

Arbuskularne grzyby mikoryzowe gleb województwa lubuskiego

SŁAWOMIR KOWALCZYK, JANUSZ BŁASZKOWSKI

Katedra Fitopatologii, Akademia Rolnicza, Słowackiego 17, 71-434 Szczecin
Department of Plant Pathology, Agricultural University of Szczecin,
Słowackiego 17, 71-43 Szczecin, Poland, e-mail jblaszkowski@agro.ar.szczecin.pl
Arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) of soils of the Lubuskie province

(Otrzymano: 20.04.2005)

Summary

In the year 2003, the occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) of the phylum *Glomeromycota* in cultivated and uncultivated soils of the Lubuskie province was investigated. The occurrence of AMF was examined based on 56 root and rhizosphere soils collected under 7 species of cultivated and uncultivated plants growing in 28 localities. Spores of AMF were isolated from both field-collected samples and trap cultures. They were revealed in 100% of field soils and 93.8% of trap cultures and represented 7 of the 8 recognized genera of the *Glomeromycota*. The arbuscular fungi occurring distinctly more frequently in the soil and root samples examined were members of the genus *Glomus*. The species of AMF most frequently occurring in cultivated soils of the Lubuskie province were *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola* and *G. mosseae*, whereas *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola*, *G. mosseae*, and *S. dipurpurescens* were more frequently found in uncultivated sites. The analysis of similarity of the species composition of AMF populations in sites of the Lubuskie province and the Western Pomeranian province earlier examined showed that (1) the occurrence in Poland of most taxa of these fungi detected in the study presented here is even and does not change with time, (2) the communities of AMF area are stable, despite the arduousness resulting from the agricultural and chemical practices conducted, and (3) the species diversity of the plants cultivated in a long period of time has no influence on the species composition of populations of AMF.

Key words: arbuscular fungi, mycorrhizae, *Glomeromycota*

WSTĘP

Najbardziej rozpowszechnionymi grzybami glebowymi o kluczowym znaczeniu dla roślin są arbuskularne grzyby mikoryzowe (AGM; Gerdemann, 1968) z gromady *Glomeromycota* (Schüßler i in., 2001). Współżyją one w obligatoryjnej symbiozie z co najmniej 80% wszystkich roślin kuli ziemskiej (Gianinazzi i Gianinazzi-Pearson, 1986). Zdaniem Gerdemanna (1968) oraz Harleya i Harley (1987, 1990) tylko rodziny *Brassicaceae* i *Chenopodiaceae* skupiają stosunkowo dużą liczbę znaczących gatunków roślin uprawnych, które są niemikoryzowe lub rzadko współżyją z AGM. Jednak wyniki niedawnych badań świadczą, że mikoryzy tworzone przez niektóre gatunki AGM nie reagują w powszechnie używanych barwnikach (Morton, Redecker, 2001) i duża część AGM różnych ekosystemów nie zarodnikuje w ogóle lub zarodnikuje sezonowo w warunkach polowych (Błaszowski i in., 2001). To mogło być przyczyną błędnego wnioskowania o statusie mikoryzowym roślin.

Symbiozę roślin z grzybami z gromady *Glomeromycota* nazywa się arbuskularną, ponieważ jedyną strukturą tworzoną w komórkach korzeni przez grzyby 7 z 8 rodzajów tej gromady są arbuskule, tj. krzaczasto rozgałęzione końce strzępek biorące udział w dwustronnej wymianie węgla, fosforu i innych fizjologicznie znaczących cząstek (Smith i Read, 1997). *Geosiphon pyriformis* (Kütz.) Wettstein, ósmy przedstawiciel gromady *Glomeromycota*, został włączony do tego taksonu na podstawie bliskości pokrewieństwa molekularnego, mimo że zdolność tworzenia mikoryz arbuskularnych przez tego grzyba dotychczas nie została ujawniona.

Arbuskularne grzyby mikoryzowe są umiejscowione w czterech rzędach, *Archaeosporales* C. Walker et Schüßler, *Diversisporales* C. Walker et Schüßler, *Glomerales* Morton et Benny i *Paraglomerales* C. Walker et Schüßler, należących do klasy *Glomeromycetes* Cavalier-Smith w gromadzie *Glomeromycota* C. Walker et Schüßler (Schüßler i in., 2001). Wyniki badań molekularnych wykazały, że grzyby tej gromady są bardziej spokrewnione z gatunkami z gromad *Ascomycota* i *Basidiomycota* niż z przedstawicielami gromady *Zygomycota*, jak wcześniej sądzono (Gerdemann i Trappe, 1974; Morton i Benny, 1990).

Obecnie liczba opisanych gatunków AGM wynosi około 160.

Arbuskularne grzyby mikoryzowe mają ogólnoświatowe rozmieszczenie i prawdopodobnie występują we wszystkich glebach, w których rosną rośliny (Błaszowski, 2003).

Współdziałanie AGM i roślin prowadzi do różnych obustronnych korzyści (Hayman, 1983). Grzyby korzystają z łatwo dostępnego węgla asymilowanego przez rośliny. Jakobsen i Rosendahl (1990) oszacowali, że AGM mogą wykorzystywać do 20% związanego węgla w roślinie, głównie wskutek zamiany glukozy w trehalozę (Shachar-Hill i in., 1995). Korzyści odnoszone przez rośliny współżyjące z AGM przede wszystkim wynikają z poprawienia odżywienia i przez to wzrostu i produktywności większości roślin naczyniowych (Hayman, 1983). Stymu-

lacja wzrostu wynika ze zwiększonej ilości pobranego fosforu i w mniejszym stopniu azotu przez stosunkowo duży i fizjologicznie aktywny kompleks korzenia z grzybem (Harley i Smith, 1983). Ponadto AGM oddziaływały korzystnie na sukcesję (Tadych i Błaszowski, 2000), konkurencyjność (Allen i Allen, 1984), fenologię roślin (Allen i Allen, 1986) i ilość produkowanego przez nie pyłku (Lau i in., 1995) oraz podtrzymywały różnorodność gatunkową zbiorowisk wskutek wyrównywania poziomu odżywienia roślin przez przemieszczanie składników pokarmowych z roślin lepiej odżywionych do roślin o słabszej kondycji za pośrednictwem pomostów grzybniowych (Newman, 1988). Grzyby arbuskularne zwiększały również tolerancję roślin na metale ciężkie (Turnau i Haselwandter, 2002), silne zasolenie gleby (Ruiz-Lozano i Azcón, 2000) i uodparniały rośliny na stresy wodne (Stahl, Smith, 1984) oraz patogeniczne grzyby i nicienie (Azcón-Aguilar i in., 2002). Jednak efektywność mikoryzy w oddziaływaniu na rośliny w zakresie omówionym wyżej zależy głównie od zdolności AGM do wywoływania tych zmian (Dodds i in., 1990). Zdolność ta jest różna u różnych gatunków i szczepów tych grzybów (Abbott i Robson, 1981) i niemal brak jest informacji o jej pochodzeniu (Giovannetti i Gianinazzi-Pearson, 1994). Ponadto w stanowiskach wykorzystywanych rolniczo efektywność mikoryz arbuskularnych zależy od stopnia przystosowania się gatunków AGM do sposobu uprawy gleby i roślin oraz substancji chemicznych zastosowanych w czasie wegetacji roślin i po ich zbiorze (Błaszowski, 1991; Jansa i in., 2002), jak również od gatunku, a nawet odmiany uprawianej rośliny (Azcón i Ocampo, 1981).

Biorąc pod uwagę wszechstronne oddziaływanie AGM na rośliny przedstawione wyżej, podstawowym warunkiem ich efektywnego wykorzystania w produkcji roślinnej i ochronie roślin jest wyselekcjonowanie gatunków tych grzybów najlepiej przystosowanych do warunków przebywania ich roślin gospodarzy. Jednym z przejawów genetycznego przystosowania się gatunków AGM do takich warunków jest ich wysoka stałość występowania i szeroki zakres rozmieszczenia (Stahl i Christensen, 1991).

Celem niniejszej pracy było określenie występowania AGM związanych z korzeniami roślin uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego.

MATERIAŁ I METODY

Obszar badań. Obszarem badań występowania AGM związanych z roślinami uprawnymi i nieuprawnymi było województwo lubuskie (ryc. 2, tab. 1). Próby gleby ryzosferowej i korzeni zebrano w 28 miejscowościach.

Pobieranie prób. Materiałem badawczym były korzenie i przylegająca gleba. W roku 2003 próby gleby i korzeni pobrano na przełomie lipca i sierpnia. Korzenie i przylegającą glebę pobrano z głębokości 5-30 cm za pomocą łopatki ogrodniczej spod losowo wybranych gatunków roślin uprawnych. Około 2-litrowe próby umieszczano

w workach foliowych, które po przewiezieniu do laboratorium i powietrznym przesuszeniu przechowywano w lodówce w temperaturze około 4°C przez około 1–4 miesięcy.

Zakładanie kultur pułapkowych i jednogatunkowych oraz izolowanie i identyfikowanie AGM. W laboratorium z każdej próby pobrano 100 g mieszaniny korzeni i gleby w celu określenia zagęszczenia zarodników i gatunków AGM zarodnikujących w warunkach polowych. Pozostałą część zużyto do założenia kultur pułapkowych. Próby te podzielono na trzy równe części, które następnie zmieszano z zautoklawowanym gruboziarnistym piaskiem w stosunku objętościowym 1:1. Mieszaniny te umieszczono w wazonach plastikowych o objętości 0,5 l, na powierzchnię których wysiano oddzielnie ziarna *Plantago lanceolata* (około 30 nasion) i *Zea mays* (4 nasiona). Nasiona przykryto około 0,5 cm warstwą sterylnego piasku. A więc każdą roślinę rosnącą w polu reprezentowała jedna próba korzeni i gleby zebrana z pola i dwie kultury pułapkowe.

Kultury pułapkowe uprawiano w szklarni przez cztery miesiące. Rośliny naświetlano przez 16 godzin lampami umieszczonymi 1 m nad wazonami i nawadniano 2–3 razy w tygodniu. Nie stosowano żadnego nawożenia. W czasie zbioru, wstrzymano nawadnianie i kultury suszono w warunkach *in situ* przez 2 tygodnie. Po odcięciu części nadziemnych, z każdej kultury pobrano 50 g mieszaniny korzeni i gleby w celu określenia składu ilościowego i jakościowego AGM zarodnikujących w warunkach szklarniowych.

Jednogatunkowe kultury wazonowe zakładano wykorzystując około 50–100 dojrzałych zarodników danego gatunku wyizolowanych z kultur pułapkowych. Przed inokulacją zarodniki te przechowywano w wodzie wodociągowej przy 4°C przez 24 h. Po usunięciu zanieczyszczeń zarodniki zbierano w pipiecie i przenoszono na zwartą warstwę korzeni 10–14-dniowych siewek *P. lanceolata* umieszczoną na dnie dołka o szerokości około 1 cm i głębokości 4 cm, utworzonego w zwilżonym substracie wzrostowym wypełniającym wazon o objętości 250 cm³. Substratem wzrostowym był zautoklawowany piasek wydmowy. Następnie zarodniki przykryto warstwą korzeni pochodzących z 4–6 siewek *P. lanceolata*. W końcu korzenie i znajdujące się wśród nich zarodniki zasypano piaskiem. Kultury te hodowano przez 4–12 miesięcy. Po zakończeniu hodowli izolowano z nich zarodniki.

Zarodniki grzybów arbuskularnych izolowano z gleby stosując metodę mokrego wypłukiwania i przesiewania przez sита glebowe (Gerde mann i Nicolson, 1963). Używano zestawu dwóch sit z oczkami o średnicy 1000 i 40 µm. Grzyby wyodrębniano tylko z dolnego sита, ponieważ ich owocniki rzadko osiągają wymiar 1000 µm (Gerde mann i Trappe, 1974). Badano zarodniki zarówno nienaruszone, jak i zmiażdżone 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. Nazwy kolorów odpowiadają tym podanym przez K ornerup i Wanscher (1983).

Zastosowano nazewnictwo gatunków przedstawione przez Walkera i Trappego (1993). Ujawnione AGM klasyfikowano według systemu podanego przez Schüßlera i in. (2001).

Grzyby identyfikowano według oryginalnych opisów, rewizji, informacji z prywatnej korespondencji prof. J. Błaszkowskiego oraz okazów otrzymanych od 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 Fitopatologii Akademii Rolniczej w Szczecinie.

Obliczenia statystyczne. Różnice w strukturze zbiorowisk grzybów arbuskularnych zbadano przez określenie częstotliwości występowania gatunków, zagęszczenia zarodników i gatunków oraz w wyniku wyliczenia współczynników dominacji (Górny i Gruma, 1981). Zmienność zagęszczenia zarodników wyrażano odchyleniem standardowym (Oktała, 1977). Częstotliwość występowania wyliczono przez określenie procentu prób, z których wyodrębniono dany gatunek. Zagęszczenie zarodników i gatunków zdefiniowano przez określenie liczby zarodników i gatunków występujących w 100 g powietrznie suchej gleby w przypadku prób polowych oraz w 50 g powietrznie suchej gleby w przypadku prób pochodzących z kultur pułapkowych. Współczynnik dominacji wyraża stosunek liczby zarodników danego gatunku do liczby wszystkich wyodrębnionych zarodników grzybów arbuskularnych.

Podobieństwo składu gatunkowego AGM ujawnionych w stanowiskach uprawnych województwa lubuskiego (niniejsze studium) i województwa zachodniopomorskiego (Iwaniuk i Błaszkowski, 2004) określono przez wyliczenie współczynnika podobieństwa zaproponowanego przez Sorensena według formuły:

$$C = \frac{2c}{a + b},$$

gdzie:

c = liczba gatunków wspólnych dla obu porównywanych zbiorowisk grzybów;

a = liczba gatunków pierwszego zbiorowiska;

b = liczba gatunków drugiego zbiorowiska.

Wszystkie gatunki grzybów arbuskularnych wymienione niżej są zilustrowane na stronie internetowej zatytułowanej „Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota), *Endogone*, and *Complexipes* species deposited in the Department of Plant Pathology, University of Agriculture in Szczecin, Poland”. Adres: <http://www.agro.ar.szczecin.pl/~jblaszkowski>.

WYNIKI I DYSKUSJA

Dane ogólne. W roku 2003 występowanie AGM w glebach województwa lubuskiego określono w oparciu o 56 prób gleby i korzeni zebranych w 28 miejscowościach (tab. 1). Próby te reprezentowały po 7 gatunków roślin uprawnych i dziko rosnących. Roślinami najczęściej badanymi były gatunki z rodziny *Poaceae* (25 prób, 6 gatunków roślin).

Najwięcej prób korzeni i gleby pochodziło spod *Triticum aestivum* i *Plantago lanceolata* (po 6 prób).

Występowanie AGM. Zarodniki AGM występowały w 100% prób gleby i korzeni zebranych z pola i 93,8% prób pochodzących z kultur pułapkowych.

Z analizowanych prób wyizolowano łącznie 13235 zarodników AGM, w tym z prób polowych 6507 zarodników, a z kultur szklarniowych – 6728. Wyizolowane zarodniki reprezentowały 7 z 8 istniejących rodzajów gromady *Glomeromycota* (Schüßler i in., 2001; tab. 2). Wśród wyodrębnionych zarodników zidentyfikowano 14 gatunków z rodzaju *Glomus*, po 2 gatunki z rodzajów *Acaulospora*, *Pacispora* i *Scutellospora*, po jednym gatunku z rodzajów *Archaeospora*, *Entrophospora* i *Gigaspora* oraz nieliczne zarodniki nierozpoznanych gatunków z rodzajów *Gigaspora* i *Glomus*.

Uprawianie mieszanin gleby i korzeni w kulturach pułapkowych ujawniło 7 gatunków (*A. capsicula*, *A. paulinae*, *Archaeospora gerdemanni*, *E. infrequens*, *G. lamellosum*, *G. verruculosum*, *S. pellucida*) i nierozpoznane *Glomus* sp. nie znalezione wcześniej w próbach zebranych z pola (tab. 2).

Spośród AGM znalezionych w polu 9 gatunków i jeden morfotyp z rodzaju *Gigaspora* zarodnikowały w kulturach pułapkowych. Zarodniki *Gi. gigantea*, *G. fuegianum* i *G. macrocarpum* ujawniono tylko w próbach pochodzących z pola (tab. 2).

Częstotliwość występowania gatunków. Uwzględniając częstość występowania ujawnionych AGM w próbach pochodzących z pola i kultur pułapkowych z dwiema użytymi roślinami gospodarzami (tab. 1), gatunkami tych grzybów występującymi najczęściej w glebach uprawnych województwa lubuskiego były *G. deserticola* (obecne w 82,1% prób), następnie *G. claroideum* (75,0%), *G. mosseae* (71,4%) i *G. constrictum* (60,7%), a w glebach nieuprawnych *G. constrictum* (85,7%), *G. deserticola* (75,0%), *G. mosseae* (57,1%), *G. claroideum* (53,6%) i *S. dipurpurescens* (46,4%).

Spośród tych gatunków, *G. constrictum*, *G. deserticola* i *G. mosseae* znajdowano częściej w próbach pochodzących z pola.

Tabela 1
Stanowiska zbioru prób gleby ryzosferowej i korzeni roślin uprawnych
i nieuprawnych województwa lubuskiego

Table 1
The sites of collection of samples of rhizosphere soils and roots of cultivated
and uncultivated plants of the Lubuskie province

Miejscowość Locality	Gatunek rośliny Plant species	Data zbioru Date of collection
1	2	3
Chociszewo	<i>Achillea millefolium</i>	22.07.2003
Dąbrówka	<i>Avena sativa</i>	22.07.2003
Rogoziniec	<i>Beta vulgaris</i>	22.07.2003
Rogoziniec	<i>Hordeum vulgare</i>	22.07.2003
Dąbrówka	<i>Rumex acetosella</i>	22.07.2003
Samsonki	<i>Secale cereale</i>	22.07.2003
Lutol Suchy	<i>Triticum aestivum</i>	22.07.2003
Lutol Suchy	<i>XTriticosecale</i>	22.08.2003
Dąbrówka	<i>Zea mays</i>	22.07.2003
Jasieniec, Kaława, Stary Dwór	<i>Achillea millefolium</i>	2.08.2003
Łagowiec	<i>Avena sativa</i>	2.08.2003
Kaława, Nowa Wioska	<i>Beta vulgaris</i>	2.08.2003
Pniewo	<i>Hordeum vulgare</i>	2.08.2003
Staropole, Stary Dwór	<i>Plantago lnaceolata</i>	2.08.2003
Szumiąca	<i>Polygonum persicaria</i>	2.08.2003
Boroszyn, Łagowiec	<i>Rumex acetosella</i>	2.08.2003
Łagowiec, Stary Dwór	<i>Secale cereale</i>	2.08.2003
Stary Dwór, Wysoka	<i>Triticum aestivum</i>	2.08.2003
Kaława, Łagowiec, Szumiąca	<i>XTriticosecale</i>	2.08.2003
Boroszyn, Kałwa, Myszęcin, Staropole	<i>Zea mays</i>	2.08.2003
Sierczynek	<i>Avena sativa</i>	3.08.2003
Wilenko, Wityń, Żydowo	<i>Cirsium arvense</i>	3.08.2003
Bieleń, Myszęcin, Sierczynek, Trzciel	<i>Equisetum arvense</i>	3.08.2003
Bukowiec	<i>Hordeum vulgare</i>	3.08.2003
Brójce, Bukowiec, Kupienino, Myszęcin, Pojerzyce	<i>Melandrium album</i>	3.08.2003
Brójce, Jasieniec, Wilenko, Żydowo	<i>Plantago lnaceolata</i>	3.08.2003
Sierczynek, Żydowo	<i>Polygonum persicaria</i>	3.08.2003
Lutol Suchy St. Kolejowa	<i>Secale cereale</i>	3.08.2003
Brójce, Bukowiec, Trzciel	<i>Triticum aestivum</i>	3.08.2003

Dominacja. Gdy uwzględniono zarodniki rozpoznanych gatunków wyodrębnione z zarówno prób polowych, jak i kultur pułpkowych z dwiema użytymi roślinami gospodarzami, eudominantami (wsp. dominacji $D > 10,0\%$) gleb uprawnych województwa lubuskiego były *G. caledonium*, *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola* i *S. dipurpurescens* (tab. 3). Grupę dominantów ($D = 5,1-10,0\%$) utworzyły *G. mosseae* i *P. franciscana*. Do subdominantów ($D = 2,1-5,0$) zaklasyfikowały się *G. aggregatum* i *P. scintillans*. W glebach nieuprawnych eudominantami były *G. caledonium*, *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola*, *G. lamellosum* i *S. dipurpurescens*. Grupę dominantów reprezentowały *G. fuegianum*, *G. microcarpum* i nierozpoznane *Glomus* sp. Subdominantami zostały *G. aggregatum*, *G. claroideum*, *G. microcarpum*, *G. mosseae* i *P. scintillans*.

Wyniki przedstawione wyżej potwierdzają wnioski m. in. Błaszkowski i Go (1993) i Gerde i Go (1968), że przedstawiciele gromady *Glomeromycota* należą do najbardziej powszechnych grzybów glebowych świata i współżyją z większością naczyniowych roślin uprawnych i nieuprawnych.

Znaczna przewaga i różnorodność przedstawicieli rodzaju *Glomus* w wyodrębnionych populacjach zarodników (tab. 2, 3) zgadza się z wcześniejszymi doniesieniami o dobrym przystosowaniu się tych grzybów do szerokiego zakresu fizycznych i chemicznych warunków glebowych (Anderson i in., 1984; Porter i in., 1987; Haas i Menge, 1990; Grey, 1991; Jansa i in., 2002;). Daniels i Trappe (1980) stwierdzili, że temperaturą optymalną dla kiełkowania zarodników *Glomus* spp. jest $14-22^{\circ}\text{C}$, tj. zakres temperatury okresu wegetacji południowo-zachodniej Polski (Kozmiński i Michalska, 2001). Natomiast gatunki z rodzajów *Gigaspora* i *Scutellospora* preferują gleby cieplejsze (Koske, 1981; Schenck i in., 1975) i bardziej piaszczyste (Błaszkowski, 1993). Koske (1987) udowodnił statystycznie, że temperatura była głównym czynnikiem abiotycznym różnicującym strukturę zbiorowisk AGM występujących wzdłuż transektu New Jersey-Wirginia. Zdaniem Pirozynskiego (1968) temperatura jest czynnikiem decydującym o rozmieszczeniu i występowaniu wszystkich grzybów w świecie.

Ujawnienie w kulturach pułpkowych 7 gatunków i nieopisanego morfotypu z rodzaju *Glomus* wcześniej nie znajdujących w próbach polowych (tab. 2, 3) potwierdza wnioski m. in. Błaszkowski i Go i in. (2002) oraz Jansy i in. (2002), że duża część AGM nie zarodnikuje w polu w ogóle lub ich zarodnikowanie jest sezonowe.

Głównymi przyczynami braku zarodnikowania w kulturach pułpkowych *Gi. gigantea*, *G. fuegianum* i *G. macrocarpum*, gatunków wyodrębnionych z prób polowych, prawdopodobnie były (1) wyeliminowanie lub stłumienie tych grzybów przez gatunki bardziej konkurencyjne lub szybciej dostosowujące się do warunków kultur pułpkowych i (2) niekompatybilność warunków pod- i nadziemnych oraz roślin gospodarzy tych kultur z wymogami ekologicznymi tych czterech gatunków grzybów (Jansa i in., 2002).

Wiele wcześniejszych prac (m. in. Gerde mann, 1968; Harley i Harley, 1987, 1990) wykazało, że spośród roślin uprawnych gatunki z rodzin *Brassicaceae* i *Chenopodiaceae* na ogół nie tworzą mikoryz z grzybami z gromady *Glomeromycota*. Błaszkowski (1993) potwierdził tę opinię w następstwie badań występowania AGM w 173 próbach korzeni i gleby ryzosferowej zebranych spod 39 gatunków roślin uprawianych w 11 dawnych województwach Polski. Jednak niedawne badania dowiodły, że mikoryzy niektórych gatunków AGM nie reagują w powszechnie stosowanych barwnikach (Morton i Redecker, 2001) i jedną z metod umożliwiających ujawnienie istnienia związku mikoryzowego jest uprawianie mieszanin korzeni i gleby ryzosferowej w kulturach pułpkowych w celu zainicjowania sporulacji gatunków AGM nie zarodnikujących w warunkach polowych (Iwanuk i Błaszkowski, 2004). Metoda ta zastosowana w badaniach Iwanuk i Błaszkowskiego (2004) wykazała m. in., że *Brassica napus* L. i *Brassica oleracea* L. utrzymywały obfite i różnorodne zbiorowiska AGM w kulturach pułpkowych, mimo że gleby ryzosferowe tych roślin pochodzące z pola zawierały najmniej zarodników tych grzybów.

Gatunki występujące najczęściej i przeważające w zbiorowiskach zarodników AGM związanych z roślinami województwa lubuskiego, tj. *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola*, *G. mosseae* i *S. dipurpurescens* (tab. 2, 3), były wielokrotnie znajdowane w glebach uprawnych i nieuprawnych innych regionów świata (Błaszkowski, 1993; Vestberg, 1995; Jansa i in., 2002).

Stahl i Christensen (1991) sugerowali, że szerokie rozprzestrzenienie gatunków AGM wynika z ich genetycznego przystosowania się do różnych warunków środowiska, które prowadzi do wyróżnicowania się genetycznie odrębnych populacji. Stąd wyraźna tolerancja gatunków wymienionych wyżej względem zabiegów agrotechnicznych i chemicznych jest prawdopodobnie stosunkowo stała. Dowodem tego jest również to, że grzyby te należały do taksonów najczęściej ujawnianych zarówno w próbach glebowych pochodzących z pola, jak i wazonowych kultur pułpkowych.

Powodem znacznie wyższej częstotliwości występowania *S. dipurpurescens* w glebach nieuprawnych (tab. 2, 3) prawdopodobnie jest duża wrażliwość tego gatunku na oddziaływanie zabiegów chemicznych i fizycznych zastosowanych technologii uprawy roślin (Oehl i in., 2005). Grzyby z rodzaju *Scutellospora* tworzą mniej zarodników i są one znacznie większe niż zarodniki przedstawicieli pozostałych rodzajów *Glomeromycota* (Błaszkowski 2003) i przez to są bardziej rozproszone w stanowiskach ich występowania i częściej uszkodzane w czasie wykonywania zabiegów agrotechnicznych.

Tabela 2
Częstotliwość występowania arbuskularnych grzybów mikoryzowych wyizolowanych
spod roślin uprawnych (a) i nieuprawnych (b) województwa lubuskiego (%)

Table 2
The frequency of occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi among roots of cultivated (a)
and uncultivated (b) plants of the Lubuskie province (%)

Gatunek grzyba Fungal species	Częstotliwość występowania Frequency of occurrence					
	Kultury pułapkowe z Trap cultures with					
	Próby polowe Field samples		<i>Plantago lanceolata</i>		<i>Zea mays</i>	
	a	b	a	b	a	b
<i>Acaulospora paulinae</i>				3,57		
<i>Acaulospora thomii</i>				3,57		
<i>Archaeospora gerdemannii</i>						3,57
<i>Entrophospora infrequens</i>			7,14	7,14		
<i>Gigaspora gigantea</i>		3,57				
<i>Gigaspora</i> sp.		3,57				7,14
<i>Glomus aggregatum</i>	10,71	14,29	3,57	14,29		
<i>Glomus caledonium</i>	14,29	7,14	42,86	3,57	35,71	46,43
<i>Glomus claroideum</i>	25,00	32,14	75,00	53,57	53,57	25,00
<i>Glomus constrictum</i>	60,71	85,71	17,86	42,86		7,14
<i>Glomus deserticola</i>	82,14	75,00	39,29	25,00	3,57	
<i>Glomus fasciculatum</i>	3,57	3,57		3,57		
<i>Glomus fuegianum</i>		3,57				
<i>Glomus geosporum</i>		14,29			3,57	
<i>Glomus lamellosum</i>				17,86	3,57	7,14
<i>Glomus macrocarpum</i>	7,14	14,29				
<i>Glomus microcarpum</i>	3,57	7,14		3,57		
<i>Glomus mosseae</i>	71,43	46,43	57,14	28,57	46,43	25,00
<i>Glomus pustulatum</i>				3,57		
<i>Glomus verruculosum</i>			3,57		3,57	
<i>Glomus</i> sp.				3,57	3,57	
<i>Pacispora scintillans</i>	17,86	14,29	10,71	10,71	3,57	7,14
<i>Pacispora franciscana</i>	17,86		14,29	7,14	7,14	3,57
<i>Scutellospora dipurpureascens</i>	14,29	46,43	28,57	14,29	17,86	10,71
<i>Scutellospora pellucida</i>						3,57

Tabela 3

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

Table 3

The dominance of arbuscular mycorrhizal fungi isolated from under cultivated (a) and uncultivated (b) plants of the Lubuskie province

Gatunek grzyba Fungal species	Dominacja – Dominance					
	Kultury pułapkowe z – Trap cultures with					
	Próby polowe Field samples		<i>Plantago lanceolata</i>		<i>Zea mays</i>	
	a	b	a	b	a	b
<i>Acaulospora paulinae</i>				0,05		
<i>Acaulospora thomii</i>				0,27		
<i>Archaeospora gerdemanii</i>						0,28
<i>Entrophospora infrequens</i>			0,20	1,44		
<i>Gigaspora gigantea</i>		0,06				
<i>Gigaspora</i> sp.		0,03				0,55
<i>Glomus aggregatum</i>	2,14	3,95	0,03	3,90		
<i>Glomus caledonium</i>	0,87	0,44	1,19	0,11	20,04	16,53
<i>Glomus claroideum</i>	2,47	4,48	38,79	10,36	42,06	21,21
<i>Glomus constrictum</i>	4,79	26,28	0,43	10,52		1,93
<i>Glomus deserticola</i>	73,56	36,52	16,80	13,77	0,10	
<i>Glomus fasciculatum</i>	0,06	0,09		0,05		
<i>Glomus fuegianum</i>		6,11				
<i>Glomus geosporum</i>		0,50			0,73	
<i>Glomus lamellosum</i>				27,23	0,31	42,15
<i>Glomus macrocarpum</i>	0,12	0,38				
<i>Glomus microcarpum</i>	0,15	2,82		8,38		
<i>Glomus mosseae</i>	8,03	3,01	8,02	6,09	8,72	11,29
<i>Glomus pustulatum</i>				0,48		
<i>Glomus verruculosum</i>			0,03		0,10	
<i>Glomus</i> sp.				5,61	0,21	
<i>Pacispora scintillans</i>	1,93	0,44	4,56	3,63	1,25	1,65
<i>Pacispora franciscana</i>	0,27		7,74	1,87	8,93	0,55
<i>Scutellospora dipurpurescens</i>	5,61	14,89	22,22	6,25	17,55	1,93
<i>Scutellospora pellucida</i>						1,93

Zagęszczenie zarodników. Ogólne średnie zagęszczenie zarodników AGM w próbach pochodzących spod roślin uprawianych w polu wynosiło $32,2 \pm 112,0$ i wahało się od 0 do 904 w 100 g suchej gleby. Rośliny nieuprawne średnio utrzymywały $17,0 \pm 49,1$ zarodników, w zakresie od 0 do 432 w 100 g gleby. W kulturach pułapkowych reprezentujących zarówno rośliny uprawne, jak i dziko rosnące ogólne średnie zagęszczenie zarodników silnie zależało od użytej rośliny gospodarza (tab. 4, 5). Było ono znacznie wyższe, gdy rośliną gospodarzem było *P. lanceolata* ($40,1 \pm 181,2$; zakres: 0-472 i $27,1 \pm 51,8$; zakres: 0-312 w 50 g suchej gleby odpowiednio dla roślin uprawnych i nieuprawnych) niż *Z. mays* ($18,9 \pm 51,1$; 0-348 i $6,6 \pm 17,6$; 0-105).

Spośród roślin uprawnych, gatunkami utrzymującymi najwięcej zarodników AGM w polu były *B. vulgaris* i *T. aestivum* (tab. 4). Najwięcej zarodników z kultur pułapkowych wyizolowano, gdy zawierały one glebę ryzosferową i fragmenty korzeni *B. vulgaris*, *T. aestivum* i *Z. mays* (tab. 4).

Rośliną nieuprawną związaną z największą liczbą zarodników w polu było *P. persicaria* (tab. 5). W kulturach pułapkowych najobfitsze zarodnikowanie grzybów arbuskularnych stwierdzono po uprawianiu prób gleby ryzosferowej i korzeni *R. acetosella*, które utrzymywało najmniej zarodników w polu, i *P. persicaria* (tab. 5).

Ogólne średnie zagęszczenie zarodników AGM wyizolowanych z prób gleb uprawnych pobranych przez autorów niniejszej pracy mieści się w dolnym zakresie zagęszczeń określonym we większości dotychczas zbadanych stanowisk wykorzystywanych rolniczo (Hayman i Stovold, 1979; Stahl i Christensen, 1982; Iwanuk i Błaszowski, 2004). Natomiast w badaniach Błaszowskiiego (1993) ogólne średnie zagęszczenie zarodników tych grzybów w glebach uprawnych 11 dawnych województw Polski było prawie 3-krotnie wyższe niż to stwierdzone w niniejszym studium. Poza stanowiskami rolniczymi, Błaszowski uwzględnił również m. in. gleby ogrodów przydomowych oraz szkółek z wieloletnimi drzewami i krzewami, w których na ogół znacznie rzadziej nawozi się glebę. Rośliny wieloletnie zwykle utrzymywały bardziej obfite zbiorowiska AGM niż rośliny jednoroczne (Hetric i Bloom, 1983; Błaszowski, 1993). Na ogół wysokie dawki nawozów azotowych i fosforowych tłumią aktywność AGM (Hayman, 1970).

Dane literaturowe o wpływie uprawiania gleby na zarodnikowanie grzybów arbuskularnych są sprzeczne. Badania Błaszowskiiego (1993) wykazały, że grzyby arbuskularne zarodnikują obficie w glebach nieuprawnych, prawdopodobnie głównie z powodu braku tłumiącego oddziaływania wprowadzonych substancji chemicznych i zastosowanych zabiegów agrotechnicznych. Natomiast Jansa i in. (2002) uznali, że rozwój niektórych taksonów AGM silnie aktywizują warunki gleb rolniczych. Zdaniem Oehla i in. (2005) intensywne uprawy gleby zmniejsza obfitość i różnorodność zbiorowisk grzybów arbuskularnych, szczególnie w odniesieniu do gatunków nie należących do rodzaju *Glomus*.

Obecność zarodników AGM wśród korzeni *B. vulgaris* (*Chenopodiaceae*) rosnącego w polu oraz w kulturach pułpkowych reprezentujących tę roślinę (tab. 4) przeczy opinii dotychczas powszechnie wyrażanej w literaturze o immunii większości gatunków roślin z rodziny *Chenopodiaceae* względem AGM (Gerdemann, 1968; Harley i Harley, 1987, 1990). Mikoryzy arbuskularne niedawno ujawniono u różnych przedstawicieli rodziny *Chenopodiaceae* (Sengupta i Chaudhuri, 2002).

Zagęszczenie gatunków. Ogólne średnie zagęszczenie gatunków AGM w próbach polowych zebranych spod roślin uprawnych wynosiło $3,3 \pm 1,1$ i wahało się od 1 do 5 w 100 g suchej gleby. Natomiast wśród korzeni roślin dziko rosnących średnio występowało 3,7 gatunku, w zakresie od 1 do 6 gatunków w 100 g suchej gleby. W kulturach pułpkowych z próbami gleb i korzeni roślin uprawnych (tab. 4), ogólne średnie zagęszczenie gatunków tych grzybów było wyraźnie wyższe, gdy wykorzystaną rośliną gospodarzem było *P. lanceolata* ($6,1 \pm 1,2$; zakres: 1–5 vs. 2,0; zakres: 0–3 z *Z. mays*). *Plantago lanceolata* również bardziej sprzyjała rozwojowi gatunków AGM związanych z korzeniami roślin nieuprawnych ($2,5 \pm 1,4$; zakres: 1–7 gatunków w 50 g suchej gleby vs. $1,67 \pm 0,9$; zakres: 0–4, gdy rośliną wyłapującą była *Z. mays*; tab. 5).

W polu roślinami uprawnymi utrzymującymi najwięcej gatunków AGM były *H. vulgare*, *S. cereale*, *XTriticosecale* i *Z. mays* (tab. 4). Spośród roślin nieuprawnych rosnących w polu najwięcej gatunków pochodziło spod *C. arvense* i *M. album* (tab. 5). Liczba gatunków grzybów arbuskularnych związana z korzeniami pozostałych gatunków roślin nieuprawnych była podobna i wahała się od 3,25 do 3,75 w 100 g suchej gleby.

W kulturach pułpkowych reprezentujących rośliny uprawne najwięcej gatunków AGM wyizolowano, gdy użytymi podłożami wzrostowymi były mieszaniny gleby ryzosferowej i korzeni pochodzące spod *B. vulgaris*, *H. vulgare* i *XTriticosecale* (tab. 4). Spośród roślin nieuprawnych najwięcej gatunków utrzymywało *C. arvense*, a najmniej *R. acetosella* (tab. 5). Różnorodność gatunkowa zbiorowisk zarodników grzybów arbuskularnych wyodrębnionych z kultur reprezentujących pozostałe gatunki roślin była podobna.

Zarówno ogólne średnie zagęszczenie gatunków AGM, jak i zakres tej cechy stwierdzone w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego są podobne do zagęszczeń gatunków tych grzybów określonych w stanowiskach uprawianych i naturalnych innych rejonów świata (Abbott i Robson, 1977; Stahl i Christensen, 1982; Miller i in. 1985). Nieco wyższa średnia liczba gatunków w stanowiskach uprawnych Polski ujawniona przez Błaszczowskiego (1993) prawdopodobnie wynika z tych samych powodów, które omówiono w części niniejszej pracy charakteryzującej zagęszczenie zarodników.

Tabela 4
Zagęszczenie zarodników i gatunków arbuskularnych grzybów mikoryzowych
wśród korzeni siedmiu gatunków roślin uprawnych

Table 4
The spore abundance and species richness of arbuscular mycorrhizal fungi
among roots of seven cultivated plants

Gatunek rośliny Plant species	Zagęszczenie zarodników Spore abundance		Zagęszczenie gatunków Species richness	
	Próby polowe* Field samples	Kultury pułapkowe z** Trap cultures with	Próby polowe* Field samples	Kultury pułapkowe z** Trap cultures
		<i>P. lanceolata</i>	<i>P. lanceolata</i>	<i>P. lanceolata</i>
	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.
<i>Beta vulgaris</i>	102,33±176,91	56,00±78,85	3,00±1,00	3,67±1,53
<i>Avena sativa</i>	26,64±59,16	14,00±15,00	3,33±0,58	2,33±0,58
<i>Hordeum vulgare</i>	20,82±49,63	38,10±72,04	3,67±1,53	3,33±1,53
<i>Secale cereale</i>	14,93±18,09	12,50±14,74	3,50±1,00	3,00±0,00
<i>XTriticosecale</i>	7,57±7,12	22,43±32,26	3,50±1,00	3,50±1,29
<i>Triticum aestivum</i>	67,53±210,26	57,32±115,51	2,67±1,37	3,17±1,17
<i>Zea mays</i>	23,18±20,49	58,67±118,84	3,40±1,14	3,00±2,00

* w 100 g suchej gleby – in 100 g dry soil, **w 50 g suchej gleby – in 50 g dry soil

Tabela 5
Zagęszczenie zarodników i gatunków arbuskularnych grzybów mikoryzowych
wśród korzeni siedmiu gatunków roślin nieuprawnych

Table 5
The spore abundance and species richness of arbuscular mycorrhizal fungi
among roots of seven uncultivated plants

Gatunek rośliny Plant species	Zagęszczenie zarodników Spore abundance			Zagęszczenie gatunków Species richness		
	Próby polowe* Field samples	Kultury pułapkowe z** Trap cultures with		Próby polowe* Field samples	Kultury pułapkowe z** trap cultures with	
		<i>P. lanceolata</i>	<i>Zea mays</i>		<i>P. lanceolata</i>	<i>Zea mays</i>
	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.	śr.±S.D.
<i>Achillea millefolium</i>	31,85±36,03	34,67±40,70	6,29±7,70	3,25±0,96	2,25±1,00	1,75±0,96
<i>Cirsium arvense</i>	28,46±30,29	30,45±37,58	11,17±16,67	4,67±0,58	3,67±3,06	2,00±1,00
<i>Melandrium album</i>	33,50±59,96	20,93±47,69	20,83±37,87	4,00±1,22	2,60±0,89	2,00±0,00
<i>Equisetum arvense</i>	17,47±20,56	7,90±5,97	9,86±16,58	3,75±1,89	2,75±1,26	2,33±1,53
<i>Plantago lanceolata</i>	16,90±21,78	11,50±15,34	4,57±3,74	3,33±1,03	2,33±1,21	1,40±0,89
<i>Polygonum persicaria</i>	92,40±121,00	46,00±57,06	4,75±2,28	3,67±2,08	2,67±2,08	1,33±0,58
<i>Rumex acetosella</i>	9,80±5,74	81,25±133,29	2,33±1,25	3,33±0,58	1,33±0,58	1,00±0,00

* w 100 g suchej gleby – in 100 g dry soil, **w 50 g suchej gleby – in 50 g dry soil

Podobieństwo składu gatunkowego AGM stanowisk uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego i województwa zachodniopomorskiego. Podobieństwo składu gatunkowego zbiorowisk zarodników AGM ujawnionych w glebach województwa lubuskiego (niniejsze studium) i zachodniopomorskiego (Błaszowski, 1993; Iwanuk i Błaszowski, 2004), wyrażone współczynnikiem Sorensena, wynosi 70% (tab. 6). W badaniach własnych zidentyfikowano 23 gatunki, a we wcześniejszych 31. Liczba gatunków wspólnych dla tych badań wynosiła 19.

Wysokie podobieństwo składu gatunkowego porównanych zbiorowisk AGM świadczy, że (1) występowanie w Polsce większości ujawnionych taksonów AGM jest równomierne i nie zmienia się w czasie, (2) zbiorowiska tych grzybów są stabilne, mimo uciążliwości wnikaających z wykonywania zabiegów agrotechnicznych i chemicznych oraz (3) różnorodność gatunkowa uprawianych roślin w długim okresie czasu nie wpływa na skład gatunkowy zbiorowisk AGM.

Tabela 6

Podobieństwo składu gatunkowego arbuskularnych grzybów mikoryzowych ujawnionych w stanowiskach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego i województwa zachodniopomorskiego

Table 6

The similarity of the species composition of arbuscular mycorrhizal fungi revealed in cultivated and uncultivated sites of the Lubuskie province and the Western Pomeranian province

Województwo lubuskie The Lubuskie province		Województwo zachodniopomorskie The Western Pomeranian province	
Liczba prób gleby i korzeni No. of soil and root samples	56		250
Liczba stanowisk, z których pobrano próby No. of sites, where samples were collected	28		143
Liczba gatunków roślin, spod których pobrano próby No. of plant species, from under of which samples were collected	14		33
Gatunki grzybów – fungal species			
-	<i>Acaulospora capsicula</i>	+	
-	<i>Acaulospora lacunosa</i>	+	
+	<i>Acaulospora paulinae</i>	+	
-	<i>Acaulospora mellea</i>	+	
+	<i>Acaulospora thomii</i>	+	
+	<i>Archaeospora gerdemannii</i>	-	
-	<i>Archaeospora trappei</i>	+	

cd. tabeli 6

+	<i>Entrophospora infrequens</i>	+
+	<i>Gigaspora gigantea</i>	+
+	<i>Glomus aggregatum</i>	+
+	<i>Glomus caledonium</i>	+
+	<i>Glomus claroideum</i>	+
-	<i>Glomus clarum</i>	+
+	<i>Glomus constrictum</i>	+
+	<i>Glomus deserticola</i>	+
-	<i>Glomus etunicatum</i>	+
+	<i>Glomus fasciculatum</i>	+
+	<i>Glomus fuegianum</i>	+
+	<i>Glomus geosporum</i>	+
-	<i>Glomus heterosporum</i>	+
+	<i>Glomus lamellosum</i>	-
-	<i>Glomus intraradices</i>	+
-	<i>Glomus laccatum</i>	+
+	<i>Glomus macrocarpum</i>	+
+	<i>Glomus microcarpum</i>	+
+	<i>Glomus mosseae</i>	+
-	<i>Glomus spurcum</i>	+
+	<i>Glomus pustulatum</i>	-
-	<i>Glomus tenue</i>	+
+	<i>Glomus verruculosum</i>	+
+	<i>Pacispora dominikii</i>	+
+	<i>Pacispora franciscana</i>	-
-	<i>Paraglomus occultum</i>	+
+	<i>Scutellospora dipurpurescens</i>	+
+	<i>Scutellospora pellucida</i>	+

Podziękowanie

Niniejsza praca została częściowo sfinansowana przez Komitet Badań Naukowych, grant nr 2 P04C 041 28.

LITERATURA

- Abbott L.K., Robson A.D., 1977. The distribution and abundance of vesicular-arbuscular endophytes in some Western Australian soils. *Aust. J. Bot.* 25: 515–522.
- 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 E.B., Allen M.F., 1984. Competition between plants of different successional stages: mycorrhizae as regulators. *Can. J. Bot.* 62: 2625–2629.
- Allen E.B., Allen M.F., 1986. Water relations of xeric grasses in the field: interactions of mycorrhizae and competition. *New Phytol.* 104: 559–571.
- 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.
- Azcón-Aguilar C., Jaizme-Vega M.C., Calvet C., 2002. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. W: Gianinazzi S., Schüepp H., Barea J.M., Haselwandter K. *Mycorrhizal technology in agriculture*. Birkhauser Verlag/Switzerland: 187–197.
- Azcon R., Ocampo J.A., 1981. Factors affecting the vesicular-arbuscular infection and mycorrhizal dependency of thirteen wheat cultivars. *New Phytol.*, 87: 677–685.
- Błaszczowski J., 1991. Występowanie grzybów i mikoryz arbuskularnych (*Glomales*) oraz ich wpływ na wzrost roślin i reakcje na fungicydy. *Zesz. Nauk. AR Szczec.*, Rozprawy 140: 1–129.
- Błaszczowski J., 1993. Comparative studies of the occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae (*Glomales*) in cultivated and uncultivated soils of Poland. *Acta Mycol.* 28: 93–140.
- Błaszczowski 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/>.
- Błaszczowski J., Tadych M., Madej T., 2001. *Glomus arenarium*, a new species in *Glomales* (*Zygomycetes*). *Acta Soc. Bot. Pol.* 70: 97–101.
- Błaszczowski J., Tadych M., Madej T., 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomales*, *Zygomycota*) of the Błędowska Desert. *Acta Soc. Bot. Pol.* 71: 71–85.
- Daniels B.A., Trappe J.M., 1980. Factors affecting spore germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus epigaeus*. *Mycologia* 72: 457–471.
- 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. I. The effect of pre-cropping and inoculation with VAM-fungi on plant growth and nutrition in the field. *Plant and Soil* 122: 229–240.
- 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., Gianinazzi-Pearson V., 1994. Biodiversity in arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycol. Res.* 98: 705–715.
- Górny M., Gruma L., 1981. Metody stosowane w zoologii gleby. PWN Warszawa.
- Grey W.E., 1991. Influence of temperature on colonization of spring barleys by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 137: 181–190.
- Harley J.L., Harley E.L., 1987. A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytol.* 105: 1–102.
- Harley J.L., Harley E.L., 1990. A check-list of mycorrhiza in the British flora – second addenda and errata. *New Phytol.* 115: 699–711.
- Harley J.L., Smith S.E., 1983. *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, London.
- Haas J.H., Menge J.A., 1990. VA-mycorrhizal fungi and soil characteristics in avocado (*Persea americana* Mill.) orchard soils. *Plant and Soil* 127: 207–212.
- 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., 1983. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.* 61: 944–963.
- Hayman D.S., Stovold C.E., 1979. Spore populations and infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in New South Wales, Aust. *J. Bot.* 27: 227–233.
- Hetrick D.B.A., Bloom J., 1983. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with native tall grass prairie and cultivated winter wheat. *Can. J. Bot.* 61: 2140–2146.
- 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.
- Jakobsen I., Rosendahl L., 1990. Carbon flow into soil and external hyphae from roots of mycorrhizal cucumber plants. *New Phytol.* 115: 77–83.
- 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.
- Kornerup A., Wanscher J.H., 1983. *Methuen handbook of colour*. 3rd Ed. E. Methuen and Co., Ltd., London.
- 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., 1987. Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient. *Mycologia* 79: 55–68.
- Koźmiński Cz., Michalska B., 2001. Atlas klimatycznego ryzyka uprawy roślin w Polsce. Akademia Rolnicza w Szczecinie, Uniwersytet Szczeciński.
- Lau T.C., Lu X., Koide R.T., Stephenson A.G., 1995. Effects of soil fertility and mycorrhizal infection on pollen production and pollen grain size of *Cucurbita pepo* (Cucurbitaceae). *Plant Cell Environm.* 18: 169–177.
- 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.

- Morton J.B., Benny G.L., 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Zygomycetes*): a new order, *Glomales*, two new suborders, *Glomineae* and *Gigasporineae*, and two new families, *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae*, with an emendation of *Glomaceae*. *Mycotaxon* 37: 471–491.
- 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.
- Newman E.I., 1988. Mycorrhizal links between plants: their functioning and ecological significance. *Adv. Ecol. Res.* 18: 243–270.
- 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.
- Oktaba W., 1977. *Elementy statystyki matematycznej i metodyka doświadczalnictwa*, PWN Warszawa.
- Pirozynski K.A., 1968. Geographical distribution of fungi. [In:] *The fungi*. G.C. Ainsworth, A.S. Sussman (eds), Academic Press. New York, pp. 487–504.
- 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.
- 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.
- 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.
- Schüßler A., Schwarzott D., Walker C., 2001. A new fungal phylum, the *Glomeromycota*: phylogeny and evolution. *Myc. Res.* 105: 1413–1421.
- Sengupta A., Chandhuri S., 2002. Arbuscular mycorrhizal relations of mangrove plant community at the Ganges river estuary in India. *Mycorrhiza* 12: 169–174.
- Shachar-Hill Y., Pfeffer P.E., Douds D., Osman S.F., Doner L.W., Ratcliffe R.G., 1995. Partitioning of intermediary carbon metabolism in VAM colonized leek. *Plant Physiol.* 108: 7–15.
- Smith S.E., Read D.J., 1997. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press. Harcourt Brace & Company, Publishers. San Diego, London, New York, Boston, Sydney, Tokyo, Toronto.
- Stahl P.D., Christensen M., 1982. Mycorrhizal fungi associated with *Bouteloua* and *Agropyron* in Wyoming sagebrush-grasslands. *Mycologia* 74: 877–885.
- Stahl P.D., Christensen M., 1991. Population variation in the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*: breath of endomycorrhizal tolerance. *Mycol. Res.* 95: 300–307.
- 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.
- Tadych M., Błaszowski J., 2000. Succession of arbuscular mycorrhizal fungi in a deflation hollow of the Słowiński National Park, Poland. *Acta Soc. Bot. Pol.* 69: 223–236.
- Turnau K., Haselwandter K., 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi, an essential component of soil microflora in ecosystem restoration. [In:] *Mycorrhizal technology in agri-*

- culture. S. Gianinazzi, H. Schüepp, J.M. Barea, K. Haselwandter (eds), Birkhauser Verlag/Switzerland, pp. 137–149.
- Vestberg M., 1995. Occurrence of some Glomales in Finland. *Mycorrhiza* 5: 329–336.
- Walker C., Trappe J.M., 1993. Names and epithets in the *Glomales* and *Endogonales*. *Mycol. Res.* 97: 339–344.

Streszczenie

W roku 2003 badano występowanie arbuskularnych grzybów mikoryzowych (AGM) z gromady *Glomeromyota* w glebach uprawnych i nieuprawnych województwa lubuskiego. Występowanie AGM zbadano na podstawie 56 mieszanin korzeni i gleby ryzosferowej pobranych spod 7 gatunków roślin uprawnych i nieuprawnych rosnących w 28 miejscowościach. Zarodniki AGM izolowano zarówno z prób polowych, jak i kultur pułapkowych utworzonych z części każdej próby. Zarodniki AGM ujawniono w 100% polowych i 93,8% kultur pułapkowych. Reprezentowały one 7 z 8 poznanych rodzajów *Glomeromycota*. Grzybami arbuskularnymi występującymi zdecydowanie najczęściej i dominującymi w zbadanych próbach korzeni i gleby byli przedstawiciele rodzaju *Glomus*. Gatunkami występującymi najczęściej w glebach uprawnych województwa lubuskiego były *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola* i *G. mosseae*, a w glebach nieuprawnych *G. claroideum*, *G. constrictum*, *G. deserticola*, *G. mosseae* i *S. dipurpurescens*. Przeprowadzona analiza podobieństwa składu gatunkowego zbiorowisk AGM stanowisk województwa lubuskiego i województwa zachodniopomorskiego wykazała, że (1) występowanie w Polsce większości ujawnionych taksonów AGM jest równomierne i nie zmienia się w czasie, (2) zbiorowiska tych grzybów są stabilne, mimo uciążliwości wynikających z wykonywania zabiegów agrotechnicznych i chemicznych oraz (3) różnorodność gatunkowa uprawianych roślin w długim okresie czasu nie wpływa na skład gatunkowy zbiorowisk AGM.

VACAT