

**AKADEMIA ROLNICZA  
W SZCZECINIE**

SŁAWOMIR KOWALCZYK

**GRZYBY I MIKORYZY ARBUSKULARNE  
(GLOMEROMYCOTA)  
GLEB WOJEWÓDZTWA LUBUSKIEGO**

Praca doktorska wykonana  
w Katedrze Ochrony Roślin  
Akademii Rolniczej  
w Szczecinie

Promotor prof. zw. dr hab.  
Janusz Błaszkowski

SZCZECIN 2008

## *Podziękowania*

*Panu*

*Promotorowi Prof. zw. dr. hab. Januszowi Błaszowskiemu serdecznie dziękuję za wszechstronną pomoc i cenne rady udzielane w trakcie realizacji pracy.*

*Asystentowi w Zakładzie Fizyki*

*mgr. inż. Andrzejowi Gawlikowi za wykonanie analizy spektralnej.*

*Dziękuję również mojej żonie, rodzicom, bratu i siostrze za udzieloną pomoc i wsparcie.*

## Spis treści

	<b>Str.</b>
<b>STRESZCZENIE</b> .....	4
<b>WSTĘP</b> .....	7
<b>1. MATERIAŁ I METODY</b> .....	12
1. 1. Badania występowania grzybów i mikoryz arbuskularnych.....	12
1. 1. 1. Obszar badań.....	12
1. 1. 2. Warunki klimatyczne.....	16
1. 1. 3. Pobieranie prób.....	19
1. 1. 4. Zakładanie kultur pułapkowych, izolacja, identyfikowanie AGM oraz określanie mikoryz.....	19
1. 2. Badanie wpływu <i>Glomus claroideum</i> N.C. Schenck et G.S. Sm. na emisję ultra słabej biochemiluminescencji <i>Pisum sativum</i> L.....	21
1. 3. Analizy chemiczne i obliczenia statystyczne.....	21
<b>2. WYNIKI I DYSKUSJA</b> .....	22
2. 1. Występowanie grzybów i mikoryz arbuskularnych.....	22
2. 1. 1 Grzyby arbuskularne.....	22
2. 1. 1. 1. AGM w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego.....	22
2. 1. 1. 2. AGM wśród roślin chronionych.....	41
2. 1. 2. Rozmieszczenie grzybów arbuskularnych i uwagi o znalezionych gatunkach.....	43
2. 1. 3. Mikoryzy arbuskularne.....	56
2. 1. 3. 1. Mikoryzy arbuskularne roślin uprawnych i nieuprawnych.....	56
2. 1. 3. 2. Mikoryzy arbuskularne roślin chronionych.....	57
2. 1. 4. Występowanie zarodników grzybów arbuskularnych vs. mikoryzy arbuskularne vs. własności chemiczne gleby.....	58
2. 2. Wpływ <i>Glomus claroideum</i> N.C. Schenck et G.S. Sm. na emisję ultra słabej biochemiluminescencji <i>Pisum sativum</i> L.....	59
2. 2. 1. Analiza spektralna.....	59
2. 2. 2. Kolonizacja mikoryzowa <i>Pisum sativum</i> L.....	61
2. 3. Własności morfologiczne wybranych gatunków AGM.....	61
<b>3. WNIOSKI</b> .....	76
<b>LITERATURA</b> .....	78

## GRZYBY I MIKORYZY ARBUSKULARNE (GLOMEROMYCOTA) GLEB WOJEWÓDZTWA LUBUSKIEGO

### Streszczenie

W latach 2003-2007 badano (1) występowanie grzybów i mikoryz arbuskularnych (AGM; Glomeromycota) w glebach ryzosferowych i korzeniach roślin uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego, (2) skład liczbowy i gatunkowy populacji zarodników AGM związanych z korzeniami wybranych gatunków roślin chronionych oraz (3) wpływ *Glomus claroideum* na emisję ultrasłabej biochemiluminescencji *Pisum sativum*.

Występowanie AGM zbadano na podstawie 180 prób gleby ryzosferowej i korzeni pobranych spod 25 gatunków z 16 rodzin roślin rosnących w 103 miejscowościach. Dziesięć gatunków roślin należało do roślin uprawnych, a pozostałe reprezentowały rośliny nieuprawne, w tym ziołolecznicze.

Zarodniki AGM izolowano zarówno z prób polowych, jak i wazonowych kultur pułapkowych utworzonych z części każdej próby. Roślinami gospodarzami tych kultur były *Plantago lanceolata* i *Zea mays*.

Łącznie wyizolowano 40287 zarodników AGM. Reprezentowały one 9 z 13 istniejących rodzajów gromady Glomeromycota. Grzybami najczęściej znajdowanymi i dominującymi były gatunki z rodzaju *Glomus*. Rodzaj *Acaulospora* reprezentowało pięć gatunków, a rodzaje *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Pacispora* i *Scutellospora* po dwa. Ponadto ujawniono *Appendicispora gerdemannii* i *Paraglomus laccatum*.

Gatunkami AGM występującymi najczęściej w glebach uprawnych województwa lubuskiego były *Glomus mosseae* (obecne w 80,0% prób) i *Gl. claroideum* (62,2%), a w glebach nieuprawnych – *Gl. constrictum* (51,1%) i *Gl. claroideum* (44,0%).

Gatunkami roślin rosnącymi w polu i utrzymującymi najwięcej zarodników AGM były *Beta vulgaris*, *Hypericum perforatum*, *Polygonum persicaria* i *Trifolium arvense*.

Wyniki badań prób polowych i kultur pułapkowych wykazały, że roślinami uprawnymi utrzymującymi najwięcej gatunków AGM w warunkach województwa lubuskiego były *Beta vulgaris*, *Hordeum vulgare*, *Secale cereale* i *Zea mays*, a roślinami nieuprawnymi – *Cirsium arvense*, *Equisetum arvense*, *Hypericum perforatum*, *Melandrium album* i *Rumex acetosella*.

Uwzględniając wyniki izolacji AGM z prób polowych i kultur pułapkowych, gatunkami tych grzybów współwystępującymi najczęściej z korzeniami 6 wybranych gatunków roślin całkowicie lub częściowo chronionych były *Glomus claroideum*, *Gl. constrictum* i *Scutellospora dipurpurescens* (obecne w >18% prób). Najwięcej gatunków AGM utrzymywały *Jovibarba soboliefra*, *Convalaria majalis* i *Lycopodium clavatum*.

Spośród 35 gatunków AGM stwierdzonych w glebach rolniczych i nieużytkach województwa lubuskiego, 33 gatunki wcześniej znajdowano w glebach uprawnych zarówno Polski, jak i innych rejonów świata. Brak wcześniejszych notowań *Gigaspora margarita* i *Appendicispora gerdemannii* w Polsce prawdopodobnie wynika z trudności zidentyfikowania tych grzybów i rzadkiego zarodnikowania *Gi. margarita* w warunkach polowych. Niniejsza praca jest pierwszym doniesieniem o występowaniu wymienionych wyżej gatunków w Europie.

Glebowymi własnościami chemicznymi istotnie wpływającymi na występowanie zarodników AGM w stanowiskach województwa lubuskiego były zawartości C-organicznego i Mg. Zarodnikowanie *Glomus mosseae* korelowało dodatnio z zawartością w glebie potasu ogólnego i przyswajalnego, *Gl. claroideum* z zawartością przyswajalnego Mg, a *Gl. constrictum* z zawartością N ogólnego, C-organicznego i Mg.

Poziom kolonizacji mikoryzowej nie korelował ani z zagęszczeniem zarodników i gatunków ujawnionych AGM, ani z żadną z uwzględnionych własności chemicznych gleb.

*Glomus claroideum* istotnie ( $P=0,05$ ) obniżało emisję ultra słabej biochemiluminescencji liści i korzeni *Pisum sativum*.

Opisano i zilustrowano cechy morfologiczne zarodników i mikoryz 10 gatunków grzybów arbuskularnych znalezionych w glebach województwa lubuskiego. Ponadto przedstawiono ich poznane rozmieszczenie w innych regionach Polski i świata.

## **ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI AND MYCORRHIZAE (GLOMEROMYCOTA) OF SOILS OF THE LUBUSKIE PROVINCE**

### **Summary**

In the years 2003-2007, (1) the occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and mycorrhizae (Glomeromycota) in rhizosphere soils and roots of cultivated and uncultivated plants of the Lubuskie province, (2) the numerical and species composition of spore populations of AMF associated with roots of selected protected plants, and (3) the influence of *Glomus claroideum* on the emission of the ultra weak biochemiluminescence *Pisum sativum*.

The occurrence of AMF was investigated based on 180 mixtures of rhizosphere soil and roots fragments collected from under 25 species of 16 plant families growing in 103 localities. Teen plant species belonged to cultivated plants, and the others represented wild plants, including herbal plants.

Spores of AMF were isolated from both field samples and pot trap cultures established from a part of each of the sample. The host plants of these cultures were *Plantago lanceolata* and *Zea mays*.

A total of 40287 spores of AMF were isolated. They represented 9 of the 13 existing genera of the phylum Glomeromycota. The fungi most frequently occurring and dominating were species of the genus *Glomus*. The genus *Acaulospora* was represented by five species, and the genera *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Pacispora* and *Scutellospora* by two species each. Additionally, *Appendicispora gerdemannii* and *Paraglomus laccatum* were revealed.

The species of AMF occurring most frequently in cultivated soils of the Lubuskie province were *Glomus mosseae* (present in 80.0% samples) and *Gl. claroideum* (62.2%), and in uncultivated soils – *Gl. constrictum* (51.1%) and *Gl. claroideum* (44.0%).

The results of studies of field soils and trap cultures indicated that the cultivated plants harbouring most species of AMF in the conditions of the Lubuskie province were *Beta vulgaris*, *Hordeum vulgare*, *Secale cereale* and *Zea mays*, and in uncultivated once – *Cirsium arvense*, *Equisetum arvense*, *Hypericum perforatum*, *Melandrium album*, and *Rumex acetosella*.

Considering the results of isolation of AMF from field samples and trap cultures, the species of arbuscular fungi most frequently co-occurring with roots of the six selected fully or partly protected plants were *Glomus claroideum*, *Gl. constrictum*, and *Scutellospora dipurpurescens* (present in >18% samples). Most species of AMF hosted *Convalaria majalis*, *Jovibarba soboliefra*, and *Lycopodium clavatum*.

Of the 35 species of AMF found in agricultural and uncultivated soils of the Lubuskie province, 33 were earlier revealed in soils of both Poland and other regions of the world. The lack of earlier records of *Appendicispora gerdemannii* and *Gigaspora margarita* and in Poland probably resulted from difficulties to identify these fungi and the infrequent sporulation of *Gi. margarita* in the field conditions. This paper is the first report of the occurrence of these fungi in Europe.

The soil chemical properties significantly influencing the occurrence of spores of AMF in the sites of the Lubuskie province were the contents of organic C and Mg. The sporulation of *Glomus mosseae* positively correlated with the soil content of total and available potassium, *Gl. claroideum* with the content of total N, organic C, and Mg.

The level of mycorrhizal colonization did not correlate with either the spore abundance and species density of the AMF revealed or none of the soil chemical properties considered.

*Glomus claroideum* significantly ( $P=0.05$ ) lowered the emission of the ultra weak biochemiluminescence of both leaves and roots of *Pisum sativum*.

The morphological properties of spores and mycorrhizae of 10 species of arbuscular fungi found in the Lubuskie province soils are described and illustrated. Additionally, their known distribution in other regions of Poland and the world is presented.

## WSTĘP

Arbuskularne grzyby mikoryzowe (AGM) z gromady Glomeromycota (Schuessler et al. 2001a) są najbardziej rozpowszechnionymi organizmami glebowymi o kluczowym znaczeniu dla roślin. Grzyby te tworzą mutualistyczną symbiozę z co najmniej 80% wszystkich roślin ziemskich (Gianinazzi, Gianinazzi-Pearson 1986). Grzyby arbuskularne zwiększają produktywność i wigor roślin oraz ich odporność na stresy abiotyczne i biotyczne. Jednak dane literaturowe wskazują, że stopień korzystnego oddziaływania tych grzybów na rośliny zależy od współżyjącego gatunku grzyba lub nawet jego szczepu, a efektywność wykorzystania tych grzybów w produkcji i ochronie roślin jest uwarunkowana głównie ich trafnym wyborem. Tymczasem dane literaturowe świadczą, że (1) opisy diagnostyczne około 50% gatunków grzybów arbuskularnych są niekompletne lub błędne, (2) grzyby arbuskularne kryją w sobie nierozpoznane własności o wadze taksonomicznej, (3) jest wiele gatunków nieopisanych i (4) klasyfikowanie tych grzybów tylko na podstawie cech morfologicznych zarodników i mikoryz, bez poznania ich własności molekularnych, jest niemożliwe.

Jeszcze niedawno uznawano (Gerdemann 1968; Harley, Harley 1987), że tylko rodziny Brassicaceae i Chenopodiaceae skupiają stosunkowo dużą liczbę gatunków roślin, które są niemikoryzowe lub rzadko współżyją z AGM. Jednak wyniki ostatnich badań świadczą, że mikoryzy tworzone przez niektóre gatunki AGM nie reagują w powszechnie używanych barwnikach (Morton, Redecker 2001) i duża część AGM różnych ekosystemów zarodkuje sezonowo lub nie zarodkuje w ogóle w warunkach polowych (Błaszowski et al. 2002a, d; Stutz, Morton 1996). To mogło być przyczyną błędnego wnioskowania o statusie mikoryzowym wielu taksonów roślin i przez to potwierdza wniosek wyrażony przez Komitet Europejskiego Banku Glomeromycota w roku 1993, że „rośliny nie posiadają korzeni, lecz mają mikoryzy”.

Symbiozę roślin z grzybami z gromady Glomeromycota nazywa się arbuskularną, ponieważ jedyną strukturą tworzoną w komórkach korzeni przez grzyby 11 z 13 rodzajów tej gromady (Błaszowski 2003) są arbuskule, tj. krzaczasto rozgałęzione końce strzępek, które biorą udział w dwustronnej wymianie węgla, fosforu i innych fizjologicznie znaczących cząstek (Smith, Read 1997). *Geosiphon pyriformis* (Kütz.) Wettstein emend. Schuessler, trzynasty przedstawiciel gromady Glomeromycota, został włączony do tego taksonu tylko na podstawie bliskiego pokrewieństwa molekularnego, mimo że zdolność tworzenia mikoryz arbuskularnych przez tego grzyba dotychczas nie została ujawniona.

W wyniku przeprowadzonych analiz molekularnych zarodników i ich cech morfologicznych, gromadę Glomeromycota podzielono na cztery rzędy, tj. Archaeosporales C. Walker et Schuessler, Glomerales Morton et Benny, Paraglomerales C. Walker et Schuessler i Diversisporales C. Walker et Schuessler, dziesięć rodzin i trzynaście rodzajów, należących do klasy Glomeromycetes Cavalier-Smith (Błaszowski 2003; Schüßler et al. 2001b).

Rząd Archaeosporales zawiera trzy rodziny, Appendicisporaceae C. Walker, Vestberg et Schuessler z rodzajem *Appendicispora* Spain, Oehl et Sieverd., Archaeosporaceae Morton et Redecker z rodzajami *Archaeospora* Morton et Redecker i *Intraspora* Oehl et Sieverd. oraz Geosiphonaceae Engler et Gilg.

emend. Schuessler z rodzajem *Geosiphon* (Kütz.) v. Wettstein emend. Schuessler. Rodzinę Geosiphonaceae reprezentuje jeden gatunek, *Geosiphon pyriformis* (Kütz.) v. Wettstein emend. Schuessler, grzyb współżyjący w endocytobiotycznym związku z sinicą, *Noctos punctiforme*; nie poznano jednak zdolności tego grzyba do tworzenia arbuskul w korzeniach roślin (Schüßler 2002).

Rząd Glomerales skupia rodzinę Glomeraceae Pirozynski et Dalpé z rodzajem *Glomus* Tul. et Tul., a rząd Paraglomerales obejmuje rodzinę Paraglomeraceae Morton et Redecker z rodzajem *Paraglomus* Morton et Redecker.

W rodzaju *Glomus* wyodrębniono dwie grupy, *Glomus-A* i *Glomus-B*. Grupa *Glomus-A* skupia gatunki, których ściana zarodników nie posiada wewnętrznej, giętkiej warstwy. Grupę tę reprezentują m. in. *Gl. caledonium* (Nicol. et Gerd.) Trappe et Gerd., *Gl. coronatum* Giovannetti, *Gl. mosseae* (Nicol. et Gerd.) Gerd. et Trappe i *Gl. verruculosum* Blaszk. Głównymi gatunkami tworzącymi grupę *Glomus-B* są *Gl. claroideum* Schenck et Smith i *Gl. lamellosum* Dalpé, Koske et Tews. Wspólną cechą tych grzybów jest wewnętrzna, giętka warstwa ściany ich zarodników, która u drugiego gatunku barwi się różowo do czerwonego w odczynniku Melzera. Zdaniem Schüßlera et al. (2001b) filogeneza *Gl. microcarpum* Tul. et Tul., gatunku typu, zadecyduje która z grup *Glomus-A* lub B będzie reprezentować rodzinę Glomeraceae, a która będzie składową nowej rodziny.

Najbardziej różnorodnym i kontrowersyjnym taksonem w omawianej klasyfikacji jest rząd Diversisporales. Obejmuje on pięć rodzin Acaulosporaceae Morton et Benny z rodzajami *Acaulospora* Gerd. et Trappe i *Kuklospora* Oehl et Sieverd., Diversisporaceae C. Walker et Schuessler z rodzajami *Diversispora* C. Walker et Schuessler i *Otospora* Oehl et al., Entrophosporaceae Oehl et Sieverd. z rodzajem *Entrophospora* Ames et Schneider emend. Oehl et Sieverd., Gigasporaceae Morton et Benny z rodzajami *Gigaspora* Gerd. et Trappe i *Scutellospora* Walker et Sanders oraz Pacisporaceae C. Walker, Blaszk., Schuessler et Schwarzott z rodzajem *Pacispora* Oehl et Sieverd.

Obecnie jedynym przedstawicielem rodzaju *Diversispora* jest *D. spurca* (C.M. Pfeiff., C. Walker et Bloss) C. Walker et Schuessler, grzyb oryginalnie opisany jako *Glomus spurcum* C.M. Pfeiff., C. Walker et Bloss emend. L.J. Kenn, J.C. Stutz et J.B. Morton i w systemie Mortona i Benny (1990) zaklasyfikowany do rodziny Glomaceae wraz z innymi *Glomus* spp., których sposób powstawania zarodników i ich cechy morfologiczne nie przypominają w niczym grzyby z rodzin Acaulosporaceae i Gigasporaceae. Wstępne wyniki badań molekularnych zarodników *Gl. aurantium* Blaszk., V. Blanke, C. Renker et F. Buscot, *Gl. gibbosum* Blaszk. i *Gl. versiforme* (P. Karsten) S.M. Berch świadczą, że grzyby te również powinny być przeniesione do rodzaju *Diversispora* (Błaszczowski, inf. ustna). Chociaż gatunki z rodzin Pacisporaceae, Acaulosporaceae i Gigasporaceae łączy tworzenie co najmniej jednej wewnętrznej ściany kielkowej, z której wyrasta strzępka kielkowa, sposób tworzenia zarodników grzybów pierwszej rodziny jest identyczny jak u gatunków z rodzaju *Glomus*.

Obecnie gromada Glomeromycota skupia około 200 gatunków. Jednak Morton (2000) przypuszczał, gdy znano 154 gatunki, że liczba istniejących



gatunków grzybów arbuskularnych może być co najmniej 2-krotnie wyższa. Przypuszczenie to zgadza się z wynikami m. in. badań molekularnych różnorodności grzybów arbuskularnych związanych z roślinami pięciu rolniczych stanowisk polowych, które wykazały, że wiele ujawnionych rodzajów sekwencji nie można było przypisać do nazwanych gatunków (Hijri et al. 2006). Jedną z głównych przyczyn tego stanu jest to, że liczne gatunki AGM zarodnikują sezonowo, rzadko lub nie zarodnikują w ogóle w polu (Błaszowski et al. 2001b; Stutz, Morton 1996). Stąd i wnioski wynikające z badań składu liczbowego i gatunkowego zarodników wyizolowanych z prób polowych gleby ryzosferowej mogą być obarczone dużym błędem, gdyż dotyczą tylko gatunków grzybów zarodnikujących w okresie zbioru tych prób. Efektywną metodą pozwalającą ujawnić gatunki grzybów arbuskularnych zarodnikujących sezonowo lub rzadko w polu i wymuszającą sporulację grzybów ukrywających się w korzeniach ich roślin gospodarzy jest uprawianie mieszanin gleby ryzosferowej i korzeni tych roślin w kulturach pułapkowych utrzymywanych w szklarni (Brundrett et al. 1999; Błaszowski et al. 2002a, b).

Uwzględniając problemy wyrażone w dwóch ostatnich akapitach, w celu lepszego poznania rozmieszczenia i różnorodności gatunkowej gromady Glomeromycota, zachodzi pilna potrzeba (1) kolekcjonowania prób gleby i korzeni z różnych stanowisk uprawnych i nieuprawnych, (2) prowokowania zarodnikowania istniejących w tych próbach grzybów arbuskularnych, (3) scharakteryzowania cech morfologicznych ujawnionych taksonów, zwłaszcza nowych i (4) określenia ich wyróżniających cech molekularnych.

Zaproponowany przez Schüßlera et al. (2001a) i zaakceptowany przez mikologów system klasyfikowania AGM niewątpliwie zapoczątkował kolejny etap poznawania różnorodności i rozmieszczenia tych znaczących dla roślin i środowiska organizmów, z co najmniej dwóch powodów. Po pierwsze, autorzy omawianego systemu wykorzystali w badaniach molekularnych tylko 47 spośród 188 opisanych gatunków. W badaniach tych najliczniejszy rodzaj *Glomus* reprezentowało zaledwie 18,9% poznanych gatunków. Po drugie, ujawnienie znaczących różnic molekularnych przy braku jakichkolwiek odchyłeń morfologicznych sugeruje konieczność używania narzędzi molekularnych przy opisywaniu nowych gatunków i potrzebę zweryfikowania pozycji taksonomicznej wszystkich opisanych gatunków grzybów arbuskularnych o dotychczas nie poznanej filogenezie.

Efektywność mikoryzy arbuskularnej w oddziaływaniu na rośliny zależy głównie od zdolności grzybów arbuskularnych do wywoływania zmian omówionych wcześniej. Zdolność ta jest różna u różnych gatunków, a nawet szczepów tego samego gatunku (Abbott, Robson 1981). Dlatego uzyskanie oczekiwanych wyników zastosowania AGM w produkcji roślinnej, ochronie roślin i ekosystemów (zwłaszcza roślin i ekosystemów zagrożonych i ginących) oraz w biotechnologii jest przede wszystkim uwarunkowane ich trafnym rozpoznaniem, które z kolei umożliwi wybór gatunków najbardziej pożądanym. Wybór ten może być dokonany wyłącznie w oparciu o prawidłowo i wszechstronnie zdefiniowane cechy morfologiczne, biochemiczne i molekularne już opisanych i opisywanych gatunków (Morton et al. 1994). Sformułowanie markerów molekularnych dla jednoznacznie zdefiniowanych morfologicznie gatunków umożliwi nie tylko prawidłowo umiejscowić wyizolowane grzyby arbuskularne w istniejącym systemie ich klasyfikowania, ale również pozwoli

bardziej precyzyjnie m. in. określić rzeczywiste występowanie tych grzybów w korzeniach roślin i obserwować ich zachowanie w różnych okresach wegetacji roślin oraz zbiorowisk roślinnych.

Tymczasem dotychczas opublikowane opisy diagnostyczne około 50% gatunków grzybów arbuskularnych wymagają uzupełnienia lub zdefiniowania na nowo. Znaczna część opisów uniemożliwia rozpoznanie gatunku (Morton et al. 1994; Błaszowski, inf. ustna), a nawet prowadzi do błędnych wniosków. Głównymi przyczynami tego wyjątkowo złego stanu wiedzy o różnorodności AGM, utrudniającego i zwykle zniechęcającego badaczy do kontynuowania studiów, jest to że międzygatunkowe różnice morfologiczne u AGM są ukryte w stosunkowo niewielu i mało zróżnicowanych fenotypowo elementach jednokomórkowego organizmu (zarodnika). Wiele istniejących różnic fenotypowych albo nie są w ogóle zdefiniowane, albo opublikowane definicje są niekompletne lub błędne (Błaszowski, informacja ustna). Co więcej, niektóre struktury o istotnym znaczeniu diagnostycznym występują tylko we wczesnych stadiach rozwoju zarodników, szybko degenerują się z ich wiekiem i zwykle są nieobecne u zarodników dojrzałych, przez co często zostały pominięte w opublikowanych opisach diagnostycznych, ponieważ większość z nich sporządzono na podstawie okazów zebranych z pola (Schenck, Perez 1990). Większość wczesnych opisów gatunków grzybów arbuskularnych również nie zawiera danych o własnościach biochemicznych struktur wewnątrzkomórkowych zarodników, zwłaszcza o ich reaktywności w odczynniku Melzera. Odczynnik Melzera ujawnia własności amyloidalne warstw ściany zarodnika i ścian kiełkowych, których waga taksonomiczna pozwala segregować grzyby arbuskularne na poziomie gatunku (Błaszowski 2003).

Ponadto większość opublikowanych opisów gatunków grzybów arbuskularnych dotyczy tylko zarodników, a nie całego organizmu, tj. również wchodzących w jego skład struktur zewnątrzkorzeniowych (strzępki zewnątrzkorzeniowe, komórki pomocnicze) i struktur występujących wewnątrz korzeni (strzępki wewnątrzkorzeniowe, arbuskule). Badania Mortona (2000) i Błaszowskiego (2003) wykazały, że mikoryzy gatunków różnych rodzajów grzybów arbuskularnych różnią się pod względem morfologii arbuskul i strzępek wewnątrzkorzeniowych, a cechą wyróżniającą mikoryzy przedstawicieli rzędu Paraglomerales jest brak barwienia lub bardzo jasne barwienie się arbuskul i strzępek wewnątrzkorzeniowych w 0,1% błękitnie trypanowym lub innych barwnikach używanych w mikologii. Liczne opisy i ilustracje gatunków grzybów arbuskularnych również dowodzą, że scharakteryzowane cechy nie są własnościami wrodzonymi, lecz skutkiem starzenia się zarodników albo oddziaływania na nie nadpasożytów (Morton 1993; Walker, Vestberg 1998).

Grzyby arbuskularne są obligatoryjnymi symbiontami. Dlatego maksimum informacji o ich zróżnicowaniu można otrzymać w wyniku badań całego cyklu życiowego tych organizmów w kulturach piaskowych z żywymi roślinami z zachowaniem możliwie jak największej liczby elementów stałych takiej hodowli. Spośród tych elementów najbardziej znaczącymi dla tych grzybów w fazie rozwoju niezależnego od rośliny gospodarza, tj. przed skolonizowaniem przez nie korzeni, jest temperatura, wilgotność i pH gleby (Morton 1999). Po utworzeniu mikoryzy, jej własności są silnie kontrolowane przez genotyp rośliny gospodarza i zmienne środowiska oddziałujące na rośliny bezpośrednio i pośrednio na grzyby przez roślinę. Spośród 200 gatunków poznanych grzybów

arbuskularnych, rozwój ontogenetyczny został ujawniony tylko u 8 przedstawicieli rodzaju *Scutellospora*, 21 taksonów z rodzaju *Glomus*, 5 gatunków z rodzajów *Acaulospora* i *Gigaspora* i u *Entrophospora colombiana* Spain et Schenck (Bentivenga, Morton 1995; Morton 1996; Błaszowski 2003; Błaszowski, Tadych 1997; Franke, Morton 1994; Morton et al. 1997; Schultz et al. 1999; Stürmer, Morton, 1997, 1999).

Utrzymywane w zbiorach Katedry Ochrony Roślin Akademii Rolniczej w Szczecinie okazy AGM Polski pochodzą z 26 dawnych województw. Obszarami bardziej szczegółowo zbadanymi są dawne województwo gdańskie (Błaszowski 1993a, b, 1994), Słowiński Park Narodowy (Tadych, Błaszowski 2000a), obecne województwo zachodniopomorskie (Błaszowski 1993a; Błaszowski et al. 2002b; Iwaniuk, Błaszowski 2004), Bory Tucholskie (Tadych, Błaszowski 2000b) i Pustynia Błędowska (Błaszowski et al. 2002a). Innym regionem, z którego wyizolowano stosunkowo wiele gatunków tych grzybów i w którym należałoby kontynuować badania ich występowania jest obecne województwo lubuskie; znaleziono w nim m. in. *Acaulospora thomii* Błasz. (Błaszowski 1988), gatunek ujawniany bardzo rzadko w innych regionach Polski.

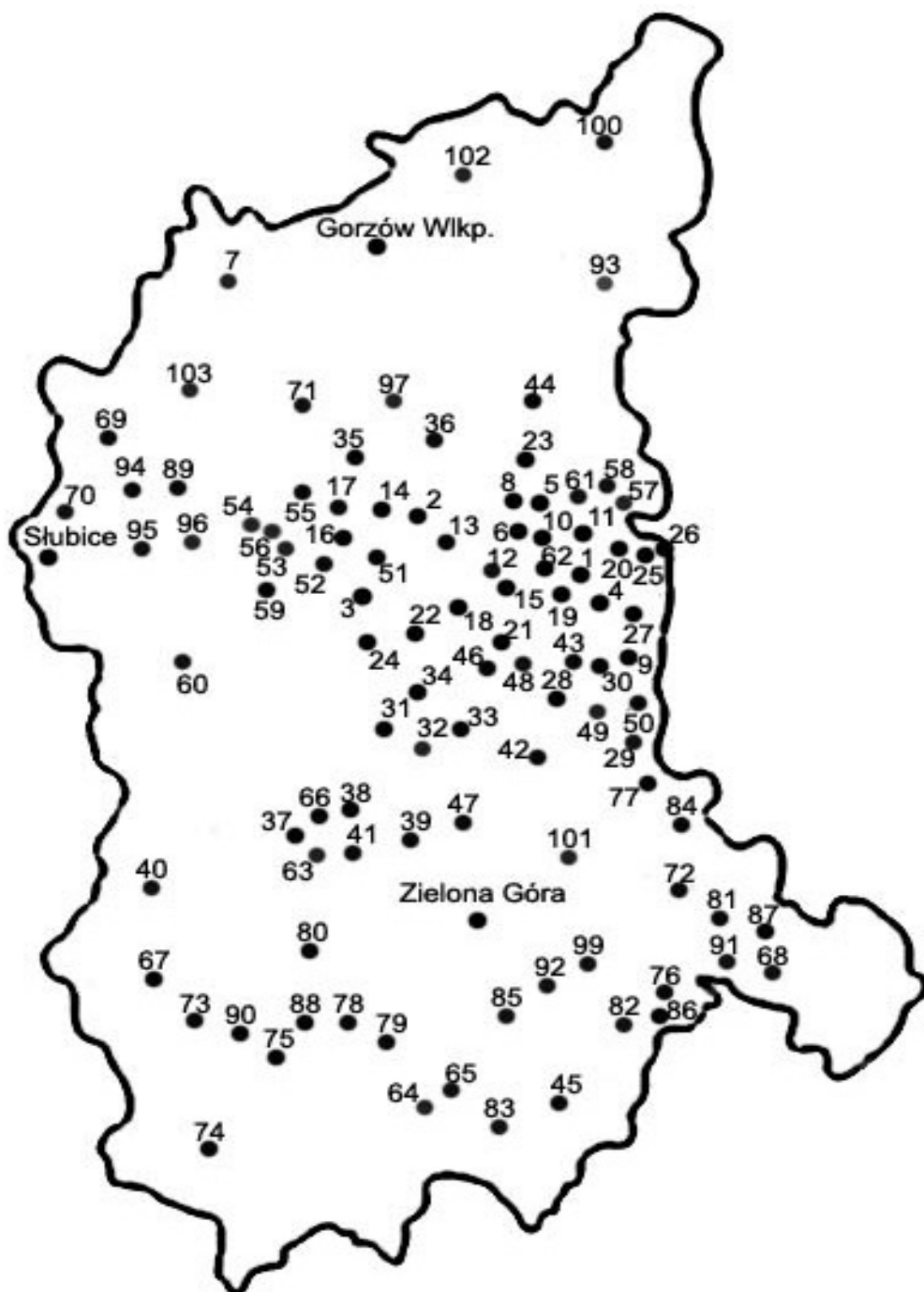
Celem badań autora niniejszego opracowania było:

- określenie występowania grzybów i mikoryz arbuskularnych w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego,
- określenie składu gatunkowego i liczbowego populacji zarodników AGM związanych z korzeniami wybranych gatunków roślin chronionych,
- zbadanie wpływu *Glomus claroideum* na emisję ultra słabej biochemiluminescencji *Pisum sativum*.

## 1. MATERIAŁ I METODY

### 1. 1. Badania występowania grzybów i mikoryz arbuskularnych

#### 1. 1. 1. Obszar badań



**Ryc. 1.** Miejscowości zbioru korzeni i gleby ryzosferowej roślin uprawnych, nieuprawnych i chronionych w województwie lubuskim (vide tab. 1)

Obszarem badań występowania AGM i mikoryz arbuskularnych związanych z roślinami uprawnymi, dzikorosnącymi i chronionymi było województwo lubuskie (ryc. 1, tab. 1). Próby gleby ryzosferowej i korzeni zebrano w 103 miejscowościach spod 31 gatunków roślin.

Tab. 1. Stanowiska zbioru prób korzeni i gleby ryzosferowej roślin uprawnych, dzikorosnących i chronionych w województwie lubuskim

Nr miejscowości	Miejscowość	Roślina	Data zbioru	Numer próby
1	Rogoziniec	<i>Beta vulgaris</i>	22.07.2003	1
		<i>Hordeum vulgare</i>	22.07.2003	7
		<i>Brassica napus</i>	25.04.2004	53
2	Kaława	<i>Beta vulgaris</i>	2.08.2003	2
		<i>XTriticosecale</i>	2.08.2003	15
		<i>Achillea millefolium</i>	2.08.2003	23
		<i>Trifolium arvense</i>	12.08.2004	99
3	Nowa Wioska	<i>Beta vulgaris</i>	2.08.2003	3
4	Dąbrówka Wlkp.	<i>Avena sativa</i>	2.07.2003	4
		<i>Rumex acetosella</i>	22.07.2003	40
		<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	80
5	Sierczynek	<i>Avena sativa</i>	3.08.2003	5
		<i>Equisetum arvense</i>	3.08.2003	33
		<i>Polygonum persicaria</i>	3.08.2003	39
6	Łagowiec	<i>Avena sativa</i>	2.08.2003	6
		<i>Rumex acetosella</i>	2.08.2003	41
		<i>Brassica napus</i>	25.04.2004	51
7	Wysoka	<i>Hordeum vulgare</i>	2.08.2003	8
8	Bukowiec	<i>Hordeum vulgare</i>	3.08.2003	9
		<i>Melandrium alba</i>	3.08.2003	28
		<i>Triticum aestivum</i>	12.08.2004	66
9	Samsonki	<i>Secale cereale</i>	22.07.2003	10
10	Stary Dwór	<i>Secale cereale</i>	2.08.2003	11
		<i>Triticum aestivum</i>	2.08.2003	17
11	Lutol Suchy St. kolejowa	<i>Secale cereale</i>	3.08.2003	12
12	Lutol Suchy	<i>XTriticosecale</i>	22.07.2003	13
		<i>Brassica napus</i>	25.04.2004	50
13	Szumiąca	<i>XTriticosecale</i>	2.08.2003	14
		<i>Polygonum persicaria</i>	2.08.2003	37
14	Wysoka	<i>Triticum aestivum</i>	2.08.2003	16
15	Brójce	<i>Triticum aestivum</i>	3.08.2003	18
		<i>Brassica napus</i>	25.04.2004	49
16	Staropole	<i>Zea mays</i>	2.08.2003	19
		<i>Plantago lanceolata</i>	2.08.2003	34
17	Boroszyn	<i>Zea mays</i>	2.08.2003	20
		<i>Rumex acetosella</i>	2.08.2003	42
18	Myszęcín	<i>Zea mays</i>	2.08.2003	21
		<i>Melandrium alba</i>	3.08.2003	29
19	Chociszewo	<i>Achillea millefolium</i>	22.07.2003	22

Tab. 1., c. d.

		<i>Brassica napus</i>	25.04.2004	52
20	Jasieniec	<i>Achillea millefolium</i>	2.08.2003	24
		<i>Plantago lanceolata</i>	3.08.2003	35
21	Wilenko	<i>Cirsium arvense</i>	3.08.2003	25
22	Wityń	<i>Cirsium arvense</i>	3.08.2003	26
23	Żydowo	<i>Cirsium arvense</i>	3.08.2003	27
		<i>Plantago lanceolata</i>	3.08.2003	36
		<i>Polygonum persicaria</i>	3.08.2003	38
24	Kupienino	<i>Melandrium alba</i>	3.08.2003	30
25	Bieleń	<i>Equisetum arvense</i>	3.08.2003	31
26	Trzciel	<i>Equisetum arvense</i>	3.08.2003	32
		<i>Helichrysum arenarium</i>	3.08.2003	181-185
		<i>Jovibarba sobolifera</i>	3.08.2003	186-190
		<i>Lycopodium clavatum</i>	3.08.2003	191-195
		<i>Asparagus officinalis</i>	25.04.2004	43-45
		<i>Sedum maximum</i>	15.08.2004	95
		<i>Juncus effusus</i>	15.08.2004	105-107
		<i>Plantago arenaria</i>	15.08.2004	108-110
		<i>Corynephorus canescens</i>	15.08.2004	114-116
		<i>Potentilla anserina</i>	15.08.2004	123-125
		<i>Helichrysum arenarium</i>	15.08.2004	196-198
		<i>Jovibarba sobolifera</i>	15.08.2004	199-201
		<i>Lycopodium lavatum</i>	15.08.2004	202-204
		<i>Asparagus officinalis</i>	22.06.2005	126-128
		<i>Plantago arenaria</i>	22.06.2005	172-174
27	Lutol Mokry	<i>Asparagus officinalis</i>	25.05.2004	46-48
28	Brudzewo	<i>Beta vulgaris</i>	12.08.2004	54
29	Babimost	<i>Beta vulgaris</i>	12.08.2004	55
		<i>Hordeum vulgare</i>	12.08.2004	61
30	Zbąszynek	<i>Beta vulgaris</i>	12.08.2004	56
31	Przetoczna	<i>Avena sativa</i>	12.08.2004	57
32	Brody	<i>Avena sativa</i>	12.08.2004	58
		<i>Triticum aestivum</i>	12.08.2004	68
33	Mozów	<i>Avena sativa</i>	12.08.2004	59
34	Skąpe	<i>Hordeum vulgare</i>	12.08.2004	60
35	Pieski	<i>Hordeum vulgare</i>	12.08.2004	62
36	Międzyrzecz	<i>Secale cereale</i>	12.08.2004	63
37	Połupin	<i>Secale cereale</i>	12.08.2004	64
		<i>Rumex acetosella</i>	12.08.2004	120
38	Sycowice	<i>Secale cereale</i>	12.08.2004	65
39	Czerwieńsk	<i>Triticum aestivum</i>	12.08.2004	67
40	Łazy	<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	75
41	Łagów	<i>X</i> <i>Triticosecale</i>	12.08.2004	69
	(k/Gronowa)			
42	Łęgowo	<i>X</i> <i>Triticosecale</i>	12.08.2004	70
43	Smardzewo	<i>X</i> <i>Triticosecale</i>	12.08.2004	71
44	Przytoczna	<i>Zea mays</i>	11.08.2004	72
45	Rusinów	<i>Zea mays</i>	12.08.2004	73
46	Chociule	<i>Zea mays</i>	12.08.2004	74

Tab. 1., c. d.

47	Pomorsko	<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	76
48	Smardzewo	<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	77
49	Podmokle Małe	<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	78
50	Kosieczyn	<i>Solanum tuberosum</i>	12.08.2004	79
51	Lubrza	<i>Achillea millefolium</i>	13.08.2004	81
		<i>Cirsium arvense</i>	13.08.2004	84
		<i>Melandrium album</i>	13.08.2004	87
		<i>Sedum maximum</i>	15.08.2004	93
		<i>Hypericum perforatum</i>	13.08.2004	102
52	Romanówek	<i>Achillea millefolium</i>	13.08.2004	82
		<i>Melandrium album</i>	13.08.2004	88
		<i>Hypericum perforatum</i>	13.08.2004	103
		<i>Rumex acetosella</i>	13.08.2004	122
53	Bucze	<i>Achillea millefolium</i>	13.08.2004	83
		<i>Trifolium arvense</i>	13.08.2004	100
54	Jemiołów	<i>Cirsium arvense</i>	13.08.2004	85
		<i>Trifolium arvense</i>	13.08.2004	101
		<i>Hypericum perforatum</i>	13.08.2004	104
		<i>Plantago lanceolata</i>	13.08.2004	113
55	Zarzyń	<i>Cirsium arvense</i>	13.08.2004	86
		<i>Equisetum arvense</i>	13.08.2004	96
56	Łagów	<i>Melandrium album</i>	13.08.2004	89
		<i>Equisetum arvense</i>	13.08.2004	97
		<i>Covallaria majalis</i>	17.04.2004	205-207
		<i>Vinca minor</i>	13.08.2004	208-210
		<i>Hedera helix</i>	13.08.2004	211-213
		<i>Juncus effusus</i>	21.06.2005	169-171
		<i>Convallaria majalis</i>	9.04.2005	214-216
		<i>Vinca minor</i>	21.06.2005	217-218
		<i>Hedera helix</i>	21.06.2005	219-223
		<i>Convallaria majalis</i>	8.04.2006	224-225
		<i>Vinca minor</i>	24.06.2006	226-228
57	Rybojady	<i>Carex sylvatica</i>	15.08.2004	90-91
		<i>Equisetum arvense</i>	15.08.2004	98
		<i>Plantago lanceolata</i>	13.08.2004	111
58	Borowy Młyn	<i>Carex sylvatica</i>	15.08.2004	92
		<i>Polygonum persicaria</i>	15.08.2004	117
59	Żelechów	<i>Sedum maximum</i>	15.08.2004	94
60	Siedlisko	<i>Plantago lanceolata</i>	13.08.2004	112
61	Siercz	<i>Polygonum persicaria</i>	15.08.2004	118
62	Świdwowiec	<i>Polygonum persicaria</i>	15.08.2004	119
63	Gronów	<i>Rumex acetosella</i>	12.08.2004	121
64	Jabłonów	<i>Brassica napus</i>	18.06.2005	129
		<i>Trifolium arvense</i>	18.06.2005	164
65	Wrzesiny	<i>Brassica napus</i>	18.06.2005	130
66	Radnica	<i>Brassica napus</i>	18.06.2005	131
67	Górzyn	<i>Brassica napus</i>	18.06.2005	132
68	Krzepielów	<i>Beta vulgaris</i>	18.06.2005	133

Tab. 1., c. d.

69	Żabice	<i>Beta vulgaris</i>	19.06.2005	134
70	Drzecin	<i>Trifolium arvense</i>	19.06.2005	163
71	Grochowo	<i>Beta vulgaris</i>	19.06.2005	135
72	Lipka	<i>Avena sativa</i>	18.06.2005	136
73	Jasień	<i>Avena sativa</i>	18.06.2005	137
74	Godno	<i>Avena sativa</i>	18.06.2005	138
75	Lubomyśl	<i>Hordeum vulgare</i>	18.06.2005	139
76	Różanówka	<i>Hordeum vulgare</i>	18.06.2005	140
77	Leśniki	<i>Hordeum vulgare</i>	18.06.2005	141
78	Gorzupia	<i>Secale cereale</i>	18.06.2005	142
79	Dzietrzychowice	<i>Secale cereale</i>	18.06.2005	143
80	Dęby	<i>Secale cereale</i>	18.06.2005	144
81	Jutrzenka	<i>Triticum aestivum</i>	18.06.2005	145
82	Kierzno	<i>Triticum aestivum</i>	18.06.2005	146
83	Styrułów	<i>Triticum aestivum</i>	18.06.2005	147
84	Lubogoszcz	<i>XTriticosecale</i>	18.06.2005	148
85	Podbrzeże	<i>XTriticosecale</i>	18.06.2005	149
86	Dębianka	<i>XTriticosecale</i>	18.06.2005	150
87	Stare Strącze	<i>Zea mays</i>	18.06.2005	151
88	Bieniów	<i>Zea mays</i>	18.06.2005	152
89	Drogomin	<i>Zea mays</i>	19.06.2005	153
90	Surowa	<i>Solanum tuberosum</i>	18.06.2005	154
91	Krażkowo	<i>Solanum tuberosum</i>	18.06.2005	155
92	Wrociszów	<i>Solanum tuberosum</i>	18.06.2005	156
93	Drezdenko	<i>Carex sylvatica</i>	18.06.2005	157
94	Ośno Lubuskie	<i>Carex sylvatica</i>	19.06.2005	158
		<i>Corynephorus canescens</i>	19.06.2005	176
95	Rzepin	<i>Carex sylvatica</i>	19.06.2005	159
		<i>Sedum maximum</i>	19.06.2005	161
96	Torzym	<i>Sedum maximum</i>	19.06.2005	160
		<i>Hypericum perforatum</i>	19.06.2005	168
97	Górzyce	<i>Sedum maximum</i>	19.06.2005	162
98	Jagielniki	<i>Trifolium arvense</i>	18.06.2005	165
99	Nowa Sól	<i>Hypericum perforatum</i>	18.06.2005	166
100	Dobiegiew	<i>Hypericum perforatum</i>	19.06.2005	167
101	Stary Jaromierz	<i>Corynephorus canescens</i>	18.06.2005	175
102	Skólsko	<i>Corynephorus canescens</i>	18.06.2005	177
103	Słońsk	<i>Potentilla anserina</i>	19.06.2005	178-180

### 1. 1. 2. Warunki klimatyczne

Warunki klimatyczne województwa lubuskiego określono na podstawie danych opracowanych i udostępnionych przez Katedrę Meteorologii i Klimatologii Akademii Rolniczej w Szczecinie. Klimat obszaru województwa lubuskiego opracowano uwzględniając miesięczne sumy opadów atmosferycznych i średnie miesięczne wartości temperatury powietrza z lat 2003-2006 z 3 stacji i posterunków meteorologicznych i opadowych zlokalizowanych w Gorzowie Wlkp., Słubicach i Zielonej Górze.



Okres od maja do września 2003 roku był cieplejszy o 0,5-2,9°C w porównaniu z wieloleciem we wszystkich trzech stacjach pomiarowych (tab. 2). W ciągu czterech lat badań luty 2004 był cieplejszy (o 1,7-2,2°C) względem wielolecia. W roku 2005 od kwietnia do lipca odnotowano wyższą temperaturę o 0,1-2,2°C w porównaniu do wielolecia. Lipiec 2006 roku był cieplejszy o 5,4-6,0°C w porównaniu do wielolecia, zaś w roku 2004 chłodniejszy o 0,6 (stacja Gorzów Wlkp.) do 0,5°C (Zielona Góra) i 0,3°C (Słubice).

Uwzględniając miesięczne sumy opadów atmosferycznych i kryteria opracowane przez Kaczorowską (1962), kwiecień, maj i czerwiec 2003 roku w stacjach pomiarowych Gorzów Wielkopolski i Słubice zaliczono do bardzo suchych (miesięczna suma opadów wyniosła 31-48% normy; tab. 2). Do skrajnie suchych, w tym samym roku zaliczono maj w stacji Zielona Góra i sierpień w stacji Słubice. Natomiast lipiec 2005 roku zaliczono do szczególnie wilgotnych; miesięczna suma opadów przekroczyła 200% normy i wynosiła 142 mm (Gorzów Wlkp.) i 129 mm (Słubice). Z kolei miesiące zimowe: styczeń (Gorzów Wielkopolski) i luty (Zielona Góra) 2004 roku zaliczono do bardzo wilgotnych (odpowiednio 157 i 161% normy).

Tab. 2. Temperatura i opady w trzech stacjach pomiarowych województwa lubuskiego w latach 2003-2006

Gorzów Wlkopolski

rok		2003				2004			
m-c	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy	
I	-1,4	-0,2	34,8	89	-3,3	-2,1	61,1	157	
II	-2,5	-2,1	2	7	1,8	2,2	33,6	120	
III	3,7	0,2	20,1	57	4,7	1,2	21,8	62	
IV	8,4	0,8	18,3	48	9,6	2	36,9	97	
V	15,5	2,4	18,6	40	12,8	-0,3	55,3	120	
VI	19	2,8	24	32	15,7	-0,5	77,8	105	
VII	19,6	1,4	74,7	127	17,6	-0,6	68,5	116	
VIII	19,9	2,3	28,1	53	19,6	2	50,2	95	
IX	14,7	1,2	41	91	14,2	0,7	40,4	90	
X	5,9	-2,9	36,4	96	9,9	1,1	48,6	128	
XI	5,4	1,8	22,8	53	4,1	0,5	57,3	133	
XII	2	1,6	37	80	1,8	1,4	32,8	71	
rok		2005				2006			
m-c	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy	
I	2,1	3,3	33,9	87	-5,7	-4,5	12,4	32	
II	-1,3	-0,9	33,8	121	-0,8	-0,4	27,1	97	
III	2	-1,5	33	94	0,8	-2,7	35,3	101	
IV	9,5	1,9	25,6	67	8,8	1,2	56,9	150	
V	13,3	0,2	74	161	13,7	0,6	41,6	90	
VI	16,3	0,1	36,9	50	18,2	2	34,8	47	

Tab. 1., c. d.

VII	19,3	1,1	142,3	241	23,9	5,7	24,2	41
VIII	16,8	0,8	71,4	135	17,4	-0,2	92,2	174
IX	15,8	2,3	22,6	50	17,2	3,7	19,8	44
X	10,6	1,8	25,4	67	11,5	2,7	18,7	49
XI	3,8	0,2	18,3	43	6,7	3,1	55,6	129
XII	0,5	0,1	67,8	147	4,8	4,4	33,6	73
Słubice								
rok	2003				2004			
m-c	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy
I	-0,7	0	33,2	87	-2,2	-1,5	47,3	124
II	-2,4	-2,7	5,7	17	2,3	2	30,7	93
III	3,7	0	22,6	61	5,1	1,4	26	70
IV	8,5	0,5	14,9	39	10	2	16,9	44
V	15,4	2,3	18,1	31	13	-0,1	35	59
VI	18,9	2,4	23,6	39	15,9	-0,6	41,3	68
VII	19,3	1,2	90,6	149	17,8	-0,3	86,9	142
VIII	19,5	2	10,6	18	19,3	1,8	33,4	57
IX	14,1	0,5	32,1	71	14	0,4	32,7	73
X	5,7	-3,3	26,2	73	10,1	1,1	41,5	115
XI	5,7	1,5	30	73	4,6	0,4	61,9	151
XII	2,3	1,6	32	70	2,1	1,4	22,9	50
rok	2005				2006			
m-c	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy
I	2,7	3,4	29	76	-4,8	-4,1	15,3	40
II	-1,1	-1,4	46,6	139	-0,5	0	38	115
III	2,8	-0,9	9,8	26	1,1	-2,6	29,1	79
IV	9,6	1,6	12,5	33	9,4	1,4	38	100
V	13,7	0,6	82,5	140	13,8	0,7	52,1	88
VI	16,6	0,1	25	41	18	1,5	34,2	56
VII	19	0,9	129	211	23,5	5,4	5,8	10
VIII	16,6	-0,9	55,9	95	17,4	-0,1	98,2	166
IX	15	1,4	48,7	108	17,5	3,9	20,2	45
X	10,4	1,4	20,3	56	11,7	2,7	22,9	64
XI	4,3	0,1	14,1	34	7,5	3,3	33,9	83
XII	0,7	0,0	50,1	109	5,5	4,8	26,2	5,7
Zielona Góra								
rok	2003				2004			
m-c	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy	temp. powiet-rza	odchyl.	opad	% normy
I	-1,6	-0,4	50,8	134	-3	-1,8	53,5	141
II	-2,5	-2,2	5,7	18	1,4	1,7	51,5	161

Tab. 1., c. d.

III	3,8	0,3	28	80	4,3	0,8	20,3	58
IV	8,3	0,6	17,8	45	9,5	1,8	17,7	44
V	15,6	2,4	10,1	19	12,5	-0,7	52,2	98
VI	19,1	2,9	42,1	68	15,8	-0,4	50,5	81
VII	19,4	1,2	88,8	135	17,7	-0,5	78	118
VIII	20,3	2,5	25,3	37	19,6	1,8	56,2	81
IX	15,1	1,4	37,3	87	14,4	0,7	27	63
X	5,6	-3,4	33,4	84	10,1	1,1	40,7	102
XI	5,5	2	19,9	44	3,8	0,3	69,6	155
XII	1,4	1,2	35,8	72	1,3	1,1	38,2	76
rok	2005				2006			
m-c	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy	temp. powietrza	odchyl.	opad	% normy
I	1,7	2,9	46,8	123	-5	-3,8	12,9	34
II	-2	-1,7	47,6	149	-1,4	-1,1	30,6	96
III	1,9	-1,6	17,6	50	0,7	-2,8	41	117
IV	9,9	2,2	19,3	48	9,2	1,5	22,1	55
V	13,8	0,6	56	106	13,9	0,7	39,2	74
VI	16,6	0,4	49,7	80	18,6	2,4	33,3	54
VII	19,2	1	101,2	153	24,2	6	21,4	32
VIII	17,1	-0,7	45,6	66	16,7	-1,1	131,5	191
IX	16,3	2,6	33,8	79	17,2	3,5	17,4	40
X	10,9	1,9	8,8	22	11,5	2,5	56,5	141
XI	3,3	-0,2	15,6	35	6,8	3,3	47,9	106
XII	0,1	-0,1	63,3	127	4,3	4,1	30,1	60

### 1. 1. 3. Pobieranie prób

Materiałem badawczym były korzenie i gleba ryzosferowa zebrana w latach 2003-2006 w miesiącach od maja do sierpnia. Korzenie i przylegającą glebę pobrano z głębokości 5-30 cm łopatką ogrodniczą spod losowo wybranych gatunków roślin uprawnych, nieuprawnych i prawnie chronionych. Próby zbierano do 1 litrowych worków foliowych, które po przewiezieniu do laboratorium przesuszano a następnie przechowywano w lodówce w temperaturze ok. 4°C przez 1-4 miesiące.

### 1. 1. 4. Zakładanie kultur pułpkowych, izolowanie, identyfikowanie AGM oraz określanie mikoryz

W laboratorium z każdej próby pobrano 100 g mieszanki gleby i korzeni w celu określenia zagęszczenia zarodników i gatunków AGM zarodnikujących w warunkach polowych. Pozostałą część zużyto do założenia kultur pułpkowych. Próby te podzielono na dwie równe części, które następnie zmieszano z zautoklawowanym piaskiem gruboziarnistym w stosunku objętościowym 1:1. Mieszanki umieszczono w plastikowych wazonach 9 x 11,5 cm, na powierzchnię, których wysiano oddzielnie ziarna *Plantago lanceolata* (30 nasion) i *Zea mays* (3 nasiona). Nasiona przykryto 0,5 cm warstwą sterylnego piasku. A więc, każdą roślinę uprawną i nieuprawną rosnącą w polu

reprezentowała jedna próba korzeni i gleby zebrana z pola i dwie kultury pułpkowe. Rośliny chronione reprezentowała jedna polowa próba korzeni i gleby oraz jedna kultura pułpkowa z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata*.

Kultury pułpkowe uprawiano w szklarni przez cztery miesiące. Rośliny naświetlano przez 8-16 h lampami sodowymi SON-T AGRO (Philips Lightin, Gostyń) umieszczonymi 1 m nad wazonami. Natężenie emitowanego światła wynosiło  $180 \mu\text{Em}^{-1}\text{s}^{-1}$ . Rośliny nawadniano 2-3 razy w tygodniu wodą wodociągową, nie stosując żadnego nawożenia. Po czterech miesiącach wstrzymano nawadnianie, kultury pułpkowe zasuszono i odcięto części nadziemne. Następnie pobrano z każdej kultury 50 g mieszaniny korzeni i gleby w celu określenia składu liczbowego i gatunkowego zbiorowiska AGM zarodnikujących w warunkach szklarniowych.

Zarodniki grzybów arbuskularnych izolowano z gleby stosując metodę mokrego wypłukiwania i przesiewania przez sита glebowe (Gerdemann, Nicolson 1963). Używano zestawu dwóch sit z oczkami o średnicy 1000 i 40  $\mu\text{m}$ . Grzyby wyodrębniano tylko z dolnego sita, ponieważ ich owocniki rzadko osiągają wymiar 1000  $\mu\text{m}$  (Gerdemann, Trappe 1974). Zarodniki badano w mieszaninie alkoholu poliwinylowego i kwasu mlekowego oraz w odczynniku Melzera. W badaniach tych wykorzystywano mikroskop stereoskopowy OLYMPUS SZX9 z powiększeniami 25-100x i mikroskop świetlny OLYMPUS BX50 z powiększeniami 40-1200x i kontrastem interferencyjnym Nomarskiego. Kolor zarodników określano pod mikroskopem stereoskopowym po ich umieszczeniu w wodzie. Kolory nazywano według Kornerupa i Wanschera (1983).

Nazewnictwo gatunków AGM pochodzi od Walkera i Trappego (1993). Ujawnione AGM klasyfikowano według systemu podanego przez Schüßlera et al. (2001a).

Grzyby identyfikowano według oryginalnych opisów, rewizji, informacji z prywatnej korespondencji prof. J. Błaszczewskiego oraz okazów otrzymanych od prof. R. E. Koskego (Rhode Island University, USA), prof. J. B. Mortona (West Virginia University, USA), prof. J. M. Trappego (Oregon State University, USA) i dr. C. Walkera (U.K., Bournemouth University). Okazy wszystkich wyodrębnionych grzybów zdeponowano w Katedrze Ochrony Roślin Akademii Rolniczej w Szczecinie.

Zebrane korzenie roślin utrwalono w 92% spirytusie denaturowym i przechowywano przez okres 1-8 miesięcy. Mikoryzy roślin określono w oparciu o 1-1,5-cm fragmenty korzeni wybarwione w 0,1% błękitie trypanowym (Phillips, Hayman 1970). Poziom kolonizacji korzeni z arbuskulami, wezykulami i grzybniami określono w oparciu 24 fragmenty korzeni badanych pod mikroskopem świetlnym, stosując metodę powiększonych przecięć (McGonigle et al. 1990).

Zarodniki grzybów i mikoryzy fotografowano używając kamery video firmy SONY umiejscowionej na mikroskopach wymienionych wyżej.

## **1. 2. Badanie wpływu *Glomus claroideum* N.C. Schenck et G.S. Sm. na emisję ultra słabej biochemiluminescencji *Pisum sativum* L.**

Doświadczenie wazonowe przeprowadzono w Hali Wegetacyjnej Akademii Rolniczej w Szczecinie w latach 2005 i 2006. Założono je w układzie kompletnej randomizacji, w trzech powtórzeniach. Wazony (o pojemności 250 ml, górna średnica 9 cm, wysokość 11,5 cm) wypełniono 350 g zautoklawowaną mieszaniną gleby i piasku pobranego z nieczynnej żwirowni, z głębokości 2 m od powierzchni. Dla pozbycia się zanieczyszczeń piasek został przepłukany przez sito o średnicy otworów 2 mm, a następnie przepłukany pięciokrotnie wodą wodociągową i trzykrotnie wodą destylowaną. Następnie piasek sterylizowano w autoklawowie dwukrotnie w odstępach 24 godzinnych, w temperaturze 120°C przez 2 godziny. Glebę zaszczerpiono 50g inokulum, będącym mieszaniną gleby i korzeni jednogatunkowych kultur wazonowych z *Glomus claroideum*, w których rośliną gospodarzem była *Plantago lanceolata*. Średnie zagęszczenie *Gl. claroideum* wynosiło ok. 300 zarodników w 50 g suchej gleby. Całość przykryto 4 cm warstwą sterylnego piasku i wysiano po 3 nasiona *Pisum sativum* L. odmiany Ramrod.

Wazony kontrolne wypełniono taką samą zautoklawowaną mieszaniną gleby uprawnej. Następnie dodano 50 ml zawiesiny wodnej otrzymanej po przesączeniu inokulum z 300 zarodnikami *Gl. claroideum* przez bibułę filtracyjną, celem otrzymania roztworu z mikroorganizmami glebowymi bez zarodników grzybów mikoryzowych.

Rośliny uprawiano przez 11 tygodni, do stadium wykształcenia strąków (71 w skali BBCH), w dwóch kombinacjach: wazony z *Gl. claroideum* i wazony kontrolne (bez grzyba).

W laboratorium Zakładu Fizyki Akademii Rolniczej w Szczecinie oznaczono pomiary ultra słabej biochemiluminescencji (UWBL) na fotopowielaczu K14FQS50 firmy VEB Carl Zeiss oraz wykorzystano zestaw filtrów granicznych rejestrujących zakres od 340nm do 720nm. Mierzono UWBL pochodzącą od korzeni i liści; rośliny inkubowano w ciemności przez 45 minut. Następnie liście i korzenie odcięto i ułożono na szalce pomiarowej w ten sposób, aby pokrywały całkowicie fragment dna szalki, przykrywając ją przesłoną z otworem o polu powierzchni 1 cm<sup>2</sup>. Wszystkie widma biochemiluminescencji pochodzące od korzeni i liści były więc zbierane z takiej samej powierzchni, co umożliwiało ich późniejsze porównywanie między sobą. Wszystkie dane zostały opracowane przy pomocy programu Statistica 7.1.

## **1. 3. Analizy chemiczne i obliczenia statystyczne**

Analizy chemiczne gleb przeprowadzono w Katedrze Chemii Środowiska Akademii Rolniczej w Szczecinie. Łącznie przebadano 81 prób glebowych. W próbach oznaczono: pH (w 1 N KCl), zawartość N, P, K, C-organicznego (w g·kg<sup>-1</sup>s.m) oraz formy przyswajalne P, K, Mg (w mg·kg<sup>-1</sup>s.m).

Różnice w strukturze zbiorowisk grzybów arbuskularnych zbadano przez określenie częstotliwości występowania gatunków, zagęszczenia gatunków i zarodników oraz wyliczenia współczynnika dominacji. Zmienność zagęszczenia zarodników wyrażono odchyleniem standardowym. Częstotliwość występowania wyliczono przez określenie procentu prób, z których

wyodrębniono dany gatunek. Zagęszczenie gatunków i zarodników wyliczono przez określenie liczby gatunków i zarodników, występujących w 100 g suchej gleby w przypadku prób polowych oraz w 50 g suchej gleby w próbach pochodzących z kultur pułapkowych. Współczynnik dominacji wyraża stosunek liczby zarodników danego gatunku do liczby wszystkich wyodrębnionych zarodników grzybów arbuskularnych.

Współczynnikiem korelacji określono zależności między liczbą zarodników grzybów arbuskularnych i własnościami chemicznymi wybranych prób glebowych.

W celu określenia różnic po między gatunkami roślin wykonano analizę wariancji, uprzednio dokonując transformacji wyników wzorem:

$$\sqrt{(x+1)}$$

Średnich porównano testem Duncana.

## 2. WYNIKI I DYSKUSJA

### 2. 1. Występowanie grzybów i mikoryz arbuskularnych

#### 2. 1. 1. Grzyby arbuskularne

##### 2. 1. 1. 1. AGM w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego

**Dane ogólne.** Występowanie AGM w glebach rolniczych i nieużytkach określono na podstawie 180 prób gleby i korzeni zebranych z 103 miejscowości województwa lubuskiego w latach 2003-2005 (ryc. 1, tab. 1). Próby reprezentowały 25 gatunków roślin należących do 16 rodzin (tab. 3), z których 10 gatunków należało do roślin uprawnych a pozostałe 15 gatunków zebrano spod roślin nieuprawnych, w tym ziołoleczniczych.

Każdy gatunek rośliny uprawnej reprezentowało 9 prób korzeni i gleby ryzosferowej, a roślin nieuprawnych 6.

Z analizowanych prób wyizolowano łącznie 40287 zarodników AGM, w tym z prób polowych 11517 zarodników (z których 39,6% pochodziło spod roślin uprawnych, a 60,4% spod roślin nieuprawnych), a z kultur pułapkowych – 28770. Reprezentowały one 9 z 13 istniejących rodzajów gromady Glomeromycota. Najwięcej, 18 gatunków zidentyfikowano z rodzaju *Glomus*. Rodzaj *Acaulospora* reprezentowało 5 gatunków, a rodzaje *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Pacispora* i *Scutellospora* po dwa. Po jednym gatunku AGM zidentyfikowano z rodzajów *Appendicispora* i *Paraglomus*. W próbach również stwierdzono nieliczne zarodniki nierozpoznanych gatunków z rodzajów *Gigaspora*, *Glomus* i *Scutellospora*.

Tab. 3. Rośliny, spod których zebrano materiał badawczy

Rodzaje roślin	Rodzina	Gatunek
Rośliny uprawne	Asparagaceae	<i>Asparagus officinalis</i> L.
	Brassicaceae	<i>Brassica napus</i> L.
	Chenopodiaceae	<i>Beta vulgaris</i> L.
	Poaceae	<i>Avena sativa</i> L.
		<i>Hordeum vulgare</i> L.
		<i>Secale cereale</i> L.
		<i>Triticum aestivum</i> L.
		<i>XTriticosecale</i> Wittmack
		<i>Zea mays</i> L.
	Rośliny nieuprawne	Solanaceae
Asteraceae		<i>Achillea millefolium</i> L.
		<i>Cirsium arvense</i> L.
Caryophyllaceae		<i>Melandrium album</i> (Mill.) Garcke
Cyperaceae		<i>Carex sylvatica</i> Huds
Crassulaceae		<i>Sedum maximum</i> (L.) Hoffm.
Equisetaceae		<i>Equisetum arvense</i> L.
Fabaceae		<i>Trifolium arvense</i> L.
Hypericaceae		<i>Hypericum perforatum</i> L.
Juncaceae		<i>Juncus effusus</i>
Plantagoceae		<i>Plantago arenaria</i> Waldst. et Kit.
		<i>Plantago lanceolata</i> L.
Poaceae		<i>Corynephorus canescens</i> (L.) P. Beauv.
		Polygonaceae
Rośliny chronione		
	Rosaceae	<i>Potentilla anserina</i> L.
	Apocynaceae	<i>Vinca minor</i> L.
	Araliaceae	<i>Hedera helix</i> L.
	Asteraceae	<i>Helichrysum arenarium</i> (L.) Moench
	Crassulaceae	<i>Jovibarba sobolifera</i> (Sims.) Opiz
	Liliaceae	<i>Convallaria majalis</i> L.
	Lycopodiaceae	<i>Lycopodium clavatum</i> L.

**Występowanie AGM.** Zarodniki arbuskularnych grzybów mikoryzowych występowały w 92,8% prób gleby i korzeni zebranych z pola. Reprezentowały one 7 z 13 istniejących rodzajów gromady Glomeromycota. Wyodrębnione populację zarodników reprezentowały 13 gatunków z rodzaju *Glomus*, 5 gatunków z rodzaju *Acaulospora*, 3 gatunki z rodzaju *Scutellospora*, po 2 gatunki z rodzajów *Entrophospora*, *Gigaspora* i *Pacispora* oraz 1 gatunek należący do rodzaju *Appendicispora*.

W strefie korzeni roślin uprawnych występowało 15 gatunków z 3 rodzajów grzybów arbuskularnych (tab. 8). Spod roślin dzikich wyodrębniono 28 gatunków z 7 rodzajów i nieliczne nierozpoznane zarodniki z rodzajów *Glomus* oraz *Scutellospora*. Wśród gatunków AGM zidentyfikowanych w próbach polowych, 21 zarodnikowało w kulturach pułpkowych. Zarodniki *Ac. capsicula*, *Ac. lacunosa*, *Ac. koskei*, *Ac. mellea*, *E. baltica*, *Gi. gigantea* i *Gl. fuegianum* ujawniono tylko w próbach polowych (tab. 8).

W kulturach pułapkowych z roślinami gospodarzami *Plantago lanceolata* i *Zea mays* ujawniono 27 gatunków i nieliczne zarodniki nierozpoznanych morfotypów (tab. 8).

Uwzględniając zarodnikowanie AGM w próbach polowych i kulturach pułapkowych, najczęściej występującymi grzybami arbuskularnymi w glebach województwa lubuskiego byli przedstawiciele z rodzaju *Glomus* (tab. 4-7). Grzyby te zidentyfikowano w 87,2% prób (z których 47,0% reprezentowało rośliny uprawne, a 40,2% rośliny nieuprawne). *Glomus* spp. były związane z korzeniami wszystkich zbadanych roślin z rodzin Asteraceae, Caryophyllaceae, Cyperaceae, Equisetaceae, Hypericaceae i Polygonaceae.

Innymi AGM często ujawnianymi w omawianych badaniach były gatunki z rodzajów *Scutellospora* (występowały częściej wśród większości rodzin roślin nieuprawnych) i *Pacispora* (były związane częściej z rodzinami roślin uprawnych).

Pozostałe grzyby z rodzajów *Acaulospora*, *Appendicispora*, *Gigaspora* i *Paraglomus* odnotowano tylko wśród rodzin roślin nieuprawnych (tab. 5).

Zarodniki *Paraglomus occultum*, jedyne znalezione gatunku z tego rodzaju w czasie omawianych badań, zidentyfikowano tylko w trzech kulturach pułapkowych z *Zea mays* reprezentujących *Cirsium arvense*, *Carex sylvatica* i *Polygonum persicaria*. Natomiast zarodniki *Ap. gerdemannii* były związane tylko z korzeniami czterech gatunków roślin nieuprawnych: *Achillea millefolium*, *Hypericum perforatum*, *Plantago arenaria* i *Rumex acetosella*.

Ujawnienie w kulturach pułapkowych 10 gatunków i jednego nieopisanego morfotypu AGM nie odnotowanych w próbach polowych w niniejszym studium potwierdza wnioski m. in. Błaszковского et al. (2002a), Stütza i Mortona (1996) oraz Jansy et al. (2002), że duża część AGM nie zarodkuje w polu w ogóle lub ich zarodnikowanie jest sezonowe.

**Częstotliwość występowania gatunków.** Uwzględniając częstotliwość występowania AGM w próbach polowych i kulturach pułapkowych (tab. 8) gatunkami grzybów występującymi najczęściej w glebach uprawnych województwa lubuskiego były *Gl. mosseae* (obecne w 80,0% prób) i *Gl. claroideum* (62,2%), a w glebach nieuprawnych *Gl. constrictum* (51,1%) i *Gl. claroideum* (44%). W glebach uprawnych stosunkowo często (obecne w 15-30% prób) występowały również *Gl. caledonium* i *Pac. franciscana*, a w glebach nieuprawnych *Ac. lacunosa*, *Gl. macrocarpum* i *Sc. dipurpurescens*.



Tab. 4. Częstoliwość występowania 9 rodzajów arbuskularnych grzybów mikoryzowych w 5 rodzinach roślin uprawnych (%)

Rodzina roślin	Acaulo- spora	Archaeo- spora	Appendici- spora	Entropho- spora	Gigaspora	Glomus	Pacispora	Para- glomus	Scutello- spora
Asparagaceae									
A*					66,67	11,11			11,11
B					88,89				
C		22,22			77,78	11,11			
Brassicaceae									
A					88,89	22,22			
B					88,89	22,22			
C					100,00	33,33			
Chenopodiaceae									
A					100,00	22,22			
B					88,89	44,44			
C					100,00	22,22			11,11
Poaceae									
A					96,30	22,22			11,11
B				7,41	98,15	18,52			12,96
C				3,70	90,74	9,26			5,56
Solanaceae									
A					77,78	22,22			11,11
B				11,11	88,89	11,11			
C				22,22	100,00				11,11

A\* - próby polowe; kultury pułapkowe z *Plantago lanceolata* (B), *Zea mays* (C)

Tab. 5. Częstość występowania 9 rodzajów arbuskularnych grzybów mikoryzowych w 12 rodzinach roślin nieuprawnych (%)

Rodzina roślin	Acaulo- spora	Archaeo- spora	Appendici- spora	Entropho- spora	Gigaspora	Glomus	Pacispora	Para- glomus	Scutello- spora
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Asteraceae									
A*			8,33			100,00	33,33		50,00
B	8,33				16,67	91,67	16,67		33,33
C		8,33				91,67	16,67	8,33	8,33
Caryophyllaceae									
A						100,00			50,00
B				33,33		100,00			16,67
C						100,00			16,67
Cyperaceae									
A	16,67					100,00	16,67		16,67
B						83,33			16,67
C		33,33				50,00		16,67	33,33
Crassulaceae									
A	33,33					50,00	16,67		50,00
B						83,33			16,67
C					16,67	83,33			66,67
Equisetaceae									
A	16,67					100,00			33,33
B						100,00			33,33
C		16,67				100,00			16,67
Fabaceae									
A						83,33	16,67		33,33
B						100,00			33,33
C					16,67	83,33			16,67

Tab. 5., c. d.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Hypericeae									
A			33,33		16,67	100,00	50,00		33,33
B						66,67	16,67		
C				16,67		100,00	16,67		16,67
Juncaceae									
A	16,67			16,67		50,00	16,67		
B						83,33			
C						83,33			16,67
Plantagoceae									
A			8,33			91,67	16,67		41,67
B		8,33		8,33		75,00	8,33		8,33
C		8,33		8,33		91,67	8,33		41,67
Poaceae									
A	16,67					50,00			
B					16,67	33,33			66,67
C					33,33	16,67			
Polygonaceae									
A			8,33		8,33	100,00	8,33		33,33
B		8,33				100,00	8,33		8,33
C					8,33	66,67	8,33	16,67	25,00
Rosaceae									
A				16,67		66,67			
B						100,00			
C									

A\* - próby polowe; kultury pułapkowe z *Plantago lanceolata* (B), *Zea mays* (C)

Tab. 6. Częstość występowania 9 rodzajów AGM wśród korzeni 10 gatunków roślin uprawnych (%)

Gatunek roślin	Acaulo- spora	1	2	3	4	5	6	7	8	9
	Archaeo- spora	Appendici- spora	Entropho- spora	Gigaspora	Glomus	Pacispora	Para- glomus	Scutello- spora		
<i>Asparagus officinalis</i>										
A*							66,67	11,11		11,11
B							88,89			
C		22,22					77,78	11,11		
<i>Brassica napus</i>										
A							88,89	22,22		
B							88,89	22,22		
C							100,00	33,33		
<i>Beta vulgaris</i>										
A							100,00	22,22		
B							88,89	44,44		
C							100,00	22,22		11,11
<i>Avena sativa</i>										
A							100,00	22,22		11,11
B							100,00	11,11		
C					33,33		100,00			
					11,11					
<i>Hordeum vulgare</i>										
A							88,89	33,33		11,11
B							100,00	22,22		22,22
C							100,00			11,11
<i>Secale cereale</i>										
A							100,00	33,33		22,22
B							100,00	11,11		
C					11,11		100,00	22,22		

Tab. 6., c. d.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Triticum aestivum</i>									
A						100,00	11,11		11,11
B						100,00	33,33		44,44
C						77,78	22,22		22,22
X <i>Triticosecale</i>									
A						88,89	11,11		11,11
B				11,11		88,89	11,11		
C						66,67	11,11		
<i>Zea mays</i>									
A						100,00	22,22		
B						100,00	11,11		11,11
C						88,89			
<i>Solanum tuberosum</i>									
A						77,78	22,22		11,11
B				11,11		88,89	11,11		
C				22,22		100,00			11,11

A\* - próby polowe; kultury pułapkowe z *Plantago lanceolata* (B), *Zea mays* (C)

Tab. 7. Częstość występowania 9 rodzajów AGM wśród korzeni 15 gatunków roślin nieuprawnych (%)

Gatunek roślin	Acaulo- spora	Archaeo- spora	Appendici- spora	Entropho- spora	Gigaspora	Glomus	Pacispora	Para- glomus	Scutello- spora
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Achillea millefolium</i>	A*		16,67			100,00	16,67		66,67
	B					83,33	16,67		50,00
	C					83,33	16,67		16,67
<i>Cirsium arvense</i>	A					100,00	50,00		33,33
	B	16,67			33,33	100,00	16,67		16,67
	C		16,67			100,00	16,67	16,67	
<i>Melandrium album</i>	A					100,00			50,00
	B				33,33	100,00			16,67
	C					100,00			16,67
<i>Carex sylvatica</i>	A	16,67				100,00	16,67		16,67
	B					83,33			33,33
	C		33,33			50,00		16,67	33,33
<i>Sedum maximum</i>	A	33,33				50,00	16,67		50,00
	B					83,33			16,67
	C				16,67	83,33			66,67
<i>Equisetum arvense</i>	A	16,67				100,00			33,33
	B					100,00			33,33
	C		16,67			100,00			16,67

Tab. 7.,c. d.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Trifolium arvense</i>									
A						83,33	16,67		33,33
B						100,00			
C					16,67	83,33			
<i>Hypericum perforatum</i>									
A			33,33		16,67	100,00	50,00		33,33
B						66,67	16,67		
C				16,67		100,00	16,67		16,67
<i>Juncus effusus</i>									
A	16,67			16,67		50,00	16,67		
B						83,33			
C						83,33			16,67
<i>Plantago arenaria</i>									
A			16,67			100,00			50,00
B		16,67				66,67			16,67
C		16,67				100,00			50,00
<i>Plantago lanceolata</i>									
A						100,00	33,33		33,33
B				16,67		83,33	16,67		16,67
C		16,67		16,67		83,33	16,67		33,33
<i>Corynephorus canescens</i>									
A	16,67				16,67	50,00			
B					33,33	33,33			
C						16,67			66,67

Tab. 7., c. d.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Polygonum persicaria</i>									
A					16,67	100,00	16,67		16,67
B		16,67				83,33	16,67		16,67
C						66,67	16,67	33,33	33,33
<i>Rumex acetosella</i>									
A						100,00			50,00
B			16,67			100,00			
C					16,67	66,67			16,67
<i>Potentilla anserina</i>									
A						66,67			
B				16,67		100,00			
C									

A\* - próby polowe; kultury pułapkowe z *Plantago lanceolata* (B), *Zea mays* (C)



Tab. 8. Częstość występowania arbuskularnych grzybów mikoryzowych wyizolowanych spod roślin uprawnych (a) i nieuprawnych (b) województwa lubuskiego (%)

Gatunek grzyba	Częstość występowania					
	Próby polowe		Kultury pułapkowe z			
			<i>Plantago lanceolata</i>		<i>Zea mays</i>	
a	b	a	b	a	b	
<i>Acaulospora capsicula</i>		5,56				
<i>Acaulospora koskei</i>		1,11				
<i>Acaulospora lacunosa</i>		16,67				
<i>Acaulospora melleae</i>		4,44				
<i>Acaulospora paulinae</i>		1,11		1,11		
<i>Archaeospora trappei</i>				2,22	2,22	4,44
<i>Appendicispora gerdemannii</i>		13,33				2,22
<i>Entrophospora baltica</i>		1,11				
<i>Entrophospora infrequens</i>		1,11	5,56	3,33	4,44	2,22
<i>Gigaspora gigantea</i>		1,11				
<i>Gigaspora margarita</i>		2,22		4,44		2,22
<i>Gigaspora</i> sp.						1,11
<i>Glomus aggregatum</i>	5,56	10,00	3,33	11,11	2,22	2,22
<i>Glomus badium</i>	1,11	8,89		3,33		1,11
<i>Glomus caledonium</i>	17,78	5,56	37,8	10,00	30,00	17,78
<i>Glomus claroideum</i>	27,78	20,00	56,7	44,44	62,22	40,00
<i>Glomus clarum</i>				5,56		
<i>Glomus constrictum</i>	28,89	51,11	11,1	26,7	1,11	8,89
<i>Glomus deserticola</i>	24,44	25,56	15,6	10,00	1,11	
<i>Glomus fasciculatum</i>	4,44	12,22	2,22	4,44	2,22	
<i>Glomus fuegianum</i>		1,11				
<i>Glomus geosporum</i>	3,33	5,56			2,22	
<i>Glomus lamellosum</i>			1,11	7,78	1,11	6,67
<i>Glomus macrocarpum</i>	8,89	16,67	1,11			
<i>Glomus microcarpum</i>	1,11	6,67		1,11		1,11
<i>Glomus mosseae</i>	80,00	26,67	61,1	31,11	60,00	25,56
<i>Glomus pansihalos</i>				1,11		
<i>Glomus pustulatum</i>				1,11		1,11
<i>Glomus rubiforme</i>		1,11				1,11
<i>Glomus verruculosum</i>			1,11		2,22	
<i>Glomus</i> 178			3,33	4,44	2,22	7,78
<i>Glomus</i> sp.		1,11	1,11	2,22	1,11	2,22
<i>Pacispora franciscana</i>	16,67	8,89	11,1	3,33	10,00	3,33
<i>Pacispora scintillans</i>	12,22	7,78	8,89	3,33	6,67	2,22
<i>Paraglomus laccatum</i>				1,11		4,44
<i>Scutellospora armeniaca</i>	1,11	1,11				1,11
<i>Scutellospora dipurpurescens</i>	8,89	23,33	8,89	17,78	5,56	14,44
<i>Scutellospora pellucida</i>		6,67				5,56
<i>Scutellospora</i> sp.		1,11				

**Dominacja.** Uwzględniając zarodniki rozpoznanych gatunków wyizolowanych z prób polowych i kultur pułapkowych z dwiema roślinami pułapkowymi, eudominatami (wsp. dominacji  $D > 20\%$ ) gleb uprawnych województwa lubuskiego były: *Gl. claroideum* i *Gl. deserticola* (tab. 9). Grupę dominantów ( $D = 10-20\%$ ) utworzyło *Gl. mosseae*. Do subdominantów ( $D = 5-10\%$ ) zaklasyfikowały się *Gl. caledonium*, *Pac. scintillans* i *Sc. dipurpurescens*. W glebach nieuprawnych eudominantami były *Gl. constrictum* i *Gl. claroideum*. Grupę dominantów utworzyły *Gl. badium*, *Gl. deserticola*, *Gl. lamellosum* i *Sc. dipurpurescens*. Subdominantami były *E. infrequens*, *Gl. caledonium* i *Gl. mosseae*.

Tab. 9. Dominacja arbuskularnych grzybów mikoryzowych wyizolowanych spod roślin uprawnych (a) i nieuprawnych (b) województwa lubuskiego (%)

Gatunek grzyba	Dominacja					
	Próby polowe		kultury pułapkowe z			
			<i>Plantago lanceolata</i>		<i>Zea mays</i>	
	a	b	a	b	a	b
1	2	3	4	5	6	
<i>Acaulospora capsicula</i>		0,07				
<i>Acaulospora lacunosa</i>		0,22				
<i>Acaulospora koskei</i>		0,01				
<i>Acaulospora melleae</i>		0,06				
<i>Acaulospora paulinae</i>		0,01		0,02		
<i>Archaeospora trappei</i>				2,33	0,42	1,50
<i>Appendicispora gerdemanni</i>		0,59				0,09
<i>Entrophospora baltica</i>		0,01				
<i>Entrophospora infrequens</i>		0,01	0,46	7,00	0,07	4,13
<i>Gigaspora gigantea</i>		0,03				
<i>Gigaspora margarita</i>		0,06		0,09		0,09
<i>Gigaspora</i> sp.						0,06
<i>Glomus aggregatum</i>	1,78	2,54	0,08	1,90	0,08	0,06
<i>Glomus badium</i>	0,24	12,84		1,90		0,26
<i>Glomus caledonium</i>	2,17	0,27	2,47	6,04	8,74	2,34
<i>Glomus claroideum</i>	4,10	3,10	67,44	27,37	66,00	56,72
<i>Glomus clarum</i>				3,29		
<i>Glomus constrictum</i>	4,43	32,91	0,17	4,01	0,12	2,17
<i>Glomus deserticola</i>	53,47	17,04	6,07	5,53	0,01	
<i>Glomus fasciculatum</i>	0,20	1,23	0,02	0,22	0,03	
<i>Glomus fuegianum</i>		2,81				
<i>Glomus geosporum</i>	0,59	0,25			0,42	
<i>Glomus lamellosum</i>			0,07	10,43	0,04	13,15
<i>Glomus macrocarpum</i>	0,35	4,23	0,02			
<i>Glomus microcarpum</i>	0,11	4,27		2,86		0,03
<i>Glomus mosseae</i>	17,64	3,10	10,59	4,60	15,00	8,49
<i>Glomus pansihalos</i>				0,07		
<i>Glomus pustulatum</i>				0,16		0,49

Tab. 9., c. d.

	1	2	3	4	5	6
<i>Glomus rubiforme</i>		3,16				1,10
<i>Glomus verruculosum</i>			0,01		0,15	
<i>Glomus</i> 178			0,46	0,75	2,45	0,84
<i>Glomus</i> sp.		0,03	0,15	2,11	0,03	0,06
<i>Pacispora franciscana</i>	4,67	0,79	3,27	0,84	4,01	0,32
<i>Pacispora scintillans</i>	5,90	0,46	2,40	1,24	0,60	0,17
<i>Paraglomus laccatum</i>				0,02		4,33
<i>Scutellospora armeniaca</i>	0,07	0,04				0,75
<i>Scutellospora dipurpurescens</i>	4,30	7,36	6,30	17,23	1,83	2,40
<i>Scutellospora pellucida</i>		2,25				0,46
<i>Scutellospora</i> sp.		0,22				

Przedstawione wyniki potwierdzają wnioski Błaszkwskiego (1993a) i Gerdemanna (1968), że AGM są najbardziej powszechnymi grzybami glebowymi świata i współżyją z większością naczyniowych roślin uprawnych i nieuprawnych.

Obfitość zarodnikowania i różnorodność gatunkowa przedstawicieli rodzaju *Glomus* zgadza się z wcześniejszymi doniesieniami o dobrym przystosowaniu się tych grzybów do szerokiego zakresu fizycznych i chemicznych warunków glebowych (Anderson et al. 1984; Grey 1991; Jansa et al. 2002; Porter et al. 1987). Natomiast gatunki z rodzajów *Gigaspora* i *Scutellospora* preferują gleby cieplejsze (Koske 1981; Schenck et al. 1975) i bardziej piaszczyste (Błaszkwski 1993b).

**Zagęszczenie zarodników.** Ogólne średnie zagęszczenie zarodników AGM w próbach polowych zebranych spod roślin uprawnych wynosiło  $50,7 \pm 121,2$  i wahało się od 0 do 925 w 100g suchej gleby. U roślin nieuprawnych wyniosło ono  $77,3 \pm 150,4$  zarodników, w zakresie od 0 do 865 w 100 g suchej glebie.

W kulturach pułpkowych ogólne średnie zagęszczenie zarodników zależało od użytej rośliny gospodarza (tab. 10). Było ono znacznie wyższe, gdy rośliną gospodarzem była *Plantago lanceolata* ( $139,61 \pm 242,83$ ; zakres: 0-1450 i  $60,94 \pm 115,54$ ; zakres: 0-584 w 50 g suchej gleby odpowiednio dla roślin uprawnych i nieuprawnych) niż *Zea mays* ( $88,84 \pm 165,98$ ; 0-906 i  $38,46 \pm 87,90$ ; 0-683).

Gatunkami roślin rosnącymi w polu i utrzymującymi najwięcej zarodników AGM były *Beta vulgaris*, *Hypericum perforatum*, *Polygonum persicaria* i *Trifolium arvense* (tab. 12, 13). Najwięcej zarodników z kultur pułpkowych wyizolowano, gdy zawierały one glebę ryzosferową i korzenie *Juncus effusus*, *Hypericum perforatum*, *Triticum aestivum* i *Zea mays*.

**Zagęszczenie gatunków.** Ogólne średnie zagęszczenie gatunków AGM w próbach polowych spod roślin uprawnych wynosiło  $2,44 \pm 1,45$  i wahało się od 0 do 7 w 100 g suchej gleby. Natomiast wśród roślin nieuprawnych średnio występowało nieznacznie więcej zarodników, tj. 2,63, w zakresie od 0 do 6 gatunków w 100 g suchej gleby.

W kulturach pułpkowych z roślinami żywicielskimi *Plantago lanceolata* i *Zea mays* uprawianymi w mieszaninach gleby i korzeni roślin uprawnych ogólne

średnie zagęszczenie gatunków w 50 g suchej gleby było większe niż w kulturach z mieszaninami reprezentującymi rośliny nieuprawne, odpowiednio o 12,4% i 19,1%.

W polu rodzinami roślin uprawnych utrzymujących najwięcej gatunków AGM były Brassicaceae, Chenopodiaceae i Poaceae (tab. 10), a nieuprawnych Equisetaceae i Hypericaceae (tab. 11).

W warunkach polowych rośliną uprawną utrzymującą najwięcej gatunków było *Secale cereale*, a roślinami nieuprawnymi *Cirsium arvense*, *Equisetum arvense* i *Melandrium album* (tab. 12, 13). U pozostałych gatunków roślin nieuprawnych liczba gatunków grzybów arbuskularnych była podobna i wahała się od 1,17 do 3,17 w 100 g suchej gleby.

W kulturach pułpkowych reprezentujących rośliny uprawne najwięcej gatunków AGM wyizolowano, gdy użytym podłożem wzrostowym były mieszaniny gleby ryzosferowej i korzeni pochodzące spod *Beta vulgaris* i *Zea mays* (tab. 12). Spośród roślin nieuprawnych najwięcej gatunków utrzymywało *Cirsium arvense* (tab. 13). Różnorodność gatunkowa zbiorowisk AGM utrzymywana przez pozostałe gatunki roślin była podobna.

Gatunki występujące najczęściej w zbiorowiskach AGM związanych z roślinami uprawnymi i nieuprawnymi województwa lubuskiego, tj. *Gl. claroideum*, *Gl. constrictum*, *Gl. deserticola*, *Gl. mosseae* i *Sc. dipurpurescens*, były wielokrotnie znajdowane w glebach uprawnych i nieuprawnych różnych regionów świata (Błaszkowski 1993a; Jansa et al. 2002).

Dane literaturowe o obfitości zarodnikowania grzybów arbuskularnych w glebach uprawnych i nieuprawnych są sprzeczne. Niniejsza praca i badania Błaszковского (1993a) wykazały, że grzyby arbuskularne zarodnikują obficie w glebach nieuprawnych, prawdopodobnie z braku tłumiącego oddziaływania zastosowanych substancji chemicznych i zabiegów agrotechnicznych. Zdaniem Oehla et al. (2005) intensywne uprawy gleby zmniejsza obfitość i różnorodność zbiorowisk grzybów arbuskularnych, szczególnie gatunków nie należących do rodzaju *Glomus*. Jansa et al. (2002) stwierdzili, że rozwój niektórych taksonów AGM silnie aktywizują warunki gleb rolniczych.

Ponad 2,5-krotna wyższa częstotliwość występowania *Sc. dipurpurescens* w glebach nieuprawnych prawdopodobnie wynikała z dużej wrażliwości tego gatunku na oddziaływanie zabiegów chemicznych i fizycznych stosowanych w uprawie roślin (Oehl et al. 2005). Grzyby z rodzaju *Scutellospora* tworzą znacznie większe zarodniki niż przedstawiciele pozostałych rodzajów Glomeromycota (Błaszkowski 2003) i są bardziej podatne na uszkodzenia mechaniczne.

Błaszkowski (1993a, 1994) wyizolował podobną liczbę gatunków AGM ze stanowisk uprawnych i naturalnych dawnego województwa szczecińskiego. W badaniach Talukdara i Germida (1993) nad występowaniem AGM w uprawach konwencjonalnych liczba gatunków AGM była znacznie mniejsza i wahała się od 3-6.

Tab. 10. Zagęszczenie zarodników i gatunków AGM wśród korzeni pięciu rodzin roślin uprawnych

Gatunek rodziny	Zagęszczenie zarodników						Zagęszczenie gatunków					
	Próby Polowe*			Kultury pułapkowe z**			Próby polowe			Kultury pułapkowe z		
	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>
	śr	SD***	śr	SD	śr	SD	śr	SD	śr	SD	śr	SD
Asparagaceae	11,00	6,37	156,38	251,61	47,33	55,27	2,00	1,32	1,78	1,09	1,78	1,09
Brassicaceae	32,25	30,24	42,71	82,16	66,44	71,83	2,56	1,59	1,69	1,22	2,22	1,09
Chenopodiaceae	119,00	193,28	53,50	55,97	41,56	65,43	2,56	1,51	2,89	1,45	2,00	1,00
Poaceae	56,81	131,8	144,30	230,7	86,44	176,2	2,59	1,47	2,40	1,17	1,94	0,87
Solanaceae	15,11	14,23	121,88	124,68	163,56	271,49	1,78	1,30	2,56	1,24	2,20	0,79

Tab. 11. Zagęszczenie zarodników i gatunków AGM wśród korzeni dwunastu rodzin roślin nieuprawnych

Gatunek rodziny	Zagęszczenie zarodników						Zagęszczenie gatunków					
	Próby Polowe*			Kultury pułapkowe z**			Próby polowe			Kultury pułapkowe z		
	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>	<i>P. lanceolata</i>		<i>Z. mays</i>
	śr	SD***	śr	SD	śr	SD	śr	SD	śr	SD	śr	SD
Cyperaceae	10,00	7,32	10,33	7,17	36,75	24,41	2,17	0,75	1,67	0,82	1,60	1,14
Crassulaceae	35,25	36,33	13,60	10,33	13,31	10,07	2,33	2,42	2,00	1,26	2,00	0,89
Equisetaceae	67,17	28,12	29,17	25,23	19,17	20,25	3,67	1,75	0,67	0,52	2,00	1,26
Fabaceae	277,00	284,44	54,83	68,56	112,00	85,98	2,50	1,87	2,50	0,84	2,17	1,72
Hypericaceae	149,00	297,43	193,25	205,86	29,83	35,17	3,17	1,72	1,33	1,21	1,83	0,98
Juncaceae	10,33	5,13	107,00	186,70	165,50	273,96	1,33	1,75	1,17	0,75	1,67	0,82
Plantagoceae	42,92	34,65	16,08	14,46	56,17	88,03	2,42	1,00	2,25	1,54	2,17	1,03
Poaceae	6,00	6,06	131,83	172,90	3,00	1,22	1,17	0,98	1,33	0,52	0,17	0,41
Polygonaceae	108,00	239,70	71,92	125,00	28,58	38,25	2,42	1,56	1,83	1,27	1,33	0,49
Rosaceae	12,40	12,05	17,33	8,52	0,00	0,00	2,17	1,17	1,50	0,55	0,00	0,00

\*w 100 g suchej gleby \*\* w 50 g suchej gleby \*\*\* - odchylenie standardowe

Tab. 12. Zagęszczenie zarodników i gatunków AGM wśród korzeni 10 gatunków roślin uprawnych

Gatunek rośliny	Zagęszczenie zarodników						Zagęszczenie gatunków					
	Próby Polowe*			Kultury pułapkowe z**			Próby polowe			Kultury pułapkowe z		
	P. lanceolata			Z. mays			P. lanceolata			Z. mays		
	śr	SD***		śr	SD		śr	SD		śr	SD	
<i>Asparagus officinalis</i>	11,00	6,37	156,38	251,61	47,33	55,27	2,00	1,32	1,78	1,09	1,78	1,09
<i>Brassica napus</i>	32,25	30,24	42,71	82,16	66,44	71,83	2,56	1,59	1,69	1,22	2,22	1,09
<i>Beta vulgaris</i>	119,00	193,28	53,50	55,97	41,56	65,43	2,56	1,51	2,89	1,45	2,00	1,00
<i>Avena sativa</i>	46,89	75,87	118,78	187,79	45,89	61,61	2,56	1,01	2,33	1,00	2,22	0,80
<i>Hordeum vulgare</i>	35,00	70,93	118,78	187,79	17,56	12,83	2,78	2,22	2,56	1,13	1,78	0,67
<i>Secale cereale</i>	54,67	54,22	64,78	65,54	37,11	55,81	3,22	1,79	1,89	0,93	2,58	1,01
<i>Triticum aestivum</i>	102,78	295,72	186,44	159,97	24,78	36,94	2,44	1,24	2,33	1,22	1,56	0,52
<i>XTriticosecale</i>	19,00	15,22	72,00	65,63	109,88	227,45	1,89	1,27	2,50	1,41	1,86	0,69
<i>Zea mays</i>	46,67	59,07	367,89	438,37	295,67	286,09	2,67	1,00	2,78	1,39	1,67	1,12
<i>Solanum tuberosum</i>	15,11	14,23	121,88	124,68	163,56	271,49	1,78	1,30	2,56	1,24	2,20	0,79

\* w 100 g suchej gleby \*\* w 50 g suchej gleby \*\*\* - odchylenie standardowe

Tab. 13. Zagęszczenie zarodników i gatunków AGM wśród korzeni 15 gatunków roślin nieuprawnych

Gatunek rośliny	Zagęszczenie zarodników						Zagęszczenie gatunków					
	Próby			Kultury pułapkowe z**			Próby			Kultury pułapkowe z		
	Polowe*		Z. mays	P. lanceolata		Z. mays	polowe		P. lanceolata		Z. mays	
	śr	SD		śr	SD		śr	SD	śr	SD	śr	SD
<i>Achillea millefolium</i>	121,33	60,27	63,00	52,00	19,00	15,21	3,00	0,89	2,33	0,82	1,67	0,82
<i>Cirsium arvense</i>	87,33	60,38	89,00	84,86	15,83	20,64	4,00	1,55	3,50	1,97	2,33	1,21
<i>Melandrium album</i>	144,50	156,98	113,33	230,69	26,33	39,52	3,83	1,33	2,50	1,05	1,67	0,52
<i>Carex sylvatica</i>	10,00	7,32	10,33	7,17	36,75	24,41	2,17	0,75	1,67	0,82	1,60	1,14
<i>Sedum maximum</i>	35,25	36,33	13,60	10,33	13,31	10,07	2,33	2,42	2,00	1,26	2,00	0,89
<i>Equisetum arvense</i>	67,17	28,12	29,17	25,23	19,17	20,25	3,67	1,75	0,67	0,52	2,00	1,26
<i>Trifolium arvense</i>	277,00	284,44	54,83	68,56	112,00	85,98	2,50	1,87	2,50	0,84	2,17	1,72
<i>Hypericum perforatum</i>	149,00	297,43	193,25	205,86	29,83	35,17	3,17	1,72	1,33	1,21	1,83	0,98
<i>Juncus effusus</i>	10,33	5,13	107,00	186,70	165,50	273,96	1,33	1,75	1,17	0,75	1,67	0,82
<i>Plantago arenaria</i>	30,00	26,82	9,67	7,00	48,50	74,45	2,00	0,63	1,83	0,98	2,50	1,05
<i>Plantago lanceolata</i>	55,83	39,00	22,50	17,67	63,83	106,60	2,83	1,17	2,67	1,97	1,80	0,98
<i>Corynephorus canescens</i>	6,00	6,06	131,83	172,90	3,00	1,22	1,17	0,98	1,33	0,52	0,17	0,41
<i>Polygonum persicaria</i>	181,17	336,24	84,17	136,64	22,50	28,06	2,33	1,97	2,17	1,60	1,50	0,55
<i>Rumex acetosella</i>	34,83	22,41	59,67	19,98	34,67	48,39	3,00	1,10	1,50	0,84	1,17	0,41
<i>Potentilla anserina</i>	12,40	12,05	17,33	8,52	0,00	0,00	2,17	1,17	1,50	0,55	0,00	0,00

\* w 100 g suchej gleby \*\* w 50 g suchej gleby \*\*\* - odchylenie standardowe

Na podstawie przeprowadzonej analizy wariancji, z wykorzystaniem testu Duncana, stwierdzono istotne różnice ( $P=0,05$ ) w liczbie wyizolowanych zarodników AGM z prób polowych i kultur pułapkowych reprezentujących uwzględnione gatunki roślin.

W próbach polowych reprezentujących rośliny nieuprawne najczęściej ( $P=0,05$ ) zarodników utrzymywało *Trifolium arvense* (tab. 14), a najmniej *Corynephorus canescens*, *Carex sylvatica*, *Juncus effusus* i *Potentilla anserina*. U pozostałych gatunków roślin nieuprawnych obfitość zarodnikowania była podobna. W próbach polowych zebranych spod roślin uprawnych nie stwierdzono istotnych różnic w liczbie wyizolowanych zarodników.

W kulturach pułapkowych z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata* najczęściej zarodników stwierdzono ( $P=0,05$ ), gdy podłożem wzrostowym była mieszanina gleby ryzosferowej i korzeni zebrana spod *Zea mays*, a najmniej gdy *Plantago lanceolata* rosła w glebie pobranej spod *Brassica napus*. U pozostałych gatunków roślin nieuprawnych średnia liczba wyizolowanych zarodników była podobna.

W kulturach pułapkowych z *Zea mays* najczęściej ( $P=0,05$ ) zarodników AGM wyizolowano, gdy roślinę tę uprawiano w wazonach zawierających mieszaninę gleby i korzeni zebranych spod *Zea mays*. Wazonny reprezentujące *Asparagus officinalis*, *Avena sativa*, *Brassica napus*, *Beta vulgaris*, *Hordeum vulgare*, *Secale cereale*, *Triticum aestivum* i *XTriticosecale* utrzymywały najmniej zarodników ( $P=0,05$ ).

W kulturach pułapkowych z *Zea mays* i *Plantago lanceolata* zawierających mieszaniny gleby i korzeni zebrane spod wybranych gatunków roślin nieuprawnych nie stwierdzono istotnych różnic pod względem zarodnikowania w nich AGM.

Tab. 14. Zarodnikowanie grzybów arbuskularnych w ryzosferze roślin nieuprawnych i uprawnych województwa lubuskiego

Gatunek rośliny	Liczba zarodników AGM		
	Kontrola*	Kultury pułapkowe z**	
		<i>P. lanceolata</i>	<i>Z. mays</i>
	1	2	3
	Rośliny nieuprawne		
<i>Corynephorus canescens</i>	2,0a*	-	-
<i>Juncus effusus</i>	2,2a	-	-
<i>Potentilla anserina</i>	3,0a	-	-
<i>Carex sylvatica</i>	3,2a	-	-
<i>Sedum maximum</i>	3,9abc	-	-
<i>Plantago arenaria</i>	5,2abc	-	-
<i>Rumex acetosella</i>	5,8abc	-	-
<i>Plantago lanceolata</i>	7,0abc	-	-
<i>Equisetum arvense</i>	8,1abc	-	-
<i>Hypericum perforatum</i>	8,4abc	-	-
<i>Cirsium arvense</i>	8,2abc	-	-
<i>Polygonum persicaria</i>	10,2bc	-	-
<i>Melandrium album</i>	10,7bc	-	-



Tab. 14., c. d.

	1	2	3
<i>Achillea millefolium</i>	10,8bc	-	-
<i>Trifolium arvense</i>	11,8c	-	-
	Rośliny uprawne		
<i>Brassica napus</i>	-	3,8a	7,0a
<i>Avena sativa</i>	-	5,9ab	5,8a
<i>XTriticosecale</i>	-	6,9ab	6,3a
<i>Secale cereale</i>	-	7,2ab	5,2a
<i>Asparagus officinalis</i>	-	8,0ab	5,9a
<i>Hordeum vulgare</i>	-	8,6ab	4,0a
<i>Solanum tuberosum</i>	-	8,2ab	9,5ab
<i>Beta vulgaris</i>	-	10,9abc	5,4a
<i>Triticum aestivum</i>	-	12,0bc	4,1a
<i>Zea mays</i>	-	16,5c	14,3b

\*P= 0,05 wg testu Duncana; średnie z różnymi literami różnią się istotnie

### 2. 1. 1. 2. AGM wśród korzeni roślin chronionych

Występowanie AGM związanych z roślinami chronionymi określono na podstawie 48 prób korzeni i gleby ryzosferowej reprezentujących 6 gatunków roślin podlegających całkowitej i częściowej ochronie (tab. 3). Każdy gatunek rośliny chronionej reprezentowało 8 prób zebranych w czterech stanowiskach Łagowskiego Parku Krajobrazowego w Łagowie i w dwóch stanowiskach Pszczewskiego Parku Krajobrazowego w Trzcielu (tab. 1).

Zarodniki AGM występowały w 31,2% próbach gleby i korzeni (tab. 15). Reprezentowały one 6 z 13 poznanych rodzajów gromady Glomeromycota. Zidentyfikowano 11 gatunków z rodzaju *Glomus*, po dwa gatunki z rodzajów *Acaulospora* i *Scutellospora*, po jednym gatunku z rodzajów *Appendicispora*, *Archaeospora* i *Paraglomus* oraz dwa nieopisane morfotypy (po jednym z rodzajów *Glomus* i *Scutellospora*) i nieliczne zarodniki nierozpoznanych gatunków z rodzaju *Glomus*.

W kulturach pułapkowych z *Plantago lanceolata* AGM zarodnikowały w 29 wazonach, tj. 60,4%. Zarodniki te reprezentowały 12 gatunków AGM (*Ac. mellea*, *Arch. trappei*, *Gl. aggregatum*, *Gl. claroideum*, *Gl. constrictum*, *Gl. lamellosum*, *Gl. macrocarpum*, *Gl. mosseae*, *Gl. verruculosum*, *Sc. dipurpurescens*, *Sc. pellucida*, *Par. occultum*) i 2 nieopisane morfotypy (po jednym gatunku z rodzajów *Glomus* i *Scutellospora*), które znaleziono tylko w kulturach pułapkowych.

**Częstotliwość występowania gatunków.** Uwzględniając częstotliwość występowania AGM w próbach polowych i kulturach pułapkowych (tab. 15), gatunkami grzybów współwystępującymi najczęściej z korzeniami roślin chronionych (obecne w >18% prób) były *Gl. claroideum*, *Gl. constrictum* i *Sc. dipurpurescens*. Pozostałe gatunki występowały z częstotliwością od 2 do 8,33%.

**Dominacja.** Uwzględniając udział zarodników rozpoznanych gatunków w ogólnej liczbie zarodników wszystkich wyizolowanych grzybów arbuskularnych

z prób polowych, eudominatami (wsp. dominacji  $D > 20\%$ ) gleb ryzosferowych roślin chronionych województwa lubuskiego były *Gl. badium* i *Gl. constrictum* (tab. 15). Grupę dominantów ( $D = 10-20\%$ ) utworzyły *Ac. lacunosa* i *Gl. microcarpum*. Żaden z pozostałych gatunków nie zaklasyfikował się do subdominantów ( $D = 5-10\%$ ).

Tab. 15. Częstotliwość występowania i dominacja arbuskularnych grzybów mikoryzowych wśród korzeni roślin chronionych (%)

Gatunek grzyba	Częstotliwość		Współczynnik dominacji	
	Próby polowe	<i>Plantago lanceolata</i>	Próby polowe	<i>Plantago lanceolata</i>
<i>Appendicispora gerdemannii</i>	2,08		0,30	
<i>Acaulospora lacunosa</i>	6,25		17,86	
<i>Acaulospora mellea</i>		2,08		0,03
<i>Archaeospora trappei</i>		6,25		0,62
<i>Glomus aggregatum</i>		2,08		0,03
<i>Glomus badium</i>	2,08		29,76	
<i>Glomus claroideum</i>	4,17	20,83	2,38	79,29
<i>Glomus constrictum</i>	18,75	2,08	24,11	0,03
<i>Glomus geosporum</i>	2,08		0,30	
<i>Glomus lamellosum</i>		12,50		5,27
<i>Glomus macrocarpum</i>		2,08		0,03
<i>Glomus microaggregatum</i>	2,08		2,98	
<i>Glomus microcarpum</i>	4,17		16,67	
<i>Glomus mosseae</i>	6,25	6,25	1,49	1,46
<i>Glomus verruculosum</i>		2,08		0,03
<i>Glomus</i> 178		2,08		0,35
<i>Glomus</i> sp.		6,25		6,24
<i>Scutellospora dipurpurescens</i>	4,17	20,83	2,68	3,78
<i>Scutellospora pellucida</i>	2,08	4,17	1,49	0,49
<i>Scutellospora</i> 179		2,08		0,03
<i>Paraglomus laccatum</i>		8,33		2,29

**Zagęszczenie zarodników.** Ogólne średnie zagęszczenie zarodników AGM w polowych próbach glebowych zebranych spod roślin chronionych wyniosło  $7,00 \pm 10,69$  i wahało się od 0 do 100 w 100 g suchej gleby. W kulturach pułapkowych z glebami ryzosferowymi i korzeniami tych roślin oraz rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata* ogólne średnie zagęszczenie zarodników było znacznie wyższe (śr.  $60,06 \pm 85,02$ ; zakres 0-750 w 50 g suchej gleby).

W próbach polowych najwięcej zarodników utrzymywała *Jovibarba sobolifera*, a najmniej *Lycopodium clavatum* (tab. 16).

Z kultur pułapkowych najwięcej zarodników wyizolowano, gdy zawierały one mieszaniny gleby i korzeni spod *Convallaria majalis*. Liczne zbiorowiska zarodników również pochodziły z kultur reprezentujących *Vinca minor* (tab. 16).

Tab. 16. Zagęszczenie zarodników i gatunków AGM wśród korzeni 6 gatunków roślin chronionych w próbach polowych (a) i w kulturach pułapkowych z *Plantago lanceolata* (b).

Gatunek rośliny	Zagęszczenie zarodników				Zagęszczenie gatunków			
	a		b		a		b	
	śr	SD*	śr	SD	śr	SD	śr	SD
<i>Vinca minor</i>	3,1	3,7	69,7	103,6	0,87	0,9	0,6	0,8
<i>Convallaria majalis</i>	12,5	21,9	207,9	221,0	0,13	0,2	1,1	0,4
<i>Helichrysum arenarium</i>	7,2	12,7	16,4	20,8	0,25	0,4	0,7	0,7
<i>Lycopodium clavatum</i>	0,6	0,9	30,2	44,2	0,38	0,6	1,0	1,0
<i>Hedera helix</i>	1,0	1,2	19,9	26,5	0,50	0,6	0,7	0,5
<i>Jovibarba sobolifera</i>	17,5	17,5	16,2	19,1	1,13	1,2	1,2	1,2

\* - odchylenie standardowe

**Zagęszczenie gatunków.** Ogólne średnie zagęszczenie gatunków AGM w próbach zebranych w stanowiskach roślin chronionych wynosiło  $0,54 \pm 0,74$  i wahało się od 0 do 3 w 100 g suchej gleby. W kulturach pułapkowych było ono nieznacznie wyższe (śr  $1,00 \pm 0,79$ ; zakres 0-5 gatunku w 50 g suchej gleby).

Gatunkiem rośliny utrzymującą najwięcej gatunków AGM w próbach polowych była *Jovibarba sobolifera* (tab. 16).

Analizując wyniki badań kultur pułapkowych, zagęszczenie gatunków było dwukrotnie większe niż w próbach polowych. Najwięcej gatunków AGM było związanych z *Jovibarba sobolifera* (1,2), *Convallaria majalis* (1,1) i *Lycopodium clavatum* (1,0).

W badaniach Zubka et al. (2005) ogólne średnie zagęszczenie gatunków AGM związanych z roślinami chronionymi Górskiego Ogrodu Botanicznego w Zakopanem było wyższe niż to stwierdzone w niniejszej pracy. Jednak w obu przeprowadzonych badaniach najczęściej ujawnianymi gatunkami były *Glomus claroidum* i *Gl. constrictum*.

## 2. 1. 2. Rozmieszczenie grzybów arbuskularnych i uwagi o znalezionych gatunkach

Skróty

- nu - liczba prób glebowych pochodzących spod roślin uprawnych rosnących w polu, w których zidentyfikowano dany gatunek grzyba
- nup - liczba kultur pułapkowych reprezentujących rośliny uprawne z zarodnikami danego gatunku grzyba, gdy rośliną gospodarzem była *Plantago lanceolata*
- nuz - liczba kultur pułapkowych reprezentujących rośliny uprawne z zarodnikami danego gatunku grzyba, gdy rośliną gospodarzem była *Zea mays*
- nn - liczba prób glebowych pochodzących spod roślin nieuprawnych rosnących w polu, w których zidentyfikowano dany gatunek grzyba
- nnp - liczba kultur pułapkowych reprezentujących rośliny nieuprawne z zarodnikami danego gatunku grzyba, gdy rośliną gospodarzem była

*Plantago lanceolata*

nnz - liczba kultur pułapkowych reprezentujących rośliny nieuprawne z zarodnikami danego gatunku grzyba, gdy rośliną gospodarzem była *Zea mays*

1. ***Acaulospora capsicula*** Blaszk.

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 161nn.

Zarodniki *Acaulospora capsicula* znaleziono tylko w jednej próbie glebowej pochodzącej spod *Sedum maximum* rosnącego w miejscowości Rzepin.

Badania przeprowadzone przez Błaszkwskiego (1993a) oraz Iwaniuk i Błaszkwskiego (2004) ujawniły *Ac. capsicula* tylko w pięciu stanowiskach uprawnych i nieuprawnych Polski.

Poza Polską zarodniki *Ac. capsicula* znaleziono w polu położonym na terenie Duke University, w Północnej Karolinie, USA (Schultz et al. 1999) i w glebach rolniczych Chin (Wang et al. 2008).

2. ***Acaulospora lacunosa*** J.B. Morton

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 175nn.

Autor niniejszej pracy znalazł zarodniki *Ac. lacunosa* tylko pod *Corynephorus canescens* rosnącym w miejscowości Stary Jaromierz.

*Acaulospora lacunosa* została oryginalnie opisana na podstawie zarodników wyodrębnionych spośród korzeni *Andropogon virginicus* L. rosnącego w Zachodniej Wirginii (Morton 1986).

Jest to gatunek powszechnie występujący w wydmach Morza Bałtyckiego (Błaszkwski 1990b, 1993b, 1994; Tadych, Błaszkwski 2000a) i w stanowiskach roślin uprawnych oraz innych nieuprawnych Polski (Błaszkwski 1993a; Tadych, Błaszkwski 2000b).

3. ***Acaulospora koskei*** Blaszk.

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 107nn.

Zarodniki *Ac. koskei* stwierdzono tylko w jednej próbie glebowej reprezentującej *Juncus effusus* zebranej na terenie Pszczewskiego Parku Krajobrazowego w Trzciel.

*Acaulospora koskei* została oryginalnie opisana z zarodników wyodrębnionych spośród korzeni *Agrostis stolonifera* L., *Ammophila arenaria* (L.) Link. i *Juncus articulatus* L. rosnących na terenie Słowińskiego Parku Narodowego (Błaszkwski 1995a; Tadych, Błaszkwski 2000a).

4. ***Acaulospora mellea*** Spain et. N.C. Schenck

nu=0; nn=2; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 94nn, 97nn.

Zarodniki *Ac. mellea* odnotowano w dwóch próbach gleby ryzosferowej pobranej spod *Equisetum arvense* i *Sedum maximum*.

Badania przeprowadzone przez Błaszkwskiego w latach 1985-2002 ujawniły zarodniki tego grzyba w 40 stanowiskach uprawnych i nieuprawnych Polski (Błaszkwski inf. ustna).

#### 5. ***Acaulospora paulinae*** Blaszk.

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 175nn.

Zarodniki *Ac. paulinae* stwierdzono tylko w jednej próbie glebowej pochodzącej spod *Corynephorus canescens* rosnącego w Starym Jaromierzu. (nr próby 101)

W Polsce *Ac. paulinae* ujawniono w wydmach wybrzeża gdańskiego, Półwyspu Helskiego, w Słowińskim Parku Narodowym (Błaszkwski 1993a, 1994; Tadych, Błaszkwski, 2000a), pod roślinami rosnącymi w Borach Tucholskich (Tadych, Błaszkwski 2000b) i w stanowiskach uprawnych województwa zachodniopomorskiego (Iwaniuk, Błaszkwski 2004).

*Acaulospora paulinae* została znaleziona w glebach wielu innych regionów świata, np. w wydmach nadmorskich przyległych do Tel-Awivu, Izrael (Błaszkwski et al. 2001b) i w polu golfowym Rhode Island, USA (Koske et al. 1997).

#### 6. ***Archaeospora trappei*** (R.N. Ames et. Linderman) J.B. Morton & D. Redecker emend. Spain

nu=0; nn=0; nup=0; nnp=2; nuz=2; nnz=4: 110nnp, 119nnp, 43nuz, 44nuz, 90nnz, 92nnz, 190nnz, 112nnz.

Zarodniki *Arch. trappei* znaleziono tylko w kulturach pułapkowych z mieszaninami gleby i korzeni pobranymi spod *Asparagus officinalis*, *Carex sylvatica*, *Plantago arenaria*, *P. lanceolata* i *Polygonum persicaria*.

W Polsce *Arch. trappei* stwierdzono w próba gleby i korzeni pochodzących z Pustyni Błędowskiej (Błaszkwski et al. 1999; Błaszkwski et al. 2002a), Słowińskiego Parku Narodowego (Tadych, Błaszkwski 2000a), Mierzei Wiślanej (Błaszkwski et al. 2002b) i Borów Tucholskich (Tadych, Błaszkwski 2000b).

*Archaeospora trappei* występuje powszechnie w świecie. Dotychczas znajdowano jej zarodniki w Australii, Brazylii, Kubie, Japonii, Namibii, Południowej Afryce, Szkocji (Morton, Redecker 2001), wielu regionach U.S.A. (Bever et al. 1996; Hetrick, Bloom, 1983; Morton, Redecker 2001; Schenck, Kinloch 1980; Walker et al. 1982), Islandii (Greipsson et al. 2002), Niemczech, Szwajcarii i Francji (Blaschke 1991; Oehl et al. 2005), Chinach (Gai et al. 2006) i Tajwanie (Wu, Chen 1986).

#### 7. ***Appendicispora gerdemannii*** (S.L. Rose, B.A. Daniels et Trappe) Spain, Oehl et. Sieverd.

nu=0; nn=5; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=2: 82nn, 102nn, 103nn, 110nn, 122nn, 32nnz, 84nnz.

W niniejszych badaniach zarodniki *Ap. gerdemannii* ujawniono w pięciu próbach polowych pobranych spod roślin nieuprawnych: *Achillea millefolium*,

*Hypericum perforatum*, *Plantago arenaria* i *Rumex acetosella* oraz w dwóch kulturach pułapkowych z rośliną żywicielską *Zea mays*.

*Appendicispora gerdemannii* jest prawdopodobnie szeroko rozpowszechniona w różnych regionach świata. Zarodniki tego gatunku znaleziono m. in. w USA (Allen, MacMahon 1985; Bever et al. 1996; Koske et al. 1977; Nicolson, Schenck 1979; Rose et al. 1979), Brazylii (Moreira-Souza et al. 2003), Kolumbii (Dodd et al. 1990) i Australii (Morton, Redecker 2001).

#### 8. ***Entrophospora baltica*** Blaszk.

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 179nn.

*Entrophospora baltica* wyodrębniono tylko z jednej próby glebowej pobranej spod *Potentilla anserina* rosnącej w Słońsku.

*Entrophospora baltica* została oryginalnie opisana z zarodników wyizolowanych z mieszaniny korzeni i gleby ryzosferowej *Ammophila arenaria* pochodzącej z wydmy Świnoujścia (Błaszowski et al. 1998a). Gatunek ten odnotowano również wśród różnych gatunków roślin wydmowych Słowińskiego Parku Narodowego (Tadych, Błaszowski 2000a).

Ponadto zarodniki *Entrophospora baltica* znaleziono w kilku alpejskich wyniesieniach w Szwajcarii (Sieverding, Oehl 2006).

#### 9. ***Entrophospora infrequens*** (I.R. Hall) R.N. Ames et R.W. Schneid. emend. Oehl et Sieverd.

nu=0; nn=1; nup=5; nnp=3; nuz=4; nnz=2: 106nn, 4nup, 14nup, 136nup, 137nup, 156nup, 28nnp, 87nnp, 111nnp, 57nuz, 64nuz, 77nuz, 80nuz, 111nnz, 167nnz.

*Entrophospora infrequens* była jednym z subdominantów w wazonach pułapkowych z mieszaninami gleby i korzeni roślin nieuprawnych województwa lubuskiego.

*Entrophospora infrequens* została oryginalnie opisana jako *Gl. infrequens* I.R. Hall na podstawie zarodników zebranych w Nowej Zelandii (Hall 1997). Opis ten był jednak niekompletny. Po dokładnym poznaniu całego cyklu stadium rozwojowego, grzyb ten został przeniesiony do nowego rodzaju, *Entrophospora* R.N. Ames et. R.W. Schneid.

W badaniach przeprowadzonych przez Błaszowskiego (1993a, b) oraz Iwaniuk i Błaszowskiego (2004) gatunek ten zarodnikował zarówno w glebach uprawnych i nieuprawnych, jednakże rzadko i w małym zagęszczeniu.

#### 10. ***Gigaspora gigantea*** (Nicol. et Gerd.) Gerd. et Trappe

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 38nn.

*Gigaspora gigantea* występowała wśród korzeni i gleby pobranych spod *Polygonum persicaria* rosnącej w miejscowości Żydowo.

W Polsce *Gi. gigantea* ujawniono wśród korzeni różnych roślin wydmowych wybrzeża Morza Bałtyckiego (Błaszowski 1990c, 1993b, 1994; Tadych, Błaszowski 2000a).

11. ***Gigaspora margarita*** W.N. Becker et I.R. Hall

nu=0; nn=2; nup=0; nnp=4; nuz=0; nnz=2: 103nn, 116nn, 85nnp, 86nnp, 116nnp, 177nnp, 93nnz, 101nnz.

Niniejsze praca jest drugim stanowiskiem występowania *Gi. margarita* w Polsce i Europie (Błaszowski et al. 2006).

*Gigaspora margarita* prawdopodobnie ma ogólnoswiatowe rozmieszczenie. Gatunek ten został oryginalnie ujawniony pod *Glycine max* (L.) Merr. w USA (Becker, Hall 1976).

12. ***Glomus aggregatum*** N.C. Schenck et G.S. Sm. emend. Koske

nu=5; nn=9; nup=3; nnp=10; nuz=2; nnz=2: 3nu, 7nu, 10nu, 43nu, 61nu, 22nn, 26nn, 85nn, 30nn, 92nn, 101nn, 108nn, 120nn, 123nn, 20nup, 127nup, 149nup, 30nnp, 31nnp, 28nnp, 42nnp, 81nnp, 85nnp, 90nnp, 125nnp, 174nnp, 180nnp, 55nuz, 138nuz, 85nnz, 118nnz.

W czasie omawianych badań *Gl. aggregatum* znaleziono w 25 stanowiskach roślin uprawnych i nieuprawnych oraz w uprawie szklarniowej.

W badaniach przeprowadzonych przez Błaszowskiego et al. (2002a), *Gl. aggregatum* było trzecim najczęściej występującym gatunkiem w próbach glebowych zebranych z Pustyni Błędowskiej. *Glomus aggregatum* występowało wśród różnych gatunków roślin wydm przyległych do Morza Bałtyckiego (Błaszowski 1991, 1993a, 1994; Błaszowski et al. 2002a; Tadych, Błaszowski 2000a)

13. ***Glomus badium*** Oehl, Redecker et Sieverd.

nu=1; nn=8; nup=0; nnp=3; nuz=0; nnz=1: 62nu, 85nn, 89nn, 96nn, 104nn, 105nn, 107nn, 114nn, 120nn, 101nnp, 107nnp, 113nnp, 99nnz.

W niniejszych badaniach *Gl. badium* znaleziono pod *Hordeum vulgare*, w 8 stanowiskach roślin nieuprawnych oraz w 4 kulturach pułpkowych zawierających mieszaniny gleby i korzeni reprezentujące tylko rośliny nieuprawne.

*Glomus badium* po raz pierwszy znaleziono wśród korzeni różnych gatunków traw rosnących w Niemczech, Francji i Szwajcarii (Oehl et al. 2005).

14. ***Glomus caledonium*** (Nicol. et Gerd.) Trappe et Gerd.

nu=16; nn=5; nup=34; nnp=9; nuz=27; nnz=16: 1nu, 11nu, 15nu, 45nu, 49nu, 50nu, 52nu, 55nu, 59nu, 60nu, 65nu, 68nu, 75nu, 133nu, 151nu, 152nu, 25nn, 32nn, 99nn, 114nn, 115nn, 3nup, 5nup, 10nup, 11nup, 12nup, 14nup, 15nup, 16nup, 20nup, 21nup, 46nup, 47nup, 48nup, 56nup, 59nup, 60nup, 65nup, 68nup, 71nup, 72nup, 73nup, 74nup, 75nup, 76nup, 77nup, 80nup, 132nup, 133nup, 141nup, 145nup, 148nup, 151nup, 152nup, 155nup, 22nnp, 84nnp, 93nnp, 94nnp, 101nnp, 119nnp, 166nnp, 176nnp, 179nnp, 1nuz, 5nuz, 6nuz, 7nuz, 12nuz, 19nuz, 20nuz, 21nuz, 43nuz, 44nuz, 47nuz, 49nuz, 58nuz, 64nuz, 71nuz, 72nuz, 73nuz, 80nuz, 128nuz, 129nuz, 130nuz, 131nuz, 132nuz, 135nuz, 140nuz, 149nuz, 156nuz, 22nnz, 23nnz, 24nnz, 25nnz, 26nnz, 28nnz, 29nnz, 30nnz, 31nnz, 33nnz, 35nnz, 86nnz, 88nnz, 106nnz, 163nnz, 172nnz.

W niniejszych badaniach *Gl. caledonium* było trzecim najczęściej znajduwanym gatunkiem w próbach glebowych pochodzących spod roślin uprawnych. Gatunek ten jest jednym z najczęściej występujących grzybów arbuskularnych w Polsce (Błaszowski 1989, 1993a; Iwaniuk, Błaszowski 2004).

Według danych literaturowych *Gl. caledonium* jest szeroko rozpowszechniony w świecie i odnotowano go w różnych stanowiskach uprawnych USA (Gerdemann, Trappe 1974; Koske 1987, Miller et al. 1985), Szkocji (Nicolson, Gerdemann 1968), Izraela (Błaszowski et al. 2001b), Indii (Selvaraj, Subramanian 1987), Tajwanu (Wu, Chen 1986) i Australii (Hall, Abbott 1984; McGee 2002).

#### 15. *Glomus claroideum* N.C. Schenck et G.S. Sm.

nu=25; nn=18; nup=51; nnp=40; nuz=56; nnz=36: 11nu, 15nu, 18nu, 21nu, 44nu, 46nu, 47nu, 48nu, 49nu, 52nu, 53nu, 54nu, 56nu, 58nu, 62nu, 63nu, 66nu, 67nu, 72nu, 73nu, 78nu, 79nu, 80nu, 137nu, 153nu, 27nn, 29nn, 30nn, 32nn, 33nn, 37nn, 81nn, 83nn, 91nn, 92nn, 95nn, 107nn, 111nn, 119nn, 124nn, 125nn, 158nn, 180nn, 1nup, 2nup, 3nup, 4nup, 5nup, 6nup, 7nup, 9nup, 10nup, 11nup, 12nup, 14nup, 15nup, 19nup, 20nup, 44nup, 45nup, 47nup, 54nup, 56nup, 58nup, 59nup, 60nup, 64nup, 65nup, 67nup, 68nup, 69nup, 71nup, 72nup, 73nup, 74nup, 75nup, 78nup, 79nup, 80nup, 126nup, 127nup, 131nup, 135nup, 136nup, 137nup, 138nup, 140nup, 149nup, 150nup, 151nup, 152nup, 153nup, 155nup, 156nup, 22nnp, 24nnp, 25nnp, 27nnp, 29nnp, 30nnp, 31nnp, 32nnp, 33nnp, 34nnp, 38nnp, 84nnp, 91nnp, 93nnp, 94nnp, 97nnp, 100nnp, 102nnp, 103nnp, 104nnp, 105nnp, 106nnp, 108nnp, 113nnp, 122nnp, 123nnp, 157nnp, 158nnp, 160nnp, 161nnp, 163nnp, 165nnp, 170nnp, 171nnp, 171nnp, 172nnp, 173nnp, 174nnp, 178nnp, 179nnp, 2nuz, 4nuz, 6nuz, 7nuz, 10nuz, 11nuz, 12nuz, 13nuz, 15nuz, 16nuz, 20nuz, 44nuz, 47nuz, 48nuz, 50nuz, 54nuz, 56nuz, 57nuz, 58nuz, 60nuz, 61nuz, 62nuz, 63nuz, 64nuz, 65nuz, 68nuz, 70nuz, 71nuz, 72nuz, 73nuz, 74nuz, 75nuz, 76nuz, 77nuz, 78nuz, 79nuz, 80nuz, 126nuz, 127nuz, 128nuz, 130nuz, 131nuz, 132nuz, 134nuz, 136nuz, 137nuz, 138nuz, 141nuz, 142nuz, 145nuz, 146nuz, 147nuz, 149nuz, 151nuz, 153nuz, 154nuz, 23nnz, 28nnz, 30nnz, 32nnz, 33nnz, 42nnz, 84nnz, 86nnz, 87nnz, 89nnz, 92nnz, 93nnz, 99nnz, 102nnz, 103nnz, 104nnz, 105nnz, 106nnz, 113nnz, 117nnz, 119nnz, 120nnz, 121nnz, 158nnz, 159nnz, 160nnz, 161nnz, 162nnz, 165nnz, 166nnz, 167nnz, 169nnz, 170nnz, 171nnz, 173nnz, 174nnz.

*Glomus claroideum* było drugim najczęściej znajduwanym gatunkiem w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego. Było ono związane z wszystkimi uwzględnionymi gatunkami roślin.

*Glomus claroideum* było trzecim najczęściej występującym gatunkiem AGM wśród zarodników wyizolowanych z 199 prób gleby ryzosferowej zebranych spod 10 gatunków roślin uprawianych w 106 miejscowościach województwa zachodniopomorskiego (Błaszowski et al. 2003; Iwaniuk, Błaszowski 2004).

*Glomus claroideum* zostało oryginalnie opisane na podstawie zarodników wyizolowanych spod *Glycine max* (L.) Merr. uprawianego na Florydzie (Schenck, Smith 1982).



16. ***Glomus clarum*** Nicol. et Smith

nu=0; nnu=0; nup=0; nnp=5; nuz=0; nnz=0: 86nnp, 101nnp, 112nnp, 113nnp, 164nnp.

*Glomus clarum* ujawniono tylko w pięciu kulturach pułapkowych z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata* uprawianą w mieszaninach gleby i korzeni pobranych spod *Cirsium arvense*, *P. lanceolata* i *Trifolium arvense*.

W Polsce grzyb ten był wcześniej znajduwany w wydmach nadmorskich (Błaszowski 1994; Błaszowski et al. 2002a) i śródlądowych (Błaszowski et al. 2002b).

17. ***Glomus constrictum*** Trappe

nu=26; nn=46; nup=10; nnp=24; nuz=1; nnz=8: 1nu, 4nu, 5nu, 6nu, 9nu, 10nu, 11nu, 14nu, 16nu, 18nu, 19nu, 20nu, 21nu, 43nu, 44nu, 46nu, 48nu, 49nu, 51nu, 53nu, 58nu, 61nu, 62nu, 63nu, 75nu, 149nu, 22nn, 23nn, 25nn, 26nn, 27nn, 28nn, 29nn, 30nn, 32nn, 33nn, 34nn, 35nn, 36nn, 37nn, 38nn, 39nn, 40nn, 41nn, 42nn, 81nn, 84nn, 85nn, 87nn, 89nn, 93nn, 94nn, 95nn, 97nn, 98nn, 99nn, 100nn, 101nn, 102nn, 106nn, 109nn, 110nn, 112nn, 115nn, 117nn, 118nn, 123nn, 124nn, 125nn, 158nn, 172nn, 173nn, 1nup, 9nup, 16nup, 18nup, 20nup, 21nup, 50nup, 61nup, 75nup, 130nup, 25nnp, 26nnp, 28nnp, 29nnp, 30nnp, 34nnp, 36nnp, 37nnp, 39nnp, 42nnp, 81nnp, 85nnp, 86nnp, 89nnp, 90nnp, 97nnp, 98nnp, 101nnp, 106nnp, 112nnp, 120nnp, 121nnp, 158nnp, 159nnp, 74nuz, 32nnz, 39nnz, 97nnz, 99nnz, 108nnz, 109nnz, 110nnz, 172nnz.

*Glomus constrictum* odnotowano w 51% prób glebowych reprezentujących gatunki roślin nieuprawnych i w 29% prób pochodzących spod roślin uprawnych województwa lubuskiego.

W badaniach przeprowadzonych przez Błaszowskiego (1990a) w latach 1985-1990 *Gl. constrictum* było trzecie pod względem częstości występowania w glebach uprawnych i nieuprawnych Polski.

18. ***Glomus deserticola*** Trappe et al.

nu=22; nn=23; nup=14; nnp=9; nuz=1; nnz=0: 1nu, 2nu, 3nu, 5nu, 6nu, 7nu, 9nu, 10nu, 12nu, 13nu, 14nu, 15nu, 16nu, 17nu, 18nu, 19nu, 20nu, 21nu, 67nu, 77nu, 146nu, 147nu, 23nn, 24nn, 25nn, 26nn, 28nn, 29nn, 30nn, 31nn, 32nn, 33nn, 34nn, 35nn, 36nn, 38nn, 39nn, 40nn, 41nn, 42nn, 90nn, 97nn, 100nn, 113nn, 121nn, 1nup, 3nup, 6nup, 9nup, 13nup, 14nup, 16nup, 17nup, 20nup, 57nup, 61nup, 62nup, 133nup, 146nup, 25nnp, 26nnp, 32nnp, 35nnp, 36nnp, 37nnp, 39nnp, 99nnp, 117nnp, 11nuz.

W glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego *Gl. deserticola* występowało z podobną częstotliwością.

Gatunek ten prawdopodobnie powszechnie występuje w różnych regionach świata i został odnotowany m. in. w USA (Augé 1989; Bloss, Walker 1987; Sylvia 1986; Sylvia i Will 1988; Trappe et al. 1984), Hiszpanii (Arines, Vilarino 1991), Polsce (Błaszowski 1990c, 1993a, b, 1994; Tadych, Błaszowski 2000a) i Indiach (Ragupathy, Mahadevan 1993).

19. ***Glomus fasciculatum*** (Thaxt.) Gerd. et Trappe emend. C. Walker & Koske  
nu=4; nn=11; nup=2; nnp=4; nuz=2; nnz=0: 19nu, 48nu, 54nu, 132nu, 82nn, 84nn, 89nn, 90nn, 98nn, 101nn, 103nn, 104nn, 108nn, 120nn, 123nn, 75nup, 126nup, 32nnp, 86nnp, 90nnp, 108nnp, 128nuz, 143nuz.

*Glomus fasciculatum* zarodnikowało tylko w 15 próbach polowych reprezentujących rośliny uprawne i nieuprawne województwa lubuskiego.

W Polsce *Gl. fasciculatum* odnotowano w wydmach Morza Bałtyckiego (Błaszowski 1993a, 1994, 1995b; Błaszowski et al. 2002b; Tadych, Błaszowski 2000a), Pustyni Błędowskiej (Błaszowski et al. 2002a) oraz w różnych innych stanowiskach uprawnych i nieuprawnych (Błaszowski 1993b)

Grzyb ten ma ogólnosiwiatowe rozmieszczenie (Bergen i Koske 1984; Dalpé 1989; Gemma i Koske 1989; Giovannetti i Nicolson 1983; Talukdar i Germida 1993).

20. ***Glomus fuegianum*** (Speg.) Trappe et Gerd.

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 39nn.

*Glomus fuegianum* zostało wyizolowane przez autora niniejszej pracy tylko z jednej próby glebowej pobranej spod *Polygonum persicaria* rosnącego w Sierczynku.

W badaniach przeprowadzonych przez Błaszowskiego et al. (1998a) *Gl. fuegianum* odnotowano w trzech próbach gleby i korzeni zebranych z spod *Juniperus communis* L. rosnącego w wydmach Kampinoskiego Parku Narodowego.

21. ***Glomus geosporum*** (Nicol. et Gerd.) C. Walker

nu=3; nn=5; nup=0; nnp=0; nuz=2; nnz=0: 53nu, 58nu, 74nu, 28nn, 33nn, 35nn, 163nn, 168nn, 15nuz, 155nuz.

W niniejszej pracy *Gl. geosporum* odnotowano zarówno w stanowiskach roślin uprawnych, jak i nieuprawnych.

W badaniach przeprowadzonych przez Błaszowskiego (1993a) *Gl. geosporum* było piąte pod względem częstości występowania grzybów arbuskularnych w gleb uprawnych dawnego województwa szczecińskiego.

Doniesienia literaturowe potwierdzają, że *Gl. geosporum* jest szeroko rozprzestrzenione w świecie i zostało odnotowane m. in. w stanowiskach uprawnych i nieuprawnych Kanady (Hamel et al. 1994), U.SA (Koske, Tews 1987; Schenck, Smith 1981), Brazylii (Moreira-Souza et al. 2003), Niemiec (Hildebrandt et al. 2001; Oehl et al. 2003), Francji i Szwecji (Oehl et al. 2003), Izraela (Błaszowski et al. 2001b) i Nowej Zelandii (Hall 1977; Johnson 1977).

22. ***Glomus lamellosum*** Dalpé, Koske et Tews

nu=0; nn=0; nup=1; nnp=7; nuz=1; nnz=6: 76nup, 28nnp, 33nnp, 40nnp, 41nnp, 83nnp, 99nnp, 160nnp, 5nuz, 27nnz, 29nnz, 99nnz, 100nnz, 101nnz, 111nnz.

Obecność *Gl. lamellosum* w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego stwierdzono tylko w piętnastu kulturach pułapkowych z dwiema użytymi roślinami gospodarzami.

W Polsce Błaszowski et al. (2002b) odnotowali *Gl. lamellosum* również w dwóch próbach gleby ryzosferowej zebranej z wydmy Świnoujścia

*Glomus lamellosum* oryginalnie opisano na podstawie zarodników wyizolowanych przez Dalpé et al. (1992) ze strefy korzeni *Ammophila breviligulata* porastającej wydmy Nottawasaga Bay w Georgian Bay Ontario, Kanada.

### 23. *Glomus macrocarpum* Tul. et C. Tul.

nu=8; nn=15; nup=1; nnp=0; nuz=0; nnz=0: 4nu, 7nu, 49nu, 50nu, 62nu, 64nu, 66nu, 80nu, 27nn, 31nn, 34nn, 82nn, 84nn, 85nn, 88nn, 91nn, 93nn, 97nn, 100nn, 104nn, 120nn, 123nn, 125nn, 128nup.

W niniejszej pracy występowanie *Gl. macrocarpum* stwierdzono w 7,2% prób pochodzących spod roślin uprawnych i 13,5% prób reprezentujących rośliny nieuprawne.

Dane literaturowe potwierdzają, że *Gl. macrocarpum* jest powszechnie występującym gatunkiem wśród roślin uprawnych i nieuprawnych Polski oraz innych regionów świata; jednak występuje ono rzadziej niż inne gatunki z Glomeromycota (Błaszowski 1993a, b, d, 1994, 1995b; Błaszowski et al. 2002a; Hall, Abbott 1984; Tadych, Błaszowski 2000a, b).

### 24. *Glomus microcarpum* Tul. et C. Tul.

nu=1; nn=6; nup=0; nnp=1; nuz=0; nnz=1: 2nu, 30nn, 39nn, 94nn, 98nn, 103nn, 173nn, 39nnp, 168nnz.

*Glomus microcarpum* zidentyfikowano w próbach polowych i kulturach pułapkowych reprezentujących *Beta vulgaris*, *Equisetum arvense*, *Hypericum perforatum*, *Melandrium album*, *Plantago arenaria*, *Polygonum persicaria* i *Sedum maximum*.

W Polsce *Gl. microcarpum* określono w 40 stanowiskach roślin uprawnych i nieuprawnych (Błaszowski 1993d, 1994; Błaszowski et al. 2002a; Tadych, Błaszowski 2000a; Iwaniuk, Błaszowski 2004).

*Glomus microcarpum* zostało oryginalnie opisane na podstawie zarodników zebranych z okolicy Paryża (Tulasne i Tulasne 1845).

### 25. *Glomus mosseae* (Nicol. et Gerd.) Gerd. et Trappe

nu=71; nn=24; nup=55; nnp=28; nuz=54; nnz=23: 1nu, 2nu, 4nu, 5nu, 6nu, 7nu, 8nu, 10nu, 11nu, 12nu, 13nu, 14nu, 15nu, 16nu, 18nu, 20nu, 21nu, 43nu, 45nu, 47nu, 48nu, 49nu, 50nu, 51nu, 53nu, 54nu, 56nu, 57nu, 60nu, 61nu, 62nu, 63nu, 64nu, 65nu, 66nu, 67nu, 68nu, 69nu, 70nu, 71nu, 72nu, 73nu, 74nu, 76nu, 77nu, 78nu, 79nu, 80nu, 128nu, 129nu, 131nu, 132nu, 133nu, 134nu, 135nu, 136nu, 137nu, 138nu, 139nu, 140nu, 142nu, 143nu, 144nu, 145nu, 147nu, 149nu, 150nu, 151nu, 152nu, 153nu, 156nu, 23nn, 26nn, 29nn, 32nn, 33nn, 36nn, 41nn, 42nn, 83nn, 85nn, 86nn, 87nn, 88nn, 94nn, 99nn, 103nn,

112nn, 116nn, 122nn, 157nn, 159nn, 165nn, 166nn, 167nn, 1nup, 2nup, 4nup, 7nup, 8nup, 10nup, 11nup, 12nup, 13nup, 14nup, 21nup, 46nup, 47nup, 48nup, 49nup, 50nup, 52nup, 53nup, 54nup, 56nup, 59nup, 60nup, 61nup, 62nup, 63nup, 66nup, 68nup, 69nup, 72nup, 74nup, 76nup, 77nup, 78nup, 79nup, 80nup, 127nup, 129nup, 131nup, 132nup, 133nup, 134nup, 136nup, 137nup, 138nup, 139nup, 140nup, 141nup, 142nup, 143nup, 144nup, 145nup, 147nup, 153nup, 155nup, 156nup, 23nnp, 26nnp, 33nnp, 34nnp, 81nnp, 83nnp, 84nnp, 87nnp, 93nnp, 95nnp, 96nnp, 99nnp, 100nnp, 102nnp, 103nnp, 116nnp, 118nnp, 119nnp, 120nnp, 124nnp, 160nnp, 163nnp, 164nnp, 165nnp, 173nnp, 174nnp, 178nnp, 180nnp, 1nuz, 2nuz, 3nuz, 4nuz, 6nuz, 7nuz, 8nuz, 9nuz, 11nuz, 12nuz, 13nuz, 20nuz, 47nuz, 48nuz, 50nuz, 51nuz, 52nuz, 53nuz, 55nuz, 56nuz, 57nuz, 58nuz, 59nuz, 60nuz, 61nuz, 62nuz, 63nuz, 64nuz, 65nuz, 66nuz, 67nuz, 68nuz, 69nuz, 71nuz, 72nuz, 73nuz, 74nuz, 75nuz, 76nuz, 77nuz, 78nuz, 80nuz, 132nuz, 133nuz, 134nuz, 136nuz, 138nuz, 139nuz, 140nuz, 143nuz, 144nuz, 145nuz, 155nuz, 156nuz, 23nnz, 24nnz, 25nnz, 27nnz, 32nnz, 36nnz, 82nnz, 83nnz, 84nnz, 94nnz, 98nnz, 99nnz, 101nnz, 102nnz, 105nnz, 113nnz, 115nnz, 122nnz, 160nnz, 163nnz, 165nnz, 171nnz, 174nnz.

*Glomus mosseae* było najczęściej znajdowanym gatunkiem AGM w próbach polowych zebranych spod roślin uprawnych i w kulturach pułapkowych z mieszaninami gleby i korzeni tych roślin i roślinami gospodarzami *Plantago lanceolata* i *Zea mays*.

W badaniach Iwaniuk i Błaszkwskiego (2004) *Gl. mosseae* było drugie pod względem częstości występowania i jednym z eudominantów wśród ujawnionych gatunków AGM w glebach uprawnych województwa zachodniopomorskiego.

Holotyp *Gl. mosseae* pochodzi spod *Triticum aestivum* uprawianego w Szkocji (Nicolson, Gerdemann 1968). *Glomus mosseae* jest jednym z najczęściej wymienianych gatunków AGM w literaturze.

W stanowiskach uprawnych stwierdzano zarodniki tego grzyba m. in. we wielu stanach USA (An et al. 1993; Schenck, Smith 1981; Stahl, Christensen 1982; Miller et al. 1985), Kanady (Hamel et al. 1994;), Francji (Gianinazzi, Gianinazzi-Pearson 1986), Niemczech (Land, Schönbeck 1991), Finlandii (Vestberg 1995) i Australii (Hayman, Stovold 1979).

## 26. *Glomus pansihalos* S.M. Berch et Koske

nu=0; nn=0; nup=0; nnp=1; nuz=0; nnz=0: 108nnp.

Tylko jedna kultura pułapkowa reprezentująca *Plantago arenaria* ujawniła obecność *Gl. pansihalos* w glebach województwa lubuskiego.

W Polsce *Gl. pansihalos* występowało w różnych stanowiskach wydmych Morza Bałtyckiego (Błaszkwski 1993b; Tadych, Błaszkwski 2000a).

*Glomus pansihalos* prawdopodobnie występuje powszechnie w różnych rejonach świata. Gatunek ten został oryginalnie opisany na podstawie zarodników wyizolowanych z wydmy Kalifornii, New Jersey i Michigan (Berch i Koske 1986).

27. ***Glomus pustulatum*** Koske, Friese, C. Walker et Dalpé

nu=0; nn=0; nup=0; nnp=1; nuz=0; nnz=1: 31nnp, 108nnz.

W niniejszych badaniach *Gl. pustulatum* ujawniono tylko w dwóch kulturach pułapkowych reprezentujących *Equisetum arvense* i *Plantago arenaria*.

W Polsce *Gl. pustulatum* zostało znalezione w wydmach Słowińskiego Parku Narodowego (Błaszowski 1994; Tadych, Błaszowski 2000a), Świnoujścia (Błaszowski 1995a) i Pustyni Błędowskiej (Błaszowski et al. 2002a).

28. ***Glomus rubiforme*** (Gerd. et Trappe) R.T. Almeida et N.C. Schenck

nu=0; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=1: 101nn, 122nnz.

Obecność *Gl. rubiforme* w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego odnotowano tylko dwukrotnie: w próbie glebowej pobranej spod *Trifolium arvense* i w wazonie zawierającym mieszaninę gleby i korzeni reprezentującą *Rumex acetosella*.

*Glomus rubiforme* ujawniono w różnych regionach uprawnych i nieuprawnych Polski (Błaszowski et al. 1998b, 2002a; Tadych, Błaszowski 2000a, b).

*Glomus rubiforme* jest szeroko rozprzestrzenione w świecie. Jego występowanie odnotowano m. in. na Florydzie, w stanach Michigan, New York, Oregon i Washington USA (Gerdemann, Trappe 1974; Nicolson, Schenck 1979), w Kanadzie (Dalpé 1989; Hamel et al. 1994), Brazylii (Grandi, Trufem 1991), Kolumbii (Sieverding 1989), Indiach (Bhattacharjee et al. 1980), na Tajawanie (Wu 1993; Wu, Chen 1986) i Nowej Zelandii (Hall 1977).

29. ***Glomus verruculosum*** Blaszk.

nu=0; nn=0; nup=1; nnp=0; nuz=2; nnz=0: 74nup, 74nuz, 143nuz.

W badaniach własnych zarodniki *Gl. verruculosum* wyizolowano tylko z trzech kultur pułapkowych reprezentujących *Secale cereale* i *Zea mays* uprawianych odpowiednio w miejscowościach Dietrzychowice i Chociule.

*Glomus verruculosum* oryginalnie opisano na podstawie zarodników wyizolowanych spod *Glyceria aquatica* (L.) Wahlb. rosnącej na piaszczystym brzegu Odry w Szczecinie.

Ponadto w Polsce *Gl. verruculosum* zidentyfikowano w wydmach Mierzei Wiślanej (Błaszowski et al. 2002c) i w kulturze pułapkowej zawierającej mieszaninę gleby i korzeni pochodzącą spod *Beta vulgaris* uprawianego w Czarnowie w województwie zachodniopomorskim (Iwaniuk, Błaszowski 2004).

30. ***Pacispora franciscana*** Sieverd. et Oehl

nu=15; nn=8; nup=10; nnp=3; nuz=9; nnz=3: 1nu, 6nu, 8nu, 9nu, 12nu, 62nu, 76nu, 80nu, 128nu, 131nu, 132nu, 134nu, 136nu, 144nu, 152nu, 81nn, 84nn, 99nn, 102nn, 107nn, 112nn, 157nn, 168nn, 8nup, 17nup, 21nup, 80nup, 131nup, 132nup, 133nup, 134nup, 136nup, 144nup, 25nnp, 34nnp, 102nnp, 17nuz, 128nuz, 129nuz, 131nuz, 132nuz, 134nuz, 144nuz, 146nuz, 148nuz, 34nnz, 81nnz, 102nnz.

*Pacispora franciscana* występowała dwukrotnie częściej w glebach uprawnych niż w stanowiskach naturalnych województwa lubuskiego.

W Polsce *Pac. franciscana* znaleziono we wielu różnych stanowiskach uprawnych i nieuprawnych roślin (Błaszowski 1993a; Iwaniuk, Błaszowski 2004).

*Pacispora franciscana* jest prawdopodobnie szeroko rozpowszechnionym grzybem w świecie. Gatunek ten oryginalnie został opisany na podstawie zarodników zebranych spod drzewa oliwnego rosnącego w Umbrii, Włochy (Oehl, Sieverding 2004).

### 31. ***Pacispora scintillans*** (S.L. Rose et Trappe) Sieverd. et Oehl

nu=11; nn=7; nup=8; nnp=3; nuz=6; nnz=2: 1nu, 9nu, 17nu, 21nu, 62nu, 65nu, 132nu, 134nu, 136nu, 144nu, 148nu, 25nn, 27nn, 34nn, 39nn, 93nn, 166nn, 168nn, 1nup, 9nup, 16nup, 66nup, 132nup, 134nup, 135nup, 149nup, 24nnp, 25nnp, 39nnp, 1nuz, 65nuz, 131nuz, 134nuz, 144nuz, 148nuz, 25nnz, 37nnz.

*Pacispora scintillans* była jednym z subdominatów gleb uprawnych województwa lubuskiego.

W Polsce *Pac. scintillans* po raz pierwszy została znaleziona jako *Glomus dominikii* Blaszk. pod *Trifolium pratense* L. rosnącego w Kołbaczu (Błaszowski 1988a). Następnie gatunek ten ujawniono w wielu stanowiskach uprawnych województwa zachodniopomorskiego (Iwaniuk, Błaszowski 2004) i wśród uprawnych i nieuprawnych roślin różnych innych regionów Polski (Błaszowski 1993a; Tadych, Błaszowski 2000a). Zarodniki *Pac. scintillans* występowały również w wydmach nadmorskich przyległych do Majoroki (Hiszpania), Włoch (Błaszowski inf. ustna) i Tel Avivu (Izrael; Błaszowski et al. 2001b).

### 32. ***Paraglomus laccatum*** (Blaszk.) C. Renker Blaszk. et F. Buscot

nu=0; nn=0; nup=0; nnp=1; nuz=0; nnz=4: 161nnp, 86nnz, 90nnz, 117nnz, 118nnz.

Zarodniki *Par. laccatum* ujawniono tylko w pięciu kulturach pułapkowych z mieszaninami gleby ryzosferowej i korzeni *Carex sylvatica*, *Cirsium arvense*, *Polygonum persicaria* i *Sedum maximum*.

Błaszowski (1998b) po raz pierwszy wyizolował zarodniki *Par. laccatum* z prób glebowych pobranych spod *Festuca* sp. rosnącej w Jastrzębiej Górze. Ponadto grzyb ten występował w próbach gleby ryzosferowej pobranych spod *Ammophila arenaria* (L.) Link i *Helichrysum arenarium* (L.) Moench kolonizujących wydmy Helu i Słowińskiego Parku Narodowego (Błaszowski 1994; Tadych, Błaszowski 2000a).

Poza Polską *Par. laccatum* ujawniono w Wielkiej Brytanii (Błaszowski inf. od dr. C. Walkera).

### 33. ***Scutellospora armeniaca*** Blaszk.

nu=1; nn=1; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=1: 57nu, 87nn, 173nnz.

*Scutellospora armeniaca* ujawniono w 3 stanowiskach, w których rosły *Avena sativa*, *Melandrium album* i *Plantago arenaria*.

W Polsce zarodniki *Sc. armeniaca* wyodrębniono z wydmy Mierzei Wiślanej (Błaszowski et al. 2002a), Zatoki Gdańskiej (Błaszowski 1992, 1993b) i Słowińskiego Parku Narodowego (Tadych, Błaszowski 2000a). Gatunek ten powszechnie występował w glebach Pustyni Błędowskiej (Błaszowski et al. 2002a).

#### 34. *Scutellospora dipurpurescens* Morton et Koske

nu=8; nn=21; nup=8; nnp=16; nuz=5; nnz=13: 9nu, 12nu, 14nu, 18nu, 46nu, 57nu, 64nu, 78nu, 21nn, 24nn, 25nn, 26nn, 28nn, 30nn, 39nn, 40nn, 42nn, 82nn, 87nn, 94nn, 95nn, 97nn, 98nn, 103nn, 104nn, 108nn, 111nn, 112nn, 122nn, 3nup, 8nup, 9nup, 16nup, 17nup, 18nup, 21nup, 147nup, 23nnp, 24nnp, 25nnp, 39nnp, 82nnp, 88nnp, 92nnp, 94nnp, 97nnp, 98nnp, 109nnp, 113nnp, 114nnp, 115nnp, 175nnp, 176nnp, 3nuz, 9nuz, 17nuz, 18nuz, 154nuz, 38nnz, 41nnz, 90nnz, 94nnz, 95nnz, 98nnz, 107nnz, 111nnz, 112nnz, 159nnz, 161nnz, 167nnz, 174nnz.

W badaniach autora niniejszej dysertacji *Sc. dipurpurescens* częściej występowała wśród korzeni roślin nieuprawnych i w wazonach pułapkowych reprezentujących gatunki roślin nieuprawnych niż uprawnych.

Typ gatunku pochodzi ze stanowiska naturalnego Zachodniej Wirginii, w której był również ujawniany w glebach uprawnych (Morton, Koske 1988).

Zdaniem Błaszowskiego (1993a, 1994) *Sc. dipurpurescens* jest szeroko rozprzestrzeniona w Polsce, chociaż preferuje rośliny dziko rosnące, a szczególnie rośliny wydmy nadmorskich.

#### 35. *Scutellospora pellucida* (Nicol. et N.C. Schenck) C. Walker et F.E. Sander

nu=0; nn=6; nup=0; nnp=0; nuz=0; nnz=5: 81nn, 93nn, 99nn, 163nn, 172nn, 174nn, 37nnz, 81nnz, 87nnz, 93nnz, 109nnz.

W badaniach autora *Sc. pellucida* zarodnikowała tylko w próbach glebowych pochodzących spod roślin nieuprawnych i wazonach pułapkowych z *Zea mays* zawierających mieszaniny gleby i korzeni roślin nieuprawnych.

W Polsce *Sc. pellucida* jest szeroko rozpowszechniona zarówno w glebach uprawnych i nieuprawnych (Błaszowski 1989, 1993a, b; Iwaniuk, Błaszowski 2004).

*Scutellospora pellucida* jest szeroko rozprzestrzeniona w świecie.

*Scutellospora pellucida* oryginalnie opisano wykorzystując zarodniki wyodrębnione spod *Glycine max* (L.) Merr. uprawianego na Florydzie (Nicolson, Schenck 1979), gdzie znajdowano ją również wśród korzeni innych gatunków roślin uprawnych (Schenck, Kinloch 1980). Ponadto grzyb ten występował w strefie korzeni *Triticum aestivum* uprawianego w Kansas (Hetrick, Bloom 1983) i sporadycznie pod *Malus domestica* Borkh. rosnącym w szkółkach 18 stanów USA (Miller, in. 1985), Włoszech (Giovannetti 1985), Izraelu i Turcji (Błaszowski et al. 2001b; Błaszowski inf. ustna).

## 2. 1. 3. Mikoryzy arbuskularne

### 2. 1. 3. 1. Mikoryzy arbuskularne roślin uprawnych i nieuprawnych

Wstępowanie mikoryz arbuskularnych u roślin uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego określono na podstawie 75 prób korzeni. Każdy gatunek rośliny uprawnej i nieuprawnej reprezentowały po 3 próby korzeni.

**Arbuskule.** Spośród roślin uprawnych najwyższy poziom kolonizacji korzeni przez arbuskule stwierdzono u *Zea mays* i *Secale cereale*. Natomiast u roślin dzikorosnących najczęściej arbuskul występowało w korzeniach *Hypericum perforatum*, *Plantago arenaria* i *P. lanceolata*. Nie ujawniono arbuskul w korzeniach uprawianych roślin *Brassica napus*, *Beta vulgaris* i *Solanum tuberosum* oraz nieuprawnych *Carex sylvatica*, *Equisetum arvense* i *Polygonum persicaria* (tab. 17).

**Wezykule.** Poziom kolonizacji korzeni roślin nieuprawnych przez wezykule był najwyższy u *Plantago arenaria*, *P. lanceolata* i *Sedum maximum*. Spośród 10 gatunków roślin uprawnych tylko u *Hordeum vulgare* i *Zea mays* stwierdzono wysoki poziom skolonizowania korzeni przez wezykule. U pozostałych gatunków roślin wartości omawianej cechy wahały się od 0-17%.

**Grzybnie wewnątrzkorzeniowe.** Najwyższe wartości kolonizacji korzeni przez grzybnie wewnątrzkorzeniowe stwierdzono u *Zea mays*, *Hordeum vulgare* i w korzeniach nieuprawnych *Sedum maximum* oraz *Hypericum perforatum*. W korzeniach *Brassica napus*, *Beta vulgare*, *Solanum tuberosum*, *Carex sylvatica* i *Equisetum arvense* nie stwierdzono grzybni (tab. 17).

Tab. 17. Procent długości korzeni gatunków roślin uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego z arbuskulami, wezykulami i strzępkami wewnątrzkorzeniowymi AGM

Gatunek rośliny	Arbuskule		Wezykule		Grzybnie	
	średnia	SD*	średnia	SD	średnia	SD
	1	2	3	4	5	6
	Rośliny uprawne					
<i>Asparagus officinalis</i>	5,00	3,00	8,00	9,00	25,00	3,00
<i>Brassica napus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Beta vulgaris</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Avena sativa</i>	3,00	0,00	5,00	0,00	46,0	2,00
<i>Hordeum vulgare</i>	18,00	3,00	22,00	9,00	59,00	11,00
<i>Secale cereale</i>	32,00	0,00	1,00	0,00	53,00	8,00
<i>Triticum aestivum</i>	5,00	0,00	9,00	1,00	53,00	16,00
<i>XTriticosecale</i>	3,00	3,00	17,00	1,00	51,00	6,00
<i>Zea mays</i>	38,00	2,00	20,00	5,00	66,00	1,00
<i>Solanum tuberosum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Rośliny nieuprawne					
<i>Achillea millefolium</i>	7,00	2,00	20,00	1,00	50,00	3,00
<i>Cirsium arvense</i>	19,00	8,00	9,00	4,00	15,00	9,00
<i>Melandrium album</i>	1,00	0,00	12,00	4,00	49,00	21,00



Tab. 17., c. d.

	1	2	3	4	5	6
<i>Carex sylvatica</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Sedum maximum</i>	1,00	0,00	24,00	1,00	66,00	2,00
<i>Plantago lanceolata</i>	31,00	6,00	31,00	6,00	22,00	1,00
<i>Equisetum arvense</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Trifolium arvense</i>	1,00	0,00	8,00	5,00	53,00	4,00
<i>Hypericum perforatum</i>	27,00	4,00	21,00	5,00	65,00	1,00
<i>Juncus effusus</i>	5,00	8,00	15,00	4,00	42,00	11,00
<i>Plantago arenaria</i>	28,00	1,00	40,00	4,00	42,00	1,00
<i>Corynephorus canescens</i>	5,00	1,00	10,00	0,00	40,00	8,00
<i>Polygonum persicaria</i>	0,00	0,00	1,00	0,00	49,00	11,00
<i>Rumex acetosella</i>	4,00	0,00	4,00	6,00	22,00	14,00
<i>Potentilla anserina</i>	2,00	0,00	18,00	24,00	51,00	11,00

\* - odchylenie standardowe

Zdaniem Sandersa et al. (1977) już 10% poziom kolonizacji korzeni przez AGM zwiększa istotnie ilość pobieranego fosforu z gleby. Według Volkmar i Woodbury'ego (1989) 2-7% zasiedlenie korzeni przez te grzyby zwiększyło do 25% masę pędów *Hordeum vulgare*.

Obecność arbuskul świadczy o aktywnym funkcjonowaniu mikoryzy arbuskularnej (Smith, Read 1997). Jednak ich brak w korzeniach *Beta vulgaris* zbadanych w niniejszym studium nie świadczy o braku aktywnych mikoryz, gdyż korzenie tej rośliny utrzymywały obfite zbiorowiska zarodników grzybów arbuskularnych. Wewnątrzkorzeniowe składowe mikoryz wielu gatunków z Glomeromycota albo barwią się blado lub nie barwią się w ogóle w powszechnie stosowanych barwnikach i przez to są niewidoczne (Stutz, Morton 1996). W literaturze jest coraz więcej danych o występowaniu mikoryz arbuskularnych w korzeniach roślin z rodziny Chenopodiaceae (Landwehr et al. 2002).

### 2. 1. 3. 2. Mikoryzy arbuskularne roślin chronionych

Wstępowanie mikoryz arbuskularnych u roślin chronionych województwa lubuskiego określono na podstawie 18 prób korzeni. Każdy gatunek rośliny prawnie chronionej reprezentowały 3 próby korzeni.

**Arbuskule.** Najwyższy poziom skolonizowania korzeni przez arbuskule stwierdzono u *Helichrysum arenarium* i *Convalaria majalis*. Nie ujawniono arbuskul w korzeniach *Hedera helix* i *Lycopodium clavatum* (tab. 18).

**Wezykule.** Kolonizacja korzeni przez wezykule była największa u *Helichrysum arenarium*, następnie *Jovibarba sobolifera* i *Vinca minor*. U pozostałych gatunków roślin wartości tej cechy wahały się od 0-8%.

**Grzybnie wewnątrzkorzeniowe.** Najwyższe poziom skolonizowania korzeni przez grzybnie wewnątrzkorzeniowe stwierdzono u *Convalaria majalis* (60%). U pozostałych gatunków roślin wartości tej cechy wahały się od 50% (*Helichrysum*

*arenarium*) do 54% (*Vinca minor*). W korzeniach *Hedera helix* i *Lycopodium clavatum* nie stwierdzono strzępek wewnątrzkorzeniowych.

Tab. 18. Procent długości korzeni roślin chronionych województwa lubuskiego skolonizowanych przez arbuskule, wezykule i strzępki wewnątrzkorzeniowe

Gatunek rośliny	Arbuskule		Wezykule		Grzybnie	
	średnia	SD*	średnia	SD	średnia	SD
<i>Vinca minor</i>	1,00	0,00	22,00	4,00	54,00	12,00
<i>Hedera helix</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Helichrysum arenarium</i>	29,00	5,00	31,00	9,00	50,00	6,00
<i>Jovibarba sobolifera</i>	19,00	7,00	23,00	4,00	52,00	3,00
<i>Convallaria majalis</i>	29,00	5,00	8,00	0,00	60,00	6,00
<i>Lycopodium clavatum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

\* - odchylenie standardowe

#### 2. 1. 4. Występowanie zarodników grzybów mikoryzowych vs. mikoryzy arbuskularne vs. własności chemiczne gleby

Własności fizyczne i chemiczne gleb województwa lubuskiego określono na podstawie 81 prób glebowych.

**Skład mechaniczny.** Skład mechaniczny zbadanych prób gleb był typowy dla rodzajów i gatunków gleb uprawnych województwa lubuskiego. Najwięcej prób reprezentowało piasek słabo gliniasty i gliniasty, a najmniej glinę lekką.

**Własności chemiczne.** pH zbadanych prób gleby wahało się od 3,67 do 8,28. Zawartość węgla organicznego, fosforu, potasu i azotu ( $\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$  s. m.) wahała się odpowiednio 0,30-22,50, 0,13-2,02, 0,10-4,63, 0,42-2,0. Wartości form przyswajalnych P : K : Mg ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  s. m.) wynosiły odpowiednio 19,4-361, 4,90-327 i 13,4-98,8.

Analiza korelacji prostoliniowej wykazała istotną zależność między formami przyswajalnymi C-organicznego ( $r=0,38$ ;  $P<0,05$ ) i Mg ( $r=0,55$ ;  $P<0,05$ ) oraz liczebnością zarodników występujących w strefie korzeni roślin nieuprawnych.

Zawartość potasu ogólnego i przyswajalnego w glebie spod roślin uprawnych korelowała dodatnio z liczebnością zarodników *Gl. mosseae* (wartości współczynników korelacji wynosiły odpowiednio  $r=0,50$  ( $P<0,05$ ) i  $r=0,43$  ( $P<0,05$ )).

Zawartość Mg przyswajalnego w glebie spod roślin nieuprawnych korelowała dodatnio z liczebnością *Gl. claroideum* ( $r=0,90$ ;  $P<0,05$ ).

Zawartość azotu ogólnego w stanowiskach nieuprawnych roślin korelowała dodatnio z liczebnością zarodników *Gl. constrictum* ( $r=0,59$ ;  $P<0,05$ ). O liczebności zarodników *Gl. constrictum* w glebach nieuprawnych decydowała również zawartość C-organicznego ( $r=0,66$ ;  $P<0,05$ ) i magnezu ( $r=0,62$ ;  $P<0,05$ ).

Kolonizacja mikoryzowa nie korelowała istotnie z żadną z uwzględnionych własności chemicznych gleb. Nieistotne okazały się również współczynniki

korelacji wyliczone dla zależności między zagęszczeniem zarodników i gatunków oraz kolonizacją mikoryzową.

Niniejsze badania przeczą wynikom badań Harleya et al. (1983) oraz Haymana (1970), że fosfor w glebie decyduje w największym stopniu o występowaniu mikoryz i zarodników grzybów arbuskularnych. Wpływ na uzyskane wyniki prawdopodobnie miała zmienna przyswajalność fosforu w różnych stanowiskach w zależności od: pH, zawartości innych jonów i materii organicznej w glebie (Hayman 1970).

Niniejsze badania potwierdzają badania Andersona et al. (1984), że zagęszczenie zarodników koreluje dodatnio z koncentracją azotu w glebie .

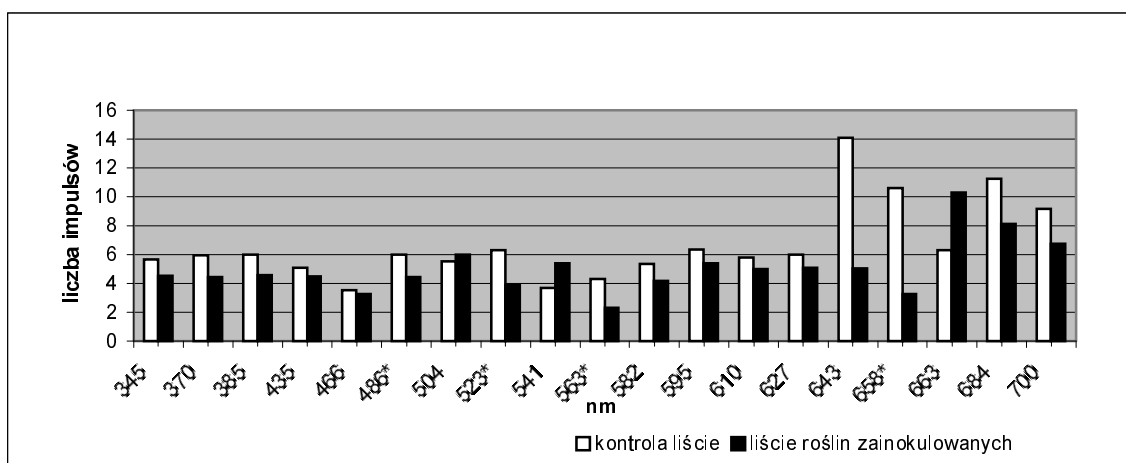
Nieistotność korelacji między poziomem kolonizacji mikoryzowej i liczebnością zarodników i gatunków grzybów arbuskularnych może wynikać z tego, że mikoryzy niektórych gatunków grzybów nie barwią się w powszechnie stosowanych barwnikami (Morton, Redecker 2001) i przez to były pomijane w niniejszych badaniach.

## 2. 2. Wpływ *Glomus claroideum* N.C. Schenck et G.S. Sm. na emisję ultra słabej biochemiluminescencji *Pisum sativum* L.

### 2. 2. 1. Analiza spektralna

Na podstawie analizy spektralnej stwierdzono istotne różnice ultra słabej biochemiluminescencji (UWBL) liści i korzeni *Pisum sativum* zainokulowanego *Glomus claroideum* względem kontroli (bez zarodników AGM).

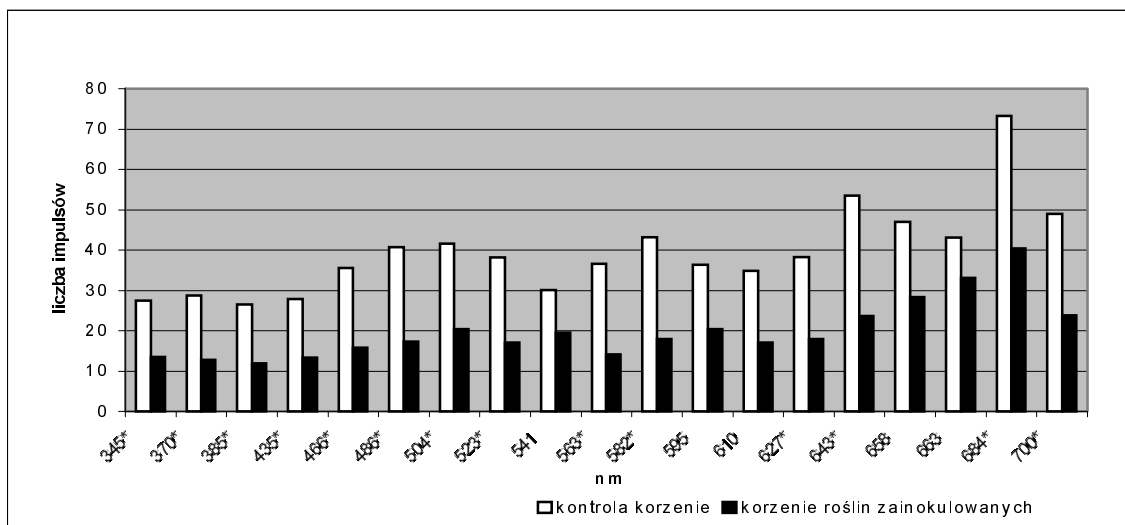
Analiza spektralna pozwoliła wyróżnić charakterystyczne obszary widma, na które mikoryzy miały istotny wpływ ( $P < 0,05$ ). Dla liści są to zakresy o długości fal 486 nm, 523 nm, 563 nm i 658 nm, dla których natężenie UWBL malało pod wpływem mikoryzy *Gl. claroideum* (ryc. 2).



**Ryc. 2.** Wykres składu spektralnego ultra słabej biochemiluminescencji liści *Pisum sativum*. Czarnym kolorem oznaczono UWBL pochodzącą z liści roślin zainokulowanych *Gl. claroideum*, a białym - UWBL pochodzącą z roślin kontrolnych.

Dla korzeni *Pisum sativum* wyróżniono zakresy o długości fal 345 nm, 370 nm, 385 nm, 435 nm, 466 nm, 486 nm, 504 nm, 523 nm, 563 nm, 582 nm, 627

nm, 643 nm, 684 nm i 700 nm, dla których natężenie UWBL istotnie malowało pod wpływem symbiotycznego związku AGM (ryc. 3).



**Ryc. 3.** Wykres składu spektralnego ultra słabej biochemiluminescencji korzeni *Pisum sativum*. Czarnym kolorem oznaczono UWBL pochodzącą z korzeni roślin zainokulowanych *Gl. claroideum*, a białym - UWBL pochodzącą z roślin kontrolnych.

Stwierdzono ponadto, że średnie wartości UWBL korzeni są czterokrotnie większe od UWBL liści.

Różnice w zakresie widma uzyskane z liści *Pisum sativum* dla długości fal 345 nm, 370 nm, 385 nm, 435 nm, 466 nm, 504 nm, 541 nm, 582 nm, 595 nm, 610 nm, 627 nm, 700 nm i korzeni: 541 nm, 595 nm, 610 nm, 658 nm i 663 nm były statystycznie nieistotne.

W literaturze nie ma danych o wpływie grzybów arbuskularnych na ultra słabą biochemiluminescencję roślin.

Intensywność i charakter emisji UWBL roślin zależą od ich stanu fizjologicznego (Murkowski 1973). U roślin zdrowych natężenie UWBL charakteryzują się niskim i stabilnym poziomem (względem poziomu tła), co potwierdziły badania własne. Natomiast w badaniach reakcji roślin na czynniki stresowe: zwiększone zasolenie i stężenie herbicydów oraz podwyższona temperatura, Coj et al. (1967) stwierdzili zależności wzrostu natężenia UWBL. Zadaniem Murkowskiego (1973) jest to konsekwencją tego, że ekstremalne wpływy czynników zewnętrznych naruszają lipidowo-białkowe kompleksy błon komórkowych i zakłócają transport antyutleniaczy do lipidów strukturalnych, powodując rozwijanie się reakcji łańcuchowej utleniania wraz z towarzyszącym wzrostem UWBL. A zatem można przypuszczać, że kolonizacja mikoryzowa utrzymuje właściwe stężenie inhibitorów utleniających lipidy w środowisku tlenowym, a jego proces następuje powoli i ma charakter stacjonarny. To odpowiada wynikom wielu badań, w których wykazano, że grzyby arbuskularne zmniejszają wrażliwością na metale ciężkie (Dehn, Schüepp 1989; Griffioen, Ernst 1989; Turnau, Haselwandter 2002), silne zasolenie gleby (Ruiz-Lozano, Azcón 2000) i stresy wodne (Stahl, Smith 1984). Jednak emisja UWBL i mechanizmy jej powstania u roślin wymagają dalszych badań z uwzględnieniem wpływu kolonizacji mikoryzowej.

## 2. 2. 2. Kolonizacja mikoryzowa *Pisum sativum*

Występowanie mikoryz arbuskularnych u *Pisum sativum* określono na podstawie 9 prób korzeni składających się z 27 ich fragmentów o długości 1 cm. Analizę przeprowadzono w trzech powtórzeniach.

**Arbuskule.** Poziom kolonizacji korzeni *Pisum sativum* przez arbuskule był stosunkowo niski i wahał się od 1 do 13% (tab. 19).

**Wezykule.** Występowanie wezykul wahało się od 5 do 56%.

**Grzybnie wewnętrzkorzeniowe.** Kolonizacja korzeni przez strzępki wewnętrzkorzeniowe była stosunkowo wysoka i wahała się od 29 do 69%.

Tab. 19. Procent długości korzeni *Pisum sativum* z arbuskulami, wezykulami i strzępkami wewnętrzkorzeniowymi

Arbuskule		Wezykule		Grzybnie	
śr	SD*	śr	SD	śr	SD
4,00	0,00	22,00	9,00	43,00	18,00
4,00	1,00	56,00	4,00	69,00	2,00
2,00	2,00	30,00	11,00	66,00	16,00
5,00	1,00	7,00	3,00	31,00	23,00
6,00	0,01	20,00	7,00	64,00	9,00
4,00	2,00	29,00	1,00	51,00	2,00
1,00	0,00	5,00	4,00	29,00	3,00
1,00	1,00	10,00	17,00	62,00	3,00
13,00	15,00	6,00	5,00	65,00	12,00

\* - odchylenie standardowe

Nie stwierdzono istotnych zależności między kolonizacją mikoryzową korzeni *Pisum sativum* i wynikami przeprowadzonej analizy spektralnej.

## 2. 3. Własności morfologiczne wybranych gatunków AGM

Objaśnienia do mikrofotografii:

śk – ściana kielkowa

śt – ściana trzonka

w – warstwa

p – wyrostki

z – zarodnik

np., w1śz – warstwa 1. ściany zarodnika

w2śk1 – warstwa 2. ściany kielkowej 1.

w1śt – warstwa 1. ściany trzonka

### ***Acaulospora capsicula* Błaszcz.**

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; rozwijają się bocznie na ramieniu pęcherza zarodnikotwórczego; pomarańczowoczerwone (8A8) do paprykowoczerwonych (8B8); kuliste do nibykulistych; (170-)298(-330)  $\mu\text{m}$  śr.; czasami nieregularne; 220-310 x 290-440  $\mu\text{m}$  (ryc. 4).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** składa się ze ściany zarodnika i dwóch wewnętrznych ścian kielkowych.

**Ściana zarodnika** zawiera trzy warstwy (warstwy 1-3; ryc. 4a-c).

Warstwa 1. łuszcząca się, hialinowa, (0,8-)1,5(-2,5)  $\mu\text{m}$  gr., ciągła ze ścianą pęcherza zarodnikotwórczego, zwykle całkowicie złuszczone u dojrzałych zarodników.

Warstwa 2. zlaminiowana, gładka, pomarańczowoczerwona (8A8) do paprykowoczerwonej (8B8), (2,2-)4,2(-5,6)  $\mu\text{m}$  gr.

Warstwa 3. twarda, hialinowa, (1,2-)2,4(-4,6)  $\mu\text{m}$  gr., łatwo oddzielająca się od warstwy 2.

**Ściana kielkowa 1.** złożona z dwóch warstw (warstwy 1., 2).

Warstwa 1. giętka, hialinowa, ca. 0,5  $\mu\text{m}$  gr., rzadko oddzielająca się od warstwy 2.

Warstwa 2. giętka, hialinowa, 1,2-3,2  $\mu\text{m}$  gr.

**Ściana kielkowa 2.** zawiera dwie warstwy (warstwy 1., 2).

Warstwa 1. giętka, hialinowa, pokryta drobnymi granulami, (0,7-)1,4(-2,7)  $\mu\text{m}$  gr.

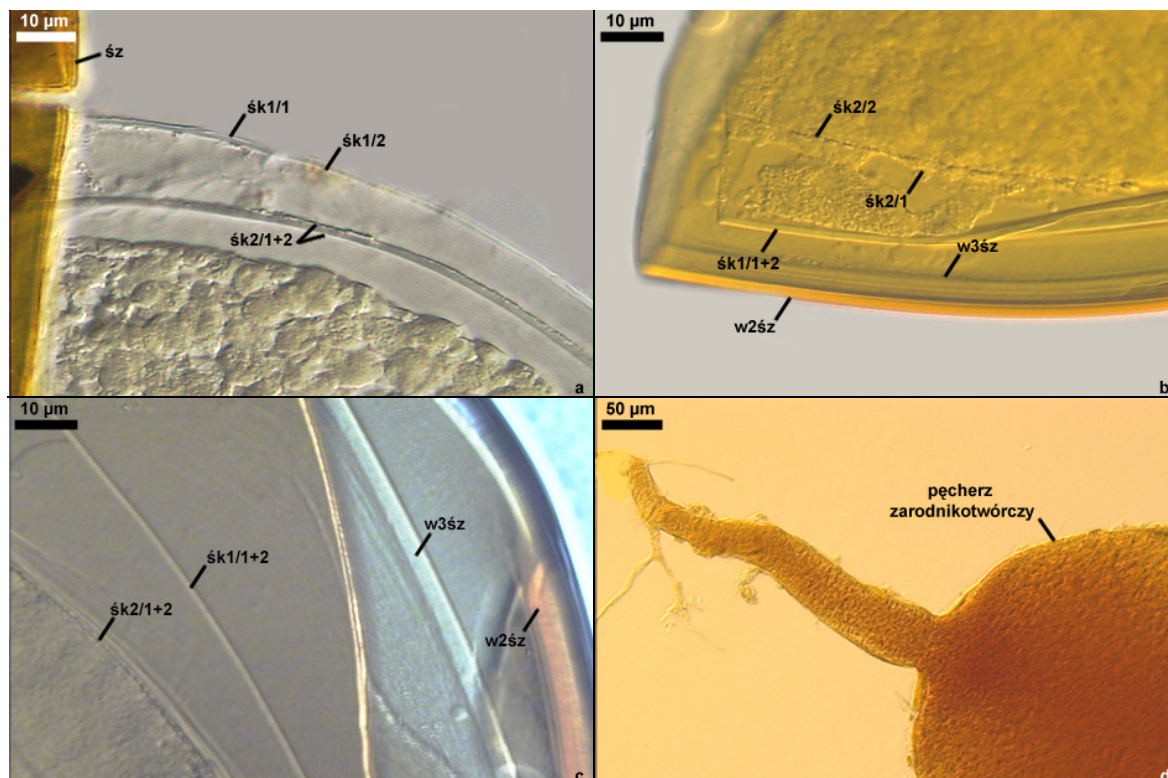
Warstwa 2. plastyczna, 2-20  $\mu\text{m}$  gr. w alkoholu poliwinylowym, 1,2-1,8  $\mu\text{m}$  gr. i ciemnopurpurowoczerwona (13E8) w odczynniku Melzera.

**PĘCHERZ ZARODNIKOTWÓRCZY** jasnożółty (3A3) do brązowożółtego (5C8); kulisty do nibykulistego; 180-360  $\mu\text{m}$  śr.; ramię 130-150  $\mu\text{m}$  dł., 40-50  $\mu\text{m}$  szer. przy pęcherzu, zwężające się do 28-40  $\mu\text{m}$  szer. w miejscu przyczepu zarodnika. Pęcherz zwykle zanika lub odpada u dojrzałych zarodników.

**MIKORYZY.** Nie poznane.

**UWAGI.** Zarodniki *Ac. capsicula* nieco przypominają zarodniki *Ac. koskei* Blaszk. i *Ac. laevis* Gerd. et Trappe. Unikatową cechą pierwszego gatunku jest paprykowoczerwony kolor jego zarodników. Chociaż wewnątrzkomórkowa struktura zarodników *Ac. capsicula* i *Ac. laevis* jest identyczna, wszystkie warstwy ściany zarodnika i ścian kielkowych u *Ac. capsicula* są grubsze. Najbardziej znaczącą cechą rozdzielającą *Ac. capsicula* i *Ac. koskei* jest ich trzecia warstwa ściany zarodnika. U drugiego gatunku jest ona cieńsza i barwi się w odczynniku Melzera (*vs.* jest ona niereaktywna u *Ac. capsicula*).

*Acaulospora colossica* Schultz et al., gatunek opisany z USA (Schultz et al. 1999), prawdopodobnie jest synonimem *Ac. capsicula*.



**Ryc. 4.** *Acaulospora capsicula*, a-c) zarodniki, d) pęcherz zarodnikotwórczy

### ***Appendicispora gerdemanni***

(S.L. Rose, B.A. Daniels et Trappe) Spain, Oehl et Sieverd.

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; powstają blastycznie na końcu strzępkowego odgałęzienia ramienia pęcherza zarodnikotwórczego. Zarodniki bladeżółte (4A3) do kukurydzianożółtych (4A6); kuliste do nibykulistych; (150-)210(-250)  $\mu\text{m}$  śr.; czasami jajowate; 150-190 x 210-250  $\mu\text{m}$  (ryc. 5).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** złożona ze ściany zarodnika i dwóch wewnętrznych ścian kiełkowych.

**Ściana zarodnika** złożona z trzech warstw (warstwy 1., 2., 3).

Warstwa 1. tworzy powierzchnię spory, łuszczy się, jasnożółta (4A3) do kukurydzianożółtej (4A6), (1,7-)3,3(-5,6)  $\mu\text{m}$  gr., zwykle z głębokimi bruzdami powstającymi z wiekiem.

Warstwa 2. nieznacznie giętka, gładka, hialinowa (1,2-)2,5(-3,7)  $\mu\text{m}$  grubości, ciągła ze ścianą trzonka.

Warstwa 3. giętka do nibygiętkiej, hialinowa, 0,5-1,0  $\mu\text{m}$  grubości, zwykle ściśle przylega do wewnętrznej powierzchni warstwy 2 i stąd trudna do zauważenia.

**Ściana kiełkowa 1.** obejmuje dwie kruche, gładkie, hialinowe warstwy (šk11 i 2), odpowiednio (0,5-)1,1(-1,6)  $\mu\text{m}$  i (0,6-)1,4(-2,1)  $\mu\text{m}$  grube, zwykle ściśle przylegające jedna do drugiej.

**Ściana kiełkowa 2.** zawiera trzy gładkie, hialinowe warstwy (šk21-3; ryc. 5b-d).

Warstwa 1. giętka do nibygiętkiej, 0,5-0,8  $\mu\text{m}$  gr., zawsze ściśle przylegająca do warstwy 2. i tym samym bardzo trudna do zaobserwowania.

Warstwa 2. nibygiętka, zlaminiowana, hialinowa, (1,7-2,8(-4,1)  $\mu\text{m}$  gr.

Warstwa 3. giętka do nibygiętkiej, 0,5-0,8  $\mu\text{m}$  gr., rzadko oddzielająca się od warstwy 2.

W odczynniku Melzera tylko warstwa 1. ściany zarodnika barwi się pomarańczowo (6A6) do pastelowoczerwonej (8C5).

**TRZONEK** 10-15  $\mu\text{m}$  długości, 15-27  $\mu\text{m}$  szer. przy podstawie zarodnika, umiejscowiony 80-120  $\mu\text{m}$  od podstawy pęcherza zarodnikotwórczego, składającego się z hialinowej ściany ciągłej ze ścianą ramienia pęcherza zarodnikotwórczego, ścianą zarodnika i 1. warstwą 1. ściany kielkowej

**KANAŁ TRZONKA** otwarty. Według Spain et al. (2006) u juvenilnych zarodników kanał trzonka zamyka 1. ściana kielkowa.

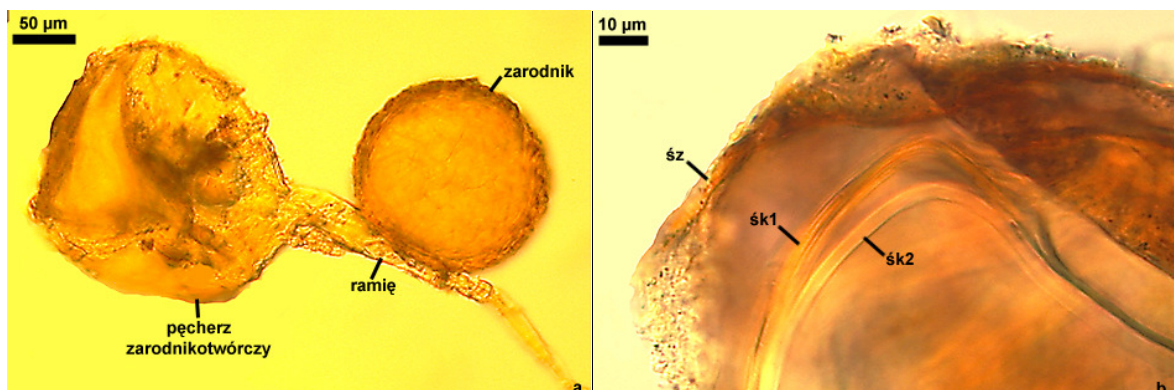
**PĘCHERZ ZARODNIKOTWÓRCZY** hialinowy do jasnożółtego (4A2), kulisty do nibykulistego, (185-200(-275)  $\mu\text{m}$  śr., czasami jajowaty, 160-200 x 210-260  $\mu\text{m}$ , z lejkowatym ramieniem.

**ŚCIANA PĘCHERZA ZARODNIKOTWÓRCZEGO** nieznacznie giętka, hialinowa do jasnożółtej (4A2), 3,5-8,8  $\mu\text{m}$  gr., gładka u niedojrzałych zarodników

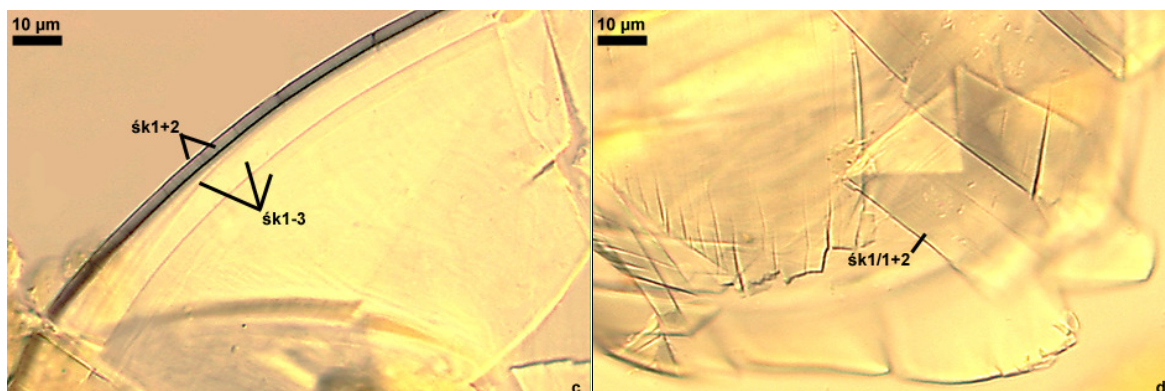
**RAMIĘ PĘCHERZA** hialinowe do jasnożółtego (4A2), 200-250  $\mu\text{m}$  dł., 30-45  $\mu\text{m}$  szer. przy podstawie komórki zarodnikotwórczej, 20-25  $\mu\text{m}$  szer. przy podstawie zarodnika.

**MIKORYZY.** Według Mortona (2002) oraz Mortona i Redeckera (2001) mikoryzy *Ap. gerdemanii* zawierają tylko arbuskule oraz strzępki wewnątrzkorzeniowe barwiące się intensywnie w 0,1% błękitie trypanowym; wezykul nie stwierdzono.

**UWAGI.** Zarodniki *Ap. gerdemanii* najbardziej przypominają zarodniki *Ac. spinosa* C. Walker et Trappe, *Ac. thomii* Blaszk. i *Ap. appendicula* (Spain, Sieverd. et N.C. Schenck) Spain, Oehl et Sieverd.







Ryc. 5. *Appendicispora gerdemannii*, a-d) zarodniki

### ***Archaeospora trappei***

(Ames et Linderman) Morton et Redecker

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; rozwijają się bocznie na ramieniu pęcherza zarodnikotwórczego; hialinowe; kuliste do nibykulistych; (37,5-)55,2(-78,0) µm śr. (ryc. 6).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** składa się z trzech warstw (warstwy 1-3; ryc. 6c-d).

Warstwy 1. i 2. hialinowe, (0,5-)0,6(-0,7) µm gr., często marszczące się u nienaruszonych zarodników zanurzonych w kwasie mlekowym.

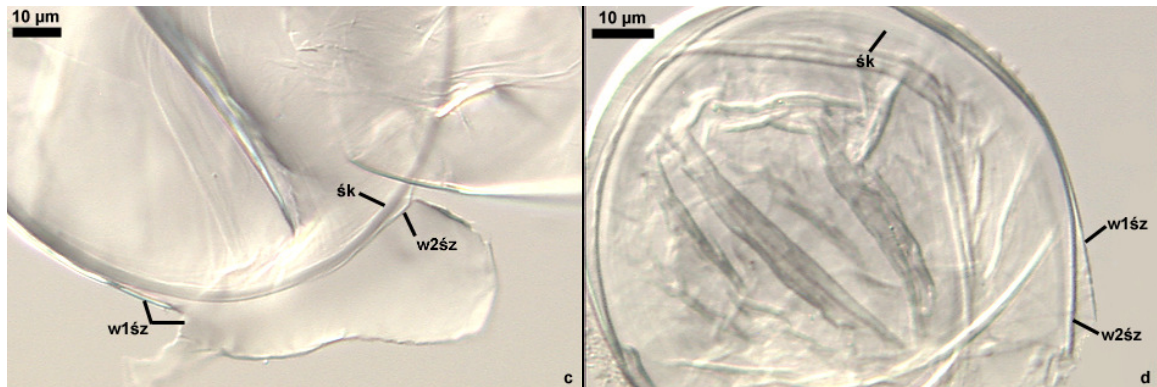
Warstwa 3. hialinowa, (0,7-)0,9(-1,2) µm gr. Żadna z trzech warstw nie reaguje w odczynniku Melzera.

**PĘCHERZ ZARODNIKOTWÓRCZY** hialinowy, kulisty do nibykulistego; 55-70 µm śr. lub owalny; 50-60 x 70-80 µm; ramię 80-120 µm dł., 12,5-17,5 µm szer. przy pęcherzu, zwężający się do 5,0-6,5 µm szer. w miejscu przyczepu zarodnika (ryc. 6b). Pęcherz zwykle zanika lub odpada u dojrzałych zarodników.

**MIKORYZY.** W korzeniach *Plantago lanceolata* mikoryzy *Arch. trappei* składają się z arbuskul oraz strzępek wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowych barwiących się jasno w 0,1% błękitnie trypanowym.

**UWAGI.** Zarodniki *Arch. trappei* najbardziej przypominają zarodniki *Entrophospora schenckii* Sieverding et Toro. Oba gatunki mają identyczną strukturę ściany zarodnika. Jednak zarodniki *Arch. trappei* powstają bocznie na ramieniu pęcherza zarodnikotwórczego, a zarodniki *E. schenckii* wewnątrz tego ramienia (Sieverding, Toro 1987).





Ryc. 6. *Archaeospora trappei*, a-d) zarodniki

### ***Entrophospora infrequens***

(Hall) Ames et Schneider

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; rozwijają się wewnątrz ramienia pęcherza zarodnikotwórczego; pomarańczowoczerwone (5B8) do brązowopomarańczowych (7C7); kuliste do nibykulistych; (95-)135(-175) µm śr. (ryc. 7).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** złożona ze ściany zarodnika i jednej wewnętrznej ścian kielkowej.

**Ściana zarodnika** obejmuje trzy warstwy (warstwy 1-3).

Warstwa 1. łuszcząca się, hialinowa, (1,5-)2,5(-4,5) µm gr. (ryc. 7c), ciągła ze ścianą pęcherza zarodnikotwórczego, nieobecna lub silnie złuszczone u dojrzałych i starszych zarodników.

Warstwa 2. początkowo jednolita, gładka, 2,8-6,0 µm gr., z wiekiem powoli się rozkłada.

Warstwa 3. zlaminiowana, pomarańczowa (5B8) do brązowopomarańczowej (7C7); (1,5-)2,5(-4,5) µm gr., urzeźbiona zębatymi wyrostkami, 1,8-3,8 x 1,0-3,0 µm, z zapadniętą górną powierzchnią (ryc. 7d).

**Ściana kielkowa** składa się z dwóch warstw (warstwy 1., 2.).

Warstwa 1. giętka, hialinowa, <0,5 µm gr., zwykle silnie przylega do warstwy 2., bardzo trudna do zauważenia (ryc. 7c).

Warstwa 2. giętka, skórzasta, hialinowa, (5,5-)7,8(-10,0) µm gr.

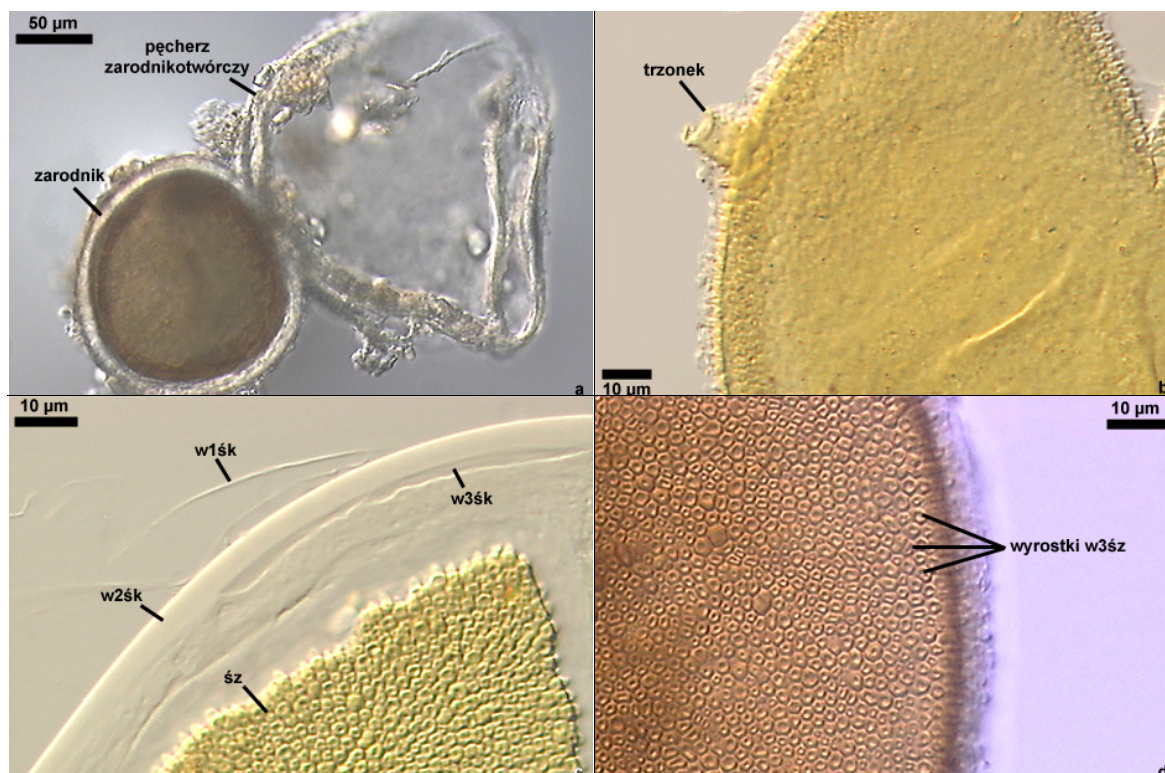
Żadna z warstw ani ściany zarodnika, ani ściany kielkowej nie barwi się w odczynniku Melzera.

**PĘCHERZ ZARODNIKOTWÓRCZY** hialinowy; 100-170 x 130-190 µm (ryc. 7a), zwykle nieobecny u dojrzałych zarodników.

Ściana pęcherza zarodnikotwórczego złożona z trzech warstw, ciągłych z warstwami 1-3 ściany zarodnika. Warstwa 1. i 2. hialinowe; warstwa 3. jasno pomarańczowa (5A3).

**MIKORYZY.** W przeprowadzonych badaniach próby otrzymania jednogatunkowej kultury *E. infrequens* nie powiodły się. Nie ma żadnych danych literaturowych o własnościach mikoryz tego gatunku.

**UWAGI.** *Entrophospora infrequens* jest typem rodzaju, który obecnie skupia dwa gatunki. Spośród nich tylko *E. infrequense* tworzy zarodniki urzeźbione zębatymi wyrostkami.



**Ryc. 7.** *Entrophospora infrequens*, a-d) zarodniki

### ***Gigaspora margarita***

W.N. Becker et I.R. Hall

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; powstają blastycznie na szczycie bulwiastej strzępki zarodnikotwórczej. Zarodniki jasnożółte (4A2) do słonecznikowożółtych (4A7); kuliste do nibykulistych; (260-)357(-405) µm średnicy; czasami jajowate; 300-340 x 360-380 µm (ryc. 8).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** zawiera ściany zarodnika i jedną ścianę kiełkową.

**Ściana zarodnika** złożona z dwóch warstw (w1śz i w2śz; ryc. 8b-c).

Warstwa 1. tworząca powierzchnię zarodnika, trwała, gładka, hialinowa, (1.7-)1.9(-2.2) µm gr., czasami oddzielająca się od warstwy 2. u skruszonych zarodników.

Warstwa 2. zlaminiowana, gładka, jasnożółta (4A2) do słonecznikowożółtej (4A7), (19.4-)23.4(-26.2) µm gr., składająca się ze zmiennej liczby słoików, (1,2-)1,5(-1,7) µm gr., często oddzielających się od siebie u skruszonych zarodników.

Ściana kiełkowa trwała, nieznacznie giętka do giętkiej, zabarwiona jak warstwa 2. ściany zarodnika, (1,5-)1,6(-1,8) µm gr., pokryta wyrostkami na jej dolnej powierzchni, 3,7-7,6 x 2,6-3,9 µm, oddalonymi 1,7-13,5 µm jeden od drugiego (ryc. 8d).

W odczynniku Melzera, tylko warstwa 2. ściany zarodnika barwi się intensywnie czerwono (11C8).

**KOMÓRKA ZARODNIKOTWÓRCZA** pomarańczowa (5B8) do brązowożółtej (5C8), buławopodobna; 52.5-60.0 x 75.0-100.0  $\mu\text{m}$ ,

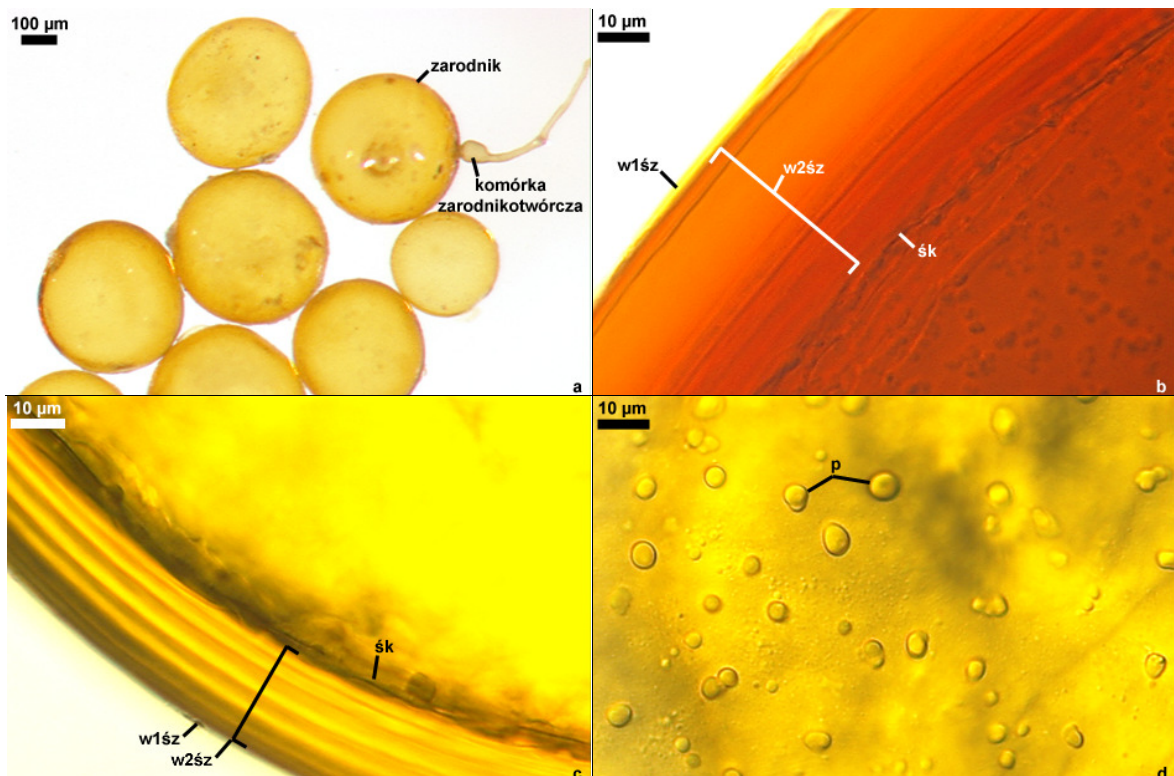
Struktura komórki zarodnikotwórczej złożona z dwóch warstw (warstwy 1., 2.), ciągłych z warstwami 1. i 2. ściany zarodnika.

Warstwa 1. hialinowa, (1,0-)1,7(-2,0)  $\mu\text{m}$  gr.

Warstwa 2. pomarańczowa (5B8) do brązowożółtej (5C8), (4,7-)5,6(-6,4)  $\mu\text{m}$  gr.

**MIKORYZY.** Według Bentivenga i Morton (1995) mikoryzy *Gi. margarita* składają się z arbuskul i strzępek wewnątrzkorzeniowych, które barwią się intensywnie niebiesko w błękitie trypanowym.

**UWAGI.** Gatunkiem najbardziej podobnym do *Gi. margarita* jest *Gi. decipiens* I.R. Hall et L.K. Abbott. Grzyby te są nierozróżnialne, gdy oglądane pod mikroskopem stereoskopowym: ich zarodniki są identyczne w kolorze, kształcie i wielkości. Gatunki te różnią się tylko grubością ściany zarodnika, która jest znacznie grubsza [(15-)20-45(-90)  $\mu\text{m}$  u *Gi. decipiens* (Bentivena, Morton 1995).



Ryc. 8. *Gigaspora margarita*, a-c) zarodniki, d) wyrostki

### *Glomus constrictum* Trappe

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; brązowopomarańczowe (6C8) do ciemnobrunatnych (9F5); kuliste do nibykulistych; (100-)160(-220)  $\mu\text{m}$  śr.; czasami owalne; 110-130 x 150-160  $\mu\text{m}$ ; z jednym trzonkiem (ryc. 9).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** składa się z jednej ściany zawierającej dwie warstwy (warstwy 1., 2; ryc. 9a-c).

Warstwa 1. łuszcząca się, hialinowa do jasnożółtej (4A4), (0,8-)1,0(-2,5)  $\mu\text{m}$  gr., zwykle obecna u dojrzałych zarodników w postaci nienaruszonej lub mniej albo bardziej rozłożonej struktury, w zależności od wieku i aktywności mikrobiologicznej gleby.

Warstwa 2. zlaminiowana, gładka, brązowopomarańczowa (6C8) do ciemnobrązowej (9F5), (7,5-)10,0(-12,0)  $\mu\text{m}$  gr.

Warstwy 1. i 2. nie barwią się w odczynniku Melzera.

Juvenilne zarodniki mają ścianę tylko z warstwą 1.

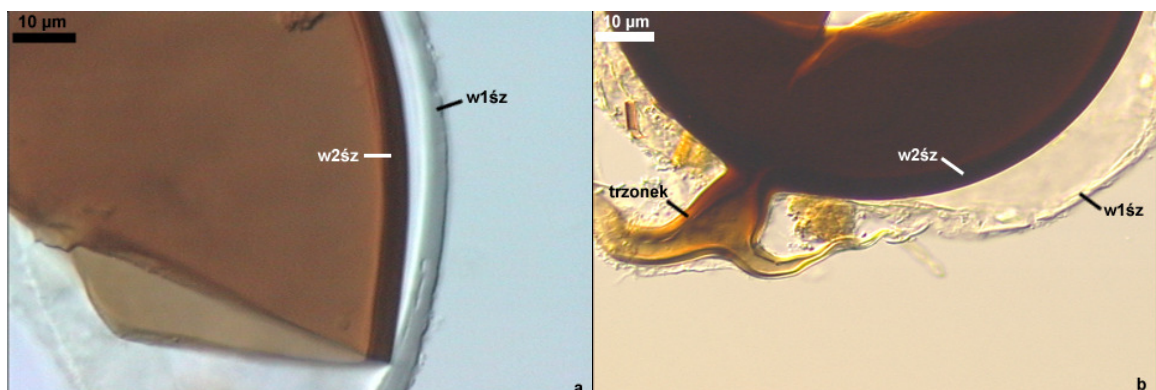
**TRZONEK** brązowopomarańczowy (6C8) do ciemnobrązowego (9F5); prosty lub zagięty; zwykle wyraźnie zwężony przy podstawie zarodnika, czasami cylindryczny do lejkowatego; (11,3-)17,5(-15,0)  $\mu\text{m}$  szer. w zwężeniu przy podstawie zarodnika, (18,0-)22,0(-25,5)  $\mu\text{m}$  szer. w jego rozdętej części.

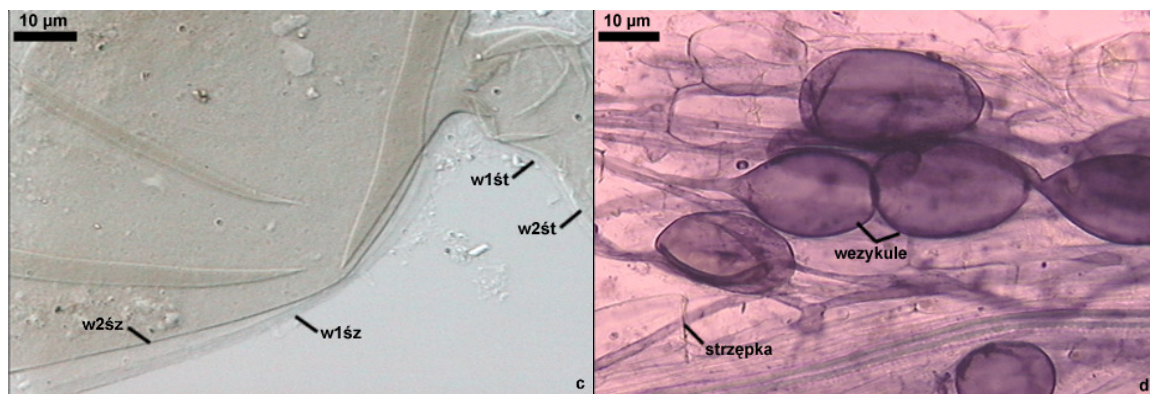
**ŚCIANA TRZONKA** brązowopomarańczowa (6C8) do ciemnobrązowej (9F5); (5,0-)6,0(-7,5)  $\mu\text{m}$  gr. przy podstawie zarodnika; złożona z dwóch warstw, ciągłych z warstwami 1. i 2. ściany zarodnika (ryc. 9c).

**KANAŁ TRZONKA** stopniowo zwęża się z wiekiem wskutek pogrubiania się wewnętrznej warstwy jego ściany lub/i zamknięty krzywą przegrodą, ciągłą z wewnętrznymi słojami zlaminiowanej warstwy 2. ściany zarodnika.

**MIKORYZY.** W jednogatunkowych kulturach wazonowych z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata* mikoryzy *Gl. constrictum* składały się z arbuskul, wezykul oraz strzępek wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowych barwiących się intensywnie w 0,1% błękitcie trypanowym (ryc. 9d).

**UWAGI.** *Glomus constrictum* jest gatunkiem wyjątkowo łatwym do rozpoznania ze względu na osobliwy kolor jego zarodników.





**Ryc. 9.** *Glomus constrictum*, a-c) zarodniki, d) wezykule i strzępki wewnętrzzkorzeniowe

### ***Glomus deserticola* Trappe et al.**

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie lub w luźnych gronach nie otoczonych perydium; jasnożółte (3A3) do jasnopomarańczowych (6A6); kuliste do nibykulistych; (70-)89(-115)  $\mu\text{m}$  śr.; czasami owalne lub gruszkowate; 70-80 x 85-100  $\mu\text{m}$ ; z jednym trzonkiem (ryc. 10).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** składa się z jednej ściany zawierającej dwie warstwy (warstwy 1., 2; ryc. 10b-c).

Warstwa 1. śluzowata, hialinowa, (0,5-)0,6(-1,0)  $\mu\text{m}$  gr., barwi się czerwono (10A2) do niebieskoczerwonego (11B8) w odczynniku Melzera, zwykle całkowicie złuszcza się u dojrzałych zarodników.

Warstwa 2. z laminowana, gładka, jasnożółta (3A3) do jasnopomarańczowej (6A6), (1,2-)2,4(-3,9)  $\mu\text{m}$  gr., często pogrubiona przy podstawie zarodnika, tworząc wzniesiony kołnierz.

Najmłodsze zarodniki posiadają tylko warstwę 1. Warstwa 2. tworzy się po zakończeniu formowania się warstwy 1.

**TRZONEK** jasnożółty (3A3) do jasnopomarańczowego (6A6); prosty lub zagięty; lejkowaty, rzadko zwężony; (6,4-)9,9(-15,7)  $\mu\text{m}$  szer. przy podstawie zarodnika.

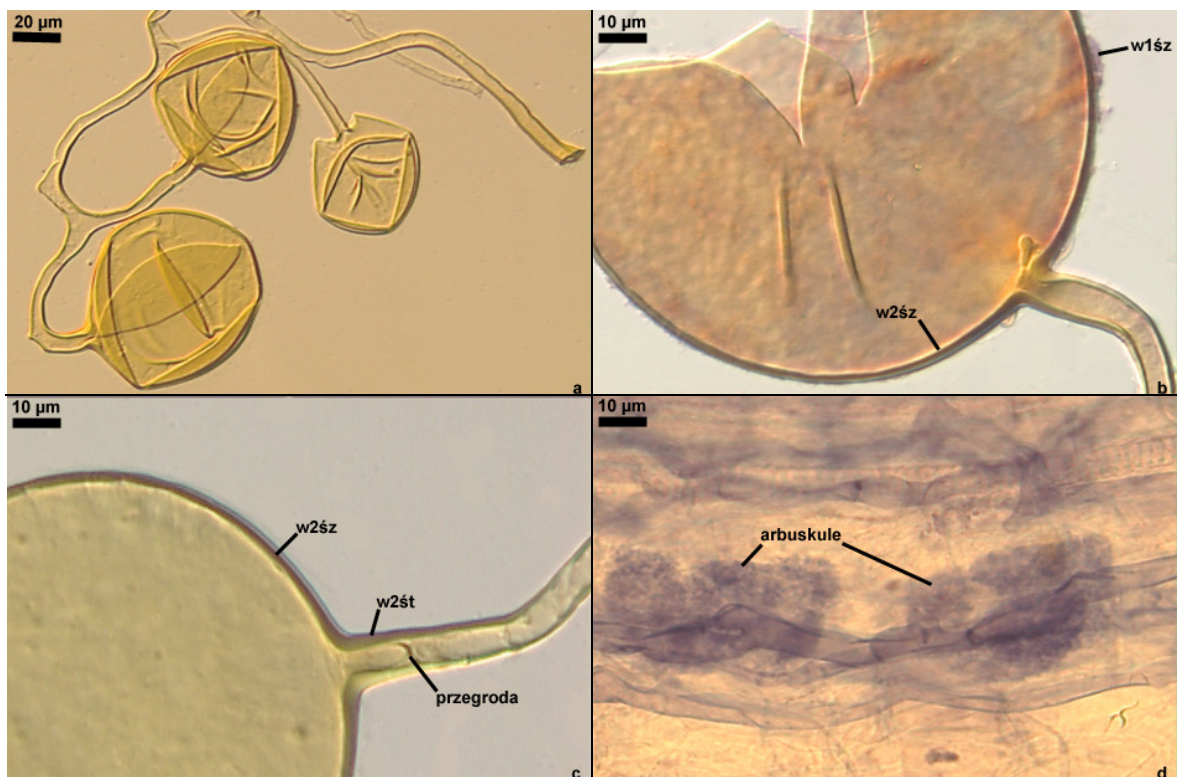
**ŚCIANA TRZONKA** jasnożółta (3A3) do jasnopomarańczowej (6A6); (2,2-)2,6(-2,9)  $\mu\text{m}$  gr. przy podstawie zarodnika; złożona z dwóch warstw, ciągłych z warstwami 1. i 2. ściany zarodnika; warstwa 2. często z miejscowymi zgrubieniami.

**KANAŁ TRZONKA** (1,7-)4,7(-8,6)  $\mu\text{m}$  szer., otwarty lub zamknięty krzywą przegrodą, ciągłą z wewnętrznymi słojami z laminowanej warstwy 2. ściany zarodnika.

**MIKORYZY.** W jednogatunkowej kulturze wazonowej z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata*, mikoryzy *Gl. deserticola* składały się z arbuskul, wezykul oraz strzępek wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowych. Arbuskule były nieregularnie rozmieszczone i miały delikatne zakończenia. Wezykule mierzyły 33,9-57,2 x 51,3-137,3  $\mu\text{m}$  i zwykle były silnie rozrzucone wzdłuż korzenia. Strzępki wewnątrzkorzeniowe były 1,4-8,9  $\mu\text{m}$  szer. i rozwijały się równolegle względem osi podłużnej korzenia. Często miały one zgrubienia lub krótkie wyrostki.

Czasami tworzyły pętle, 14,2-27,2 x 26,3-60,0  $\mu\text{m}$  i rozgałęzienia o kształcie litery Y. Strzępki zewnątrzkorzeniowe były 1,4-4,1  $\mu\text{m}$  szer. W 0,1% błękie trypanowym, arbuskule barwiły się jasnofioletowo (18A2) do szarawofioletowego (18C4), wezykule – pastelowofioletowo (18A4) do fioletowego (18E8), grzybnie wewnątrzkorzeniowe – jasnofioletowo (18A2) do fioletowego (18D4), pętle – jasnofioletowo (18A3) do szarawofioletowego (18D7), a grzybnie zewnątrzkorzeniowe – pastelowofioletowo (18A4) do szarawofioletowego (18C5; ryc. 10d).

**UWAGI.** Zarodniki *Gl. deserticola* są podobne do *Gl. fasciculatum* (Trappe et al. 1984), *Gl. aggregatum* (Koske 1985) i *Gl. hoi* Berch et Trappe (Berch, Trappe 1985). W porównaniu do *Gl. fasciculatum* i *Gl. hoi* tworzących zarodniki z 3-warstwową ścianą, ściana zarodników *Gl. deserticola* składa się z dwóch warstw. Unikatową własnością *Gl. aggregatum* jest tworzenie wewnętrznych zarodników w zarodnikach macierzystych.



**Ryc. 10.** *Glomus deserticola*, a-c) zarodniki, d) arbuskule

### ***Pacispora scintillans***

(S.L. Rose et Trappe) Sieverd. et Oehl

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; hialinowe do jasnopomarańczowych (6A2); kuliste do nibykulistych; (70-)-107(-165)  $\mu\text{m}$  śr.; rzadko owalne; 100-130 x 110-150  $\mu\text{m}$ .; z jednym trzonkiem (ryc. 11).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** złożona ze ściany zarodnika i jednej, wewnętrznej ściany kiełkowej.

**Ściana zarodnika** składa się z trzech warstw (warstwy 1., 2., 3).

Warstwa 1. trwała, hialinowa, biała do jasnopomarańczowej (6A2); (0,7-)-1,2(-1,5)  $\mu\text{m}$  gr.; gładka lub urzeźbiona drobnymi brodawkami, 1,7-5,7 x 0,7-1,9

$\mu\text{m}$ , ściśle przylega do warstwy 2.; gdy gładka trudna do ujawnienia (ryc. 11a-b).

Warstwa 2. z laminowana, gładka, hialinowa, (2,0-)3,5(-4,5)  $\mu\text{m}$  gr.

Warstwa 3. nieznacznie giętka do giętkiej, hialinowa, 0,5-0,8  $\mu\text{m}$  gr., zwykle ściśle przylegająca do warstwy 2. i trudna do zaobserwowania.

**Ściana kielkowa** złożona z trzech warstw (warstwy 1., 2., 3; ryc. 11c).

Warstwa 1. giętka, hialinowa, (0,2-)0,7(-1,2)  $\mu\text{m}$  gr., luźno otaczająca warstwę 2.

Warstwa 2. giętka, skórzasta, hialinowa, (1,2-)1,8(-2,8)  $\mu\text{m}$  gr., barwi się czerwono w odczynniku Melzera.

Warstwa 3. giętka, hialinowa,  $<0.5$   $\mu\text{m}$  gr., zawsze ściśle przylega do warstwy 2. i trudna do zaobserwowania.

**TARCZA KIELKOWA.** jednolita, hialinowa do jasnopomarańczowej (5A2), okrągła, 45,0-52,5  $\mu\text{m}$  śr., częściej elipsoidalna, 30-80 x 75-100  $\mu\text{m}$ .

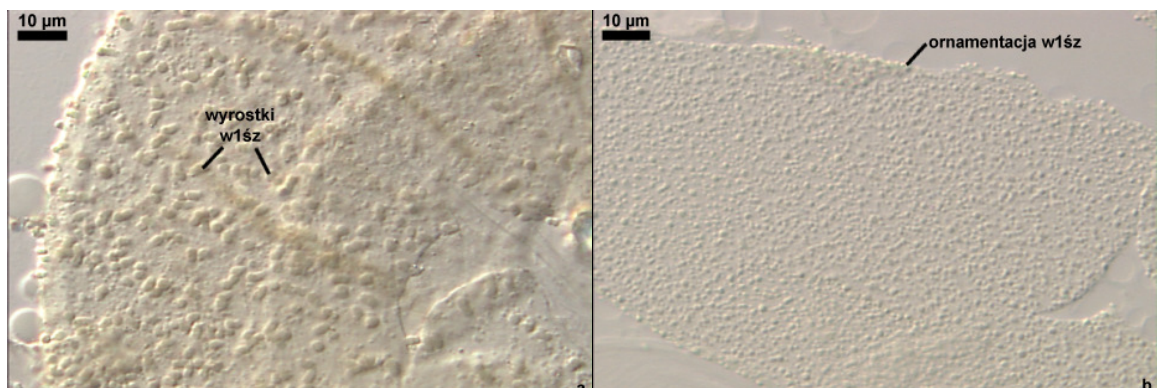
**TRZONEK.** hialinowy do białego; prosty lub nieco zagięty; cylindryczny, czasami nieznacznie zwężony przy podstawie zarodnika; (6,4-)8,7(-12,5)  $\mu\text{m}$  szer. przy podstawie zarodnika (ryc. 11d).

**ŚCIANA TRZONKA** hialinowa do białej; (1,2-)1,5(-1,9)  $\mu\text{m}$  gr. przy podstawie zarodnika; złożona z jednej, jednolitej warstwy.

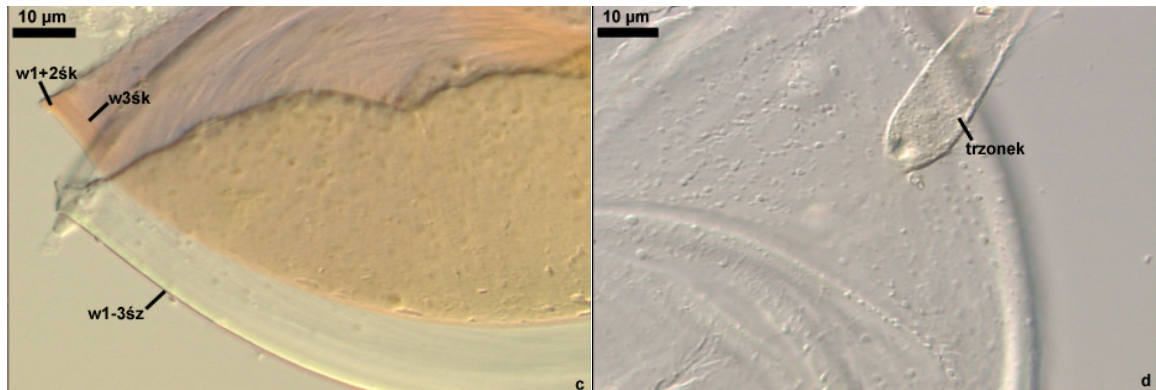
**KANAŁ TRZONKA** otwarty lub zamknięty poprzeczną zatyczką.

**MIKORYZY.** W jednogatunkowej kulturze wazonowej z rośliną gospodarzem *Plantago lanceolata* Pac. *scintillans* tworzyło mikoryzy składające się z arbuskul, wezykul oraz strzępek wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowych barwiących się intensywnie w 0,1% błękitie trypanowym.

**UWAGI.** Urzeźbione zarodniki *Pac. scintillans* są łatwe do odróżnienia od zarodników wszystkich pozostałych gatunków z tego rodzaju.







Ryc. 11. *Pacispora scintillans*, a-d) zarodniki

### ***Paraglomus laccatum***

(Blaszki.) C. Renker Blaszk. et F. Buscot

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; hialinowe, połyskujące; kuliste do nibykulistych; (50-)87(-130) µm śr.; czasami owalne; 120-130 x 80-85 µm; z jednym trzonkiem (ryc. 12).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** składa się z jednej ściany zawierającej dwie warstwy (warstwy 1., 2; ryc.12a-b).

Warstwa 1. łuszcząca się, hialinowa, 0,5-0,8 µm gr., ściśle przylega do warstwy 2., zwykle nieobecna u dojrzałych zarodników.

Warstwa 2. z laminowana, hialinowa, gładka, (5,9-)7,2(-7,9) µm gr., złożona z ponad 15 łatwo rozdzielających się słoików, każdy (0,5-)1,2(-2,2) µm gr.

Warstwy 1. i 2. nie barwią się w odczynniku Melzera.

**TRZONEK** hialinowy; prosty lub zagięty; nieznacznie lejkowaty; (7,4-)9,7(-12,9) µm szer. przy podstawie zarodnika.

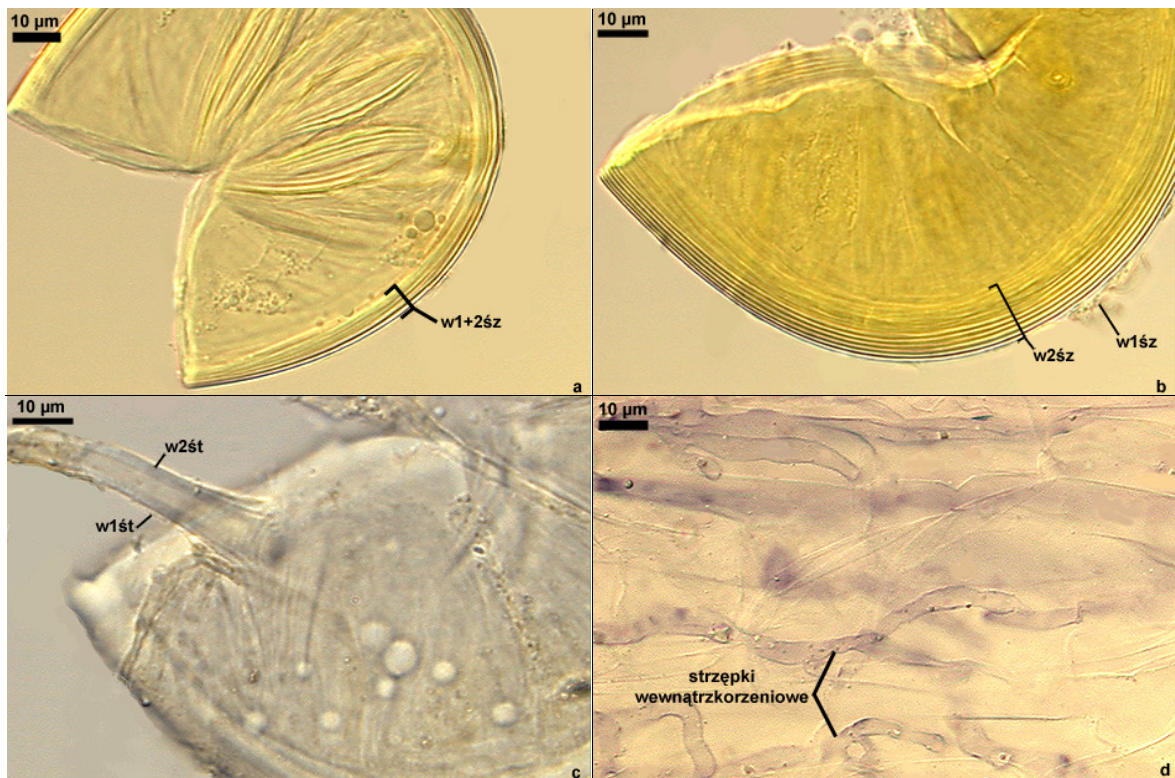
**ŚCIANA TRZONKA** hialinowa; (3,0-)3,6(-3,9) µm gr. przy podstawie zarodnika; złożona z dwóch warstw, ciągłych z warstwami 1. i 2. ściany zarodnika; warstwa 1. rzadko obecna u dojrzałych zarodników (ryc. 12c).

**KANAŁ TRZONKA** stopniowo zwęża się z wiekiem wskutek pogrubiania się wewnętrznej warstwy jego ściany.

**MIKORYZY.** W jednogatunkowych kulturach z *Plantago lanceolata*, rośliną gospodarzem, *Par. laccatum* tworzyło mikoryzy z arbuskulami oraz strzępkami wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowymi barwiącymi się blado w 0,1% błękitnie trypanowym (ryc. 12d). Nie stwierdzono wezykul (Renker et al. 2007).

**UWAGI.** Gatunkami grzybów arbuskularnych podobnymi do *Par. laccatum* są *Par. brasilianum* (Spain et J. Miranda) J.B. Morton et D. Redecker, *Par. occultum* (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker i *Gl. diaphanum* Morton et Walker. Najbardziej wyróżniającą cechą morfologiczną *Par. laccatum*, łatwo rozdzielającą go od wymienionych wyżej gatunków, jest jego strukturalna z laminowana druga warstwa ściany zarodnika, składającą się z wielu łatwo

oddzielających się od siebie słojów (słoje ściany zarodnika gatunków uwzględnionych w niniejszym porównaniu nigdy nie rozdzielają się).



**Ryc. 12.** *Paraglomus laccatum*, a-b) zarodniki, d) strzępki wewnętrzkorzeniowe

### ***Scutellospora pellucida***

(Nicol. et Schenck) Walker et Sanders

**ZARODNIKI** pojedyncze w glebie; rozwijają się na szczycie rozdętej komórki zarodnikotwórczej; hialinowe do pomarańczowożółtych (4B8); kuliste do nibykulistych; (130-)195(-235) µm śr.; czasami owalne; 130-155 x 160-235 µm (ryc. 13).

**WEWNĄTRZKOMÓRKOWA STRUKTURA ZARODNIKA** złożona ze ściany zarodnika i dwóch wewnętrznych ścian kiełkowych.

**Ściana zarodnika** obejmuje dwie warstwy (warstwy 1., 2; ryc. 13a-c).

Warstwa 1. trwała, gładka, hialinowa, (1,0-)1,5(-2,5) µm gr., dobrze widoczna u zarodników skruszonych w odczynniku Melzera, w którym jest niereaktywna i przylega do ciemnopurpurowej (14F8) warstwy 2.

Warstwa 2. złaminowana, hialinowa do pomarańczowożółtej (4B8), (3,0-)7,1(-9,2) µm gr., barwi się ciemnopurpurowo (14F8) w odczynniku Melzera.

**Ściana kiełkowa 1.** obejmuje dwie warstwy (warstwy 1., 2; ryc. 13a-c).

Warstwa 1. giętka, hialinowa, <0,5 µm gr.

Warstwa 2. giętka, hialinowa, (0,8-)1,2(-1,9) µm gr.

**Ściana kielkowa 2.** złożona z dwóch warstw (warstwy 1., 2.).

Warstwa 1. giętka, skórzasta, hialinowa, (1,5-)2,8(-5,3)  $\mu\text{m}$  gr., zwykle różowa (8A2) do jasnoczerwonej (8A3) w odczynniku Melzera.

Warstwa 2. plastyczna, hialinowa, 5-25  $\mu\text{m}$  gr. w alkoholu poliwinylowym, 1,0-3,0  $\mu\text{m}$  gr. i purpurowa (13D8) w odczynniku Melzera.

**KOMÓRKA ZARODNIKOTWÓRCZA** utworzona szczytowo na sporoforze; owalna; (30,0-)35,0(-43,5)  $\mu\text{m}$  szer.; hialinowa do pomarańczowożółtej (4B8).

**Ściana komórki zarodnikotwórczej** z dwiema warstwami (warstwy 1., 2.), ciągłymi z warstwami 1. i 2. ściany zarodnika.

Warstwa 1. hialinowa, <0,3-0,5  $\mu\text{m}$  gr., bardzo trudna do zauważenia.

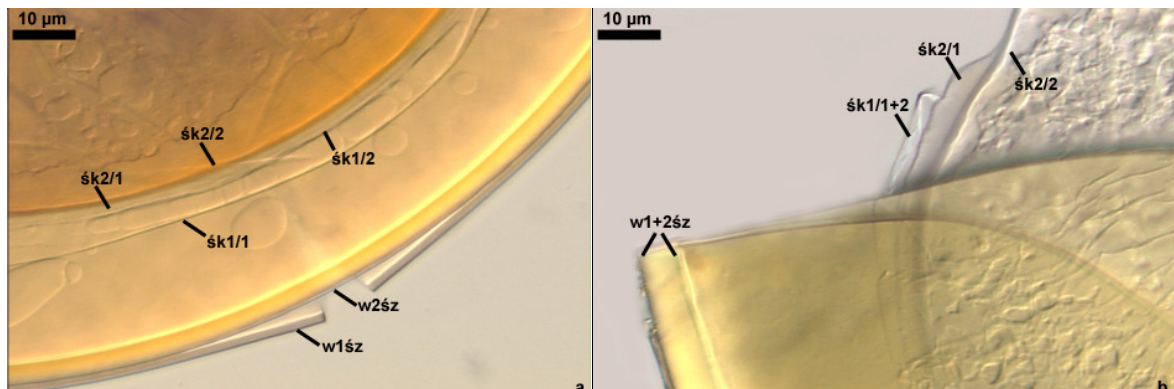
Warstwa 2. hialinowa do pomarańczowożółtej (4B8), 1,8-3,0  $\mu\text{m}$  gr. przy podstawie zarodnika.

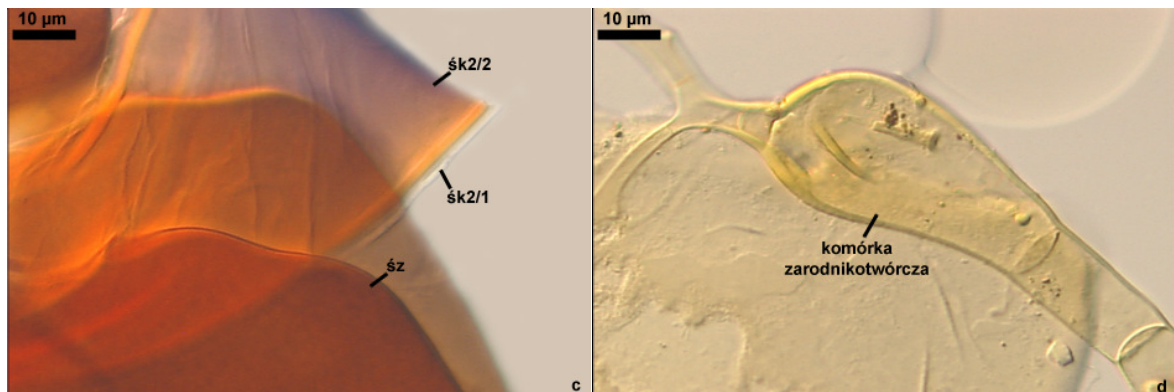
**TARCZA KIELKOWA** elipsoidalna; hialinowa do jasnożółtej (4A3); 65-80 x 100-120  $\mu\text{m}$ ; z głębokimi wcięciami wydzielającymi 4-7 płatów o gładkim brzegu; umiejscowiona na powierzchni drugiej ściany kielkowej.

**KOMÓRKI POMOCNICZE** rzadko pojedyncze, zwykle zebrane w grona z 2-10 komórkami; hialinowe do jasnożółtych (4A3); gruszkowate do nieregularnych; 15,0-27,5 x 30,0-42,0  $\mu\text{m}$ ; tworzą się na spiralnie zwiniętych strzępkach, 2,2-5,8  $\mu\text{m}$  szer. (ryc. 13d).

**MIKORYZY.** Według Mortona (2000) mikoryzy *Scu. pellucida* składają się z arbuskul oraz strzępek wewnątrz- i zewnątrzkorzeniowych barwiących się intensywnie w błękitnie trypanowym.

**UWAGI.** Innymi gatunkami z rodzaju *Scutellospora* tworzącymi bezbarwne zarodniki są *Sc. fulgida* Koske et Walker, *Sc. gilmorei* (Trappe et Gerd.) Walker et Sanders i *Sc. savannicola* (Ferr. et Herr.) Walker et Sanders. Główną cechą różniącą *Sc. pellucida* od *Sc. fulgida* jest niereaktywność warstwy 2. ściany zarodników drugiego gatunku (Koske, Walker 1986).





Ryc. 13. *Scutellospora pellucida*, a-d) zarodniki

### 3. WNIOSKI

Wyniki badań nad (1) występowaniem grzybów i mikoryz arbuskularnych (AGM; Glomeromycota) w glebach ryzosferowych i korzeniach roślin uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego, (2) określeniem składu liczbowego i gatunkowego populacji zarodników AGM związanych z korzeniami wybranych gatunków roślin chronionych oraz (3) wpływem *Glomus claroideum* na emisję ultra słabej biochemiluminescencji *Pisum sativum*, upoważniają do przedstawienia następujących stwierdzeń i wniosków:

1. Arbuskularne grzyby mikoryzowe z gromady Glomeromycota występowały powszechnie i były szeroko rozprzestrzenione w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego.
2. Dominującymi przedstawicielami Glomeromycota były grzyby z rodzaju *Glomus*. *Scutellospora* i *Pacispora* spp. występowały regularnie, ale mniej licznie. Gatunki z rodzajów *Acaulospora*, *Archaeospora*, *Appendicispora*, *Entrophospora* i *Gigaspora* znajdowano rzadko i w małych zagęszczeniach.
3. Obfitość zarodnikowania AGM istotnie ( $P=0,05$ ) różniła się w zależności od ich rośliny gospodarza i warunków wzrostu. W polu rośliną nieuprawną utrzymującą najwięcej zarodników ( $P=0,05$ ) było *Trifolium arvense*, a rośliny uprawne były związane z podobną liczbą zarodników. Chociaż w kulturach pułapkowych zarodnikowanie AGM zależało od użytej rośliny gospodarza, tj. *Plantago lanceolata* lub *Zea mays*, obie te rośliny utrzymywały najwięcej zarodników, gdy rosły w glebach ryzosferowych *Zea mays*.
4. Gatunkami AGM występującymi najczęściej w glebach rolniczych województwa lubuskiego były *Glomus mosseae* i *Gl. claroideum*. Nieco rzadziej znajdowano *Gl. caledonium* i *Pacispora franciscana*. W glebach nieuprawnych najczęściej stwierdzano *Gl. constrictum* i *Gl. claroideum*. Stosunkowo często izolowano również *Acaulospora lacunosa*, *Gl. macrocarpum* i *Scutellospora dipurpurescens*.
5. Wyizolowane populacje zarodników grzybów arbuskularnych były bardziej obfite i zróżnicowane gatunkowo w stanowiskach nieuprawnych niż uprawnych.

6. W stanowiskach uprawnych najobficiej zarodnikowały *Glomus deserticola* i *Gl. mosseae*, natomiast wśród roślin dziko rosnących najwięcej zarodników tworzyły *Gl. badium*, *Gl. constrictum*, *Gl. deserticola* i *Scutellospora dipurpurescens*.
7. Gatunkami grzybów arbuskularnych współwystępującymi najczęściej z korzeniami roślin chronionych były *Glomus constrictum*, *Gl. claroideum* i *Scutellospora dipurpurescens*.
8. Spośród 35 gatunków AGM stwierdzonych w glebach rolniczych i nieużytkach województwa lubuskiego, 33 gatunki wcześniej znajdowano w glebach uprawnych zarówno Polski, jak i innych rejonów świata. Brak wcześniejszych notowań *Appendicispora gerdemannii* i *Gigaspora margarita* w Polsce prawdopodobnie wynika z trudności zidentyfikowania tych grzybów i rzadkiego zarodnikowania *Gi. margarita* w warunkach polowych. Niniejsza praca jest pierwszym doniesieniem o występowaniu wymienionych wyżej gatunków w Europie.
9. Glebowymi własnościami chemicznymi istotnie wpływającymi na występowanie zarodników AGM w stanowiskach województwa lubuskiego były zawartości C-organicznego i Mg. Zarodnikowanie *Glomus mosseae* korelowało dodatnio z zawartością w glebie potasu ogólnego i przyswajalnego, *Gl. claroideum* z zawartością przyswajalnego Mg, a *Gl. constrictum* z zawartością N ogólnego, C-organicznego i Mg.
10. U roślin uprawnych i nieuprawnych kolonizacja mikoryzowa była podobna. Poziom kolonizacji mikoryzowej nie korelował z glebowym pH i zawartością w niej składników ogólnych: N, P, K, C-organicznego i form przyswajalnych: P, K, Mg.
11. *Glomus claroideum* istotnie ( $P=0,05$ ) zmniejszało emisję ultra słabej biochemiluminescencji liści i korzeni *Pisum sativum*.

## LITERATURA

- Abbott L. K., Robson A. D. 1981. Infectivity and effectiveness of five endomycorrhizal fungi: competition with indigenous fungi in field soils. *Aust. J. Agric. Res.* 32: 621-630.
- Allen M. F., MacMahon J. A. 1985. Impact of disturbance on cold desert fungi: comparative microscale dispersion patterns. *Pedobiol.* 28, 215-224.
- An Z. Q., Hendrix J. W., Hershman D. E., Ferriss R. S., Henson G. T. 1993. The influence of crop rotation and soil fumigation on a mycorrhizal fungal community associated with soybean. *Mycorrhiza* 3, 171-182.
- Anderson R. C., Liberta A. E., Dickman L. A. 1984 Interaction of vascular plants and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi across a soil moisture-nutrient gradient. *Oecologia* 64, 111-117.
- Arines J., Vilarino A. 1991. Growth, micronutrient content and vesicular-arbuscular fungi infection of herbaceous plants on lignite mine spoils: a greenhouse pot experiment. *Plant and Soil* 135, 269-273.
- Augé R. M. 1989. Do VA mycorrhizae enhance transpiration by affecting host phosphorous content? *J. Plant nutrition* 12, 743-753.
- Becker W. N., Hall I. R. 1976. *Gigaspora margarita*, a new species in the Endogonaceae. *Mycotaxon* 4, 155-160.
- Bentivenga S. P., Morton J. B. 1995. A monograph of the genus *Gigaspora*, incorporating developmental patterns of morphological characters. *Mycologia* 87, 719-731.
- Berch S. M., Koske R. E. 1986. *Glomus pansihalos*: a new species in the Endogonaceae, Zygomycetes. *Mycologia* 78, 838-842.
- Berch S. M., Trappe J. M. 1985. A new species of Endogonaceae, *Glomus hoi*. *Mycologia* 77, 654-657.
- Bergen M., Koske R. E. 1984. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi from sand dunes of Cape Cod, Massachusetts. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 83, 157-158.
- Bever J., Morton J. B., Antonovics J., Schultz P. A. 1996. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *J. Ecol.* 84, 71-82.
- Bhattacharjee M., Mukerji K. G., Misra S. 1980. Studies on Indian Endogonaceae. III. Further records. *Acta Bot. Indica* 8, 99-102.
- Blaschke H. 1991. Multiple mycorrhizal associations of individual calcicole host plants in the alpine grass-heath zone. *Mycorrhiza* 1, 31-34.
- Bloss H. E., Walker C. 1987. Some endogonaceous mycorrhizal fungi of the Santa Catalina Mountains in Arizona. *Mycologia* 79, 649-654.
- Błaszowski J. 1988a. Four new species of the Endogonaceae (Zygomycotina) from Poland. *Karstenia* 27, 37-42.

- Błaszowski J. 1988b. Three new vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Poland. Bull. Pol. Acad. Sci. Biol. Sci. 36, 271-275.
- Błaszowski J. 1989. Z badań nad występowaniem Endogonaceae w Polsce. Folia Soc. Scient. Lublin. Biol. 30, 39-46.
- Błaszowski J. 1990a. Polish Endogonaceae 5. *Glomus constrictum*. Crypt. Bot. 1, 360-364.
- Błaszowski J. 1990b. Polish Endogonaceae. VI. *Acaulospora lacunosa*. Crypt. Bot. 2, 20-24.
- Błaszowski J. 1990c. Polish Endogonaceae IV. *Gigaspora gigantea*, *Glomus deserticola*, and *Glomus globiferum*. Acta Mycol 26, 3-16.
- Błaszowski J. 1991. Polish Endogonaceae. IX. *Glomus aggregatum* with spores forming an evanescent outermost wall. Crypt. Bot. 2/3, 130-135.
- Błaszowski J. 1992. *Scutellospora armeniaca*, a new species in Glomales (Zygomycetes) from Poland. Mycologia 84, 939-944.
- Błaszowski J. 1993a. Comparative studies of the occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) in cultivated and uncultivated soils of Poland. Acta Mycol. 28, 93-140.
- Błaszowski J. 1993b. The occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) in plant communities of maritime dunes and shores of Poland. Bull. Pol. Ac. Sci. Biol. Sci. 41, 377-392.
- Błaszowski J. 1993c. The occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) in plant communities of maritime dunes and shores of Poland. Bull. Pol. Ac. Sci. Biol. 41, 377-392.
- Błaszowski J. 1993d. Polish Glomales XII. *Glomus macrocarpum* Tul. et Tul. and *Glomus microcarpum* Tul. et Tul. Bull. Pol. Ac. Sci. Biol. Sci. 41, 29-39.
- Błaszowski J. 1994. Arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) of the Hel Peninsula, Poland. Mycorrhiza 5, 71-88.
- Błaszowski J. 1995a. *Acaulospora koskei*, a new species in Glomales from Poland. Mycol. Res. 99, 237-240.
- Błaszowski J. 1995b. *Glomus corymbiforme*, a new species in Glomales from Poland. Mycologia 87, 732-737.
- Błaszowski J., Tadych M. 1997. *Scutellospora persica* (Glomales, Zygomycetes), a new fungus to flora of Poland. Mycotaxon 65, 379-390.
- Błaszowski J., Madej T., Tadych M. 1998a. *Entrophospora baltica* sp. nov. and *Glomus fuegianum*, two species in the Glomales from Poland. Mycotaxon 68, 165-184.
- Błaszowski J., Madej T., Tadych M. 1998b. *Glomus rubiforme* (Glomales, Zygomycetes), an arbuscular mycorrhizal fungus new to the mycota of Poland. Acta Mycol. 33, 255-263.

- Błaszowski J., Tadych M., Madej T., Adamska I., Czerniawska B., Iwaniuk A. 1999. *Acaulospora mellea* and *A. trappei*, fungi new to the Mycota of Poland. *Acta Mycol.* 34, 41-50.
- Błaszowski J., Tadych M., Madej T. 2001a. *Glomus arenarium*, a new species in Glomales (Zygomycetes). *Acta Soc. Bot. Pol.* 70, 97-101.
- Błaszowski J., Tadych M., Madej T., Adamska I., Iwaniuk A. 2001b. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycota) of Israeli soils. *Mat. II Polsko-Izraelskiej Konf. Nauk. nt. „Gospodarowanie zasobami wodnymi i nawadnianie roślin uprawnych”*. *Przegląd naukowy Wydz. Inz. Kształt. Srod.* 22, 8-27.
- Błaszowski J., Tadych M., Madej T. 2002a. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycota) of the Błędowska Desert. *Acta Soc. Bot. Pol.* 71, 71-85.
- Błaszowski J., Adamska I., Madej T. 2002b *Glomus lamellosum* (Glomales, Zygomycota), an arbuscular mycorrhizal fungal species new for Poland and Europe. *Mycotaxon* 81, 281-292.
- Błaszowski J., Adamska I., Czerniawska B. 2002c. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) of the Vistula Bar. *Acta Mycol.* 37, 39-62.
- Błaszowski J. 2003. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota), *Endogone*, and *Complexipes* species deposited in the Department of Plant Pathology, University of Agriculture in Szczecin, Poland. <http://www.agro.ar.szczecin.pl/~jblaszkowski/>.
- Błaszowski J., Adamska I., Czerniawska B. 2003. *Glomus claroideum* and *G. spurcum*, arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) new for Poland and Europe, respectively. *Acta Soc. Bot. Pol.* 72, 149-156.
- Błaszowski J., Kowalczyk S., Czerniawska B. 2006. *Acalospora rehmi* and *Gigaspora margarita*, arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) new for Europe and Poland, respectively. *Acta Mycol.* 41, 41-48.
- Brundrett M. C., Jasper D. A., Ashwath N. 1999. Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. II. The effect of nutrient levels and host species on the isolatin of fungi. *Mycorrhiza* 8, 315-321.
- Coj K. M., Wiesielowski W. A., Tarusow B. N. 1967. DAN SSSR.176, Nr 4.
- Dalpé Y. 1989. Inventaire et repartition de la flore endomycorhizienne de dunes et de rivages maritimes du Québec, du Nouveau-Brunswick et de la Nouvelle-Ecosse. *Naturaliste Can. (Rev. Ecol. Syst.)* 116, 219-236.
- Dalpé Y., Koske R. E., Tews L. L. 1992. *Glomus lamellosum* sp. nov.: a new Glomaceae associated with beach grass. *Mycotaxon* 43, 289-293.
- Dehn B., Schüepp H. 1989. Influence of VA mycorrhizae on the uptake and distribution of heavy metals in plants. *Agric. Ecosys. Environm.* 29, 79-83.



- Dodd J. C., Arias I., Koomen I., Hayman D. S. 1990. The management of populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem. *Plant and Soil* 122, 241-247.
- Franke M., Morton J. B. 1994. Ontogenetic comparisons of arbuscular mycorrhizal fungi *Scutellospora heterogama* and *Scutellospora pellucida*: revision of taxonomic character concepts, species descriptions, and phylogenetic hypotheses. *Can. J. Bot.* 72, 122-134.
- Gai J. P., Christie P., Feng G., Li X. L. 2006. Twenty years of research on biodiversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in China: a review. *Mycorrhiza* 16, 229-239.
- Gemma J. N., Koske R. E. 1989. Field inoculation of American beachgrass (*Ammophila breviligulata*) with V-A mycorrhizal fungi. *J. Environm. Manag.* 29, 173-182.
- Gerdemann J. W., 1968. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Annu. Rev. Phytopath.* 6: 397-418.
- Gerdemann J. W., Nicolson T. H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46: 235-244.
- Gerdemann J. W., Trappe J. M. 1974. The Endogonaceae in the Pacific Northwest. *Myc. Memoir* 5, 1-76.
- Gianinazzi S., Gianinazzi-Pearson V. 1986. Progress and headaches in endomycorrhiza biotechnology. *Symbiosis* 2, 139-149.
- Giovannetti M. 1985. Seasonal variations of vesicular-arbuscular mycorrhizas and Endogonaceous spores in a maritime sand dunes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 84, 679-684.
- Giovannetti M., Nicolson T. H. 1983. Vesicular-arbuscular mycorrhizas in Italian sand dunes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 80, 552-557.
- Grandi R. A. P., Trufem S. F. B. 1991. Fungos micorrizoccos vesiculo-arbusculares em Marantaceae cultivadas no Instituto de Botânica, São Paulo, SP. *Revta Brasil. Bot.* 14, 89-95.
- Greipsson S., El-Mayas H., Vestberg M., Walker C. 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi in sandy soils in Iceland. *Arctic, Antarctic, Alpine Res.* 34, 419-427.
- Grey W. E. 1991. Influence of temperature on colonization of spring barleys by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 137, 181-190.
- Griffioen W. A. J., Ernst W. H. O. 1989. The role of VA mycorrhiza in the heavy metal tolerance of *Agrostis capillaris* L. *Agric. Ecosyst. Environm.* 29, 173-177.
- Hall I. R. 1977. Species and mycorrhizal infections of New Zealand Endogonaceae. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 68, 341-356.

- Hall I. R., Abbott L. K. 1984. Some Endogonaceae from south western Australia. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 83, 203-208.
- Hamel C., Dalpé Y., Lapierre C., Simard R. R., Smith D. I. 1994. Composition of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi population in an old meadow as affected by pH, phosphorus and soil disturbance. *Agric. Ecosys. Environ.* 49, 223-231.
- Harley J. L., Harley E. L. 1987. A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytol.* 105: 1-102.
- Harley J. L., Smith S. E. 1983. *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, London.
- Hayman D. S. 1970. *Endogone* spore numbers in soil and vesicular-arbuscular mycorrhiza in wheat as influenced by season and soil treatment. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 554, 53-63.
- Hayman D.S., G. E. Stovold. 1979. Spore Populations and Infectivity of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi in New South Wales. *Aust. J. Botany.* 27 pp. 227-33
- Hetrick B. A. D., Bloom J. 1983. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with native tall grass prairie and cultivated winter wheat. *Can. J. Bot.* 61, 2140-2146.
- Hijri I., Sýkorova Z., Oehl F., Ineichen K., Mäder P., Wiemken A., Redecker D. 2006. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils are not necessarily low in diversity. *Molecular Ecology* 15, 2277-2289.
- Hildebrandt U., Janetta K., Ouziad F., Renne B., Nawrath K., Bothe H. 2001. Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central European salt marshes. *Mycorrhiza* 10, 175-183.
- Iwaniuk A., Błaszowski J. 2004. Arbuscular fungi and mycorrhizae of agricultural soils of the Western Pomerania. Part I. Occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae. *Acta Mycol.* 39(1), 59-84.
- Jansa J., Mozafar A., Anken T., Ruh R., Sanders I. R., Frossard E. 2002. Diversity and structure of AMF communities as affected by tillage in a temperate soil. *Mycorrhiza* 12, 225-234.
- Johnson P. N. 1977. Mycorrhizal Endogonaceae in a New Zealand forest. *New Phytol.* 78, 161-170.
- Kaczorowska Z. 1962. Opady w Polsce w przekroju wieloletnim. *Prace Geogr. IG PAN.* 33:1-107.
- Kornerup A., Wanscher J. H. 1983. *Methuen handbook of colour*. 3rd Ed. E. Methuen and Co., Ltd., London.
- Koske R. E, Gemma J. N, Jackson N. 1997. Mycorrhizal fungi associated with three species of turfgrass. *Can. J. Bot.* 75, 320-332.

- Koske R. E. 1981. A preliminary study of interactions between species of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a sand dune. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 76, 411-416.
- Koske R. E. 1985. *Glomus aggregatum* emended: A distinct taxon in the *Glomus fasciculatum* complex. *Mycologia* 77, 619-630.
- Koske R. E. 1987. Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient. *Mycologia* 79, 55-68.
- Koske R. E., Friese C., Walker C., Dalpé Y. 1986. *Glomus pustulatum*: A new species in the Endogonaceae. *Mycotaxon* 26, 143-149.
- Koske R. E., Gemma J. N., Jackson N. 1977. Mycorrhizal fungi associated with three species of turfgrass. *Can. J. Bot.* 75, 320-332.
- Koske R. E., Tews L. L. 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi of Wisconsin sandy soils. *Mycologia* 79, 901-905.
- Land S., F. Schönbeck. 1991. Influence of different soil types on abundance and seasonal dynamics of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of North Germany. *Mycorrhiza* 1:39-44.
- Landwehr M., Hildebrandt U., Wilde P., Nawrath K., Tóth T., Biró B., Bothe H. 2002. The arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus geosporum* in European saline, sodic and gypsum soils. *Mycorrhiza* 12, 199-211.
- McGee P. A., Trappe J. M. 2002. The Australian zygomycetous mycorrhizal fungi. II. Further Australian sporocarpic Glomaceae. *Aust. Sys. Bot.* 15, 115-124.
- McGonigle T. P., Miller M. H., Evans D. G., Fairchild G. L., Swan J. A. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 115, 495-501.
- Miller D. D., Domoto P. A., Walker C. 1985. Mycorrhizal fungi at eighteen apple rostock plantings in the United States. *New Phytol.* 100, 379-391.
- Moreira-Souza M., Trufem F. B., Gomes-da-Costa S. M., Cardoso E. J. B. N. 2003. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. *Mycorrhiza* 13, 211-215.
- Morton J. B. 1986. Three new species of *Acaulospora* (Endogonaceae) from high aluminum, low pH soils in West Virginia. *Mycologia* 78, 641-648.
- Morton J. B., Koske R. E. 1988. *Scutellispora dipurpurescens*, a new species in the Endogonaceae from West Virginia. *Mycologia* 80, 520-524.
- Morton J. B., Benny G. L. 1990. Species and clones of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes): their role in macro- and microevolutionary processes. *Mycotaxon* 37, 493-515.
- Morton J. B. 1993. Problems and solutions for the integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of endomycorrhizal phenomena. *Mycorrhiza* 2, 97-109.

- Morton J. B., Bentivenga S. P., Bever J. D. 1994. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). *Can. J. Bot.* 73 (Suppl. 1), 25-32.
- Morton J. M. 1995. Taxonomic and phylogenetic divergence among five *Scutellospora* species based on comparative developmental sequences. *Mycologia* 87, 127-137.
- Morton J. M. 1996. Redescription of *Glomus caledonium* based on correspondence of spore morphological characters in type specimens and a living reference culture. *Mycorrhiza* 6: 161-166.
- Morton J. B., Bever J. D., Pflieger F. L. 1997. Taxonomy of *Acaulospora gerdemannii* and *Glomus leptotichum*, synanamorphs of an arbuscular mycorrhizal fungus in Glomales. *Mycol. Res.* 101, 625-631.
- Morton J. B. 1999. Evolution of fungi in Glomales. W: International Culture Collection of Arbuscular & Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. West Virginia University.
- Morton J. B. 2000. International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi. West Virginia University: <http://www.invam.caf.wvu.edu/>.
- Morton J. B., Redecker D. 2001. Two families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* 93, 181-195.
- Murkowski A. 1973. Biochemiluminescencja - wskaźnikiem stanu fizjologicznego rośliny i jej odporności na ekstremalne czynniki zewnętrzne. *Post. Nauk Roln.* 4: 3-16.
- Nicolson T. H., Gerdemann J. W. 1968. Mycorrhizal *Endogone* species. *Mycologia* 60, 313-325.
- Nicolson T. H., Schenck N. C. 1979. Endogonaceous mycorrhizal endophytes in Florida. *Mycologia* 71, 178-198.
- Oehl F., Sieverding E. 2004. *Pacispora*, a new vesicular arbuscular mycorrhizal fungal genus in the Glomeromycetes. *J. Appl. Bot.* 78, 72-82.
- Oehl F., Sieverding E., Ineichen K., Mader P., Boller T., Wiemken A. 2003. Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of Central Europe. *Appl. Environ. Microbiol.* 69, 2816-2824.
- Oehl F., Sieverding E., Ineichen K., Ris E.-A., Boller T., Wiemken A. 2005. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. *New Phytol.* 165, 273-283.
- Phillips J. M., Hayman D. S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55, 158-161.

- Porter W. M., Robson A. D., Abbott L. K. 1987. Field survey of the distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil pH. *J. Appl. Ecol.* 24, 659-662.
- Ragupathy S., Mahadevan A. 1993. Distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizae in the plants and rhizosphere soils of the tropical plains, Tamil Nadu, India. *Mycorrhiza* 3, 123-136.
- Renker C, Błaszowski J, Buscot F 2007. *Paraglomus laccatum* comb. nov. - a new member of Paraglomeraceae (Glomeromycota). *Nova Hedwigia* 84 (3-4), 395-407.
- Rose S., Daniels B. A., Trappe J. M. 1979. *Glomus gerdemanni* sp. nov. *Mycotaxon* 8, 297-301.
- Ruiz-Lozano J. M. Azcón R. 2000. Symbiotic efficiency and infectivity of an autochthonous arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp. from saline soils and *G. deserticola* under salinity. *Mycorrhiza* 10, 137-143.
- Sanders F. E., Tinker P. B., Black R. L. B., Palmersley S. M. 1977. The development of endomycorrhizal root systems. I. Spread of infection and growth-promoting effects with four species of vesicular-arbuscular endophytes. *New Phytol.* 77, 257-268.
- Schenck N. C., Graham S. O., Green N. E., 1975. Temperature and light effects on contamination and spore germination of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologia* 57: 1189-1194.
- Schenck N. C., Kinloch R. A. 1980. Incidence of mycorrhizal fungi on six field crops in monoculture on a newly cleared woodland site. *Mycologia* 72, 445-456.
- Schenck N. C., Smith G. S. 1981. Distribution and occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on Florida agricultural crops. *Soil Crop Sci. Soc. Florida, Proc.* 40, 171-175.
- Schenck N. C., Smith G. S., 1982. Additional new and unreported species of mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Florida. *Mycologia* 74, 77-92.
- Schenck NC, Perez Y. 1990. Manual for the Identification of VA Mycorrhizal Fungi, pp. 283. Synergistic Publ., Gainesville, Florida, USA.
- Schultz P. A., Bever J. D., Morton J. B. 1999. *Acaulospora colossica* sp. nov. from an old field in North Carolina and morphological comparisons with similar species, *A. laevis* and *A. koskei*. *Mycologia* 91, 676-683.
- Schüßler A. 2002. Molecular phylogeny, taxonomy, and evolution of *Geosiphon pyriformis* and arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 244, 75-83.
- Schüßler A., Gehrig H., Schwarzott D., Walker C. 2001b. Analysis of partial Glomales SSU rRNA gene sequences: implications for primer design and phylogeny. *Mycol Res.* 105, 5-15.
- Schüßler A., Schwarzott D., Walker C. 2001a. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Myc. Res.* 105, 1413-1421.

- Selvaraj T., Subramanian G. 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in roots and scale-like leaves of *Acorus calamus* Linn. and *Calacasia esculenta* Linn. Cur. Sci. 56, 1112- 1114.
- Sieverding E. 1989. Ecology of VAM fungi in tropical agrosystems. Agric., Ecosyst. and Environment. 29, 369-390.
- Sieverding E., Oehl F. 2006. Revision of *Entrophospora* and description of *Kuklospora* and *Intraspora*, two new genera in the arbuscular mycorrhizal Glomeromycetes. J. Appl. Bot. Food Qual. 80, 69-81.
- Sieverding E., Toro S. T. 1987. *Entrophospora schenckii*: a new species in the Endogonaceae from Colombia. Mycotaxon 28, 209-214.
- Smith S. E., Read D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. Harcourt Brace & Company, Publishers. San Diego, London, New York, Boston, Sydney, Tokyo, Toronto.
- Spain J. L., Sieverding E., Oehl F. 2006. *Appendicispora*: a new genus in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes, with a discussion of the genus *Archaeospora*. Mycotaxon 97, 163-182.
- Stahl P. D., Christensen M. 1982. Mycorrhizal fungi associated with *Bouteloua* and *Agropyron* in Wyoming sagebrush-grasslands. Mycologia 74, 877-885
- Stahl P. D., Smith W. K. 1984. Effects of different geographic isolates of *Glomus* on the water relations of *Agropyron smithii*. Mycologia 76, 261-267.
- Stutz J. C., Morton J. B. 1996. Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular mycorrhizal fungi in arid ecosystems. Can. J. Bot. 74, 1883-1889.
- Stürmer S. L. Morton J. B. 1997. Developmental patterns defining morphological characters in spores of four species in *Glomus*. Mycologia 89, 72-81.
- Stürmer S. L., Morton J. B. 1999. Taxonomic reinterpretation of morphological characters in Acaulosporaceae based on developmental patterns. Mycologia 91, 849-857.
- Stutz J. C., Morton J. B. 1996. Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular mycorrhizal fungi in arid ecosystems. Can. J. Bot. 74, 1883-1889.
- Sylvia D. M. 1986. Spatial and temporal distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Uniola paniculata* in Florida foredunes. Mycologia 78, 728-734.
- Sylvia D. M., Will M. E. 1988. Establishment of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and other microorganisms on a beach replenishment site in Florida. Appl. Environm. Microbiol. 54, 348-352.
- Tadych M., Błaszczowski J. 2000a. Arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) of the Slowinski National Park, Poland. Mycotaxon 74, 463-483.

- Tadych M., Błaszowski J. 2000b. Arbuscular mycorrhizal fungi of the Brda river valley in the Tuchola Forests. *Acta Mycol.* 35, 3-23.
- Talukdar N. C., Germida J. J. 1993. Occurrence and isolation of vesicular-arbuscular mycorrhizae in cropped field soils of Saskatchewan. *Can. J. Microbiol.* 39, 567-575.
- Trappe J. W., Bloss E., Menge J. 1984. *Glomus deserticola* sp. nov. *Mycotaxon* 20, 123-127.
- Tulasne L. R., Tulasne C. 1845. Fungi nonnulli hypogaei, novi minus cogniti act. *Giorn. Bot. Ital.* 2, 35-63.
- Turnau K., Haselwandter K. 2001. Arbuscular mycorrhizal fungi, an essential component of soil microflora in ecosystem restoration. W: Gianinazzi S., Shuepp H., Barea J.M., Haselwandter K. (red.) *Mycorrhizal Technology in Agriculture: From Genes to Bioproducts*. Birkhauser Verlag, Basel, Boston, Berlin, s. 137-150
- Vestberg, M. 1995. Occurrence of some Glomales in Finland. *Mycorrhiza* 5:329-336.
- Volkmar K. M., Woodbury W. 1989. Effects of soil temperature and depth on colonization and root and shoot growth of barley inoculated with vesicular-arbuscular mycorrhizae indigenous to Canadian prairie soil. *Can. J. Bot.* 67, 1702-1707.
- Walker C., Mize C. W., McNabb, Jr. H. S. 1982. Populations of endogonaceous fungi at two locations in central Iowa. *Can. J. Bot.* 60, 2518-2529.
- Walker C., Trappe J. M. 1993. Names and epithets in the Glomales and Endogonales. *Mycol. Res.* 97, 339-344.
- Walker C., Vestberg M. 1998. Synonymy amongst the arbuscular mycorrhizal fungi: *Glomus claroideum*, *G. maculosum*, *G. multisubstensum* and *G. fistulosum*. *Ann. Bot.* 82, 601-624.
- Wang Y. Y., Vestberg M., Walker C., Hurme T., Zhang X., Lindström K. 2008. Diversity and infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils of the Sichuan Province of mainland China. *Mycorrhiza* 18, 59-68.
- Wu Ci-G., Chen Z.-Ch. 1986. The Endogonaceae of Taiwan. I. A preliminary investigation on Endogonaceae of bamboo vegetation at Chi-Tou areas, Central Taiwan. *Taiwania* 31, 65-88.
- Wu C.-G. 1993. Glomales of Taiwan: IV. A monograph of *Sclerocystis* (Glomaceae). *Mycotaxon* 49, 327-349.
- Zubek Sz., Turnau K., Błaszowski J. 2005. Arbuscular mycorrhiza of plants from the Mountain Botanical Garden in Zakopane. *Acta Mycol.* 40(1), 25-41.