.	+	.	+
Pyxidicula operculata	+	.	+	.	+	.	+	+	.
Pyxidicula patens	.	.	+	.	+	.	+	.	+
Quadrurella symmetrica	+	+	+	.	+	+	+	.	+
Sphenoderia lenta	+	+	+	.	+	+	+	.	+
Tracheleuglypha acola	+	.	.	.	.	.	.	.	.
Tracheleuglypha dentata	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Trinema complanatum	.	+	.	.	+	.	.	.	.
Trinema lineare	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Trinema penardi	+	.	.	.	+	+	+	.	+
Trinema enchelys	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Trinema enchelis var. grandis	.	.	.	.	.	.	+	.	+
Trigonopyxis arcula	.	+	.	.	+	.	.	.	.

Załącznik A.5. Średnie wartości czynników fizyczno-chemicznych wód torfowisk minerotroficznych. (objaśnienie skrótów, KO – Kuźnik Olszowy, KB – Kuźnik Bagienny, KAZ – Kazanie, WAG – Wagowo, RURZ – Rurzyca, MAK – Makąty, CZS – Czarci Staw, CZAR – Czarne, WEK – Wierzchołek)

	DWT	pH	Kond µS/cm	O_2 %	O_2 mg/l	NH_4 mg/l	NO_3 mg/l	PO_4 mg/l	SO_4 mg/l	Barwa mg Pt/l	Ca^{2+} mg/l	Mg^{2+} mg/l	Fe^{+} mg/l	Na^{+} mg/l	K^{+} mg/l
KO	-4,45	6,36	257,28	44,77	4,46	1,44	0,035	0,148	21,36	137	47,61	4,52	0,09	3,72	2,62
KB	4,56	4,92	76,11	58,89	8,13	2,91	0,121	0,149	4,89	326	7,06	1,77	0,47	2,83	5,56
KAZ	6,29	6,18	672,77	23,42	2	3,72	0,184	0,987	83,26	156,21	125,13	12,04	2,14	9,94	7,08
WAG	0,53	6,41	381,19	21,5	1,71	2,94	0,168	0,797	62,8	124,5	50,78	4,29	0,05	8,75	3,92
RURZ	5	6,45	341,36	9,22	0,78	2,75	0,14	0,51	5,61	115,3	102,22	5,52	28,94	6,39	4,48
MAK	4,29	6,23	288,64	14,43	1,17	1,76	0,07	0,41	4,29	129,71	54,5	5,25	0,29	6,17	2,2
CZS	-1,77	5,68	76,14	34,07	3,2	1,17	0,1	0,13	2,93	138,4	14,47	1,68	0,26	6,33	2,09
CZAR	6,33	6,57	860,06	19,78	1,54	1,83	0,024	0,149	91	166	155,35	8,34	0,07	8,4	2,59
WEK	-2,14	6,66	347,38	26,59	2,99	1,41	0,08	0,13	2,93	74,36	71,26	5,11	0,07	8,48	4,73

Załącznik. A.6

Zał. A.6.1. Podsumowanie nietendencyjnej analizy zgodności (DCA) dla mchów brunatnych oraz ramienic.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,742	0,548	0,400	0,316	8,007
Długość gradientu	:	7,336	4,510	4,456	6,014	
Korelacje gatunek-środowisko	:	0,785	0,502	0,493	0,431	
Łączny procent zmienności						
Dla danych gatunkowych	:	9,3	16,1	21,1	25,1	
Dla danych gatunek-środowisko	:	25,5	32,8	0,0	0,0	
Suma wszystkich wartości własnych						8,007
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						1,776

Zał. A.6.2. Wynik kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla mchów brunatnych, ramienic oraz parametrów fizyczno-chemicznych wody.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,495	0,287	0,241	0,166	8,007
Korelacje gatunek-środowisko	:	0,832	0,719	0,690	0,609	
Łączny procent zmienności						
Dla danych gatunkowych	:	6,2	9,8	12,8	14,9	
Dla danych gatunek-środowisko:		27,8	44,0	57,6	66,9	
Suma wszystkich wartości własnych						8,007
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						1,776

Zał. A.6.3. Wynik CCA dla roślin naczyniowych i parametrów fizyczno-chemicznych.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkokowita
Wartości własne	:	0,425	0,301	0,229	0,122	7,877
Korelacja gatunek środowisko	:	0,881	0,752	0,800	0,694	
Łączny procent wariancji						
dla danych gatunkowych	:	5,4	9,2	12,1	13,7	
dla danych gatunek-środowisko:		26,0	44,5	58,5	66,0	
Suma wszytkich wartości własnych						7,877
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						1,634

Zał. A.6.4. Wynik analizy DCA dla roślin naczyniowych.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,597	0,510	0,354	0,293	7,877
Długość gradientu	:	5,011	5,539	4,307	3,565	
Korelacje gatunek-środowisko	:	0,798	0,811	0,598	0,587	
Łączny procent wariancji						
dla danych gatunkowych	:	7,6	14,1	18,6	22,3	
dla danych gatunek-środowisko:		15,1	28,7	0,0	0,0	
Suma wszystkich wartości własnych						7,877
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						2,555

Zał. A.6.5. Wynik analizy DCA dla ameb skorupkowych na wszystkich badanych stanowiskach.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,613	0,264	0,160	0,117	4,025
Długość gradientu	:	4,160	3,059	4,766	2,075	
Korelacje gatunek-środowisko	:	0,767	0,655	0,411	0,643	
Łączny procent wariancji						
dla danych gatunkowych	:	15,2	21,8	25,8	28,7	
dla danych gatunek-środowisko	:	30,3	42,8	0,0	0,0	
Suma wszystkich wartości własnych						4,025
Suma wszytkich kanonicznych wartości własnych						0,94

Zał. A.6.5. Wynik analizy DCA dla ameb skorupkowych w obrębie siedlisk z udziałem mchów brunatnych oraz ramienic.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,296	0,204	0,118	0,082	2,721
Długość gradientu	:	3,425	3,323	1,806	1,819	
Korelacje gatunek środowisko	:	0,650	0,728	0,802	0,494	
Łączny procent wariancji						
dla danych gatunkowych	:	10,9	18,4	22,7	25,7	
dla danych gatunek-środowisko:		17,9	32,6	0,0	0,0	
Suma wszystkich wartości własnych						2,721
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						0,693

Zał. A.6.6. Wynik analizy DCA dla ameb skorupkowych w obrębie siedlisk z udziałem mchów torfowców *Sphagnum sp.*

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,553	0,340	0,167	0,110	3,158
Długość gradientu	:	3,297	4,269	2,595	1,833	
Korelacje gatunek-środowisko:		0,791	0,688	0,794	0,789	
Łączny procent wariancji						
dla danych gatunkowych	:	17,5	28,3	33,5	37,0	
dla danych gatunek-środowisko:		21,8	29,4	0,0	0,0	
Suma wszystkich wartości własnych						3,158
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						1,648

Zał. A.6.7. Wynik kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla ameb skorupkowych i parametrów środowiska na wszystkich we wszystkich badanych próbach.

Osie		1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne	:	0,343	0,137	0,088	0,071	4,025
Korelacje gatunek środowisko	:	0,774	0,734	0,799	0,678	
Łączny procent wariancji						
Dla danych gatunkowych	:	8,5	11,9	14,1	15,9	
Dla danych gatunek-środowisko:		36,2	50,7	60,0	67,5	
Suma wszystkich wartości własnych						4,025
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych						0,947

Zał. A.6.8. Wynik kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla ameb skorupkowych i parametrów środowiska w siedliskach z udziałem mchów brunatnych i ramienic.

Osie	1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne :	0,153	0,121	0,085	0,064	2,721
Korelacje gatunek środowisko :	0,794	0,778	0,736	0,740	
Łączny procent wariancji					
dla danych gatunkowych :	5,6	10,1	13,2	15,5	
dla danych gatunek środowisko :	22,0	39,5	51,7	61,0	
Suma wszystkich wartości własnych					2,721
Suma wszystkich kanonicznych wartości własnych					0,693

Zał. A.6.9. Wynik kanonicznej analizy korespondencji (CCA) dla ameb skorupkowych i parametrów środowiska w siedliskach z udziałem mchów torfowców.

Osie	1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne :	0,375	0,244	0,193	0,151	3,158
Korelacje gatunek-środowisko :	0,853	0,883	0,880	0,917	
Łączny procent wariancji					
dla danych gatunkowych :	11,9	19,6	25,7	30,5	
dla danych gatunek środowisko:	22,8	37,6	49,3	58,5	
Suma wszystkich wartości własnych					3,158
Suma wszystkich kanoniczych warości własnych					1,648

Zał. A.6.10. Wynik analizy CCA dla ameb skorupkowych oraz mchów brunatnych.

Osie	1	2	3	4	Inercja całkowita
Wartości własne :	0,441	0,164	0,143	0,089	4,025
Korelacje gatunek-środowisko :	0,862	0,780	0,798	0,752	
Łączny procent wariancji					
dla danych gatunkowych:	11,0	15,0	18,6	20,8	
dla danych gatunek środowisko:	29,6	40,6	50,3	56,3	
Suma wszystkich wartości własnych					4,025
Suma wszystkich kanoniczych warości własnych					1,491

Załacznik A.7.1. Rezultat analizy z wykorzystaniem uogólnionych modeli addytywnych (GAM) dla poszczególnych taksonów ameb skorupkowych występujących w siedliskach mchów torfowców.

Parametr	Takson	F	p	AIC	F (nieliniowy)	p (nieliniowy)
pH	amp fla	18,41	< 1,0e-6	1185,380	5,04	0,026272
SO_4 mg/l	amp fla	8,07	0,005133	1611,202	too low DF	--
Ca^{2+} mg/l	amp fla	17,26	< 1,0e-6	1035,665	5,01	0,026665
PO_4 mg/l	amp fla	3,46	0,064814	1724,295	too low DF	--
K^+ mg/l	amp fla	2,34	0,101617	1748,429	2,31	0,130631
Na^+ mg/l	amp fla	105,05	< 1,0e-6	554,110	4,87	0,028883
Barwa mg Pt/l	amp fla	4,01	0,020616	1657,120	4,32	0,039481
Mg^{2+} mg/l	amp fla	19,88	0,000016	1284,212	too low DF	--
Kond µS/cm	amp fla	60,94	< 1,0e-6	834,854	4,53	0,034937
pH	arc cat	5,72	0,004501	1115,845	7,29	0,007773
DWT	arc cat	25,42	< 1,0e-6	776,222	20,69	0,000011
SO_4 mg/l	arc cat	6,76	0,001845	1089,369	10,29	0,001649
Ca^{2+} mg/l	arc cat	6,19	0,002726	1088,174	3,34	0,069884
PO_4 mg/l	arc cat	4,10	0,019667	1198,202	4,19	0,042479
K^+ mg/l	arc cat	4,55	0,012628	1174,198	3,83	0,052249
Na^+ mg/l	arc cat	4,20	0,017358	1181,228	4,00	0,047514
Barwa mg Pt/l	arc cat	1,77	0,174876	1373,061	2,08	0,151767
Mg^{2+} mg/l	arc cat	14,31	0,000226	987,039	too low DF	--
Kond µS/cm	arc cat	8,01	0,000556	979,075	9,90	0,002007
pH	ass mus	5,08	0,008016	2634,884	2,13	0,146312
DWT	ass mus	15,91	< 1,0e-6	2118,223	8,26	0,004658
SO_4 mg/l	ass mus	8,39	0,004350	2638,719	too low DF	--
PO_4 mg/l	ass mus	3,91	0,023975	2749,240	6,22	0,013776
K^+ mg/l	ass mus	8,95	0,000257	2483,351	6,65	0,010922
Kond µS/cm	ass mus	3,88	0,024026	2734,976	2,34	0,128526
pH	eug com	4,96	0,009196	695,453	7,13	0,008465
DWT	eug com	14,24	0,000003	577,255	8,79	0,003541
SO_4 mg/l	eug com	2,96	0,055960	738,941	3,00	0,085457
Ca^{2+} mg/l	eug com	3,72	0,055385	741,446	too low DF	--
Barwa mg Pt/l	eug com	3,91	0,023034	712,166	3,87	0,051220
Mg^{2+} mg/l	eug com	5,13	0,007223	684,373	4,53	0,035092
Kond µS/cm	eug com	2,05	0,154260	769,304	too low DF	--
pH	hel sph	6,69	0,001949	506,608	5,81	0,017176
SO_4 mg/l	hel sph	2,21	0,139077	626,288	too low DF	--
Ca^{2+} mg/l	hel sph	20,32	< 1,0e-6	359,001	6,48	0,011960
Na^+ mg/l	hel sph	12,65	0,000009	354,445	3,54	0,062025
Mg^{2+} mg/l	hel sph	15,15	0,000151	471,923	too low DF	--
Kond µS/cm	hel sph	19,28	< 1,0e-6	347,921	too low DF	--

pH	hya pap	9,77	0,000139	3256,467	5,88	0,016547
DWT	hya pap	4,23	0,016738	3792,265	3,94	0,049065
SO_4 mg/l	hya pap	6,37	0,002443	3630,578	2,26	0,134805
Ca^{2+} mg/l	hya pap	91,28	< 1,0e-6	2065,939	too low DF	--
PO_4 mg/l	hya pap	2,46	0,118992	3996,729	too low DF	--
K^+ mg/l	hya pap	3,24	0,073437	3951,785	too low DF	--
Na^+ mg/l	hya pap	15,11	0,000151	3154,636	too low DF	--
Barwa mg Pt/l	hya pap	6,33	0,002404	3615,118	6,10	0,014682
Mg^{2+} mg/l	hya pap	78,40	< 1,0e-6	2244,710	too low DF	--
Kond µS/cm	hya pap	49,98	< 1,0e-6	2208,527	4,08	0,045288

Załącznik A.7.2. Rezultat analizy z wykorzystaniem uogólnionych modeli addytywnych (GAM) dla poszczególnych taksonów ameb skorupkowych występujących w siedliskach mchów brunatnych i ramienic.

	Takson	F	p	AIC	F (nieliniowy)	p (nieliniowy)
pH	arc den	4,97	0,008538	393,084	5,35	0,022089
Ca^{2+} mg/l	arc den	6,05	0,013536	398,803		--
PO_4 mg/l	arc den	3,95	0,048795	408,265	too low DF	--
K^+ mg/l	arc den	4,91	0,009081	393,638	3,44	0,065644
Barwa mg Pt/l	arc den	2,09	0,150018	417,385	too low DF	--
Mg^{2+} mg/l	arc den	3,12	0,047924	407,183	5,48	0,020613
Kond µS/cm	arc den	2,06	0,132168	415,889	2,31	0,130889
pH	arc dis	7,56	0,006704	1515,294	too low DF	--
DWT	arc dis	18,42	< 1,0e-6	1292,661	3,39	0,067588
Ca^{2+} mg/l	arc dis	3,36	0,039385	1556,167	5,89	0,016460
K^+ mg/l	arc dis	5,49	0,005879	1509,533	2,21	0,139089
Na^+ mg/l	arc dis	3,41	0,066581	1571,456	too low DF	--
Mg^{2+} mg/l	arc dis	2,49	0,088670	1578,088	4,52	0,035247
Kond µS/cm	arc dis	2,28	0,108111	1583,967	3,74	0,054985
DWT	arc gib	4,95	0,027611	806,651	too low DF	--
SO_4 mg/l	arc gib	2,44	0,091561	830,753	4,50	0,035611
Ca^{2+} mg/l	arc gib	3,52	0,032587	808,253	1,88	0,172047
K^+ mg/l	arc gib	6,23	0,013518	795,600	too low DF	--
Barwa mg Pt/l	arc gib	2,17	0,142411	838,371	too low DF	--
Mg^{2+} mg/l	arc gib	3,76	0,054194	820,632	too low DF	--
Kond µS/cm	arc gib	4,03	0,046014	817,527	too low DF	--
pH	arc vul	2,40	0,123245	1225,051	too low DF	--
DWT	arc vul	10,05	0,000092	993,786	5,20	0,024095
SO_4 mg/l	arc vul	6,54	0,001984	1063,969	11,71	0,000808
Ca^{2+} mg/l	arc vul	2,43	0,092341	1202,673	3,55	0,061535
K^+ mg/l	arc vul	5,61	0,019002	1148,637	too low DF	--
Kond µS/cm	arc vul	3,56	0,031838	1160,920	6,38	0,012655

pH	cen acu	9,17	0,002886	2538,485	too low DF	--
DWT	cen acu	7,34	0,001130	2489,535	6,42	0,012370
Ca^{2+} mg/l	cen acu	4,11	0,019366	2603,638	7,79	0,005982
K^{+} mg/l	cen acu	4,81	0,010687	2581,396	2,57	0,110918
Na mg/l	cen acu	4,31	0,016274	2602,126	2,80	0,096201
Mg^{2+} mg/l	cen acu	3,02	0,053221	2646,321	5,62	0,019047
pH	dif mic	9,57	0,000140	435,794	12,39	0,000579
DWT	dif mic	3,67	0,028248	476,182	6,87	0,009681
SO_4 mg/l	dif mic	20,22	< 1,0e-6	375,828	6,47	0,012021
Ca^{2+} mg/l	dif mic	13,24	0,000281	440,170	too low DF	--
PO_4 mg/l	dif mic	16,81	0,000066	427,553	too low DF	--
Na^{+} mg/l	dif mic	14,21	0,000225	439,620	too low DF	--
Barwa mg Pt/l	dif mic	2,94	0,057740	482,366	4,33	0,039226
Mg^{2+} mg/l	dif mic	17,84	0,000040	424,004	too low DF	--
Kond µS/cm	dif mic	29,67	< 1,0e-6	384,337	too low DF	--
pH	eug aca	4,54	0,012533	1420,309	1,89	0,171225
DWT	eug aca	7,84	0,005821	1406,326	too low DF	--
SO_4 mg/l	eug aca	3,04	0,051464	1473,289	5,35	0,022080
Ca^{2+} mg/l	eug aca	4,05	0,020078	1440,998	6,40	0,012483
pH	eug fil	8,43	0,000377	1344,471	7,52	0,006872
DWT	eug fil	4,36	0,015170	1436,113	7,66	0,006394
SO_4 mg/l	eug fil	6,43	0,012164	1431,014	too low DF	--
Ca^{2+} mg/l	eug fil	10,86	0,000042	1287,721	9,85	0,002064
PO_4 mg/l	eug fil	2,13	0,125381	1493,999	3,57	0,061014
Na^{+} mg/l	eug fil	3,05	0,050680	1468,054	1,99	0,160750
Barwa mg Pt/l	eug fil	4,83	0,009718	1423,776	5,02	0,026606
Mg^{2+} mg/l	eug fil	3,69	0,056350	1473,938	too low DF	--
Kond µS/cm	eug fil	10,11	0,000080	1287,109	5,54	0,019887
pH	mic pat	17,19	< 1,0e-6	3701,493	12,27	0,000614
DWT	mic pat	3,28	0,041074	4415,769	4,22	0,041821
SO_4 mg/l	mic pat	9,15	0,000209	4077,730	10,93	0,001193
Ca^{2+} mg/l	mic pat	8,69	0,000277	4090,828	9,64	0,002293
PO_4 mg/l	mic pat	4,90	0,028248	4403,349	too low DF	--
kond	mic pat	4,50	0,014208	4349,168	8,27	0,004631
Na^{+} mg/l	mic pat	15,72	< 1,0e-6	3730,961	13,23	0,000382
Barwa mg Pt/l	mic pat	4,27	0,040388	4423,307	too low DF	--
Mg^{2+} mg/l	mic pat	8,01	0,000599	4154,652	13,30	0,000371
Kond µS/cm	mic pat	9,18	0,000181	4057,644	10,44	0,001529
pH	par irr	10,54	0,000063	2722,462	13,25	0,000379
DWT	par irr	4,35	0,015733	3054,557	7,19	0,008191
SO_4 mg/l	par irr	9,73	0,002129	2930,868	too low DF	--
Ca^{2+} mg/l	par irr	30,13	< 1,0e-6	2024,943	13,82	0,000287
PO_4 mg/l	par irr	2,79	0,065188	3151,095	2,91	0,090025
Na^{+} mg/l	par irr	11,54	0,000024	2678,362	2,11	0,148218
Barwa mg Pt/l	par irr	4,39	0,015404	3054,339	6,52	0,011712
Mg^{2+} mg/l	par irr	20,23	< 1,0e-6	2314,656	6,38	0,012645
Kond µS/cm	par irr	28,06	< 1,0e-6	2123,615	18,59	0,000030

Załącznik A.8

Zał. A.8.1. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo dla mchów brunatnych i ramienic względem parametrów fizyczno-chemicznych.

Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
Kond µS/cm	**3**	**0,43**	**0,001**	**8,13**
pH	**2**	**0,20**	**0,001**	**3,94**
SO_4 mg/l	**9**	**0,18**	**0,001**	**3,53**
NO_3 mg/l	**7**	**0,13**	**0,001**	**2,67**
Ca^{2+} mg/l	**11**	**0,11**	**0,001**	**2,37**
Mg^{2+} mg/l	**12**	**0,12**	**0,002**	**2,39**
DWT	**1**	**0,10**	**0,001**	**2,05**
Barwa mg Pt/l	**10**	**0,09**	**0,017**	**1,94**
Na^+ mg/l	**14**	**0,08**	**0,027**	**1,58**
K^+ mg/l	**15**	**0,07**	**0,047**	**1,58**
NH_4 mg/l	6	0,08	0,061	1,51
O_2 mg/l	5	0,06	0,148	1,32
PO_4 mg/l	8	0,06	0,178	1,25
O_2%	4	0,03	0,691	0,75
Fe mg/l	13	0,04	0,808	0,66

Zał. A.8.2. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo dla roślin naczyniowych względem parametrów fizyczno-chemicznych.

Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
SO_4 mg/l	**9**	**0,36**	**0,001**	**7,01**
DWT	**1**	**0,20**	**0,001**	**3,97**
pH	**2**	**0,17**	**0,001**	**3,22**
Na^+ mg/l	**14**	**0,11**	**0,001**	**2,33**
Mg^{2+} mg/l	**12**	**0,10**	**0,001**	**1,99**
Ca^{2+} mg/l	**11**	**0,12**	**0,001**	**2,50**
NO_3 mg/l	**7**	**0,10**	**0,008**	**2,00**
K^+ mg/l	**15**	**0,09**	**0,008**	**1,86**
Barwa mg Pt/l	10	0,08	0,020	1,64
Fe mg/l	13	0,06	0,127	1,35
O_2 mg/l	5	0,06	0,159	1,21
Kond µS/cm	3	0,05	0,302	1,11
PO_4 mg/l	8	0,05	0,303	1,09
O_2%	4	0,04	0,598	0,87
NH_4 mg/l	6	0,04	0,786	0,83

Zał. A.8.3. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo z 999 permutacjami dla ameb skorupkowych względem parametrów fizyczno-chemicznych w obrębie wszystkich badanych stanowisk.

Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
pH	**2**	**0,21**	**0,001**	**8,11**
kond µS/cm	**3**	**0,11**	**0,001**	**4,09**
DWT	**1**	**0,08**	**0,001**	**3,03**
Barwa mg Pt/l	**10**	**0,07**	**0,001**	**2,82**
SO_4 mg/l	**9**	**0,06**	**0,001**	**2,71**
Na^+ mg/l	**14**	**0,07**	**0,001**	**2,78**
Mg^{2+} mg/l	**12**	**0,06**	**0,002**	**2,33**
PO_4 mg/l	**8**	**0,05**	**0,002**	**2,12**
K^+ mg/l	**15**	**0,05**	**0,005**	**1,97**
Ca^{2+} mg/l	**11**	**0,03**	**0,020**	**1,65**
NO_3 mg/l	7	0,04	0,068	1,49
NH_4 mg/l	6	0,03	0,046	1,44
O_2 mg/l	5	0,04	0,076	1,37
O_2%	4	0,02	0,235	1,15
Fe mg/l	13	0,03	0,359	1,03

Zał. A.8.4. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo z 999 permutacjami dla ameb skorupkowych względem parametrów fizyczno-chemicznych w obrębie siedlisk z udziałem mchów brunatnych i ramienic.

Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
kond µS/cm	**3**	**0,11**	**0,001**	**4,68**
SO_4 mg/l	**9**	**0,07**	**0,001**	**3,19**
Na^+ mg/l	**14**	**0,06**	**0,002**	**2,51**
Mg^{2+} mg/l	**12**	**0,06**	**0,001**	**2,87**
pH	**2**	**0,05**	**0,001**	**2,18**
NO_3 mg/l	**7**	**0,05**	**0,001**	**2,36**
O_2 mg/l	**5**	**0,05**	**0,002**	**2,02**
Barwa mg Pt/l	**10**	**0,04**	**0,002**	**2,01**
PO_4 mg/l	**8**	**0,03**	**0,013**	**1,63**
DWT	**1**	**0,04**	**0,018**	**1,61**
K^+ mg/l	**15**	**0,03**	**0,020**	**1,58**
Fe mg/l	13	0,03	0,092	1,37
O_2%	4	0,03	0,119	1,36
NH_4 mg/l	6	0,02	0,262	1,14
Ca^{2+} mg/l	11	0,02	0,240	1,14

Zał. A.8.5. Wynik testu permutacyjnego Monte Carlo z 999 permutacjami dla ameb skorupkowych względem parametrów fizyczno-chemicznych w obrębie siedlisk z udziałem mchów torfowców.

Zmienna	Var.N	LambdaA	P	F
Na^+ mg/l	**14**	**0,27**	**0,001**	**2,85**
DWT	**1**	**0,15**	**0,050**	**1,72**
SO_4 mg/l	9	0,13	0,114	1,38
Mg^{2+} mg/l	12	0,12	0,140	1,38
Fe mg/l	13	0,12	0,122	1,37
NO_3 mg/l	7	0,10	0,245	1,16
O_2 mg/l	5	0,12	0,124	1,36
Ca^{2+} mg/l	11	0,10	0,287	1,15
Barwa mg Pt/l	10	0,10	0,288	1,17
PO_4 mg/l	8	0,08	0,371	1,05
kond µS/cm	3	0,08	0,537	0,91
pH	2	0,07	0,612	0,83
O_2%	4	0,07	0,695	0,75
K^+ mg/l	15	0,07	0,597	0,85
NH_4 mg/l	6	0,07	0,719	0,73

Załącznik A.9. Skróty nazw gatunkowych ameb skorupkowych oraz roślin wykorzystane w rycinach.

Ameby skorupkowe

skrót	*Gatunek*
amp fla	*Amphitrema(Aecherella) flavum*
amp ste	*Amphitrema stenostoma*
amp wri	*Amphitrema wrightianum*
arc gle	*Arcella gibbosa var.laevis*
arc are	*Arcella arenaria*
arc art.	*Arcella artocrea*
arc bat	*Arcella bathystoma*
arc cat	*Arcella catinus*
arc den	*Arcella dentata*
arc dis	*Arcella discoides*
arc for	*Arcella formosa*
arc gib	*Arcella gibbosa*
arc hem	*Arcella hemispherica*
arc meg	*Arcella megastoma*
arc pol	*Arcella polypora*
arc rot	*Arcella rotundata*
arc sp.	*Arcella sp.*
arc vul	*Arcella vulgaris*
ass mus	*Assulina muscorum*
ass sem	*Assulina seminulum*
awe cyc	*Awerintzewia cyclostoma*
bul ind	*Bulinularia indica*
cen acu	*Centropyxis aculeata*
cen agr	*Centropyxis aculeata var. grandis*
cen vla	*Centropyxis aculeata var. lata*
cen a.v.	*Centropyxis aculeata var. minima*
cen a.v.	*Centropyxis aculeata var. oblonga*
cen aer	*Centropyxis aerophila*
cen dis	*Centropyxis discoides*
cen eco	*Centropyxis ecornis*
cen evq	*Centropyxis ecornis var. quadripannosa*
cen elo	*Centropyxis elongata*
cen eur	*Centropyxis eurystoma*
cen gib	*Centropyxis gibbosa*
cen lev	*Centropyxis levigata*
cen min	*Centropyxis minuta*
cen pla	*Centropyxis platystoma*
cen sp.	*Centropyxis sp.*
cor dub	*Corythion dubium*
cor pul	*Corythion pulchellum*
cry cren	*Cryptodifflugia crenulata*
cry hor	*Cryptodifflugia horrida*
cry ovi	*Cryptodifflugia oviformis*
cry sac	*Cryptodifflugia sacculus*
cry sp	*Cryptodifflugia sp.*
cyc arc	*Cyclopyxis arcelloides*
cyc kah	*Cyclopyxis kahli*
cyp per	*Cyphoderia perlucidis*
cyph sp.	*Cyphoderia sp.*
dif acu	*Difflugia acuminata*
dif amp	*Difflugia amphora*
dif baci	*Difflugia baccilariarum*
dif bal	*Difflugia baccilifera*
dif bic	*Difflugia bicruis*
dif brev	*Difflugia brevicola*
dif cur	*Difflugia curvicaulis*
dif ele	*Difflugia elegans*
dif glob	*Difflugia globulosa*
dif gra	*Difflugia gramen*
dif lanc	*Difflugia lanceolata*
dif leb	*Difflugia lebes*
dif lei	*Difflugia leidyi*
dif lim	*Difflugia limnetica*
dif lit	*Difflugia litophila*
dif luc	*Difflugia lucida*
dif mic	*Difflugia mica*
dif obl	*Difflugia oblonga*
dif pen	*Difflugia penardi*
dif pris	*Difflugia pristis*
dif pux	*Difflugia pulex*
dif rub	*Difflugia rubescens*
dif sp	*Difflugia sp.*
dif tub	*Difflugia tuberculata*
dif urc	*Difflugia urceolata*
eug aca	*Euglypha acantophora*
eug cil	*Euglypha ciliata*
eug com	*Euglypha compressa*
eug cri	*Euglypha cristata*
eug den	*Euglypha dentistoma*
eug fil	*Euglypha filifera*
eug.f.cy	*Euglypha filifera var. cylindracea*
eug.fma	*Euglypha filifera var. magna*
eug hya	*Euglypha hyalina*
eug rot	*Euglypha rotunda*
eug scu	*Euglypha scutigera*
eug sim	*Euglypha simplex*
eug sp.	*Euglypha sp.*
eug str	*Euglypha strigosa*
eug tub	*Euglypha tuberculata*
hel pet	*Heleopera petricola*
hel ros	*Heleopera rosea*
hel sp	*Heleopera sp.*
hel sph	*Heleopera sphagni*
hel syl	*Heleopera sylvatica*

hya ele	*Hyelosphenia elegans*
hya pap	*Hyelosphenia papilio*
lag vas	*Lagenodifflugia vas*
les epi	*Lesquereusia epistomium*
les spi	*Lesquereusia spiralis*
mic pat	*Microchalmys patella*
neb boh	*Nebela bohemica*
neb col	*Nebela colaris*
neb den	*Nebela(Argynnia) dentistoma*
neb dle	*Nebela (Argynnia) dentistoma var. laevis*
neb gal	*Nebela galeata*
neb gri	*Nebela griseola*
neb lan	*Nebela langeniformis*
neb mil	*Nebela militaris*
neb min	*Nebela minor*
neb par	*Nebela parvula*
neb pen	*Nebela penardiana*
neb sp.	*Nebela sp.*
neb tin	*Nebela tincta*
neb vit	*Nebela vitrea*
net tub	*Netzelia tuberculata*
net wai	*Netzelia wailesi*
par irr	*Paraquadrulla irregularis*
par ret	*Pareuglypha reticulata*
phr acr	*Phryganella acropodia*
phr par	*Phryganella paradoxa*
pla spi	*Placocista spinosa*
pla glm	*Placocista spinosa var. minima*
pont sp.	*Pontigulasia sp.*
psd ful	*Pseudodifflugia fulva*
psd sp.	*Pseudodifflugia sp.*
pyx oper	*Pyxidicula operculata*
pyx pat	*Pyxidicula patens*
qua sym	*Quadrurella symmetrica*
sph len	*Sphenoderia lenta*
tra dent	*Tracheleuglupha dentata*
tra aco	*Tracheuglypha acola*
trig arc	*Trigonopyxis arcula*
tri com	*Trinema complanatum*
tri ench	*Trinema enchelys*
tri e.gr	*Trinema enchelys var. grandis*
tri lin	*Trinema lineare*
tri pen	*Trinema penardi*

Rośliny

skrót	*Gatunek*
Chacon	*Chara contraria*
Chadel	*Chara delicatula*
Chahis	*Chara hispida*
Chaint	*Chara intermedia*
Chapol	*Chara polyacantha*
Chaten	*Chara tenuispinna*
Chavul	*Chara vulgaris*
Spisp	*Spirogyra sp.*
Aulpal	*Aulacomnium palustre*
Bramil	*Brachythecium mildeanum*
Brarut	*Brachythecium rutablulum*
Bryneo	*Bryum neodamense*
Brypse	*Bryum pseudotriquetrum*
Calgig	*Calliergon giganteum*
Calcus	*Calliergonella cuspidata*
Carcor	*Callieron cordifolium*
Cimden	*Climacium dendroides*
Camstel	*Campylium stellatum*
Dreadu	*Drepanocladus aduncus*
Dreppol	*Drepanocladus polycarpos*
Fissid	*Fissidens adianthoides*
Hamver	*Hamatocaulis vernicosus*
Helbla	*Helodium blandowii*
Limcos	*Limprichtia cossonii*
Limrev	*Limprichtia revolvens*
Maraqu	*Marchantia aquatica*
Palsqu	*Paludella squarrosa*
Plagela	*Plagiomnium elatum*
Plaell	*Plagiomnium ellipticum*
Polcom	*Polytrichum commune*
Polstr	*Polytrichum strictum*
Scosco	*Scorpidium scorpioides*
Sphcap	*Sphagnum capillifolium*
Sphang	*Sphagnum angustifolium*
Sphcen	*Sphagnum centrale*
Sphfal	*Sphagnum fallax*
Sphfim	*Sphagnum fimbriatum*
Sphmag	*Sphagnum magellanicum*
Sphpal	*Sphagnum palustre*
Sphrus	*Sphagnum russowi*
Sphsqu	*Sphagnum squarrosum*
Sphter	*Sphagnum teres*
Sphobt	*Sphagnum obtusum*
Sphavarn	*Sphagnum warnstorfii*
Strstr	*Straminergon stramineum*
Tomnit	*Tomenthypnum nitens*
	Bryum sp.

Agrcan	*Agrostis cannina*
Alnglu	*Alnus glutinosa juv.*
Betpub	*Betula pubescens*
Calpal	*Calla palustris*
Cahpal	*Caltha palustris*
Carama	*Cardamine amara*
Caracu	*Carex acutiformis*
Cardia	*Carex diandra*
Carech	*Carex echinata*
Carlas	*Carex lasiocarpa*
Carlim	*Carex limosa*
Carnig	*Carex nigra*
Carpse	*Carex pseudocyperus*
Carros	*Carex rostrata*
Carpan	*Carex paniculata*
Cicvir	*Cicuta virosa*
Cirpal	*Circium palustre*
Cirole	*Cirsium oleraceum*
Clamar	*Cladium mariscus*
Compal	*Comarum palustre*
Dacinc	*Dactylorhiza incarnata*
Droang	*Drosera anglica*
Drorot	*Drosera rotundifolia*
Elequi	*Eleocharis quinqueflora*
Elepal	*Eleocharis palustris*
Epipal	*Epilobium palustre*
Epipas	*Epipactis palustris*
Equpal	*Equisetum palustre*
Eriang	*Eriophorum angustifolium*
Erivag	*Eriophorum vaginatum*
Galpal	*Galium palustre fo.*
Hollan	*Holcus lanatus*
Holmol	*Holcus mollis*
Hydmor	*Hydrocharis morsus-ranae*
Hydvu	*Hydrocotyle vulgaris*
Hypmac	*Hypericum maculatum*
Junart	*Juncus articulatus*
Juneff	*Juncus effusus*
Ledpal	*Ledum palustre*
Lemmin	*Lemna minor*
Lemtri	*Lemna trisulca*
Liploe	*Liparis loeseli*
Lotpal	*Lotus palustris*
Lyceur	*Lycopus europaeus*
Lysthy	*Lysimachia thyrsiflora*
Lysvul	*Lysimachia vulgaris*
Lytsal	*Lythrum salicaria*
Menaqu	*Mentha aquatica*
Mentri	*Menyanthes trifoliata*
Myopal	*Myosotis palustris*
Myrver	*Myriophyllum verticillatum*
Nuplut	*Nuphar lutea*
Nymalb	*Nymphea alba*
Nymbor	*Nymphea x borealis*
Oxypal	*Oxycoccus palustris*
Peupal	*Peucedanum palustre*
Phraus	*Phragmites australis*
Pinsil	*Pinus silvestris juv.*
Potnat	*Potamogeton natans*
Potere	*Potentilla erecta*
Ranlin	*Ranunculus lingua*
Rumhyd	*Rumex hydrolaphatum*
Salaur	*Salix aurita*
Salros	*Salix rosmarinifolia*
Siulat	*Sium latifolium*
Schlac	*Schoenoplectus lacustris*
Schtab	*Schoenoplectus tabernaemontana*
Scisyl	*Scirpus sylvaticus*
Scugal	*Scuttelaria galericulata*
Soldul	*Solanum dulcamara*
Spipol	*Spirodella polyrhiza*
Stepal	*Stellaria palustris*
Thepal	*Thelypteris palustris*
Tripal	*Triglochin palustris*
Typang	*Typha angustifolia*
Typlat	*Typha latifolia*
Utriaus	*Utricularia australis*
Utrint	*Utricularia intermedia*
Utrmin	*Utricularia minor*
Utrvul	*Utricularia vulgaris*
Valdio	*Valleriana dioica*
Viopal	*Viola palustris*

TABLICE

ZAŁĄCZNIK B

Załącznik B.1 – Tablice z zaobserwowanymi taksonami ameb skorupkowych wykonane z za pomocą technik mikroskopii świetlnej.

Załącznik B.2 – Tablice z wybranymi taksonami ameb skorupkowych wykonane z za pomocą technik mikroskopii elektronowej (SEM).

Załącznik B.1

Tablica 1

Fot. **1a - 1b** *Arcella formosa* Nichols, 2005

Fot. **2a - 2b** *Arcella arenaria* Greeff, 1866

Fot. **3a - 3b** *Arcella dentata* Ehrenberg, 1830

Fot. **5** *Arcella gibbosa* Penard, 1890

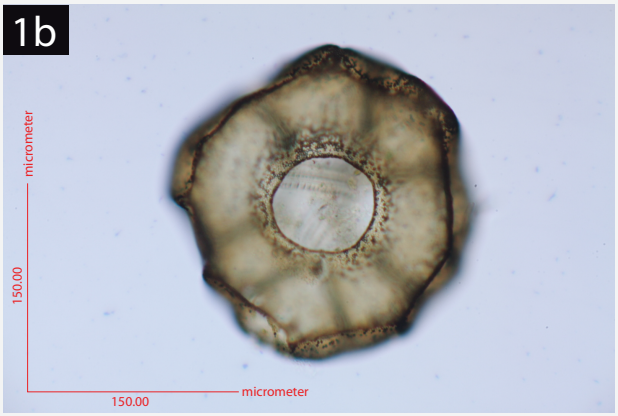
Fot. **6** *Arcella vulgaris* Ehrenberg, 1830

Amoebozoa

1a



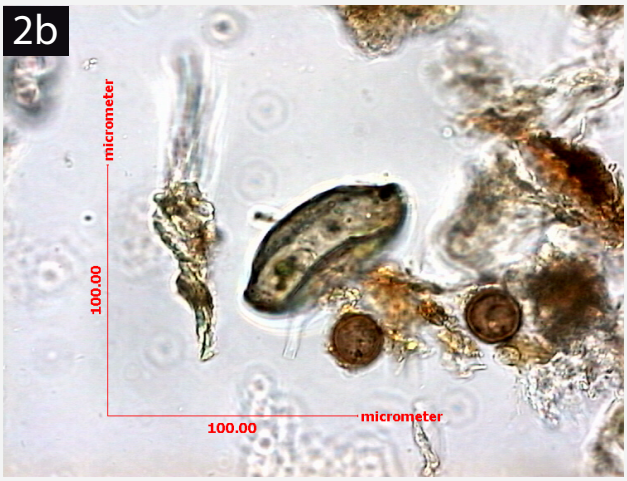
1b



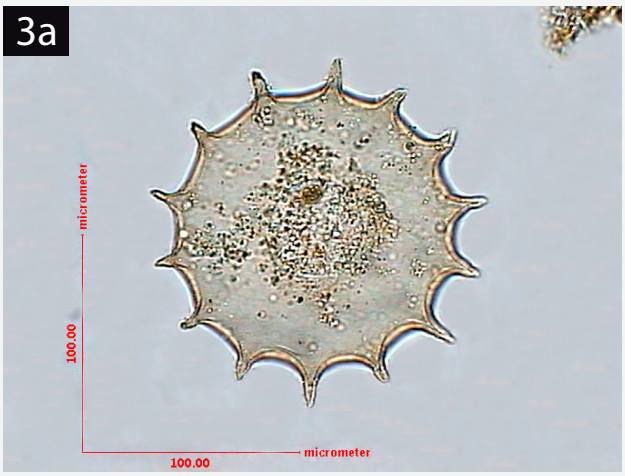
2a



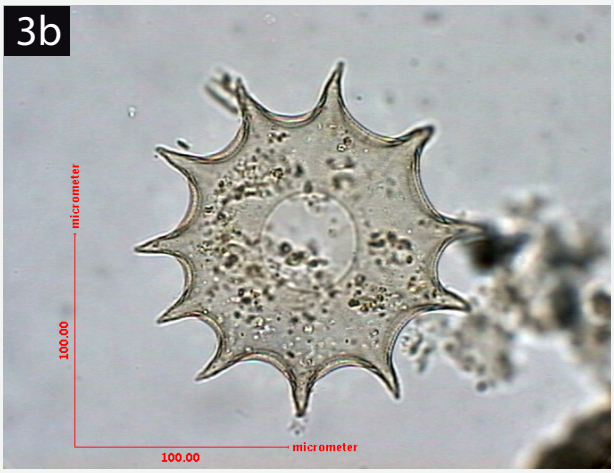
2b



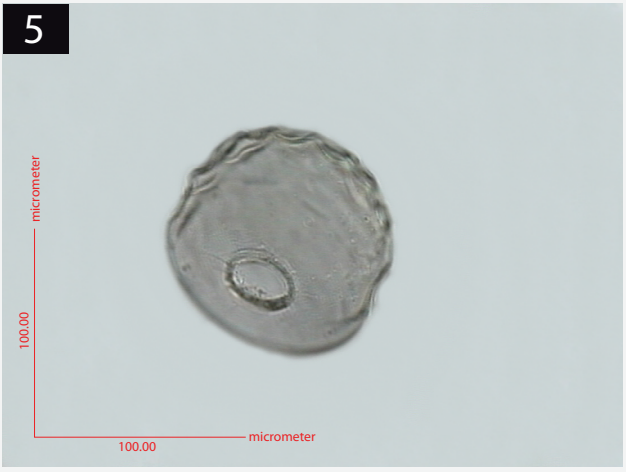
3a



3b



5



6



Tablica 1

Tablica 2

Fot. **1a-1b** *Arcella discoides* Ehrenberg, 1843

Fot. **2** *Arcella hemisphaerica* Perty, 1852

Fot. **3** *Arcella bathystoma* Deflandre, 1928

Fot. **4** *Arcella megastoma* Penard, 1902

Fot. **5** *Arcella polypora* Penard, 1890

Fot. **6** *Arcella rotundata* Playfair, 1918

Fot. **7** *Arcella catinus* Penard, 1890


1a
micrometer
150.00
micrometer
150.00


1b
micrometer
150.00
micrometer
150.00


2
micrometer
100.00
micrometer
100.00


3
micrometer
100.00
micrometer
100.00


4
micrometer
200.00
micrometer
200.00


5
micrometer
100.00
micrometer
100.00


6
micrometer
100.00
micrometer
100.00


8
micrometer
100.00
micrometer
100.00

Tablica 2

Tablica 3

Fot. **1a-1b** *Pyxidicula patens* (Claparède et Lachmann, 1858) Bartoš, 1954

Fot. **2a-2b** *Pyxidicula operculata* (Agardh,1827) Ehrenberg, 1834

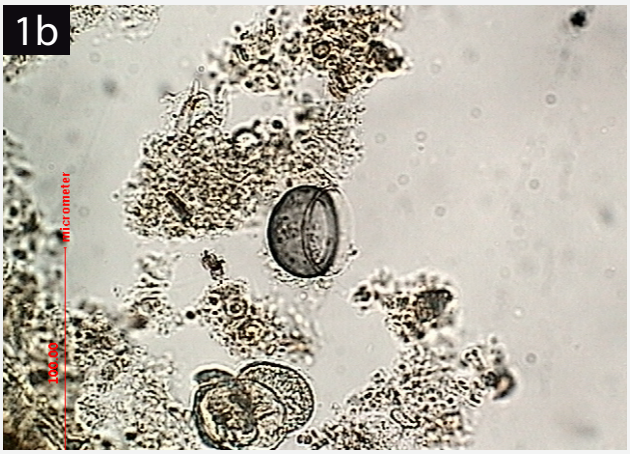
Fot. **3** *Microchlamys patella* (Claparede & Lachmann 1859) Cockerell 1911 (*Pseudochlamys patella* Claparede & Lachmann 1859)

Fot. **4** *Difflugia acuminata* Ehrenberg, 1838

Fot. **5** *Difflugia bicornis* Penard, 1890

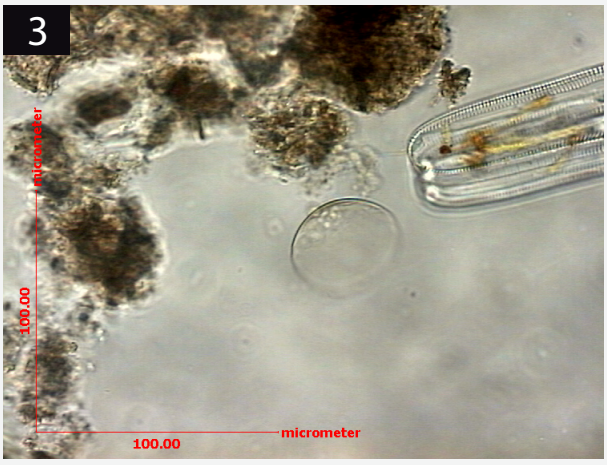
Fot. **6** *Difflugia oblonga* Ehrenberg, 1838


1a
micrometer
100.00
micrometer
100.00

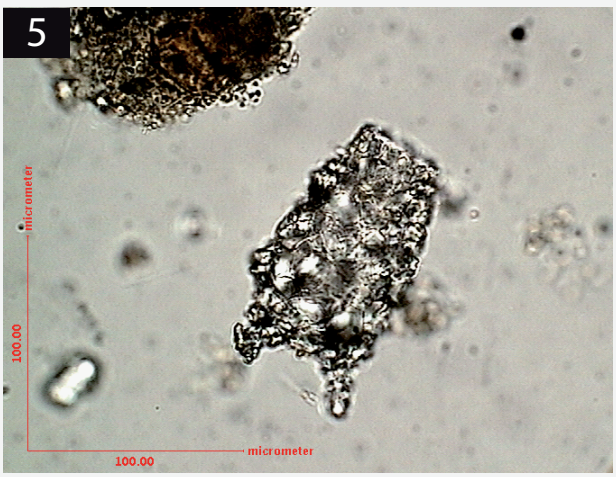

1b
micrometer
100.00


2a
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2b
micrometer
100.00
100.00
micrometer


3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 3

Tablica 4

Fot. **1** *Difflugia mica* Frenzel, 1892

Fot. **2** *Difflugia penardi* Hopkinson, 1909

Fot. **3** *Difflugia gramen* Penard, 1902

Fot. **4** *Difflugia lanceolata* Penard, 1890

Fot. **5** *Difflugia pulex* Penard, 1902

Fot. **6** *Difflugia baccilariarum* Perty, 1849

Fot. **7** *Difflugia litophila* (Penard, 1902) Gauthier-Lièvreet Thomas, 1958

Fot. **8** *Difflugia curvicaulis* Penard, 1899


1
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2
micrometer
100.00
100.00
micrometer


3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
100.00
micrometer


8
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 4

Tablica 5

Fot. **1** *Difflugia globulosa* Dujardin, 1837

Fot. **2** *Difflugia lebes* Penard, 1893

Fot. **3** *Difflugia leidyi* Wailes, 1912

Fot. **4** *Difflugia pristis* Penard, 1902

Fot. **5** *Difflugia urceolata* Carter, 1864

Fot. **6** *Difflugia lucida* Penard, 1890

Fot. **7** *Difflugia rubescens* Penard, 1891

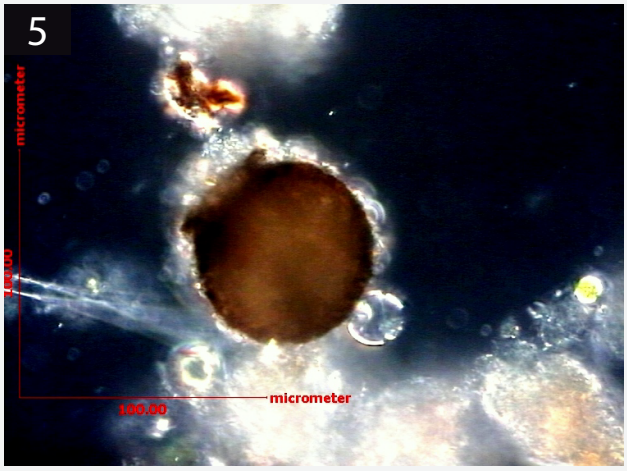
Fot. **8** *Difflugia brevicola* Cash et Hopkinson, 1909

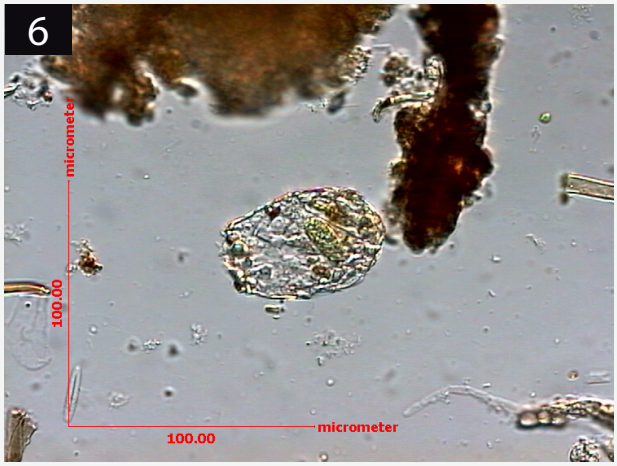

1
micrometer
100.00
100.00
micrometer

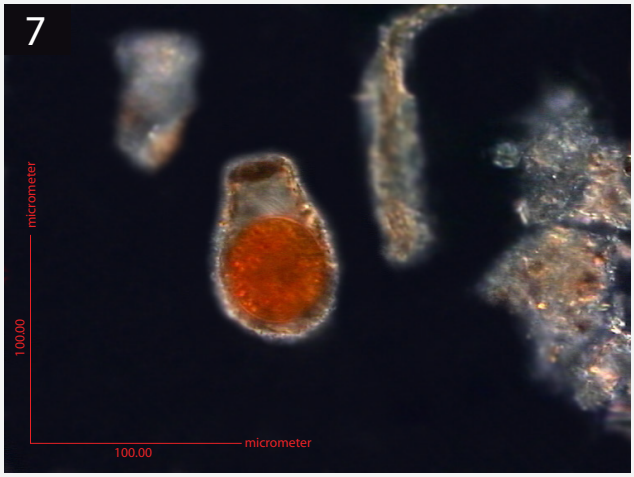

2
micrometer
100.00
100.00
micrometer


3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
100.00
micrometer


8
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 5

Tablica 6

Fot. **1** *Difflugia elegans* Penard, 1890

Fot. **2** *Difflugia baccilariarum* Perty, 1849

Fot. **3a-3b** *Difflugia limnetica* (Levander, 1900) Penard, 1902

Fot. **4** *Lagenodifflugia vas* (Leidy,1874)

Fot. **5** *Pontigulasia sp.*

Fot. **6** *Centropyxis aculeata* (Ehrenberg, 1838) Stein, 1857

Fot. **7** *Centropyxis aculeata var. grandis* Deflandre, 1929

1



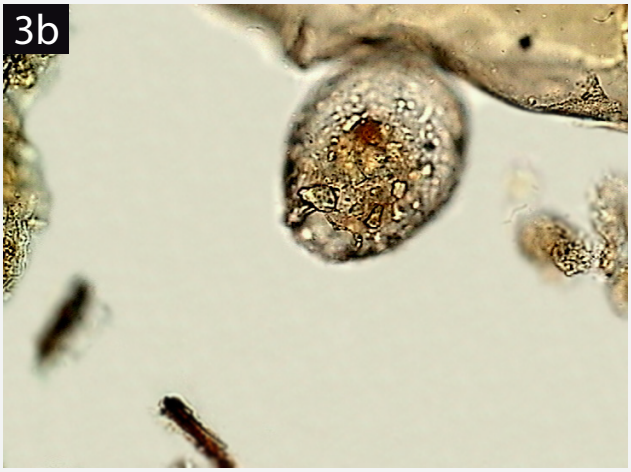
2



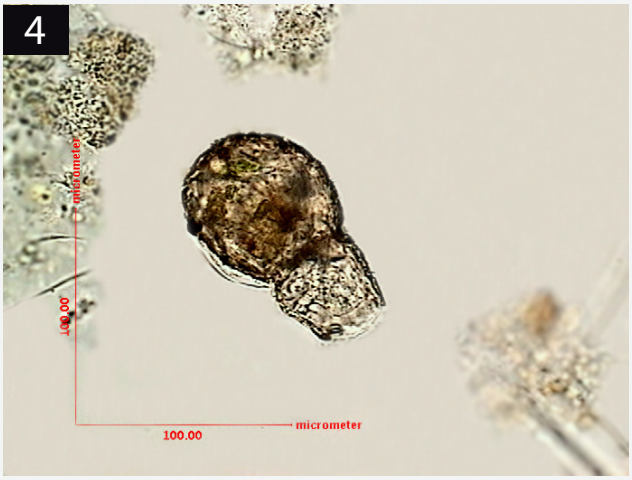
3a



3b



4



5



6



7



Tablica 6

Tablica 7

Fot. **1** *Centropyxis aculeata var. oblonga* Deflandre, 1929

Fot. **2** *Centropyxis aculeata var. minima* van Oye, 1958

Fot. **3** *Centropyxis aerophila* Deflandre, 1929

Fot. **4** *Centropyxis ecornis* (Ehrenberg, 1841) Leidy,1879

Fot. **5** *Centropyxis ecornis var. quadripannosa* Schönborn, 1962

Fot. **6** *Centropyxis minuta* Deflandre, 1929

Fot. **7** *Centropyxis levigata* Penard, 1890

Fot. **8** *Centropyxis gibba* Deflandre, 1929

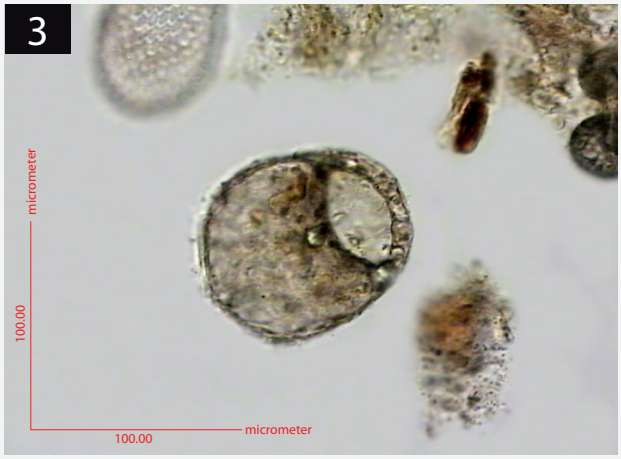
1



2



3



4



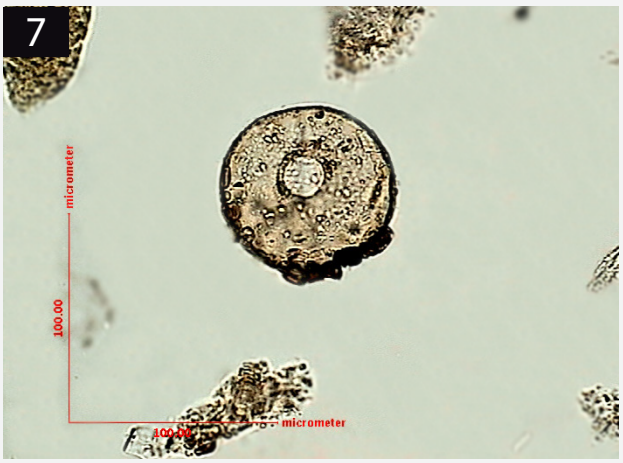
5



6



7



8



Tablica 7

Tablica 8

Fot. **1** *Centropyxis platystoma* (Penard, 1890) Deflandre, 1929

Fot. **2** *Centropyxis elongata* (Penard,1890) Thomas, 1959

Fot. **3** *Trigonopyxis arcula* (Leidy,1879) Penard, 1912

Fot. **4** *Cyclopyxis arcelloides* (Penard, 1902) Deflandre, 1929

Fot. **5** *Cyclopyxis eurystoma* Deflandre, 1929

Fot. **6** *Cyclopyxis kahli* Deflandre, 1929

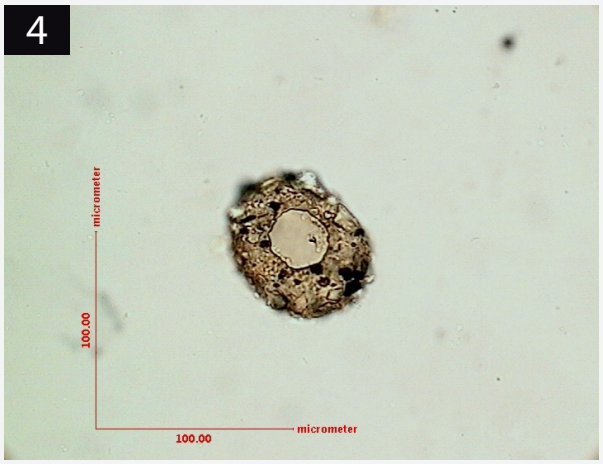
Fot. **7** *Bulinularia indica* (Penard, 1911) Deflandre, 1953

Fot. **8** *Paraquadrula irregularis* (Archer, 1877) Deflandre, 1932


1
micrometer
50.00
50.00
micrometer

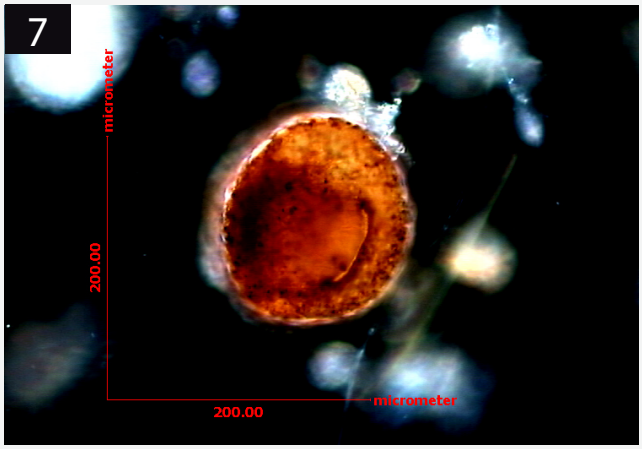

2
micrometer
100.00
100.00
micrometer


3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
200.00
200.00
micrometer


8
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 8

Tablica 9

Fot. **1** *Lesquereusia epistomium* Penard, 1893

Fot. **2** *Lesquereusia spiralis* (Ehrenberg, 1840) Bütschli, 1888

Fot. **3** *Quadrurella symmetrica* (Wallich, 1863) Schulze, 1875

Fot. **4** *Netzelia wailesi* (Ogden, 1980) Meisterfeld, 1984

Fot. **5** *Netzelia tuberculata* (Wallich, 1864) Netzel, 1983

Fot. **6** *Hyalosphenia papilio* Leidy, 1879

Fot. **7** *Hyalosphenia elegans* Leidy, 1879

Fot. **8** *Nebela bohemica* Taránek, 1882

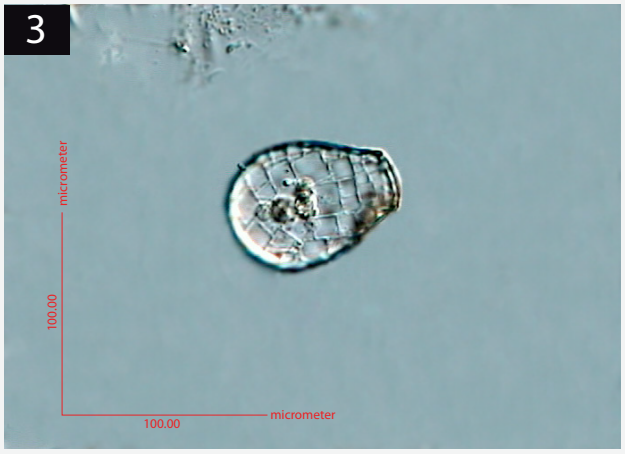
1



2



3



4



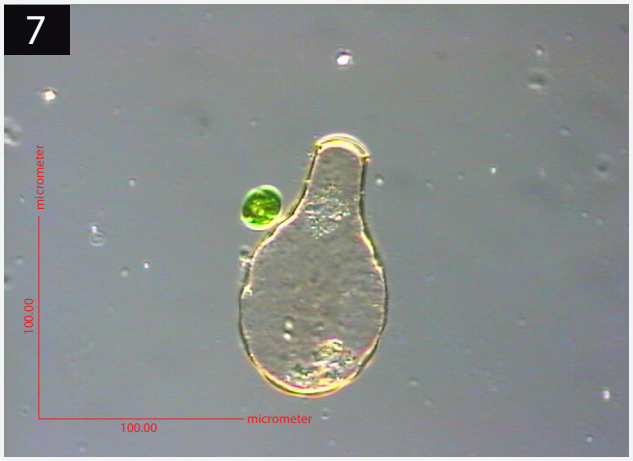
5



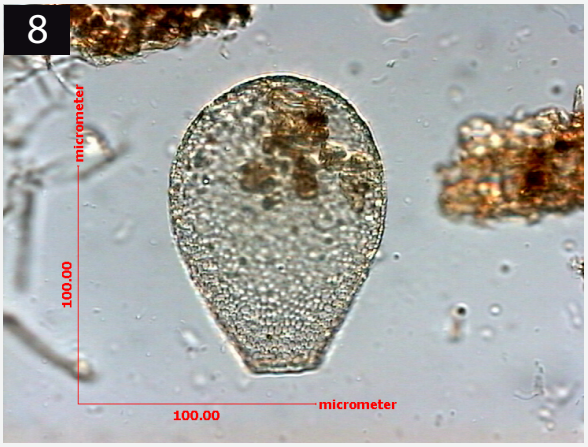
6



7



8



Tablica 9

Tablica 10

Fot. **1** *Nebela colaris* (Ehrenberg, 1848) Leidy,1879

Fot. **2** *Nebela langeniformis* Penard, 1902

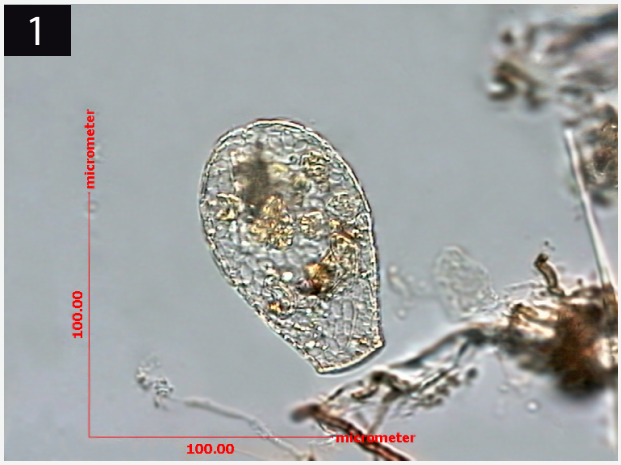
Fot. **3a-3b** *Nebela galeata* Penard, 1902

Fot. **4** *Nebela tincta* (Leidy,1879) Awerintzew, 1906

Fot. **5** *Nebela penardiana* Deflandre, 1936

Fot. **6** *Nebela militaris* Penard, 1890

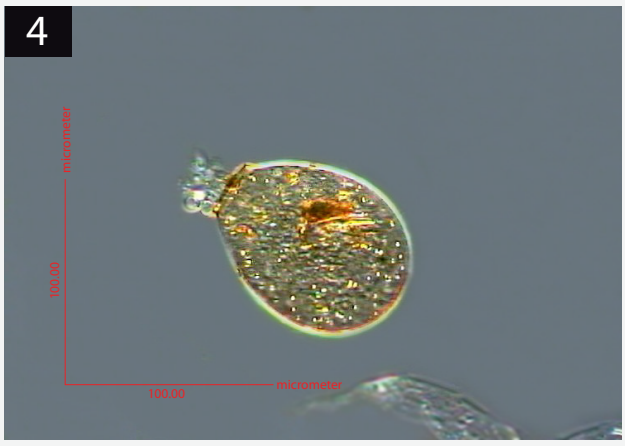
Fot. **7** *Physochila griseola* Penard, 1911

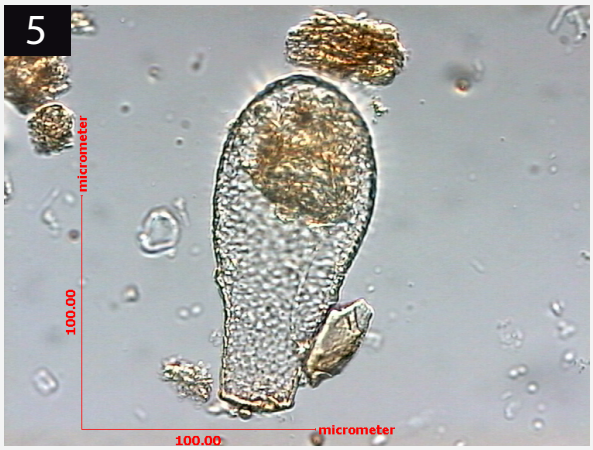

1
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2
micrometer
100.00
100.00
micrometer

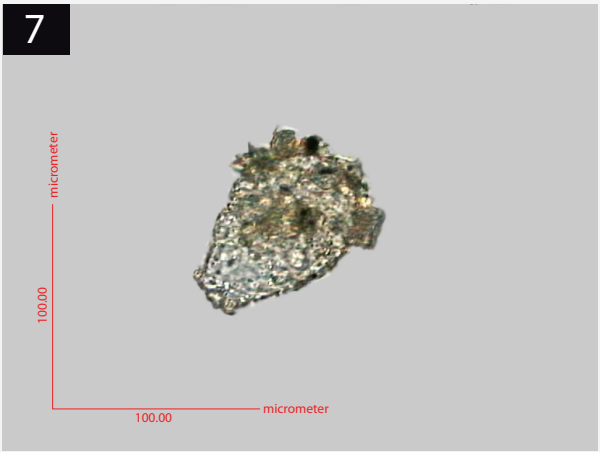

3a
micrometer
100.00
100.00
micrometer


3b


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 10

Tablica 11

Fot. **1** *Heleopera petricola* Leidy,1879

Fot. **2** *Heleopera sphagni* Leidy,1874

Fot. **3** *Heleopera rosea* Penard, 1890

Fot. **4** *Heleopera sylvatica* Penard, 1890

Fot. **5** *Awerintzewia cyclostoma* (Penard, 1902) Schouteden, 1906

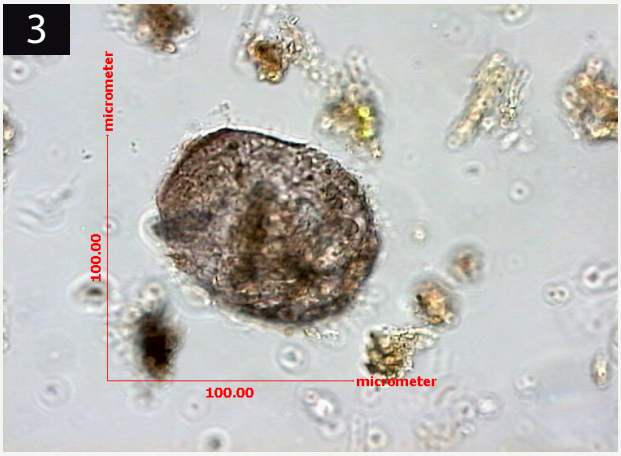
Fot. **6** *Argynnia dentistoma* Penard, 1890

Fot. **7** *Argynnia vitrea* Penard, 1899

Fot. **8** *Phryganella acropodia* (Hertwig et Lesser, 1874) Hopkinson, 1909


1
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2
micrometer
100.00
100.00
micrometer

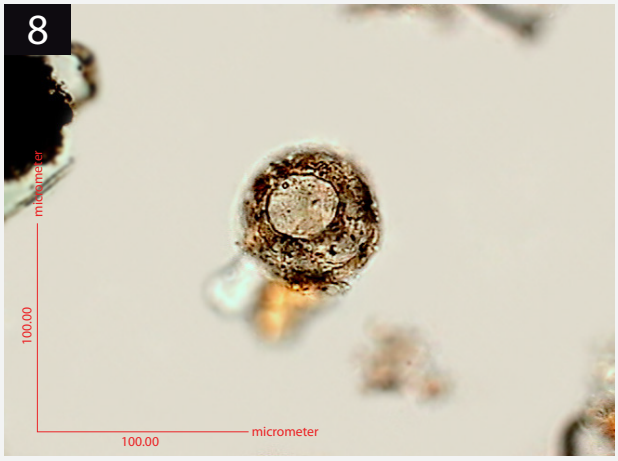

3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
100.00
micrometer


8
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 11

Tablica 12

Fot. **1** *Phryganella paradoxa* Penard, 1902

Fot. **2** *Cryptodifflugia oviformis* Penard, 1890

Fot. **3** *Cyphoderia sp.*

Fot. **4** *Cyphoderia perlucidis* Beyens et Chardez, 1986

Fot. **5a-5b** *Trinema complanatum* Penard, 1890

Fot. **6** *Trinema penardi* Thomas et Chardez, 1958

Fot. **7** *Trinema enchelys* (Ehrenberg, 1838) Leidy, 1878

1



2



Rhizaria

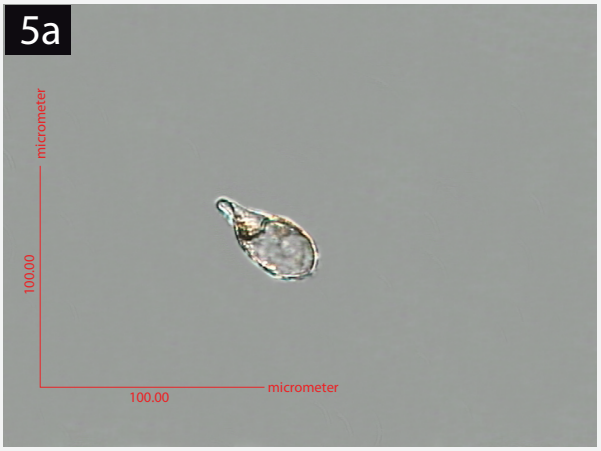
3



4



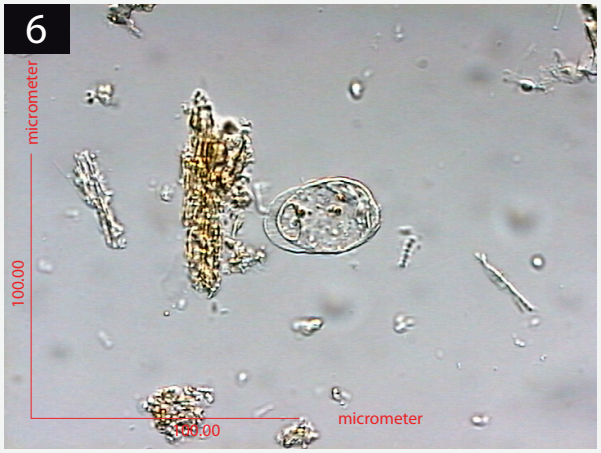
5a



5b



6



7



Tablica 13

Fot. **1** *Corythion dubium* Taránek, 1881

Fot. **2** *Assulina seminulum* (Ehrenberg, 1848) Leidy, 1879

Fot. **3** *Euglypha acantophora* (Ehrenberg, 1841) Perty, 1849

Fot. **4** *Euglypha filiera* Penard, 1890

Fot. **5** *Euglypha denticulata* Brown, 1912

Fot. **6** *Euglypha hyalina* Coûteaux, 1978

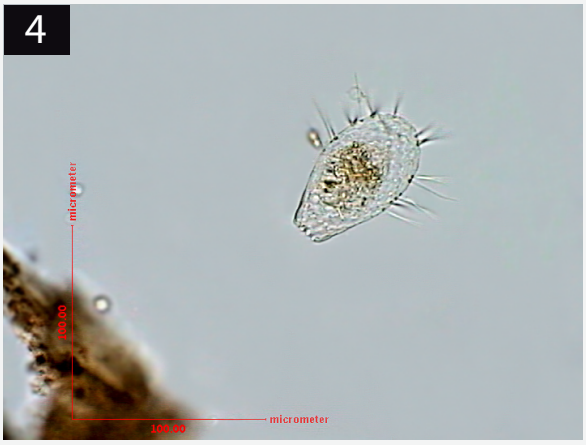
Fot. **7** *Euglypha scutigera* Penard, 1911

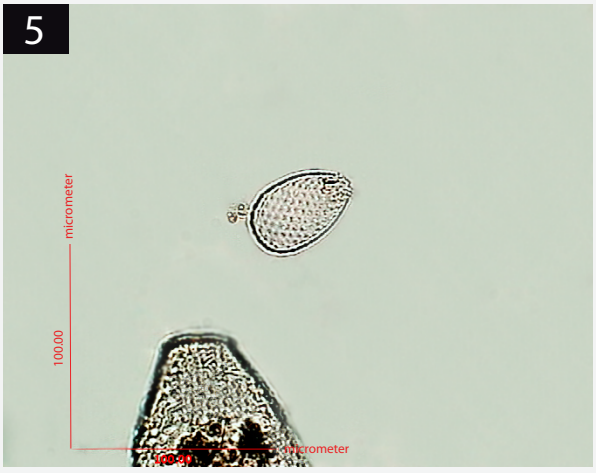
Fot. **8** *Euglypha simplex* Decloitre, 1965


1
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2
micrometer
100.00
100.00
micrometer

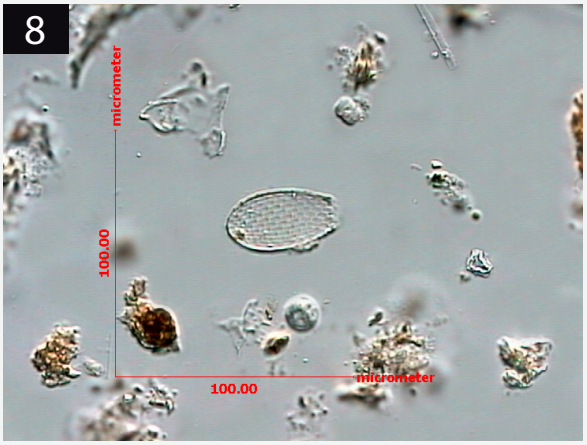

3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
micrometer


8
micrometer
100.00
micrometer

Tablica 13

Tablica 14

Fot. **1** *Euglypha strigosa* (Ehrenberg, 1871) Leidy,1878

Fot. **2** *Euglypha tuberculata* Dujardin, 1841

Fot. **3** *Euglypha cilliata* (Ehrenberg, 1848) Leidy,1878

Fot. **4** *Euglypha rotunda* Wailes, 1915

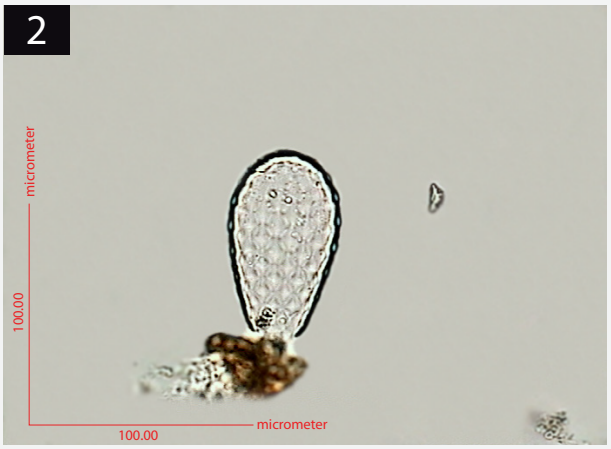
Fot. **5** *Euglypha cristata* Leidy,1879

Fot. **6** *Pareuglypha reticulata* Penard, 1902

Fot. **7** *Sphenoderia lenta* Schlumberger, 1845

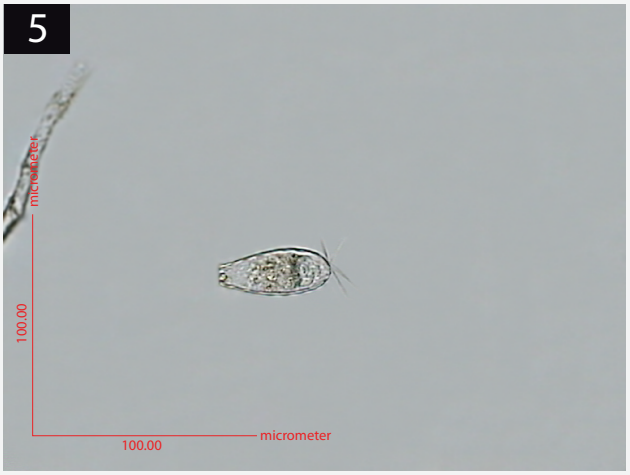
Fot. **8** *Tracheleuglypha* acola Bonnet et Thomas, 1955


1
micrometer
100.00
100.00
micrometer

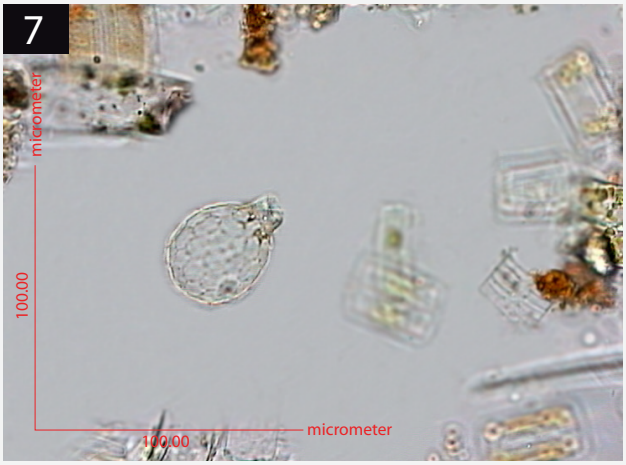

2
micrometer
100.00
100.00
micrometer

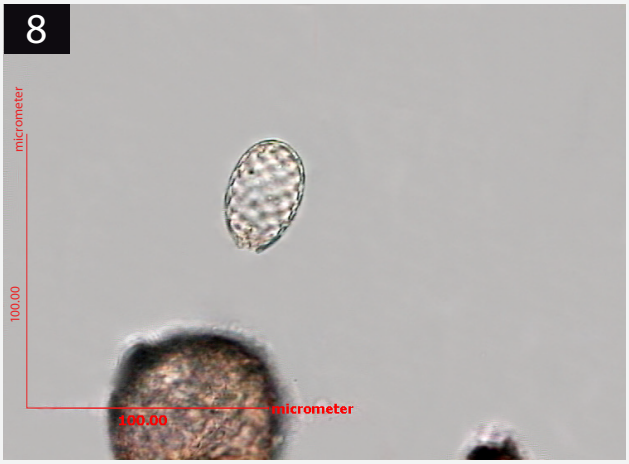

3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer


6
micrometer
100.00
100.00
micrometer


7
micrometer
100.00
100.00
micrometer


8
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Tablica 14

Tablica 15

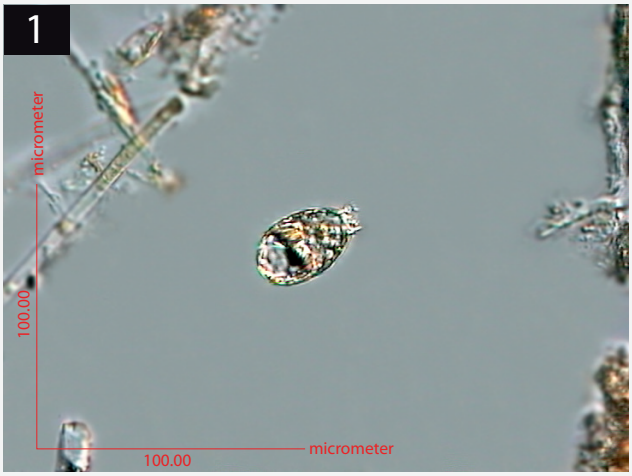
Fot. **1** *Tracheleuglypha dentata* Deflandre, 1938

Fot. **2** *Amphitrema wrightianum* Archer, 1869

Fot. **3** *Archerella flavum* (Archer, 1877) Loeblichet Tappan, 1961

Fot. **4** *Placocista spinosa hyalina* (Carter, 1865) Leidy,1879

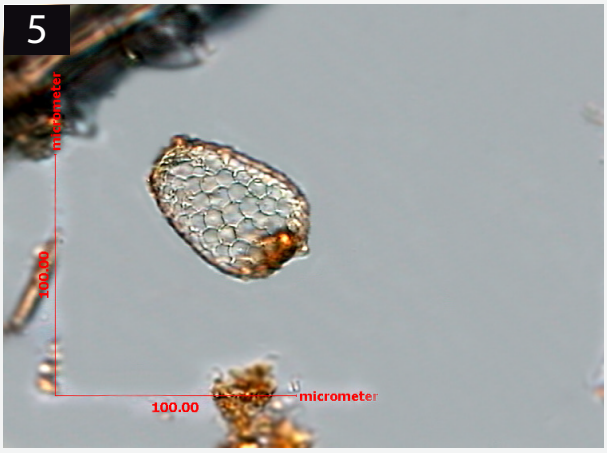
Fot. **5** *Placocista glabra var. minima* Decloitre, 1955


1
micrometer
100.00
100.00
micrometer


2
micrometer
100.00
micrometer


3
micrometer
100.00
100.00
micrometer


4
micrometer
100.00
100.00
micrometer


5
micrometer
100.00
100.00
micrometer

Załącznik B.2 - Tablice SEM

Tablica 1

Fot. **1** *Arcella arenaria* Greeff, 1866, skala – 35 µm

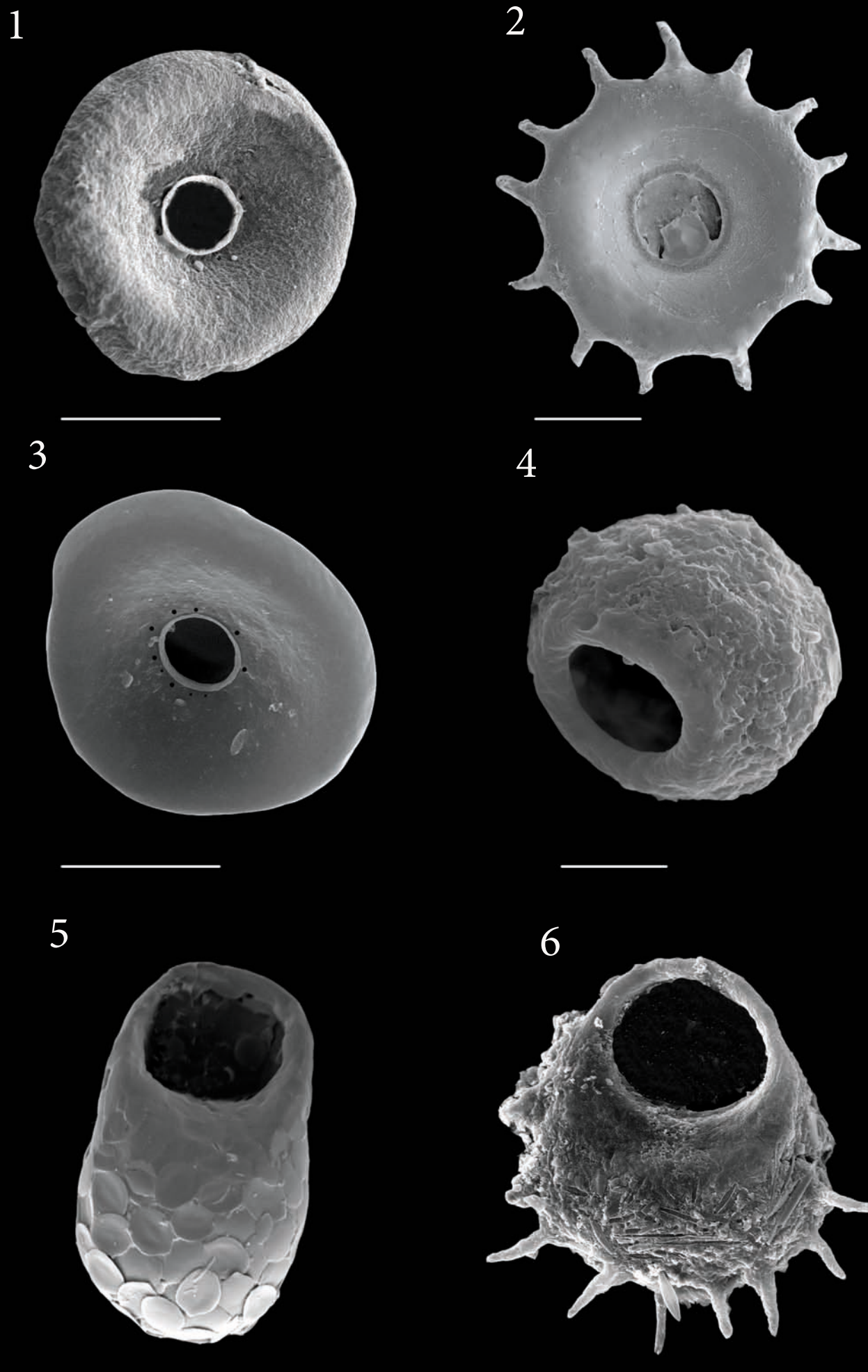
Fot. **2** *Arcella dentata* Ehrenberg, 1830, skala – 50 µm

Fot. **3** *Arcella catinus* Penard, 1890, skala – 60 µm

Fot. **4** *Cyclopyxis eurystoma* Deflandre, 1929, skala – 25 µm

Fot. **5** *Centropyxis aerophila* Deflandre, 1929, skala – 40 µm

Fot. **6** *Centropyxis aculeata* (Ehrenberg, 1838) Stein, 1857, skala – 40 µm



TABLICA 1

Tablica 2

Fot. **1** *Difflugia lucida* Penard, 1890, skala – 25 µm

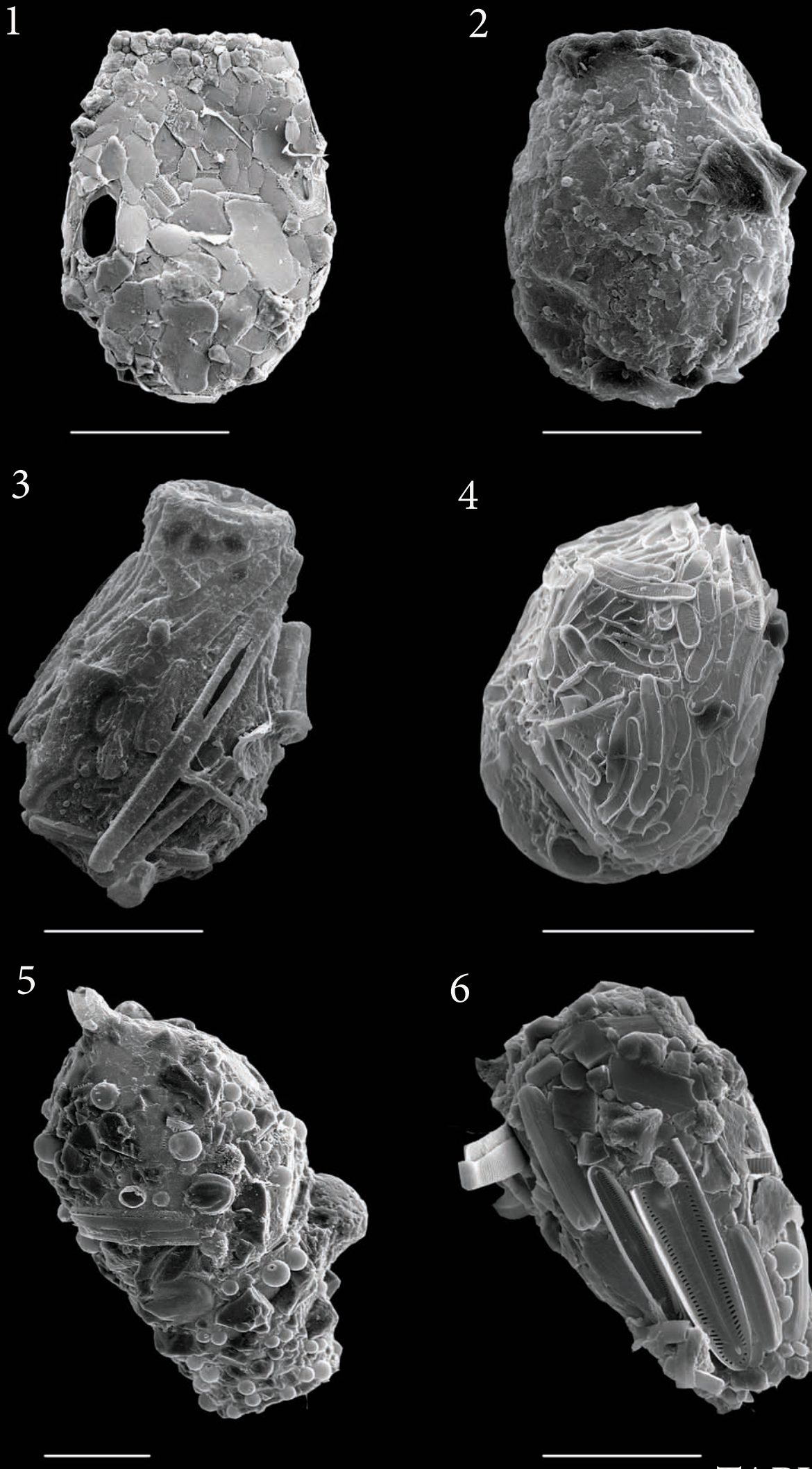
Fot. **2** *Difflugia mica* Frenzel, 1892, skala – 25 µm

Fot. **3** *Difflugia rubescens* Penard, 1891, skala – 25 µm

Fot. **4** *Difflugia sp.*, skala - 25 µm

Fot. **5** *Difflugia acuminata* Ehrenberg, 1838, skala – 30 µm

Fot. **6** *Difflugia penardi* Hopkinson, 1909, skala – 45 µm



TABLICA 2

Tablica 3

Fot. **1** *Nebela penardiana* Deflandre, 1936, skala – 50 µm

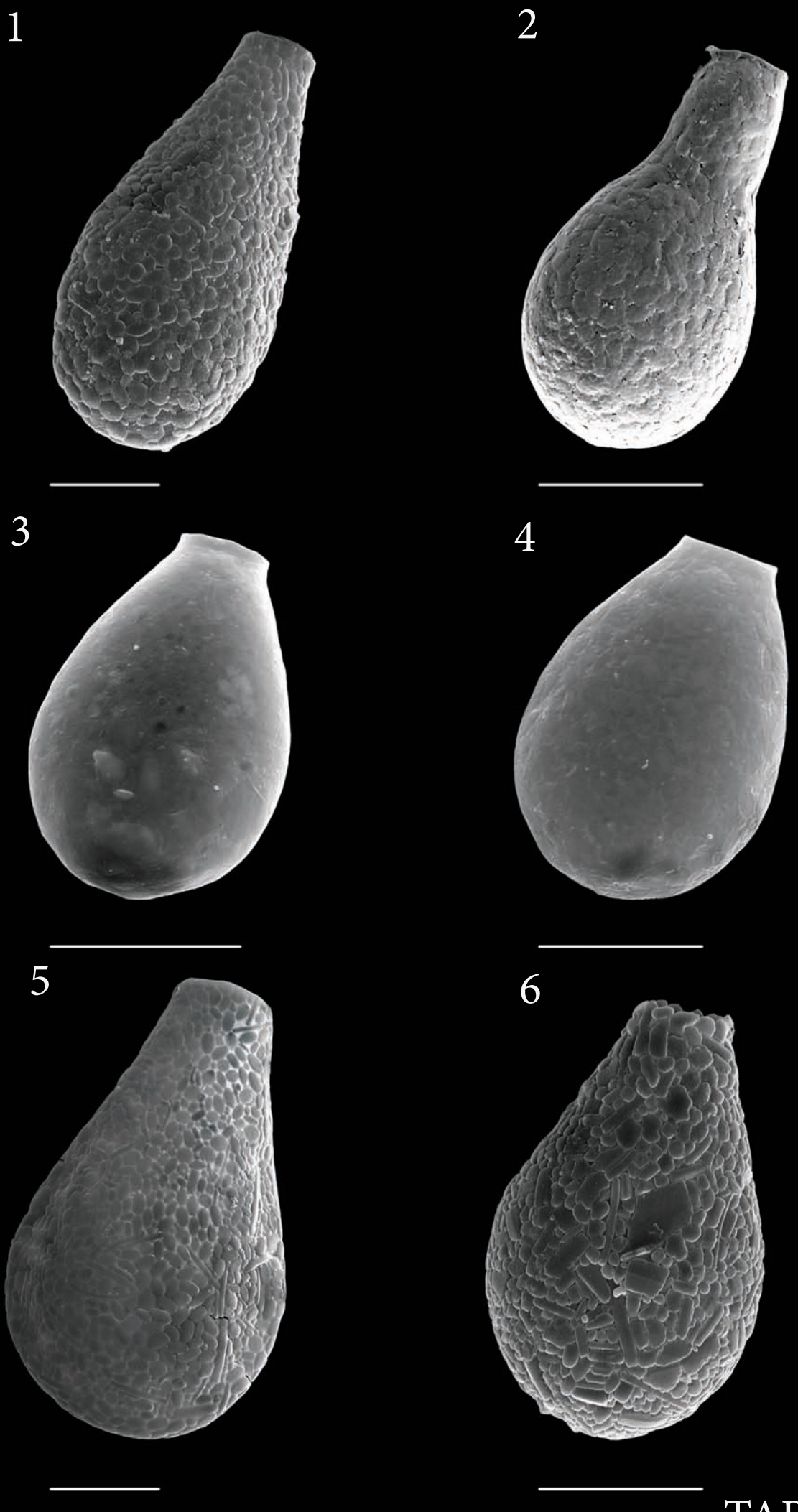
Fot. **2** *Nebela langeniformis* Penard, 1902, skala – 60 µm

Fot. **3** *Nebela tincta* (Leidy,1879) Awerintzew, 1906, skala – 50 µm

Fot. **4** *Nebela bohemica* Taránek, 1882, skala – 40 µm

Fot. **5** *Nebela galeata* Penard, 1902, skala – 50 µm

Fot. **6** *Argynnia dentistoma* Penard, 1890, skala – 40 µm



TABLICA 3

Tablica 4

Fot. **1** *Hyalosphenia insecta* Harnisch, 1938, skala – 40 µm

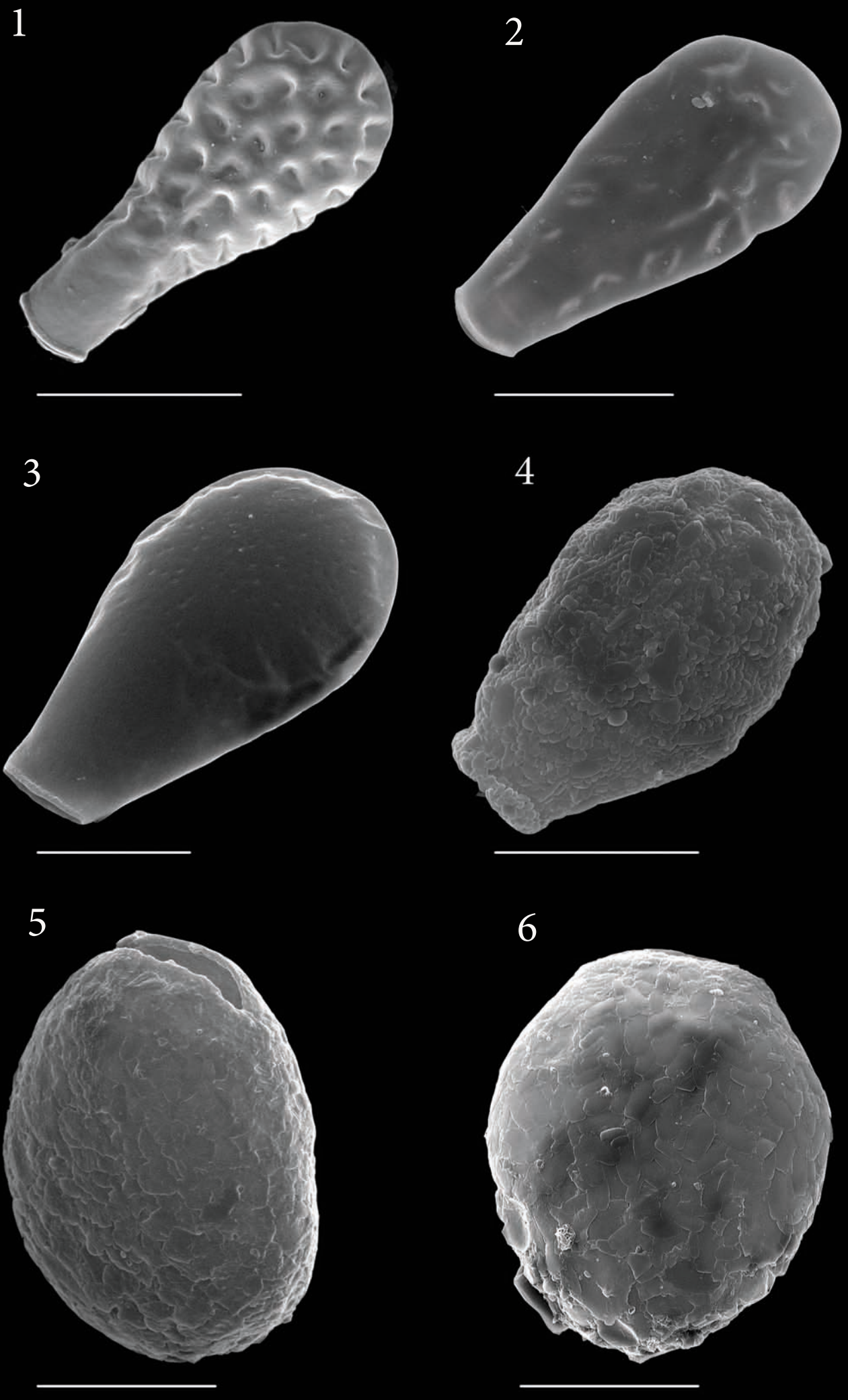
Fot. **2** *Hyalosphenia elegans* Leidy,1879, skala – 40 µm

Fot. **3** *Hyalosphenia papilio* Leidy,1879, skala – 50 µm

Fot. **4** *Physochila griseola* Penard, 1911, skala – 40 µm

Fot. **5** *Heleopera sphagni* Leidy,1874, skala – 50 µm

Fot. **6** *Heleopera rosea* Penard, 1890, skala – 50 µm



TABLICA 4

Tablica 5

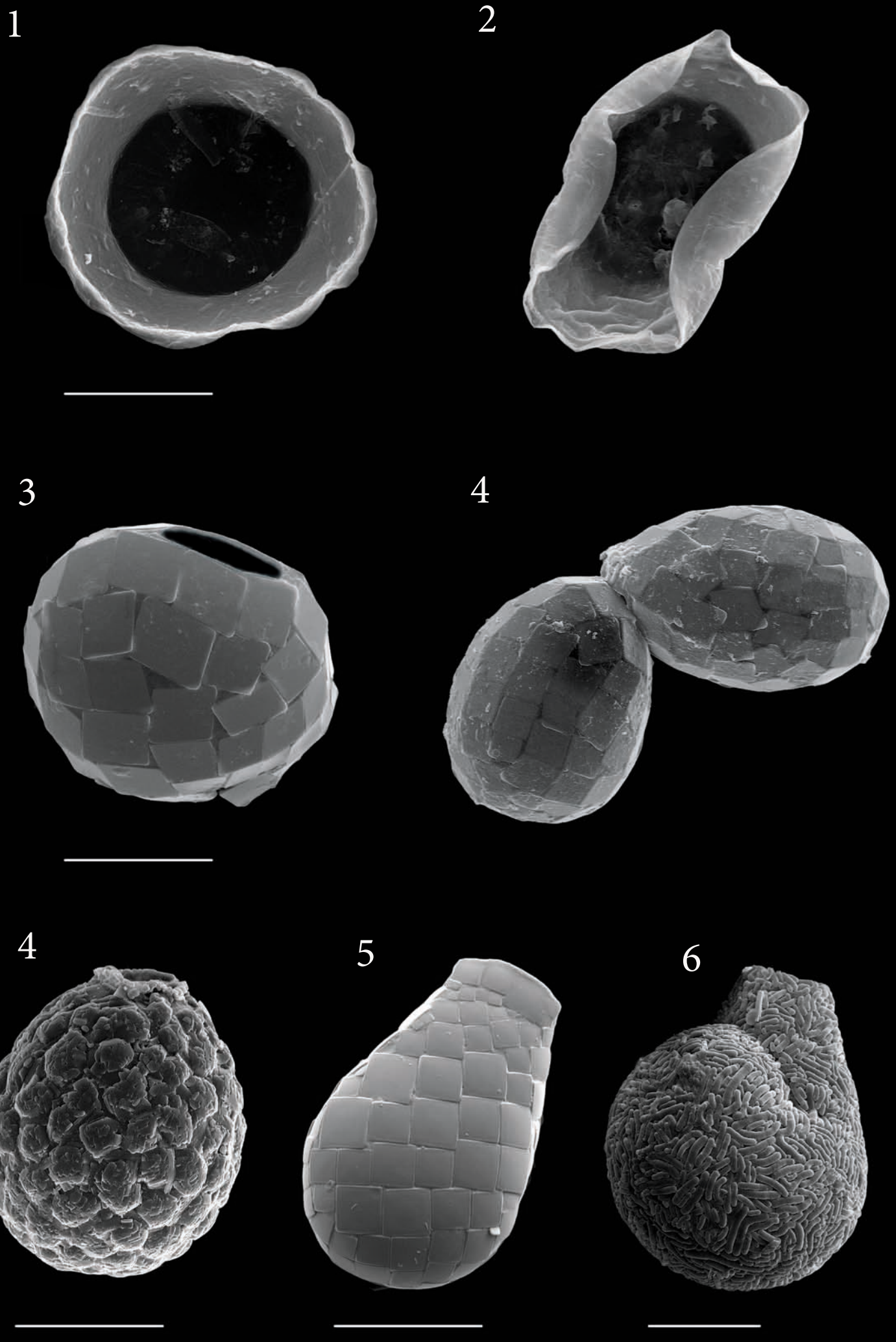
Fot. **1-2** *Microchlamys patella* (Claparede & Lachmann 1859) Cockerell 1911, skala – 25 μm

Fot. **3-4** *Paraquadrula irregularis* (Archer, 1877) Deflandre, 1932, skala – 25 μm

Fot. **5** *Netzelia tuberculata* (Wallich, 1864) Netzel, 1983, skala – 60 μm

Fot. **6** *Quadrurella symmetrica* (Wallich, 1863) Schulze, 1875, skala – 50 μm

Fot. **7** *Lesquereusia spiralis* (Ehrenberg, 1840) Bütschli, 1888, skala – 50 μm



TABLICA 5

Tablica 6

Fot. **1** *Euglypha hyalina* Coûteaux, 1978, skala – 10 µm

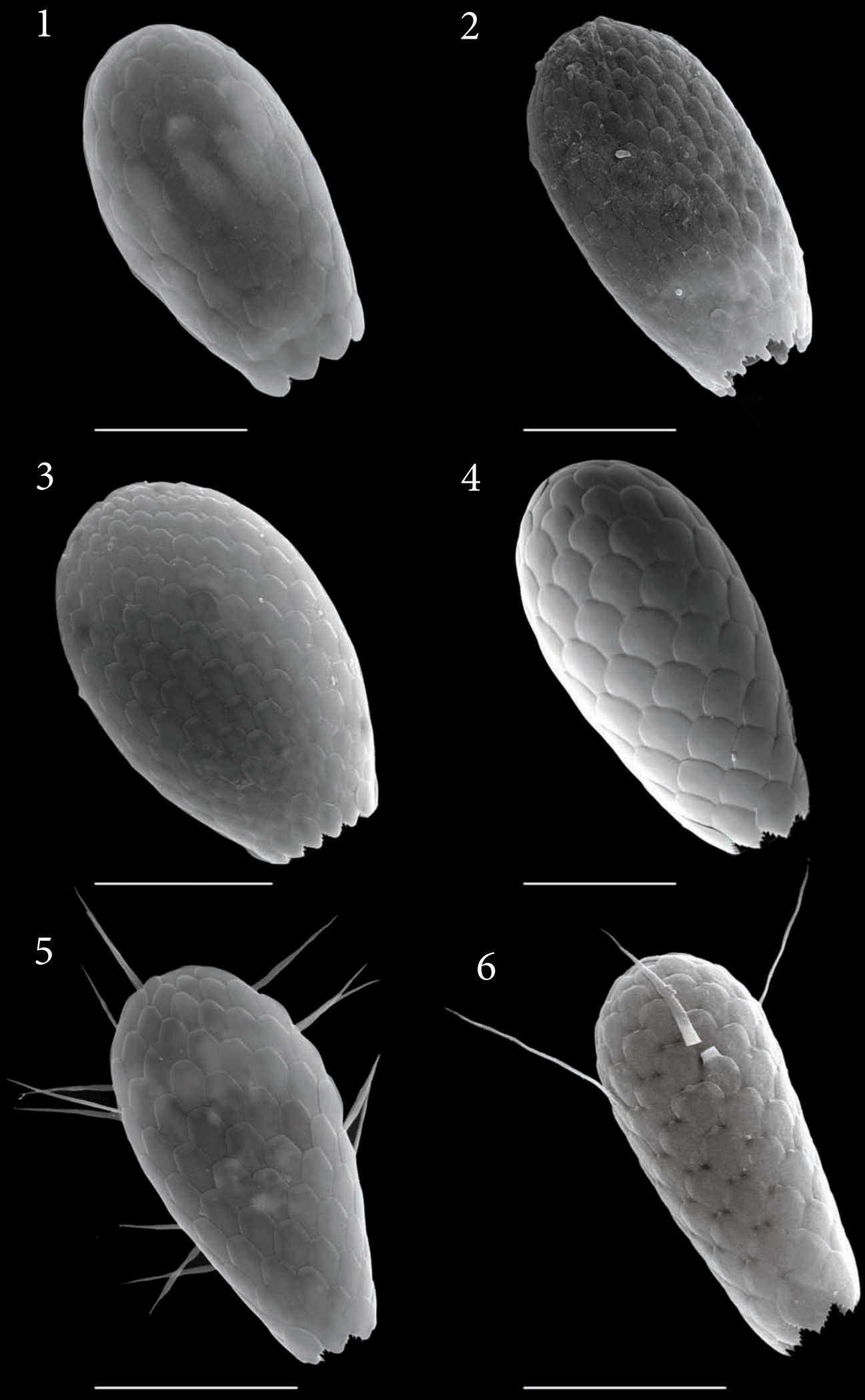
Fot. **2** *Euglypha simplex* Decloitre, 1965, skala – 20 µm

Fot. **3** *Euglypha compressa* Carter, 1864, skala – 40 µm

Fot. **4** *Euglypha scutigera* Penard, 1911, skala – 25 µm

Fot. **5** *Euglypha filiera Penard,* 1890, skala – 25 µm

Fot. **6** *Euglypha acantophora* (Ehrenberg, 1841) Perty, 1849, skala – 30 µm



TABLICA 6

Tablica 7

Fot. **1** *Euglypha tuberculata* Dujardin, 1841, skala – 30 µm

Fot. **2** *Euglypha cilliata* (Ehrenberg, 1848) Leidy,1878, skala – 25 µm

Fot. **3** *Sphenoderia lenta* Schlumberger, 1845, skala – 20 µm

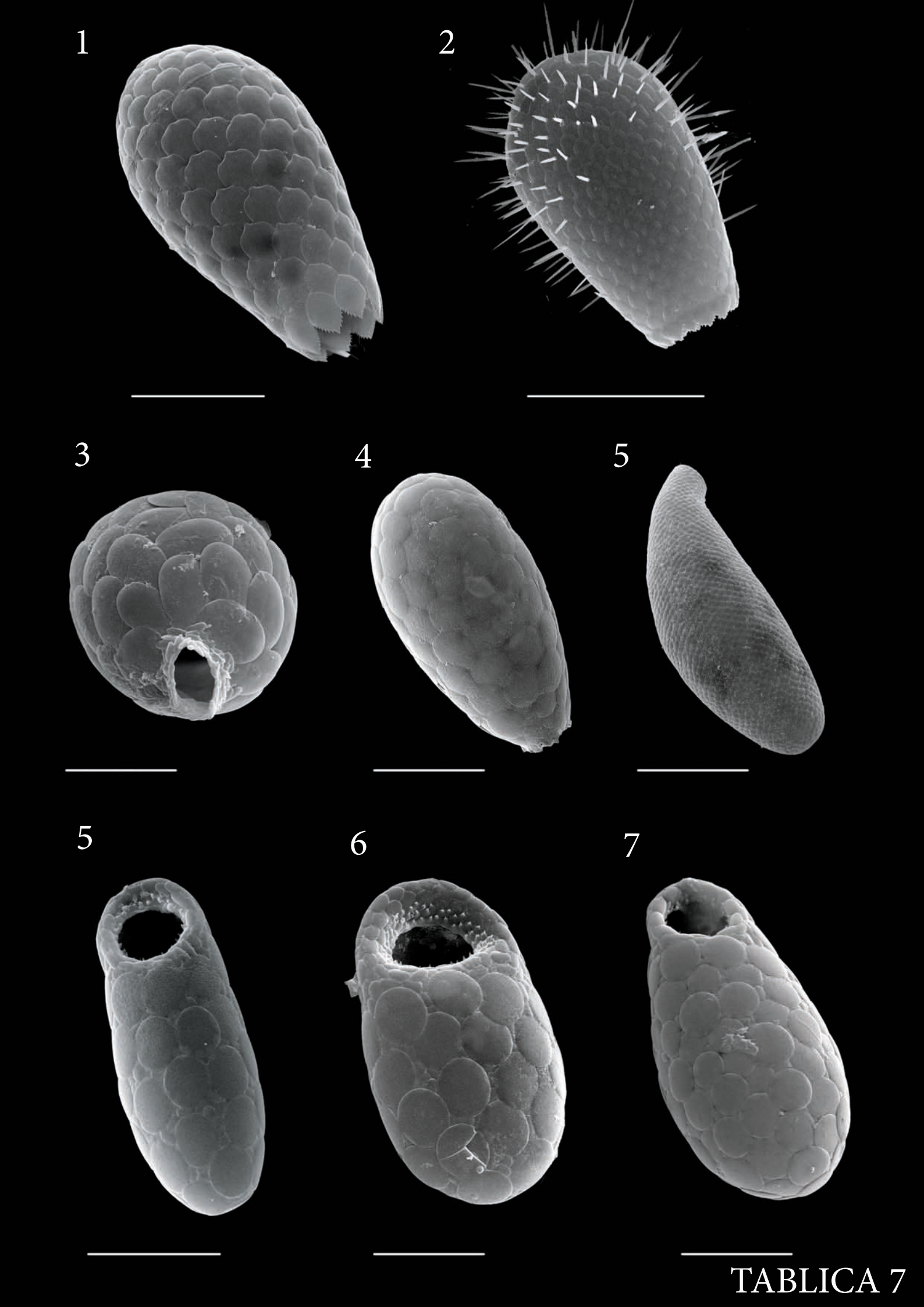
Fot. **4** *Tracheleuglypha dentata* Deflandre, 1938, skala – 25 µm

Fot. **5** *Cyphoderia sp.*, skala – 30 µm

Fot. **6** *Trinema lineare* Penard, 1890, skala – 10 µm

Fot. **7** *Trinema penardi* Thomas et Chardez, 1958, skala – 15 µm

Fot. **8** *Trinema enchelys* (Ehrenber, 1838) Leidy,1878, skala – 20 µm



TABLICA 7