

AKADEMIA TECHNICZNO – ROLNICZA
im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich
w Bydgoszczy

Barbara Breza – Boruta

**WŁAŚCIWOŚCI ANTAGONISTYCZNE PROMIENIOWCÓW
Z RODZAJU *STREPTOMYCES* W STOSUNKU DO
WYBRANYCH MIKROORGANIZMÓW W UPRAWIE
ZIEMNIAKA**

Biblioteka Główna ATR w Bydgoszczy



00000103780

Rozprawa doktorska

wykonana w Katedrze Mikrobiologii

Wydziału Rolniczego

Promotor: prof. dr hab. **Stanisław Sadowski**

Bydgoszcz 2002



Panu

Profesorowi dr hab. Stanisławowi Sadowskiemu

za naukowe ukierunkowanie,
opiekę i życzliwość w czasie
wykonywanych badań i pisania rozprawy
oraz pracownikom Katedry za pomoc
w jej realizacji

pragnę serdecznie podziękować

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP I CEL BADAŃ	1
2. PRZEGLĄD LITERATURY	4
2.1. Skład mikrobiologiczny gleb uprawnych	4
2.1.1. Promieniowce i ich rola w agroekosystemach	7
2.1.2. Potencjalnie antagonistyczne i chorobotwórcze drobnoustroje w uprawie ziemniaka	11
2.2. Biologiczna ochrona roślin i mechanizmy uczestniczące w zwalczaniu czynników chorobotwórczych	15
2.3. Rola systemu uprawy w kształtowaniu się środowiska naturalnego	23
2.3.1. System uprawy ekologicznej	25
3. MATERIAŁ I METODY BADAŃ	28
3.1. Opis doświadczenia polowego	28
3.2. Pobieranie prób gleby i korzeni roślin do analiz	32
3.3. Badania laboratoryjne	33
3.3.1. Analiza wybranych właściwości gleb	33
3.3.2. Badania mikrobiologiczne	33
3.3.2.1. Oznaczenie liczebności mikroorganizmów	33
3.3.2.2. Izolacja promieniowców z rodzaju <i>Streptomyces</i> przeznaczonych do badań nad ich właściwościami antagonistycznymi	35
3.3.2.3. Wykorzystane mikroorganizmy testowe w stosunku, do których badano oddziaływanie szczepów <i>Streptomyces</i> spp.	35
3.3.2.4. Zastosowane metody badawcze <i>in vitro</i> w celu oznaczenia właściwości inhibicyjnych wyizolowanych szczepów <i>Streptomyces</i> spp.	36
3.4. Opracowanie wyników i zastosowane metody obliczeń statystycznych	38
4. WYNIKI BADAŃ	
4.1. Dynamika rozwoju badanych drobnoustrojów	39
4.1.1. Ogólna populacja bakterii	39
4.1.2. Promieniowce z rodzaju <i>Streptomyces</i>	42
4.1.3. Bakterie z rodzaju <i>Pseudomonas</i>	44
4.1.4. Bakterie z rodzaju <i>Arthrobacter</i>	47
4.1.5. Bakterie z rodzaju <i>Azotobacter</i>	49

4.1.6. Bakterie z grupy coryneform	51
4.1.7. Ogólna liczebność grzybów	54
4.1.8. Grzyby z rodzaju <i>Fusarium</i>	56
4.2. Właściwości antagonistyczne promieniowców z rodzaju <i>Streptomyces</i>	59
4.2.1. Aktywność <i>Streptomyces</i> spp. w stosunku do testowanych bakterii	59
4.2.1.1. <i>Azotobacter chroococcum</i>	60
4.2.1.2. <i>Pseudomonas fluorescens</i>	61
4.2.1.3. <i>Arthrobacter globiformis</i>	62
4.2.1.4. <i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>artroseptica</i>	64
4.2.1.5. <i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>carotovora</i>	66
4.2.1.6. <i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>sepedonicus</i>	67
4.2.1.7. <i>Streptomyces scabies</i>	69
4.2.2. Zestawienie szczepów <i>Streptomyces</i> spp. ze względu na wielkość stref antagonistycznego oddziaływania na testowane bakterie	70
4.2.3. Właściwości mykoantagonistyczne szczepów <i>Streptomyces</i> spp. w stosunku do testowanych grzybów	75
4.2.3.1. <i>Trichoderma koningii</i>	75
4.2.3.2. <i>Rhizoctonia solani</i>	77
4.2.3.3. <i>Fusarium solani</i>	79
4.2.4. Zestawienie szczepów <i>Streptomyces</i> spp. ze względu na wielkość stref mykoantagonistycznego działania na testowane grzyby	80
5. Dyskusja wyników	85
6. Wnioski	99
7. Spis literatury	101
8. Załącznik	
9. Fotografie	

1. WSTĘP I CEL PRACY

Współczesny stan wiedzy o drobnoustrojach zasiedlających glebę, o ich ekologii oraz funkcji, jakie pełnią w heterogenicznym środowisku glebowym, jest ciągle nie wystarczający. Postęp w tej dziedzinie hamują trudności badawcze ze względu na niemożność przeniesienia całokształtu procesów metabolicznych zachodzących w glebie do warunków laboratoryjnych. Dotychczasowe osiągnięcia mikrobiologii rolniczej i ekologii drobnoustrojów dowodzą bezsprzecznie, iż jednym z podstawowych czynników decydujących o żyzności gleby są mikroorganizmy.

Każda gleba ma swoistą mikroflorę, której skład uzależniony jest od jej typu, uprawy, pokrywy roślinnej oraz warunków klimatycznych i ekologicznych. Drobnoustroje są z jednej strony uzależnione od warunków fizykochemicznych panujących w glebie, z drugiej zaś same mogą te warunki modyfikować. Wraz z roślinnością określają zarówno charakter jak i kierunek przemian biochemicznych zachodzących w środowisku glebowym.

W każdej biocenozie istnieją pewne, ściśle określone wzajemne oddziaływania jednych mikroorganizmów na drugie. Poznanie różnych oddziaływań antagonistycznych pomiędzy drobnoustrojami zrodziło myśl i możliwości wykorzystania tych zjawisk do zwalczania patogenów roślinnych powodujących choroby korzeni lub wnikających do rośliny przez system korzeniowy (Clulow i in. 1995). Stwarzając warunki ekologiczne sprzyjające rozwojowi saprofitycznych konkurentów, produkujących substancje mykolityczne i antybakteryjne, można się spodziewać zmniejszenia populacji patogena.

Promieniowce są grupą antagonistów, dających duże możliwości wykorzystania ich w biologicznej kontroli chorób roślin wywołanych przez patogeny korzeni. Różne gatunki promieniowców, a zwłaszcza z rodzaju *Streptomyces*, mogą chronić rośliny przed chorobotwórczymi bakteriami i grzybami, co stwierdzono w wielu badaniach laboratoryjnych, jak i polowych (Turhan i Grossmann 1986). Ich ogromne znaczenie w przyrodzie wynika głównie z produkcji antybiotyków oraz z wielostronnej aktywności enzymatycznej. Siła działania *in vitro* substancji antybiotycznych jest tak duża, że można sądzić o ogromnym ich wpływie na skład mikrobiologiczny populacji gleby, a w dalszej konsekwencji na produktywność ekosystemów (Marcinowska i Bis 1997).

W ostatnich latach następują zmiany w podejściu do ochrony roślin, w tym również ziemniaka. Jednym z przejawów jest rozwój rolnictwa ekologicznego, którego znaczenie wyraźnie wzrasta (Chotkowski i in. 1995).

Ze względu na coraz większe zainteresowanie ochroną środowiska i wymaganiami konsumentów w spożywaniu zdrowej żywności, ogranicza się stopniowo stosowanie chemicznych środków ochrony roślin, w tym i uprawie ziemniaka. Ziemniak w Polsce zajmuje dużą powierzchnię uprawy utrzymującą się na poziomie około 1700 tys. ha. oraz ma ogromne znaczenie gospodarcze.

Wiele patogenów ziemniaka jest trudnych do zwalczania nawet fungicydami. Na przykład: *Fusarium solani*, *Rhizoctonia solani*, *Erwinia carotovora*, *Streptomyces scabies* i inne mogą występować w glebie i porażać korzenie w ciągu całego okresu wegetacji. Z dużym szczególnie problemem borykają się rolnicy gospodarstw ekologicznych, którzy nie mogą stosować chemicznych środków ochrony przeciw patogenom i szkodnikom ziemniaka. W takich warunkach do dyspozycji mogą mieć tylko metody agrotechniczne i biologiczne, które dotąd nie zawsze dają zadawalające efekty.

Uzyskanie preparatów biologicznych wymaga wielu zmuśnych badań, polegających nie tylko na znalezieniu szczepów o silnie wyrażonych właściwościach antagonistycznych w stosunku do określonych patogenów, ale także na poznaniu warunków oraz środowiska ich występowania i rozwoju.

Głównym celem badań było poznanie właściwości antagonistycznych promieniowców z rodzaju *Streptomyces* wyizolowanych spod ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym oraz konwencjonalnym w stosunku do groźnych, najczęściej porażających korzenie i bulwy ziemniaka fitopatogenów. W pracy porównano szczepy *Streptomyces* spp. pochodzące z dwóch badanych obiektów: gospodarstwa ekologicznego i konwencjonalnego ze względu na siłę ich inhibicyjnego działania na następujące potencjalne patogeny ziemniaka:

- *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* – powodująca czarną nóżkę,
- *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* – wywołująca mokrą zgniliznę bulw ziemniaka,
- *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* – powodujący bakteriozę pierścieniową bulw ziemniaka,
- *Streptomyces scabies* – wywołujący parcha ziemniaka,
- *Rhizoctonia solani* – wywołujący rizoktoniozę,
- *Fusarium solani* – powodujący zgorzel pędów i suchą zgniliznę bulw ziemniaka.

Równocześnie w pracy za ważne, uznano sprawdzenie czy badane izolaty *Streptomyces* spp. wpływają na rozwój drobnoustrojów powszechnie uznawanych za pożyteczne, podnoszące żyzność gleby takich jak:

- *Azotobacter chroococcum*
- *Pseudomonas fluorescens*
- *Arthrobacter globiformis*
- *Trichoderma koningii*

W glebie drobnoustroje oddziałują na siebie jednocześnie poprzez różnorodne substancje aktywne, które mogą wzmacniać swoje działanie na wzrost i rozwój innych lub je hamować, a także wpływać na przemiany metaboliczne tych organizmów.

Za uzasadnione więc wydawało się sprawdzenie czy dany szczep *Streptomyces* spp. wpływa na jednego patogena czy na wiele, a także czy hamuje rozwój mikroorganizmów pożytecznych.

Szczepy spośród badanych promieniowców, które wykazą najsilniejsze właściwości antagonistyczne w stosunku do patogenów ziemniaka posłużą do dalszych badań, ewentualnych prób wykorzystania ich w tzw. biologicznej ochronie roślin.

Celem drugorzędym przedstawionych badań było poznanie i porównanie wpływu systemu uprawy ekologicznej i konwencjonalnej *Solanum tuberosum* na rozwój mikroorganizmów glebowych należących do rodzajów: *Streptomyces*, *Pseudomonas*, *Arthrobacter*, *Azotobacter*, *Corynebacterium*, *Fusarium* oraz ogólnej populacji bakterii i grzybów.

2. PRZEGLĄD LITERATURY

2.1. Skład mikrobiologiczny gleb uprawnych

Badanie uwarunkowań kształtowania się określonych struktur populacyjnych mikroorganizmów oraz ich sukcesywnych zmian w czasie, ma niebagatelne znaczenie dla poznania mechanizmów funkcjonowania ekosystemów (Badura 1985). Pola uprawne, poddawane współczesnym technologiom rolniczym w różnych warunkach ekologicznych, są ekosystemami, gdzie organizacja homeostatyczna biocenoz zmienia się z roku na rok. To właśnie mikroorganizmy biorą istotny udział w kształtowaniu homeostazy - stabilności agrobiocenoz i w produktywności biologicznej ekosystemów. Ich różnorodność i aktywność jest niezmiernie ważna dla utrzymania żyzności oraz potencjału plonotwórczego gleb (Smyk i in. 1988, Myśków i in. 1996).

Skład ilościowy i jakościowy drobnoustrojów glebowych, zarówno bakterii jak i grzybów kształtuje wiele czynników abiotycznych i biotycznych, do których m. in. należą: właściwości fizykochemiczne gleb, warunki klimatyczne, wzajemne oddziaływania między mikroorganizmami oraz stosowane zabiegi agrotechniczne i agrochemiczne. Częściowa regulacja tych czynników dokonywana jest przez człowieka poprzez: stosowanie odpowiedniego nawożenia, systemu uprawy, użycie pestycydów, co zapewne powoduje zmiany liczebności i aktywności mikroorganizmów glebowych oraz intensywność katalizowanych przez nie procesów.

Rozwój i aktywność drobnoustrojów może być mierzona za pomocą różnych parametrów takich jak: liczebność ogólna lub liczebność specyficznych grup drobnoustrojów na podłożach płynnych i agarowych, biomasa mikroorganizmów, aktywność enzymów. Większość tych wskaźników jest ze sobą powiązana (Martyniuk i in. 1997). Ogólna liczba mikroorganizmów zamieszkujących środowisko glebowe wyrażana jest tysiącami, milionami, a nawet miliardami drobnoustrojów na 1 gram gleby. Są one odmienne pod względem budowy morfologicznej i uzdolnień biochemicznych, gdzie z jednej strony uzależnione są od warunków fizykochemicznych panujących w glebie, z drugiej zaś mogą te warunki modyfikować. Skład gatunkowy mikrobiologicznej populacji gleby zależy również od wzajemnych oddziaływań jednych mikroorganizmów na drugie (Badura 1985, Russel 1974).

W zależności od pory roku, typu gleby, gatunku rośliny, sposobu jej uprawy, rodzaju nawożenia i innych czynników w glebie pozaryzosferowej najliczniej występują rodzaje: *Arthrobacter*, *Streptomyces*, *Pseudomonas*, *Bacillus*, gdzie każdy z tych

rodzajów może stanowić 5 – 20% ogólnej liczby bakterii (Pietr 1990, Smiley i in. 1996 Paul i Clark 2000). Bardzo pożądanymi z punktu widzenia rolniczego są bakterie z rodzaju *Azotobacter* zdolne do wiązania azotu atmosferycznego, których rozprzestrzenienie w glebach strefy umiarkowanej jest niewielkie i wynosi od kilku komórek do kilku tysięcy w 1 g gleby. Na ogół gleby bogate w montmorylonit zawierają więcej bakterii z rodziny *Azotobacteraceae* niż gleby zawierające kaolinit (Kobus 1996).

W zasiedleniu gleby przez drobnoustroje poważny udział mają grzyby. Vančura i Kunc (1977) oraz Gerhardson i in. (1985) stwierdzili, że grzyby poza strefą ryzosferową są dominującym składnikiem biomasy, który w skrajnych przypadkach może stanowić aż 80% tej masy. Wśród grzybów glebowych dominują rodzaje: *Penicillium*, *Fusarium*, *Mucor*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Alternaria*, *Rhizopus* i *Chaetomium* (Vančura i Kunc 1977, 1988). Pomędzy stopniem rozwoju bakterii i promieniowców w stosunku do rozwoju grzybów w glebie zachodzą odpowiednie proporcje. Według Myśkowa (1981) intensywnemu namnożeniu bakterii i promieniowców odpowiada słabszy rozwój grzybów i odwrotnie. Autor ten (1979, 1981, 1996) na podstawie swoich wieloletnich badań stwierdza, że przy intensywnym nawożeniu obornikiem lub gnojowicą stosunkowo silniej rozwijają się bakterie i promieniowce, natomiast przy wieloletnim nawożeniu mineralnym – grzyby. Tak więc człowiek może częściowo regulować wielkość populacji mikroflory glebowej i modyfikować skład gatunkowy.

Specyficzną niszę ekologiczną dla rozwoju mikroorganizmów stanowi ryzosfera, którą została określona gleba bezpośrednio przylegająca do korzeni roślin. Cechują ją swoiste właściwości fizykochemiczne, które stwarzają mikroorganizmom inne warunki do rozwoju w porównaniu z glebą spoza zasięgu korzeni. Ryzosfera obejmuje wszystkie mikroorganizmy wykorzystujące wydzieliny korzeniowe jako źródło węgla, azotu lub energii. W obrębie ryzosfery można wydzielić różne obszary m. in. ryzoplanę – powierzchnię korzeni skolonizowaną przez mikroorganizmy. W celu podkreślenia odrębności populacji bakterii w ryzosferze Suslow i in. (1979) określili je mianem ryzobakterii. Już podczas kiełkowania nasion, a następnie wzrostu rośliny w rozwijającej się strefie korzeniowej, na skutek stymulującego wpływu szeregu wydzielin korzeniowych jak: aminokwasy, węglowodany, kwasy organiczne, enzymy, jony metali, liczba drobnoustrojów powiększa się (10 – 1000 razy), a także różni się składem jakościowym w porównaniu do gleby odległej od korzeni (Baker i Stavelly 1985,

Vančura i Kunc 1988, Kurek i Kobus 1990). Ta zwiększona liczebność mikroorganizmów utrzymuje się w tej strefie przez cały okres rozwoju rośliny (Kurek i Kobus 1990). Roślina jest jednym z partnerów w układzie biocenotycznym i wszelkie zmiany fizjologiczne, jakie przechodzi w okresie wegetacyjnym znajduje odbicie w cechach zespołu współżyjących z nią drobnoustrojów. Stąd też powstaje nierozwalny system roślina – drobnoustroje, który podlega wahaniom krótkoterminowym i długoterminowym uzależnionym od cyklu rozwojowego rośliny i warunków agroekologicznych (Balicka 1983).

W ryzosferze występują wyłącznie heterotrofy zależne od źródła energii pochodzącej z wydzielin korzeniowych. Dominującą grupą zasiedlającą ryzosferę roślin uprawnych są bakterie - pałeczki gramujemne oraz formy pleomorficzne, ruchliwe, szybko rosnące i metabolicznie bardziej aktywne niż bakterie glebowe spoza strefy korzeniowej (Dahm i in. 1986). Mniej licznie w glebie ryzosferowej i ryzoplanie występują gramododatnie pałeczki i ziarniaki (Vančura i Kunc 1988). Za jedną z ważniejszych i dominujących grup bakterii ryzosferowych uważane są fluoryzujące pałeczki z rodzaju *Pseudomonas* (Kobus i in. 1993, Pietr 1990). Ponadto najczęściej obecne są bakterie z rodzajów *Achromobacter*, *Alcaligenes*, *Enterobacter*, *Flavobacterium* oraz z grupy coryneform, a z promieniowców rodzaje *Streptomyces* i *Nocardia* (Elliot Juhnke i in. 1987, Pietr 1990). Wiele badań wskazuje też na liczne występowanie wśród ryzobakterii rodzaju *Arthrobacter* i *Bacillus* (Elliot Juhnke i in. 1987, Vančura i Kunc 1988). Niewielki natomiast wpływ mają bogate w substancje pokarmowe wydzieliny korzeniowe na bakterie z rodzaju *Azotobacter*, zarówno na ich częstotliwość występowania jak i aktywność biologiczną (Russel 1974). Wytłumaczyć to można zdolnością tych bakterii do zaspokajania własnych potrzeb poprzez asymilowanie azotu z powietrza i uzdolnieniami do produkcji wielu niezbędnych substancji wzrostowych. Stwierdzono, że ilość komórek *Azotobacter* w strefie przykorzeniowej koreluje ujemnie z występowaniem jego antagonistów. Na przykład bakterie z rodzaju *Pseudomonas* i *Arthrobacter* intensywniej przeprowadzają procesy metaboliczne i namnażanie, przez co uzyskują olbrzymią przewagę w konkurencji pokarmowej w ryzosferze, w przeciwieństwie do przedstawicieli rodzaju *Azotobacter* (Brown i in. 1962, Russel 1974, Strzelec 1995).

W ryzosferze, dzięki wydzielanym przez korzenie substancjom odżywczym i wzrostowym, mogą skupiać się oraz selekcjonować określone gatunki grzybów, a ich

liczebność i częstotliwość występowania jest znacznie wyższa niż poza zasięgiem wydzielin korzeniowych (Kurek i Kobus 1990, Smiley i in. 1996, Bis 1997).

Zarówno wśród bakterii jak i grzybów ryzosferowych możemy wyróżnić poza saprofitami, groźne fitopatogeny odglebowe. Do bakterii niekorzystnie wpływających na rozwój roślin zaliczamy przedstawicieli z rodzajów np. *Erwinia*, *Agrobacterium*, *Corynebacterium*, *Xanthomonas*, a z grzybów np. *Fusarium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia* (Gerhardson i in. 1985, Pietr 1990). Należy również pamiętać o bakteriach symbiotycznych wiążących wolny azot, czy grzybach mykoryzowych mogących zmieniać skład mikrobiologiczny ryzosfery i istotnie stymulujących rozwój roślin uprawnych (Linderman 1988, Strzelec 1995). Powyższe drobnoustroje stymulujące lub wywierające niekorzystny wpływ na rośliny stanowią mogą od 2% do 20% całej populacji ryzosfery (Suslow i Schroth 1982, Gerhardson i in. 1985).

Stan mikrobiologiczny gleb uprawnych wyrażany przez liczebność, biomasę, aktywność oraz zróżnicowanie gatunkowe drobnoustrojów uzależniony jest przede wszystkim od rodzaju uprawianej rośliny i zabiegów agrotechnicznych (nawożenie, płodozmian i inne). Zastosowanie określonego systemu gospodarowania może wpływać na utrzymanie równowagi w glebie, a także w ryzosferze. Zapewne sposób użytkowania systemem ekologicznym powinien utrzymywać gleby uprawne w optymalnym stanie równowagi – homeostazy charakteryzujące się ustabilizowanym składem mikrobiocenotycznym. W takich warunkach uprawy mimo nawet regularnych, ale niewielkich zmian, środowisko uruchamia mechanizmy z reakcjami homeostatycznymi przywracającymi uprzednio istniejące wzajemne stosunki między komponentami biocenozy i utrzymuje jej względną stabilność (Barabasz i in. 1998, Smyk 1985). Również Vančura i Kunc (1988) podają, że w glebie działają mechanizmy samoregulacji utrzymujące stabilność i integralność układu ekologicznego, a nawet są zdolne do wytworzenia barier ochronnych przeciwko czynnikom stresowym.

2.1.1. Promieniowce - występowanie i ich rola w agroekosystemach

Promieniowce (*Actinomycetes*) stanowią jedną z najważniejszych grup mikroorganizmów glebowych. Choć zaliczane są one do bakterii, to jednak w badaniach ekologicznych ze względu na swą odrębność morfologiczną i specyficzne właściwości fizjologiczne traktuje się je jako oddzielną grupę. Promieniowce są szeroko rozpowszechnione w przyrodzie dzięki możliwościom wykorzystania różnych źródeł pokarmu oraz wysokim zdolnościom adaptacyjnym do warunków środowiska

(Hunter – Cevera i Eveleigh 1990, Marcinowska i Bis 1998). Podstawowym jednak miejscem ich bytowania jest gleba. Przeciętnie w 1 g suchej masy gleby liczba ich może dochodzić do setek milionów, a żywa masa promieniowców przewyższa masę bakterii, ale jest mniejsza od masy grzybów (Davies i Williams 1970, Buckman i Brady 1971, Hunter – Cevera i Eveleigh 1990). Stanowią one od kilku do kilkunastu, a czasami kilkudziesięciu procent ogółu mikroorganizmów w zależności od typu gleby, strefy klimatycznej i pory roku. Stosunek ilościowy promieniowców do bakterii w żyznych glebach uprawnych wynosi 40:60. Nawożenie organiczne, jak i mineralne zwłaszcza wysokimi dawkami azotu według Marcinowskiej (1977) wpływa na zwiększenie stanu ilościowego tych mikroorganizmów. Również Hunter – Cevera i Eveleigh (1990) w swojej pracy podają o większej liczebności *Actinomycetes* w glebach bogatych w materię organiczną – po wprowadzeniu obornika albo resztek poźniwnych. Większość promieniowców glebowych należy do rodzaju *Streptomyces*, który może stanowić 70 – 90 % ogółu promieniowców w glebie uprawnej, natomiast inne rodzaje np.: *Nocardia*, *Micromonospora*, *Thermoactinomyces* reprezentują od kilku do kilkudziesięciu procent ich ogółu (Alexander 1977). Rodzaj *Streptomyces* występuje w glebie głównie w formie zarodników – konidii, a ich proces germinacji determinowany jest dostępnością substancji pokarmowych w środowisku (Herron i Wellington 1990). Davies i Williams (1970) w swoich obszernych badaniach nad ekologią promieniowców stwierdzili bardzo duże różnice ilościowo – jakościowe w ich występowaniu, w zależności od różnych czynników, m. in.: zawartości substancji organicznej, poziomu profilu glebowego, stosunków tlenowych, pH, wilgotności oraz sezonowości. Mogą one być sorbowane na powierzchni koloidów glebowych lub żyją wewnątrz agregatów glebowych. Ogólna ilość promieniowców w glebie maleje wraz z głębokością, toteż najwięcej wyizolować ich można z warstwy ornej do 25 cm, z gleb o odczynie obojętnym lub lekko alkalicznym (Alexander 1977, Marcinowska 1977).

Z wielu prac wynika, że promieniowce częściej występują w glebie poza zasięgiem korzeni niż w strefie korzeniowej roślin uprawnych (Elliot Juhnke i in. 1987, Davies i Williams 1970). W ciągu roku wzmożony rozwój tych mikroorganizmów następuje w okresie od wiosny do jesieni, a maksimum przypada na miesiące letnie. Są mezofilami i optymalna dla nich temperatura wynosi 20 – 30 °C. Dlatego obserwować możemy w dynamice rozwoju tej populacji silne zróżnicowanie w czasie wegetacji roślin uzależnione od warunków pogodowych. Spadek wilgotności i wzrost temperatury do wartości optymalnych stymuluje liczebność promieniowców w glebie.

Dzięki wytwarzaniu form przetrwalnych służących zarazem do rozmnażania, tolerancji na suszę oraz wzrostowi w postaci strzępek mogą dominować w środowisku glebowym.

Ze względu na właściwości promieniowców, które wpływają na żyzność gleby należy uznać, że ich stan ilościowo - jakościowy jest ważnym wskaźnikiem aktywności oraz produktywności biologicznej ekosystemów (Marcinowska i Bis 1998).

Promieniowce biorą udział w licznych procesach biochemicznych i biogeochemicznych decydujących o żyzności środowisk glebowych. Zdolność rozkładu i przemian różnych substancji organicznych powoduje, że są one ważnym czynnikiem próchnicotwórczym. Między innymi produkowane przez nie barwniki melaninowe i antybiotyki są prekursorami substancji próchnicznej (Marcinowska 1977). Metabolizują głównie materiały trudniej ulegające rozkładowi bakteryjnemu i grzybowemu, takie jak chityna, polisacharydy (np. celuloza, lignina), tłuszcze, węglowodory alifatyczne, kwasy huminowe i inne (Williams i Robinson 1981). Rodzaj *Streptomyces* uruchamia poza tym nierozpuszczalne fosforany. Przedstawiciele z tego rodzaju wytwarzają lotne związki organiczne, m. in. związek aromatyczny – geosminę nadający świeżo przeoranej glebie charakterystyczny zapach. Przyczyniają się do tworzenia gruzełkowatej struktury gleby. Dzięki swojej wydajności metabolicznej są wysoce aktywne w obiegu pierwiastków w przyrodzie (Davies i Williams 1970, Paul i Clark 2000).

Actinomycetes poza wytwarzaniem enzymów zewnątrzkomórkowych, witamin, barwników znane są z wydzielania substancji typu regulatorów wzrostu. Jak podają Stępniewicz i Krzyśko - Łupicka (1994) szczepy *Streptomyces* wytwarzają auksyny i gibereliny, wśród których wykryto kwas indolilo-3 propionowy. Autorki sugerują na podstawie uzyskanych wyników, że antagonistyczne szczepy nie tylko wykazują działanie ochronne na rośliny przed infekcją grzybową, ale także mogą stymulować wzrost roślin.

Promieniowce poprzez swoje właściwości mogą łagodzić toksyczne działanie metali ciężkich. Niklewska – Larska (1994) w swoich badaniach dowiodła, że wprowadzony do gleby *Streptomyces variabilis* niwelował negatywny wpływ ołowiu na środowisko. Ponadto przyczynił się do zwiększenia liczebności bakterii proteolitycznych i celulolitycznych oraz wzmacniał aktywność dehydrogenaz i ureazy.

Z badań przeprowadzonych przez Marcinowską (1985, 1987) wynika, że rodzaj *Streptomyces* wykazuje uzdolnienia w zakresie adsorpcji i degradacji aflatoksyn wpływając w pewnym stopniu na procesy detoksykacji środowiska glebowego.

Wydzielane aflatoksyny przez grzyby toksynotwórcze okazały się jednak nieobojętne na adsorbujące je szczepy *Streptomyces*, doprowadzając u nich do zaburzeń w przemianach biochemicznych oraz zmian w cechach morfologicznych i żywotności.

Wykazane u *Streptomyces* uzdolnienia do degradacji mykotoksyn, a także herbicydów jest niezmiernie ważne z ekologicznego punktu widzenia, ponieważ wskazuje na występowanie naturalnych sił obronnych drobnoustrojów przed nagromadzeniem trucizn, zagrażającym stabilności ekosystemów (Balicka 1983, Badura 1985, Marcinowska 1987).

Najbardziej wyróżniającą cechą promieniowców jest produkcja substancji antybiotycznych. Wytwarzają one ponad 60% opisanych antybiotyków. Przedstawiciele rodzaju *Streptomyces* syntetyzują około 2000 antybiotyków, co stanowi 82,5% produkcji tych związków przez promieniowce. Większość *Streptomyces* wytwarza kilka, a nawet kilkanaście substancji antybiotycznych o różnym charakterze i aktywności. Ten sam antybiotyk może być wytwarzany przez kilka gatunków np. streptomycynę produkują *S. griseus*, *S. globisporus*, *S. nashuensis*. Synteza antybiotyków jest więc cechą szczepową, a nie gatunkową (Chmiel 1982, Korn – Wendisch i Kutzner 1992, Kurzątkowski i in. 1998). *Streptomyces* o właściwościach antybiotycznych najczęściej wykryto w madach i czarnych ziemiach od 20 do 50% ogólnej liczby promieniowców. Duże ilości ich można znaleźć w glebach łąkowych, przesuszonych torfach, stepowych i leśnych. W lessach wykryto tylko 1 - 5% *Streptomyces* o zdolnościach do produkcji antybiotyków, równie mało oznaczono ich w kompostach i mułach (Marcinowska 1977). Stwierdzono także, że na ich występowanie wpływa okrywa roślinna, gdyż wydzieliny korzeniowe niektórych roślin działają hamująco bądź stymulująco. Okazało się, że z roślin uprawnych m. in. ziemniak i len ujemnie działają na rozwój antagonistycznych promieniowców. Niektóre antybiotyki mogą być z łatwością pobierane przez korzenie i przemieszczane w roślinie. Uzyskano wyniki wskazujące na wpływ antybiotyków wydzielanych przez *Streptomyces* na rośliny, wyrażający się przyrostem świeżej masy i przyspieszeniem wzrostu korzeni. Zaobserwowano także zwiększone kwitnienie i owocowanie (Russel 1977).

Promieniowce kształtują równowagę biologiczną w ekosystemach i odgrywają rolę fitosanitarną. Przez biosyntezę antybiotyków działają nie tylko bezpośrednio na patogena w glebie, lecz stanowią jeden z czynników chroniących rośliny przed infekcją.

2.1.2. Potencjalnie antagonisticzne i chorobotwórcze drobnoustroje w uprawie ziemniaka

Bakterie, promieniowce i grzyby występują we wszystkich środowiskach, w jakich przebywają rośliny. Wzajemne relacje między tysiącami gatunków mikroorganizmów zasiedlających poszczególne nisze ekologiczne są złożone i do końca wiele mechanizmów wzajemnego oddziaływania pozostaje niejasne. Wśród mikroorganizmów są takie, które skutecznie współzawodniczą z patogenami i mogą być uznane za mikroorganizmy antagonisticzne, sprzyjające rozwojowi roślin. Miejscem kontaktu patogenów glebowych i drobnoustrojów antagonisticznych wobec nich w okresie rozwoju roślin jest ryzosfera, ponieważ stwarza ona szczególnie dobre warunki proliferacji mikroorganizmów. Ze względu na sposób oddziaływania drobnoustrojów bytujących w strefie korzeniowej wyróżniono te, które korzystnie wpływają na wzrost roślin i ich zdrowotność a w efekcie plon tzw. PGPR (Plant growth – promoting bacteria) oraz grupę szkodliwie działających na rozwój roślin tzw. DRMO (deleterious rhizosphere microorganisms) (Weller 1988, Kurek i Kobus 1990).

Ważną i licznie występującą grupą bakterii ryzosfery są fluorescencyjne gatunki *Pseudomonas*. Są jednymi z najbardziej znanych antagonistów patogenów korzeniowych, a poza tym znane są ze stymulującego wpływu na wzrost roślin (PGPR). Skutecznie konkurują z chorobotwórczymi bakteriami i grzybami dzięki produkcji substancji antybiotycznych, sideroforów i kwasu cyjanowodorowego (Defago i Haas 1990, Schippers i in. 1990). Korzystne oddziaływanie tych bakterii na rośliny wiąże się też z wydzielaniem aminokwasów, witamin, kwasów organicznych i zdolnością do indukowania stanu systemicznej odporności roślin. Dodatkowym czynnikiem sprzyjającym oddziaływowaniu bakterii antagonisticznych jest ich ruchliwość, szybka i trwała kolonizacja powierzchni roślin i zdolność przeżywania bakterii na roślinach w zmieniających się warunkach otoczenia (Duffy i Defago 1999). W literaturze istnieją również informacje o ograniczaniu wzrostu i plonowania wielu roślin w tym i ziemniaka przez cyjanogenne *Pseudomonas* spp. (Paszkowski in. 1996).

Wśród bakterii gramodatnich właściwości antagonisticzne wykazują bakterie z rodzaju *Arthrobacter* (Hagedorn i in. 1989). Antagonizm *Arthrobacter* spp. oparty jest głównie na zdolnościach litycznych. Mitchell i Hurwitz (1965) w badaniach nad szczepem *Arthrobacter* sp. obserwowali lizę jaką powodowały te bakterie grzybów z rodzaju *Fusarium* i *Pythium*. Właściwości mykolityczne u *Arthrobacter* sp. stwierdzili również Szajer i Koths (1973). Badany przez nich szczep częściowo

ograniczał patogeniczność *Fusarium roseum* f.sp. *cerealis*, który hamował wzrost goździka atakując jego korzenie.

Bakterie z rodzaju *Azotobacter*, chociaż są głównie znane z dostarczania związków azotowych, to poza tym na wzrost i rozwój roślin wpływają przez produkowane regulatory wzrostu auksyny i gibereliny, a także syntetyzują biotyne, pirydoksyne, kwas nikotynowy oraz wiele aminokwasów (Becking 1992). Wykryto u nich również właściwości antagonistyczne w stosunku do wielu grzybów patogennych roślin uprawnych (Russel 1974).

Promieniowce są najbardziej znanymi mikroorganizmami o właściwościach antagonistycznych ze względu na syntezę antybiotyków. Ta najliczniejsza grupa producentów antybiotyków może chronić rośliny przed fitopatogenami, co stwierdzono w wielu badaniach laboratoryjnych, jak i polowych (Turhan i Grossmann 1986, Huck i in. 1991, Schmiedeknecht 1993). Z oznaczonych ponad 400 gatunków należących do rodzaju *Streptomyces* 240 wykazuje aktywność antybiotyczną (Marcinowska 1977). Tanii i in. (1990) stwierdzili inhibicyjne działanie *Streptomyces* wyizolowanych spod uprawy ziemniaka w stosunku do chorobotwórczych bakterii roślin z rodzaju *Erwinia*, *Pseudomonas* i z grupy coryneform. Wyszukiwaniem szczepów antagonistycznych w obrębie rodzaju *Streptomyces* do zwalczania *Streptomyces scabies* podejmowali się Liu i in. (1995), Ryan i Kinkel (1997). Autorzy ci wyodrębnili nadpasożytnicze szczepy *Streptomyces*, które istotnie i silnie hamowały rozwój sprawcy parcha ziemniaka, a w pewnych przypadkach po zaszczepieniu nimi gleby nastąpiło zwiększenie plonu bulw.

Ważną również cechą decydującą o uzdolnieniach antagonistycznych *Streptomyces* jest wytwarzanie zewnątrzkomórkowych enzymów powodujących lizę innych mikroorganizmów (Alexander 1977). Mogą m. in. pasożytować na strzępkach grzybów, ich oosporach lub sklerotiach (Sutherland i Papavizas 1991). Właściwości mykoantagonistyczne szczepów *Streptomyces* spp. w stosunku do patogennych grzybów *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*, *Phytophthora* sp. opisali Lloyd i in. (1965), Broadbent i in. (1971), De i Gupta (1991), Hwang i in. (2001).

Wśród populacji grzybów glebowych duże znaczenie w ograniczaniu sprawców chorób roślin ma rodzaj *Trichoderma*, a najbardziej znanymi antagonistycznymi gatunkami są *T. viride*, *T. koningii*, *T. harzianum* i inne. Mechanizm ich działania polega na zdolności do biosyntezy antybiotyków oraz możliwości swoistego

pasożytowania na grzybni fitopatogenów przez wydzielanie aktywnego kompleksu enzymów pozakomórkowych (Sadowski i Krzysiak 1991, Benhamou i Chet 1996).

Grupę drobnoustrojów potencjalnie chorobotwórczych stanowią patogeny pasożytujące w tkankach rośliny, wywołując wyraźne makroskopowe objawy oraz fitopatogeny o mniejszej szkodliwości. Negatywny wpływ na wzrost roślin, a w efekcie końcowym plon, mogą mieć drobnoustroje ryzosferowe wydzielające do strefy korzeniowej szkodliwe substancje swojego metabolizmu (Bakker i Schippers 1987).

Choroby występujące w uprawie ziemniaka wg. Chotkowskiego i in. (1995) można podzielić ze względu na sprawców (choroby bakteryjne, grzybowe, wirusowe), a także według okresu ich występowania (w okresie wschodów, wegetacji, w czasie przechowywania bulw). Z punktu widzenia gospodarczego największe znaczenie mają choroby, które występują najpowszechniej i są przyczyną najwyższych strat, oraz choroby kwarantannowe.

Do groźnych i uciążliwych sprawców chorób zaliczyć można bakterie z rodzaju *Erwinia*: *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* (Eca) i *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* (Ecc) (Żołobowska i Pospieszny 1997). Pierwszy gatunek Eca atakuje już w początkowym okresie wegetacji ziemniaki wywołując czarną nóżkę. Typowym objawem choroby jest czernienie i gnicie podstawy łodyg. Zaatakowane młode rośliny zazwyczaj obumierają i stanowią źródło infekcji dla innych roślin. Populacja bakterii *Erwinia* powiększa się i utrzymuje się w glebie na wysokim poziomie do końca okresu wegetacji. Eca może być również sprawcą mokrej zgnilizny ziemniaka, podobnie jak i drugi gatunek *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* przyczyniając się do znacznych strat w plonie bulw podczas wegetacji i w czasie przechowywania. Bakterie te powodują macerację i rozpad tkanek roślinnych. Podstawowe znaczenie w patogenezie przypisuje się zespołowi enzymów pektynolitycznych wydzielanym przez bakterie do otoczenia (Hooker 1986, Pérombelon 1992).

Często bezobjawowo w formie letalnej występuje choroba zwana bakteriozą pierścieniową ziemniaka powodowana przez bakterie *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (Cms) (Collins i Bradbury 1992). Bakterie najczęściej infekują sadzeniaki przez zranienia lub pęknięcia tkanek. Młode rośliny mogą być zaatakowane przez patogena z gleby poprzez system korzeniowy. Objawy (więdnięcie roślin powodowane czopowaniem wiązek przez polisacharydy bakteryjne lub serowata maceracja wiązek bulw) pojawiają się zwykle późno, pod koniec sezonu wegetacyjnego lecz mogą być zamaskowane przez starzenie się roślin i obecność innych patogenów (Hooker 1986,

Golenia i Pajewska 1993). Cms jest wymieniony w wykazie Ministerstwa Rolnictwa wśród organizmów objętych obowiązkiem zwalczania, należy do chorób kwarantannowych (Róžański i Multańska 2001).

Wśród promieniowców poznano ok.17 gatunków z rodzaju *Streptomyces* zdolnych do infekowania tkanek roślinnych i wywoływania chorób (Lambert i Loria 1989, Korn – Wedndisch i Kutzner 1992). Jednak za najważniejszego sprawcę parcha zwykłego na ziemniakach uważa się gatunek *Streptomyces scabies* (Thaxt.) Waksman et Henrici (forma zwykła i wgłębna choroby) (Hookker 1986, Kapsa 1993). Zalicza się go do grupy patogenów właściwych, ze zdolnością przeżywania w glebie przez okres dłuższy niż 5 lat bez utraty zdolności infekowania. Może atakować różne organy rośliny - kielki w czasie wschodów, korzenie, stolony, a w efekcie pogarszać wiązanie bulw. Najczęściej spotykaną i bardzo uciążliwą formą choroby jest parch występujący na skórcie bulw. Szkodliwość *Streptomyces scabies* polega na obniżeniu wartości handlowej ziemniaków. W warunkach rosnącej konkurencji na rynku ziemniaka jadalnego świeżego, bulwy porażone parchem są traktowane jako odpad z powodu brzydkiego, nieapetycznego wyglądu skórki. Bulwy takie wykazują ubytki masy przez zwiększone parowanie w czasie przechowywania i zwiększoną podatność na inne wtórne choroby bakteryjne i grzybowe, a także obniżoną wartość nasienną sadzeniaków (Kapsa 1993, Głuska i Nowacki 2001).

Spośród grzybowych sprawców chorób ziemniaka za najgroźniejsze poza *Phytophthora infestans* uznać można *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* (Walczak i in. 1999). Patogeny te są szczególnie uciążliwe ze względu na polifagiczny charakter i możliwość, przy braku rośliny żywicielskiej przetrwania na resztkach organicznych.

Rhizoctonia solani podzielono na 12 grup anastomozowych (AGs), z których średnie lub silne objawy porażenia ziemniaka mogą wywoływać grupy AGs 3, 4, 5 i 8 podczas gdy inne, AGs tylko słabe lub wcale (Banville i in. 1996). Grzyb ten na roślinach ziemniaka występuje w trzech formach chorobowych (ospowatość bulw, gnicie kielków i próchnienie podstawy łodyg), z których każda pojawia się na roślinie w innej fazie rozwojowej obejmując w ten sposób cały okres ich wegetacji. Głównymi źródłami infekcji jest gleba i ospowate bulwy, na których przeżywa w postaci sklerot stanowiących jego formę przetrwalną (Banville i in. 1996, Kapsa 1996). Straty powodowane przez rizoktoniozę, w zależności od sprzyjających do jej rozwoju warunków, sięgają od kilku do kilkunastu (Kochman i Węgorek 1997), a nawet 50% (Häni i in. 1998).

Wśród grzybów z rodzaju *Fusarium* największe znaczenie, ze względu na ilościowy udział, rozpowszechnienie i częstotliwość występowania w uprawie ziemniaka oraz przechowywaniu mają kolejno *F. sambucinum*, *F. solani* i *F. avenaceum* (Zarzycka i Czyżewska 1993). *Fusarium solani* główny sprawca zgorzeli pędów i suchej zgnilizny bulw ziemniaka, może występować pojedynczo lub w komplecie z innymi gatunkami *Fusarium* czy też innymi patogenami grzybowymi i bakteryjnymi powodując infekcję mieszaną. W okresie wegetacji najczęściej przed kwitnieniem może powodować więdnienie roślin ziemniaka. Do zakażenia dochodzi przez przeżywające w glebie chlamydospory lub przez zainfekowane bulwy (Borecki 2001).

Ochrona ziemniaka przed patogenami ma duże znaczenie gospodarcze nie tylko ze względu na poziom plonów, ale i możliwości użytkowania ziemniaków. W ramach ochrony ziemniaka można uwzględnić aspekt biologiczny (biologia patogenów i ich wpływ na roślinę), technologiczny (metody ograniczania występowania chorób), ekonomiczny i fitosanitarny (występowanie, rozprzestrzenianie się chorób oraz szkodników kwarantannowych (Chotkowski i in. 1995).

2.2. Biologiczna ochrona roślin i mechanizmy uczestniczące w zwalczaniu czynników chorobotwórczych

Biologiczna ochrona roślin według klasycznej definicji polega na ograniczaniu rozwoju organizmów szkodliwych dla roślin za pomocą czynników biologicznych tj. innych organizmów lub produktów ich metabolizmu (Korniłowicz – Kowalska 2000). Ta alternatywna wobec metody chemicznej, ochrona roślin obejmuje swoim zakresem głównie zwalczanie szkodników oraz chorób roślin. Z przeglądu badań zagranicznych jak i krajowych wynika, że w przyrodzie tkwią ogromne możliwości, które właściwie wykorzystane przez człowieka mogą zastąpić syntetyczne preparaty chemiczne w ochronie roślin. Poznanie oddziaływania jednych drobnoustrojów na inne stwarza racjonalne podstawy biologicznego zwalczania patogenów roślin. Uważa się, że gleba zawiera potrzebne organizmy antagonistyczne ograniczające patogeny glebowe, a występowanie choroby jest wynikiem braku odpowiednich dla ich zadziałania warunków (Kwaśna 1987). Wzajemne oddziaływanie na siebie drobnoustrojów jest zjawiskiem złożonym i zależy od bardzo wielu czynników zarówno biotycznych, jak i abiotycznych (Strzelczyk 1988).

W biologicznej ochronie roślin można wyróżnić dwa podstawowe kierunki. Pierwszy polega na takim kształtowaniu środowiska, zwłaszcza glebowego, aby

stymulowało rozwój drobnoustrojów chroniących rośliny przed patogenami. W wyniku zastosowanych zabiegów działanie drobnoustrojów saprofitycznych powinno zredukować przeżywalność i aktywność patogenów glebowych, a w efekcie zmniejszy nasilenie infekcji lub całkowicie zlikwidować chorobę (Elmer 1995). Drugi kierunek polega na poszukiwaniu izolatów określonych gatunków mikroorganizmów np. promieniowców lub innych, które po wprowadzeniu do podłoża lub na określone części roślin chronią rośliny przed patogenami, działając na nie hamująco, względnie zabójczo (Fokkema 1995). Najczęściej spotykaną bronią takich mikroorganizmów jest antybioza, współzawodnictwo o pożywienie, a ponadto mogą one indukować systemiczną odporność roślin, tworzyć osłonę biologiczną tkanek roślinnych, hamować aktywność enzymów produkowanych przez patogeny.

Jednym z najważniejszych i wszechstronnie badanych mechanizmów, na którym opiera się biologiczna ochrona roślin przed chorobami jest antybioza. Zjawisko to polega na wytwarzaniu do środowiska specyficznych i niespecyficznych metabolitów, czynników litycznych, enzymów, związków lotnych i innych substancji toksycznych, zwanych antybiotykami (Sobiczewski 1994). Antybiotyki są to substancje wytwarzane przez drobnoustroje jako produkty uboczne ich procesów dysymilacyjnych. Charakterystyczną cechą antybiotyków poza wybiórczością jest ich aktywność przejawiająca się już w bardzo małych stężeniach. Jeśli jednak stężenie to będzie miało wartość niższą od letalnej dla danego organizmu, to następuje stymulacja wzrostu. Substancje antybiotyczne działają swoiście na dany gatunek, mogą hamować rozwój lub niszczyć go całkowicie, albo być nieszkodliwymi. Nie wszystkie drobnoustroje mają uzdolnienia do wytwarzania antybiotyków. Chmiel (1982) różnicował drobnoustroje ze względu na uzdolnienia do produkcji antybiotyków na dwie grupy:

- a) szczepy syntetyzujące i wydzielające antybiotyki do środowiska – określane mianem „producentów”
- b) szczepy syntetyzujące, ale nie wydzielające antybiotyków pozakomórkowo – tworzące grupę tzw. „skryptoproducentów”.

Za najliczniejszych producentów antybiotyków uznane są promieniowce z rodzaju *Streptomyces*. Do ich produkcji promieniowce muszą mieć zapewniony dopływ do gleby substancji odżywczych i stałe określone warunki. Dlatego synteza antybiotyków jest zjawiskiem lokalnym, ograniczonym do pewnych mikronisz ekologicznych i ich najbliższego sąsiedztwa, gdzie jest zapewnione źródło pokarmu. Takim dogodnym środowiskiem zapewne jest ryzosfera na skutek stałego dopływu substratów

odżywczych. Ryzosfera jest miejscem najbardziej zasiedlonym przez drobnoustroje i dlatego skuteczność promieniowców przez wydzielane antybiotyki może być tu najbardziej efektywna. Związki te jak wiadomo nie wpływają na producenta, działają na inne drobnoustroje powodując ich zmiany morfologiczne, zaburzenia syntezy ściany komórkowej i jej przepuszczalności, naruszenie syntezy kwasów nukleinowych i ich wytrącanie, zaburzenia w procesach przemian węglowodanów oraz w procesach oddechowych (Chmiel 1991). Drobnoustroje posiadają zdolność enzymatycznej inaktywacji antybiotyków. Oporność ta może być związana z genami chromosomowymi, a także z plazmidami (Kwiatkowski 1992). Poza rozkładem tych metabolitów na drodze biologicznej, mogą ulegać inaktywacji fizycznej i chemicznej. Mogą być wiązane przez minerały ilaste, a dotyczy to głównie antybiotyków zasadowych syntetyzowanych przez promieniowce. Stwierdzono jednak, że antybiotyk nawet silnie zaabsorbowany na koloidach glebowych, działał nadal hamująco na bakterie znajdujące się w pobliżu kompleksu koloidowego (Strzelczyk 1988). Niektórzy badacze rozpatrując ekologiczne aspekty biosyntezy antybiotyków w glebie stwierdzają, że zdolność ta nie ma prawdopodobnie istotnego znaczenia ze względu na ewidentne niedobory energetyczne, co nie pozwala na ich istotną ilościowo produkcję (Pietr i Sobiczewski 1993). Strzelczyk (1988) w swojej pracy opisuje przykład stwierdzenia śladów antybiotyku w niesterylnej glebie, wzbogaconej substancją organiczną, zaszczerpionej promieniowcem *Streptomyces* spp. Za udowodnioną na podstawie licznych doniesień literaturowych uważa się biosyntezę antybiotyków w ryzosferze, i ich ogromną rolę w ochronie biologicznej. Prowadzono już liczne badania nad wykorzystaniem promieniowców w biologicznej kontroli przed chorobami korzeni pochodzenia glebowego. Badania wskazują, że promieniowce są obiecującą grupą antagonistów w stosunku do grzybów. Przykładem są szczepy *Streptomyces flavus*, które tworzą antybiotyki kontrolujące rozwój *Fusarium*, *Thielaviopsis*, *Aspergillus* i *Botrytis* (Kurek i Kobus 1990).

Przedstawiciele z rodzaju *Streptomyces* zostali opisani jako organizmy chroniące rośliny przed grzybowymi patogenami głównie w uprawach szklarniowych, ale także w uprawach polowych (Crawford i in. 1993). Knauss (1976) w badaniach nad różnicowaniem antagonistycznym szczepów z rodzaju *Streptomyces* wyróżnił jako najbardziej aktywne dwa gatunki *S. venezuelae* i *S. lavendulae*. Charakteryzowały się one najwyższym stopniem działalności antagonistycznej w stosunku do różnych

gatunków grzybów z rodzaju *Pythium* i *Phytophthora*. Stwierdzono, że na ogół *Phytophthora* spp. były bardziej wrażliwe niż *Pythium* spp.

Do jednych z ciekawszych należą wyniki badań Liu i in. (1995) uzyskane w czteroletnim doświadczeniu polowo-wazonowym nad dwoma szczepami *Streptomyces* (*S. diastatochromogenes* - szczep PonSSII i *S. scabies* - szczep PonR). Były one selekcionowane i testowane w celu przydatności ich do biologicznego zwalczania parcha zwykłego, biorąc pod uwagę produkcję antybiotyków. Obydwa szczepy PonSSII i PonR istotnie silnie hamowały chorobę przez cztery lata trwania doświadczenia. Autorzy stwierdzili, że muszą być spełnione dwa podstawowe warunki, aby biologiczna walka dała efekty, a mianowicie: zdolność do przeżycia w glebie i zdolność do rozprzestrzeniania się w ciągu długiego okresu.

Antagonistyczne działanie mikroorganizmów może być także efektem wydzielania przez nie substancji, które nie są antybiotykami, ale mogą powodować inhibicję rozwoju lub śmierć drobnoustrojów. Wszystkie te produkty uboczne metabolizmu mikroorganizmów, różnią się od antybiotyków tym, że aby mogły być efektywne muszą występować w dość dużym stężeniu (Lambert i in. 1987).

Ważnym mechanizmem biologicznej ochrony przed chorobami jest konkurencja lub miejsce w niszy ekologicznej. Współzawodnictwo pomiędzy populacjami mikroorganizmów dotyczy źródła pokarmu i energii, tlenu, źródła azotu i innych połączeń mineralnych, jonów metali, witamin oraz pierwiastków śladowych (Strzelczyk 1988, Weller 1988). Wykorzystanie makroskładników, a przede wszystkim mikroskładników przez drobnoustroje antagonistyczne, zmniejszają aktywność oraz żywotność fitopatogenów. Klasycznym przykładem konkurencji jest współzawodnictwo o żelazo, które jest niezbędnym pierwiastkiem dla patogenów w glebie. Jest jednym z głównych czynników ograniczających infekcję korzeni roślin, a także ogranicza populację grzybów w ryzosferze. Brak w środowisku żelaza hamuje kiełkowanie zarodników, chlamydospor i innych form przetrwalnikowych oraz wzrost strzępek grzybów chorobotwórczych. Na uwagę zasługują tu bakterie z rodzaju *Pseudomonas* produkujące siderofory, związki zdolne do selektywnego chelatowania jonów Fe(III) (Defago i Haas 1990).

Antagonistyczny szczep powinien cechować się szybszym wykorzystaniem dostępnych składników pokarmowych, a także wcześniejszą kolonizacją możliwych miejsc infekcji. Wydaje się, że czas jest czynnikiem krytycznym, gdyż szczepy, których czas germinacji jest krótki, zdolne są do pierwotnego zasiedlania tkanek roślin

i w rezultacie są w korzystniejszej sytuacji niż patogen (Pietr i Sobiczewski 1993). Bakterie PGPR są najczęściej aktywnymi kolonizatorami powierzchni korzeni, dzięki czemu efektywnie konkurują z powolniejszymi patogenami o inne składniki pokarmowe dostępne w wydzielinach korzeniowych lub łuszczących się komórkach w ryzosferze. Inokulacja korzeni bakteriami PGPR chroni te miejsca i zmniejsza możliwość ich zasiedlenia przez organizmy szkodliwe. Zastosowanie fluoryzujących bakterii *Pseudomonas* na sadzeniakach ziemniaka zmniejszyło o około 30% populację bakterii z rodzaju *Erwinia* w przetchlinkach nowo rozwijających się bulw (Sobiczewski 1994). W doświadczeniu przeprowadzonym przez Lewosza i Hołubowską (2001) wykazano, że zainfekowanie bulw jednocześnie szczepem *Pseudomonas* i *Erwinia carotovora* powodowało zmniejszenie objawów mokrej zgnilizny wywoływanej przez *Erwinia*. Ponadto bakterie *Pseudomonas* naniesione na powierzchnię bulw - sadzeniaków przyspieszały wschody roślin i wpływały dodatnio na ilość wschodów oraz na wigor roślin.

Na biologiczny efekt ochrony przed patogenicznymi grzybami może mieć duży wpływ zjawisko mykolizy. Drobnoustroje mykolityczne posiadają zdolność enzymatycznego rozpuszczania ściany komórkowej grzybni wegetatywnej, przetrwalnikowej oraz zarodników. Proces ten prowadzi do śmierci na skutek utraty cytoplazmy. Promieniowce są zdolne do trawienia ścian komórkowych różnych grzybów przez wydzielane enzymy lityczne. W dezintegracji enzymatycznej ścian komórkowych grzybów uczestniczy kompleks enzymów hydrolitycznych promieniowców obejmujący chitynazy, proteazy, celulazy, laminarynazy (Korn –Wendisch i Kutzner 1992). Ogólnie uważa się, że trawienie składników ściany komórkowej grzyba powodują dwa enzymy: chitynaza i β -(1-3) glukonaza (Pięta 1997). Drobnoustroje mykolityczne mogą być wykorzystane do zwalczania patogenów glebowych. Wykazano, że niewielkie ilości chityny wprowadzone do gleby stymulują rozwój litycznych promieniowców (Frandsberg i Schnurer 1998). Sposób ten okazał się skuteczny do zmniejszania zgnilizny korzeni niektórych roślin powodowanej przez patogeniczne grzyby z rodzaju *Fusarium* (Strzelczyk 1988).

Mechanizmy antagonizmu promieniowców wobec chorobotwórczych drobnoustrojów, obok produkcji antybiotyków, konkurencji o pokarm i aktywności mykolitycznej mogą polegać na hamowaniu kiełkowania zarodników grzybowych w glebie. Promieniowce mogą być odpowiedzialne za mykostatę w przypadku wyczerpania niezbędnych do kiełkowania związków pokarmowych w środowisku

lub wyprodukowania związków chemicznych, hamujących ten proces (Tu 1986). Weyman – Kaczmarkowa i Pędziwilk (1999) badały wpływ wapnowania gleb na ilość form fungistatycznych u *Actinomyces* i poziom aktywności fungistatycznej. Okazało się, że wapnowanie powodowało wzrost liczby form fungistatycznych i wzmagало zjawisko fungistazy. Wykazano, że produkty rozkładu ligniny, w którym aktywnie uczestniczy rodzaj *Streptomyces* są odpowiedzialne za mykostatę (Strzelczyk 1988).

W celu skutecznego zastosowania czynnika biologicznego do zwalczania patogenów niezbędne są wnikliwe badania nad mechanizmem wzajemnego oddziaływania na siebie ogniów: roślina – saprofit – patogen. Są opinie, że wszystkie rośliny mają wystarczające mechanizmy odporności, które mogą je chronić przed różnymi patogenami, a uaktywniają się one dopiero pod wpływem działań określonych mikroorganizmów i w odpowiednich warunkach. Przypisuje się tu ważną rolę produkowanym przez drobnoustroje, w tym także przez rodzaj *Streptomyces* fitohormonom. Zwłaszcza wydzielane auksyny w warunkach naturalnych istotnie oddziałują na wzrost roślin i zwiększają odporność na fitopatogeny (Pietr i Sobiczewski 1993). Każda roślina może lecz nie musi ulegać chorobom (Mańka 1978). Oddziaływanie rośliny na glebowe środowisko uprawne w aspekcie fitosanitarnym zachodzi głównie w ryzosferze przez wydzieliny korzeniowe, które powodują swoistą selekcję zarówno wśród organizmów pożytecznych, jak i patogenów (Łacicowa 1989). Za jeden z elementów biologicznej ochrony można uznać naturalną immunizację roślin w warunkach polowych. Immunizacja biologiczna polega na tym, że pierwsza inokulacja rośliny słabo chorobotwórczym szczepem czynnika zakaźnego lub zetknięcia się z niepatogenicznymi organizmami prowadzi do uodpornienia się rośliny na wirulentne szczepy patogenów (Łacicowa 1989).

Ochrona roślin przed chorobami wymaga takiego działania człowieka, które doprowadziłoby do przywrócenia lub zachowania równowagi biologicznej w określonych ekosystemach poprzez wspomaganie naturalnych mechanizmów samoregulujących.

Aktywność biologiczna, a tym samym skuteczność ochronna promieniowców, czy też innych mikroorganizmów, zależy nie tylko od właściwości danego szczepu *Streptomyces* spp., ale także od warunków ekologicznych. Wpływ splatających się ze sobą różnych czynników biotycznych i abiotycznych na antagonistyczne promieniowce zmniejsza możliwość ich zastosowania w warunkach polowych.

Aktualnie do celów biologicznej ochrony roślin zarejestrowanych jest na świecie niewiele biopreparatów o statucie preparatów komercyjnych. Należy do nich m. in. biopreparat Mycostop produkowany w Finlandii, którego działanie oparte jest na właściwościach antagonistycznych promieniowców z rodzaju *Streptomyces*. Stosowany jest do ochrony upraw m. in. goździków przed chorobami systemu korzeniowego (Cimanowski i Bielenin 1995).

Do ochrony ziemniaków przed agrofagami w sezonie wegetacyjnym możemy wykorzystać również środki ochrony pochodzenia naturalnego. Literatura krajowa i zagraniczna przedstawia wiele pozytywnych wyników zastosowania antagonistycznych drobnoustrojów lub samych produktów metabolizmu w zwalczaniu sprawców chorób ziemniaka. Przykładem może być szeroko opisywane antagonistyczne działanie niektórych gatunków grzybów z rodzaju *Trichoderma* i *Gliocladium* w stosunku do groźnych patogenów: *Rhizoctonia solani*, gatunków *Fusarium* oraz grzybów z rodzaju *Sclerotinia* i *Pythium*. Mechanizm tych antagonistów opiera się na antybiozie i mykopasożytnictwie. Na bazie gatunku *Trichoderma harzianum* wyprodukowano biopreparaty o nazwach: F-stop, Binab, Trichodex, Supresivit, do ograniczania rozwoju wyżej wymienionych patogenów, a także innych. Znanym biofungicydem zawierającym *T. viride* jest Trichodermina, stosowana przeciwko różnym patogenom grzybowym atakującym korzenie i dolne części łodyg roślin, w tym i ziemniaków (Korniłowicz - Kowalska 2000, Pietr 1996). Biopreparatem zawierającym grzyby *Gliocladium* (*G. virens*) jest Glio-Gard mający zastosowanie do ochrony roślin przed *Rhizoctonia solani* i *Pythium ultimum* (Korniłowicz - Kowalska 2000).

W doniesieniach Janowicz i in. (1994) opisano antagonistyczne oddziaływanie patogenicznych mikroorganizmów: *Streptomyces scabies*, *Rhizoctonia solani*, *Botrytis cinerea* i *Phoma exigua* var. *foveata* na współwystępujące nicienie *Globodera rostochiensis* w uprawie ziemniaka. Najsilniejszym antagonizmem na populację pasożytniczych nicieni wyróżniał się grzyb *Rhizoctonia solani*, a następnie *Streptomyces scabies* w obecności, którego odnotowano połowę martwych jaj i larw.

Powszechnie stosowany w ochronie ziemniaka jest preparat Novodor. Praktyczne zastosowanie do jego produkcji znalazła bakteria *Bacillus thuringiensis* jako czynnik ograniczający rozwój stonki ziemniaczanej. Patogenność *B. thuringiensis* dla owadów jest warunkowana wytwarzanymi podczas sporulacji inkluzjami białkowymi, występującymi w komórce w formie kryształków – ciał parasporalnych CPI (Święcicka i in. 2001).

Dużym problemem jest ochrona ziemniaków konsumpcyjnych i przeznaczonych do przetwórstwa podczas długoterminowego przechowywania. Fungicydy można stosować jako zaprawy nasienne lub doglebowo, lecz traktowanie nimi ziemniaków konsumpcyjnych po zbiorze nie jest akceptowane. Przyczyniło się to do poszukiwania substancji naturalnych do ochrony i konserwowania produktów żywnościowych. Skutecznym w zwalczaniu patogenów skórki bulw ziemniaka, okazał się kwas propionowy otrzymywany w wyniku fermentacji jako metabolit bakteryjny. Wyraźnie hamował on wzrost kilkunastu szczepów *Erwinia*, kilku szczepów *Clavibacter* oraz grzybów z rodzaju *Fusarium*, *Phytophthora* i *Helminthosporium*, a także zmniejszał ich przeżywalność na skórcie bulw (Lewosz i Hołubowska 2000).

Istnieje możliwość wykorzystania metabolitów wtórnych mikroorganizmów jako herbicydów. Według Sobótki (1996) substancje te stanowią bogate źródło związków fitotoksycznych o bezpośrednim zastosowaniu jako herbicydy lub substancje modelowe dla projektowania nowych klas środków chwastobójczych. Obecnie jednym z niewielu zarejestrowanych produktów handlowych jest herbicyd otrzymywany na drodze fermentacji z promieniowców glebowych *Streptomyces hygroscopicus*. Związek ten jest optycznie czynnym tripeptydem o nazwach zwyczajowych bialafos (bilanafos), substancja aktywna nieselektywnego herbicydu „Meiji Herbiace”. Mechanizm działania polega na inhibicji syntezy glutaminowej, co powoduje akumulację w roślinie amoniaku i zahamowanie fosforylacji w fotosyntezie (Ostrowski 1993, Powell i Jutsum 1993).

Istnieje możliwość połączenia aktywności bakterii z fungicydami, które najczęściej nie działają bakteriobójczo. Zastosowanie bakterii i innych mikroorganizmów na skalę produkcyjną stwarza jednak konieczność rozwiązania kilku ważnych problemów, jak np. utrzymanie aktywności czynnika biologicznego w warunkach produkcyjnych. Wydaje się, że przyszłość leży raczej w wykorzystaniu całych mikroorganizmów niż wyłącznie ich produktów metabolizmu. Zastosowanie samego antybiotyku stwarza natomiast niebezpieczeństwo pojawienia się odporności patogenów na jego działanie. Do utrzymania antagonistycznych bakterii w „dobrej kondycji” może przyczynić się tzw. pokarmowa stymulacja, polegająca na uzupełnieniu składu biopreparatu o węglowodany i aminokwasy niezbędne dla bakterii, a obojętne lub niekorzystnie działające na patogeny (Sobiczewski 1994).

Według niektórych opinii naturalne czynniki biologiczne nie są w stanie odpowiednio skutecznie ograniczyć rozwoju chorób roślin. Czynniki te powinny być zatem łączone z innymi bezpiecznymi dla środowiska, zabiegami wpływającymi na

obniżenie liczebności fitopatogenów ziemniaka. Do tych zabiegów zaliczyć należy właściwy system uprawy i prowadzony w ramach jego prawidłowy płodozmian oraz uprawa odmian odpornych.

2.2. Rola systemu uprawy w kształtowaniu środowiska naturalnego

Utrzymanie gleb uprawnych w ich optymalnym stanie równowagi powinno być celem współczesnych metod agrotechnicznych. Intensyfikacja rolnictwa spowodowała głębokie zmiany biocenotyczne i naruszyła równowagę biologiczną w ekosystemach lądowych. Wpłynęła na zaburzenia pierwotnego stanu środowiska przyrodniczego. Zaobserwowano z jednej strony przerezedzenie, a nawet całkowite wyginięcie dużej liczby gatunków mikroorganizmów, roślin i zwierząt, natomiast z drugiej strony nastąpił rozwój innych, często będących szkodnikami i patogenami roślin (Barabasz i in. 1998). Życie drobnoustrojów jest ściśle związane z życiem rośliny, a więc ze sposobem jej uprawy i ochrony.

Obecnie najczęściej wyróżnia się trzy systemy gospodarowania w rolnictwie: konwencjonalny, ekologiczny i integrowany. Różnice między systemami związane są głównie z nawożeniem i stosowaniem, bądź nie stosowaniem chemicznych środków ochrony roślin (Sawicka i Kuś 2000).

Różne formy substancji używanych do nawożenia działają w sposób specyficzny, powodując zmiany chemiczne i fizykochemiczne tego środowiska, oraz biorąc udział w kształtowaniu populacji edafonu, w tym mikroorganizmów, a w konsekwencji ich fizjologicznej aktywności (Smyk 1988). Wysokie dawki nawożenia, w tym głównie azotowego stosowane są w systemie konwencjonalnym. Chociaż wykazano, że nawożenie mineralne ma korzystny wpływ na funkcjonowanie ekosystemów i wyraźnie zwiększa plonowanie roślin to jednak przy nieprawidłowym i nieracjonalnym stosowaniu może powodować poważne zaburzenia i przyczyniać się do powstawania w środowiskach glebowych różnych związków np. nitrozoamin, mykotoksyn. Związki te o toksycznych właściwościach wpływają na drobnoustroje glebowe i rośliny uprawne, a następnie zwierzęta i ludzi (Barabasz 1992, Barabasz i in. 1997).

Z ekologicznego punktu widzenia zdecydowanie korzystniejsze są nawozy organiczne (obornik, kompost, nawozy zielone). Myśków (1997) w swoich badaniach stwierdził dodatni wpływ systematycznego nawożenia organicznego, zwłaszcza obornika kompostowanego z dodatkiem wapna nawozowego i gliny, zarówno na

właściwości nawożonej gleby jak i plonowanie roślin. Natomiast wieloletnie nawożenie mineralne powodowało zakwaszenie gleby i stymulowało rozwój grzybów.

W systemie konwencjonalnym, którego założeniem jest maksymalizacja plonów, ważnym czynnikiem plonotwórczym są chemiczne środki ochrony roślin. Pestycydy wywierają na glebę jeszcze większy i bardziej niekorzystny wpływ niż nawozy mineralne. Podczas zabiegów opryskiwania roślin pestycydami tylko 50% stosowanej dawki trafia do rośliny, a reszta wnika do gleby. Pod wpływem pestycydów i produktów ich rozpadu następuje wyniszczenie mikroflory i mikrofauny. Wiele środków chemicznych działa totalnie i zabija zarówno szkodniki jak i potencjalnego antagonistę, który zazwyczaj jest mniej odporny. W takiej sytuacji naturalni antagoniści patogenów są bardziej niszczeni niż sam patogen, który w krótkim czasie ponownie atakuje uprawy. Znane jest też zjawisko powstawania ras i szczepów odpornych na dane preparaty w wyniku ich długotrwałego stosowania na danym obszarze (Kościk i in. 1999). Szczególną szkodliwością dla procesów zachodzących w glebie odznaczają się herbicydy stosowane do ograniczania rozwoju chwastów na polach uprawnych użytkowanych konwencjonalnie.

W systemie ekologicznym fundamentalną zasadą gospodarowania jest zaniechanie stosowania chemicznych środków ochrony roślin, syntetycznych regulatorów wzrostu i nawozów sztucznych. Badania prowadzone przez Martyniuka i in. (1999) wykazały, że gleby pod uprawą zbóż pod wpływem różnych systemów (ekologicznego, integrowanego i konwencjonalnego) różniły się istotnie właściwościami mikrobiologicznymi i biochemicznymi. Różnice te były stwierdzane we wszystkich terminach wykonywanych analiz. Gleba pod jęczmieniem i pszenicą, uprawianymi w systemie ekologicznym, charakteryzowała się większą aktywnością biologiczną, niż gleba pod tymi roślinami w systemie konwencjonalnym i integrowanym. Utrzymywanie się tych różnic we wszystkich trzech latach badań świadczy według autorów, że zmiany mają charakter trwały. Lepszemu rozwojowi i aktywności mikroorganizmów glebowych w systemie ekologicznym sprzyjała zapewne większa ilość zróżnicowanej materii organicznej pozostającej w glebie tego systemu.

Mimo, że każdy system ingeruje w naturalny ekosystem prowadząc do zachwiania w nim równowagi biocenotycznej, to rozmiary destrukcji zależą od wyboru przez rolnika sposobu użytkowania rolniczego. Preferowany obecnie kierunek rolnictwa ekologicznego według założeń powinien poprawiać biologiczne

i fizykochemiczne właściwości gleb. W gospodarstwach konwencjonalnych intensywna gospodarka oparta na chemizacji rolnictwa chociaż warunkuje wzrost plonów, nie zawsze wywiera pozytywny wpływ na środowisko naturalne.

2.3.1. System uprawy ekologicznej

W związku z postępującą degradacją i zagrożeniem środowiska naturalnego bytu człowieka wzrosło znaczenie i praktyczne wykorzystanie ekologii nie tylko w ochronie przyrody i kształtowaniu krajobrazu, ale także w kształtowaniu produktywności ekologicznej wszystkich ekosystemów lądowych (Smyk 1988).

Rolnictwo ekologiczne jest nowym systemem produkcji rolnej, którego najważniejszym celem jest produkcja żywności wysokiej jakości, w czystym, kontrolowanym środowisku przyrodniczym. Okazało się, że jest najskuteczniejszą metodą ochrony środowiska i przyrody na obszarach wiejskich (Raport „Ekofestyn” 2001).

W ostatnich latach nastąpił dynamiczny rozwój gospodarstw użytkowania ekologicznego. W Polsce gospodarstw ekologicznych w 1999 roku było 555 (o łącznej powierzchni około 11 tys. ha), zaś w roku 2000 liczba wzrosła do 1419, a ich powierzchnia wynosiła 23 tys. ha. W roku 2001 liczba ekologicznych gospodarstw kontrolowanych zbliżyła się do 2000, o powierzchni 33 tys. ha. Dla porównania w krajach UE powierzchnia gospodarstw ekologicznych wynosi ponad 3 mln ha. Rynek żywności ekologicznej jest najszybciej rozwijającym się rynkiem spożywczym w UE oraz USA (Raport „Ekofestyn” 2001).

Rolnictwo ekologiczne mając w swoich założeniach ochronę środowiska rolniczej przestrzeni produkcyjnej i pozyskiwanie płodów rolnych wysokiej jakości, jest ściśle zobowiązane i ograniczone w zakresie doboru środków produkcji. Wykorzystuje tylko nawozy mineralne pochodzenia naturalnego o spowolnionym działaniu odkwaszająco – uzupełniającym (mączki bazaltowe, dolomitowe, fosforowe, potasowe, kredę pojeziorną, otylit, popiół drzewny) oraz nawozy organiczne (obornik, kompost, nawozy zielone, gnojowicę, gnojówkę) (Malicki 1996, Kuś 1996).

Ziemniak należy do roślin, które pobierają składniki pokarmowe w miarę równomiernie, stąd dobrze wykorzystuje nawozy organiczne. Optymalną efektywność wykazuje dawka 25 t/ha obornika. W uprawie ekologicznej ziemniaka największe problemy stwarza ochrona roślin, szczególnie przed chorobami. Podstawową zasadą rolnictwa ekologicznego jest zastępowanie pestycydów preparatami naturalnymi. Możliwości ochrony są więc ograniczone do mniej radykalnie działających środków

objętych wykazem Stowarzyszenia Ekoland (Borówczak i Gładysiak 1999). Do ochrony roślin zalecane są mączki skalne, mączki glonowe, a przede wszystkim wyciągi z kompostów i roślin. Skuteczność wielu takich preparatów potwierdzają wyniki ścisłych badań naukowych (Kumar i Tripathi 1991, Burgiel 1995, Sas – Piotrowska i Piotrowski 1995). Zastosowanie znalazły wyciągi ze skrzypu polnego, wyciągi z pokrzywy, wodny roztwór soku wyciśniętego z kwiatów waleriany, preparaty czosnkowe, produkt o nazwie Otylit wykonany na bazie mączek skalnych. Jednak informacje o działaniu tych preparatów podawane w różnego rodzaju poradnikach mają najczęściej charakter bardzo ogólny i nie uwzględniają gatunku zwalczanego patogena.

Z opracowanych i produkowanych biopreparatów stosować można Trichodermon do zaprawiania sadzeniaków ziemniaka przeciw ospowatości powodowanej przez *Rhizoctonia solani*. Ograniczenie parcha zwykłego ziemniaka uzyskuje się przez stosowanie pod ziemniaki przedplonu soi, którą zaorywuje się w jesieni na zielony nawóz (Błaszczak i Glaser 1981).

W uprawie ekologicznej ochronę roślin przed chorobami uzyskuje się przede wszystkim poprzez stworzenie odpowiednich warunków lub zastosowanie zabiegów, które zredukowałyby przeżywalność i aktywność patogena glebowego przez działanie drobnoustrojów saprofitycznych. Głównie stosuje się działania profilaktyczne, ograniczające występowanie zbyt dużej liczby niepożądanych organizmów, a nie na ich zwalczaniu. Jednym z podstawowych wskazań jest zastosowanie właściwego płodozmianu (Smagacz 2000). Spełnia on funkcję plonotwórczą oraz plonochronną wobec chwastów, chorób i szkodników zasiedlających glebę (Rychcik i Zawislak 1998).

Wpływ płodozmianu na rośliny i ich zdrowotność jest wynikiem licznych procesów przebiegających w glebie, zarówno biologicznych jak i chemicznych. Odzwierciedleniem tych procesów może być różny nasilenie objawów chorobowych na roślinach (Mikołajska 1993, Smiley i in. 1996). Zwłaszcza niekorzystna jest uprawa roślin w monokulturze powodująca recesję niektórych gatunków bakterii i promieniowców. Ziemniak stanowi wartościowy przedplon dla innych roślin i jest chętnie wprowadzany do zmianowań ekologicznych (Lutomirska 2000). Natomiast uprawa ziemniaków przez kilka lat na tym samym polu prowadzi do wyziemniaczenia, następuje nagromadzenie organizmów fitopatogennych w glebie.

W rolnictwie ekologicznym zagadnienie walki biologicznej z chorobami roślin jest ważne nie tylko ze względu na to, że zwalczanie fitopatogenów środkami chemicznymi może prowadzić do skażenia żywności i środowiska, ale także dlatego, że

wiele patogenów szybko uodparnia się na nie. Ponadto w przypadku, niektórych drobnoustrojów chorobotwórczych bytujących w glebie, środki chemiczne są bardzo mało skuteczne (Martyniuk 1988).

3. MATERIAŁ I METODY

3.1. Opis doświadczenia polowego

Badania przeprowadzono w latach 1997-1999 korzystając z pól gospodarstw rolnych położonych w miejscowości Kiełpin koło Tucholi na terenie Parku Krajobrazowego Borów Tucholskich. Prace badawcze wykonano na glebach płowych, o uziarnieniu piasku gliniastego mocnego, należących do klas bonitacyjnych od III b do V.

Analizowane gleby zawierały od 13,4 do 19,6 g · kg⁻¹ próchnicy i od 0,64 do 0,94 g · kg⁻¹ azotu ogólnego. Natomiast ilość przyswajalnych form fosforu, potasu i magnezu w warstwie ornej wahała się w zakresie 0,008 - 0,056 g · kg⁻¹ P₂O₅, 0,167 - 0,246 g · kg⁻¹ K₂O oraz 0,003 - 0,066 g · kg⁻¹ gleby MgO. Szczegółową charakterystykę gleb, na których uprawiano ziemniaki w obu systemach ekologicznym i konwencjonalnym przedstawiono w tabeli 1.

Tabela 1

Skład granulometryczny i niektóre właściwości fizykochemiczne badanych gleb w okresie 1997 – 1999.

Rok / gleba		% zawartość frakcji granulometrycznych [mm]				pH		próchnica	N ogólny	P ₂ O ₅	K ₂ O	MgO
		1 - 0.1	0,1 - 0,02	< 0.02	< 0.002	H ₂ O	KCl					
1997	Ekol. ¹	62	22	16	9	5,9	5,0	18,2	0,801	0,011	0,233	0,030
	Kon. ²	59	25	16	9	5,7	4,9	19,6	0,941	0,044	0,246	0,041
1998	Ekol. ¹	61	21	18	9	6,9	6,3	16,9	0,700	0,014	0,167	0,066
	Kon. ²	68	14	18	11	6,5	5,9	19,1	0,862	0,056	0,207	0,039
1999	Ekol. ¹	62	22	16	9	6,7	6,0	18,2	0,638	0,008	0,187	0,051
	Kon. ²	66	14	18	11	5,6	4,9	13,4	0,857	0,042	0,207	0,045

¹ Ekol. - gleba do analiz z pól gospodarstwa ekologicznego

² Kon. - gleba do analiz z pól gospodarstwa konwencjonalnego

• Elementy agrotechniczne

Plantację ziemniaka w systemie ekologicznym nawożono tylko nawozami organicznymi w postaci kompostu w dawce jednorazowej 15 - 20 t · ha⁻¹ przed orką wiosenną oraz torfem. Ziemniaki sadzono w terminach zgodnych z zaleceniami agrotechnicznymi w II i III dekadzie kwietnia. W czasie wegetacji ziemniaki odchwaszczano mechanicznie. Ze środków ochrony roślin zastosowano jedynie preparat biologiczny o nazwie Nowodor przeciw stoncy ziemniaczanej. Nie stosowano żadnych chemicznych środków ochrony roślin przeciw chorobom grzybowym ziemniaka.

Plantacja upraw w systemie użytkowania ekologicznego, na której dokonywano obserwacje, od 1993 roku posiada atest EKOLANDU i spełnia wszelkie wymagania stawiane produktom żywności ekologicznej.

Szczegółowe dane opisujące zabiegi agrotechniczne wykonane w porównywanych gospodarstwach ilustruje tabela 2.

Tabela 2

Ważniejsze elementy agrotechniki uprawy ziemniaka w systemie ekologicznym i konwencjonalnym w latach 1997 - 1999.

Elementy agrotechniki	Uprawa ekologiczna	Uprawa konwencjonalna
Przedplon 1997 1998 1999	żyto ozime + poplon (gorczyca jako nawóz zielony) żyto ozime + poplon żyto ozime + poplon	pszenżyto ozime żyto ozime pszenica ozima
Nawożenie organiczno-mineralne 1997 - 1999	1997 kompost (20 t ha ⁻¹ - dwu letni obornik z dodatkiem mączki bazaltowej) mączka bazaltowa (300 kg · ha ⁻¹) mączki wymieszanej z 15 - 20 kg · m ⁻³ obornika) 1998 kompost (15 t ha ⁻¹) + torf (5t · ha ⁻¹) 1999 kompost (15t ha ⁻¹) + torf (30 t ha ⁻¹)	1997-1999 rok : obornik (25 t ha ⁻¹) saletra amonowa (100 kg · ha ⁻¹) superfosfat pylisty (200 kg · ha ⁻¹) sól potasowa (200 kg · ha ⁻¹) ekolist dolistnie (3,5 - 5 l ha ⁻¹)
Data sadzenia 1997 1998 1999	III dekada kwietnia III dekada kwietnia II dekada kwietnia	I dekada maja III dekada kwietnia II dekada kwietnia
Odmiana 1997 -1999	<i>Aster</i>	<i>Aster</i>
Środki ochrony roślin 1997 -1999	Nowodor (4 l ha ⁻¹)	Sandofan Manco 64 WP (2 kg · ha ⁻¹) Curzate M 72,5 WP (2 kg · ha ⁻¹) Bancol (0,4 kg · ha ⁻¹)
Odchwaszczanie	mechaniczne (3 x obredlanie + 2 x bronowanie)	mechaniczne

W systemie uprawy konwencjonalnej zastosowano nawożenie organiczno – mineralne. Przed sadzeniem ziemniaków wiosną nawieziono obornik w dawce 25 t · ha⁻¹, oraz wysiano 100 kg · ha⁻¹ azotu w postaci saletry amonowej. Nawożenie fosforowo – potasowe stosowano w formie superfosfatu pylistego w dawce 200 kg · ha⁻¹ oraz soli potasowej w dawce 200 kg · ha⁻¹. W okresie wegetacji wykorzystano następujące środki ochrony roślin: Sandofan Manco 64 WP w ilości 2 kg · ha⁻¹ i Curzate M 72,5 WP w dawce 2 kg · ha⁻¹ przeciw *Phytophthora infestans* wywołujący zarazę ziemniaka oraz

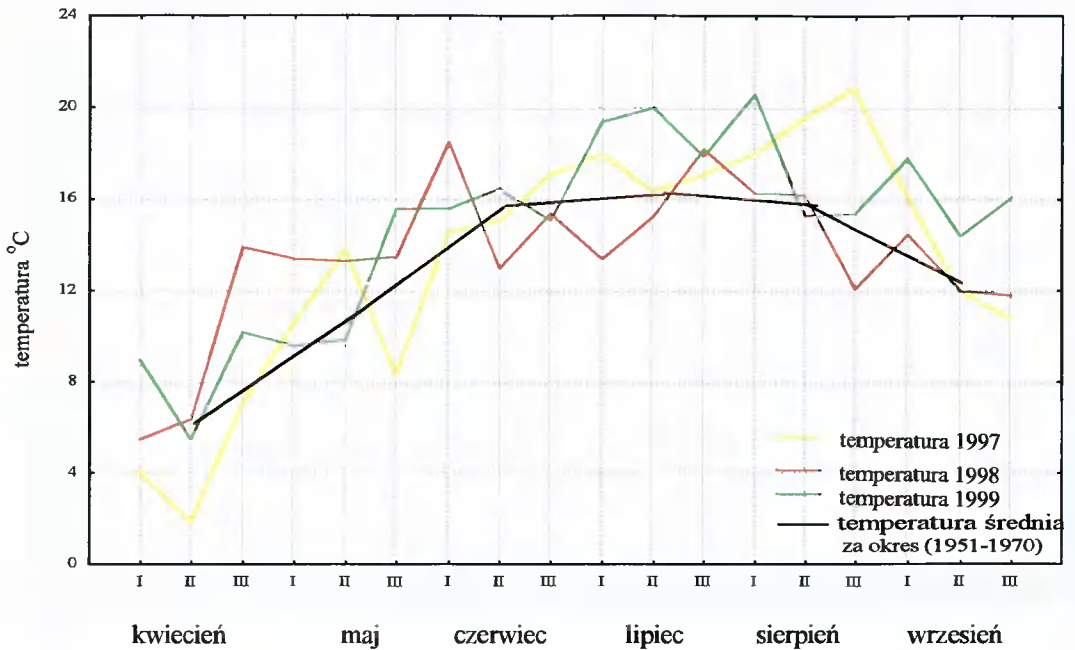
preparat Bancol do zwalczania stonki ziemniaczanej. Do odchwaszczania zastosowano również zabiegi mechaniczne.

Na obu plantacjach ziemniaki odmiany „Aster” w stopniu kwalifikacji Elita sadzono w rozstawie 62,5 x 35 cm.

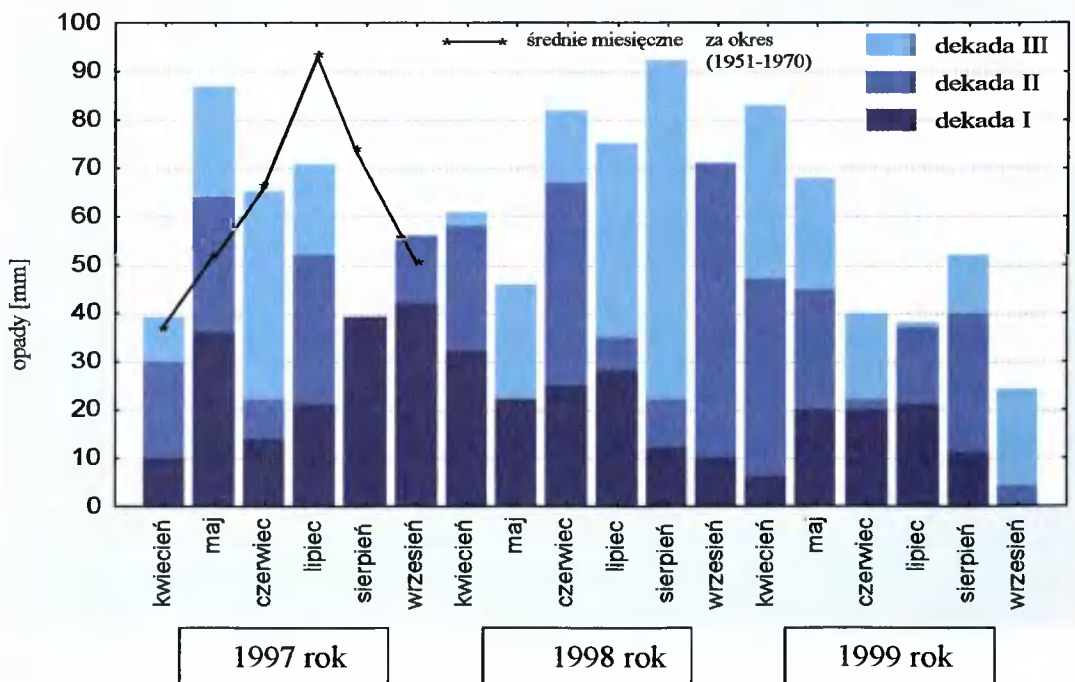
- **Warunki pogodowe**

Warunki klimatyczne tj. sumy opadów i średnie temperatury powietrza w okresie badań 1997-1999 zobrazowano na rysunkach 1 i 2. Dane pochodzą ze Stacji Hydrologiczno-Meteorologicznej w Chojnicach opublikowane w Biuletynie Agrometeorologicznym IMiGW.

Najchłodniejszym miesiącem w porównywanych latach (w okresie badawczym) i na tle wielolecia okazał się kwiecień w 1997 roku. Tego roku w kwietniu odnotowano również najniższą sumę opadów w porównaniu z następnymi latami badań (co mogło przyczynić się do opóźnienia terminu sadzenia ziemniaków i wegetacji). W tym miesiącu zdecydowanie najwięcej opadów na tle średniej wieloletniej wystąpiło w 1999 roku. W maju najwyższą temperaturę powietrza w czasie trzyletnich obserwacji stwierdzono w 1998 roku, a zarazem okres ten charakteryzował się najniższymi opadami w porównaniu z wieloleciem (w drugiej dekadzie opady w ogóle nie wystąpiły). Średnia temperatura w czerwcu kształtowała się podobnie we wszystkich badanych latach i była zbliżona do średniej wieloletniej. Obfite opady atmosferyczne wystąpiły w czerwcu 1998 roku, a zdecydowanie najniższe stwierdzono w 1999 roku. Lipiec okazał się najcieplejszym miesiącem w 1999 roku na tle poprzednich lat, a zarazem bardzo suchym, w którym suma opadów nie przekraczała 38 mm. W każdym badanym roku w lipcu stwierdzono niedobory wody w porównaniu z normą dla tych okolic. Wyjątkowo wysoką temperaturę odnotowano pod koniec wegetacji w trzeciej dekadzie sierpnia 1997 roku. W tym czasie wystąpiły również bardzo małe ilości opadów, które od średniej z wielolecia były niższe o 35 mm. Natomiast w trzeciej dekadzie sierpnia 1998 roku wystąpiły bardzo obfite opady (70 mm), a suma miesięczna znacznie przewyższała dane z wielolecia. Wysokie sumy opadów utrzymujące się od czerwca do września w 1998 roku zapewne sprzyjały intensywnemu rozwojowi drobnoustrojów, zwłaszcza były to korzystne warunki do wzrostu populacji grzybów.



Rys. 1. Rozkład temperatur powietrza od kwietnia do września w latach 1997-1999 w rejonie Tucholi wg Stacji Hydrologiczno – Meteorologicznej w Chojnicach.



Rys. 2. Dekadowe sumy opadów atmosferycznych od kwietnia do września w latach 1997-1999 w rejonie Tucholi wg Stacji Hydrologiczno - Meteorologicznej w Chojnicach.

3.2. Pobieranie prób gleby i korzeni roślin do analiz

Próby do analiz pobierano z gleby ze strefy pozakorzeniowej, ryzosferowej oraz z ryzoplany spod ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i konwencjonalnym. Za glebę ryzosferową przyjęto kilkumilimetrową warstwę gleby przylegającej do korzeni, a za ryzoplanę powierzchnię korzeni pozbawioną cząstek gleby. Próbkę gleby pozakorzeniowej pobierano łaską Egnera z warstwy ornej (0-20 cm). Rośliny wykopywano za pomocą szpadła, aby jak najmniej naruszyć korzenie z przylegającą ryzosferą. Materiał do doświadczeń pobierano w każdym roku badań tak samo, to znaczy wzdłuż przekątnej pola wykonując próbę zbiorczą z gleby i roślin. Glebę i korzenie wykopanych roślin umieszczano w plastikowych workach i przewożono do laboratorium przechowując je przez 24 godziny w lodówce.

Próbki gleby pozakorzeniowej do analiz mikrobiologicznych pobierano bezpośrednio przed sadzeniem (I termin danego roku - w tabelach i rysunkach) i trzy razy z redlin w czasie wegetacji. Natomiast glebę ryzosferową i korzenie roślin analizowano trzykrotnie w ciągu sezonu wegetacyjnego w terminach czasowych odpowiadających: fazie wschodów (II termin danego roku), fazie kwitnienia (III termin danego roku), fazie dojrzałości bulw ziemniaka do zbioru (IV termin). Harmonogram pobierania i wykonywania analiz podano w tabeli 3.

Tabela 3

Terminy pobierania prób spod uprawy ziemniaka z gospodarstwa ekologicznego i konwencjonalnego w latach 1997-1999.

Fazy rozwojowe rośliny	Terminy pobierania prób		
	1997	1998	1999
Przed sadzeniem	- ¹	2.04.	20.04.
Faza wschodów	10.06. ²	4.06.	10.06.
Faza kwitnienia	10.07.	30.06.	29.06.
Faza dojrzałości bulw do zbioru	8.09.	27.08.	23.08.

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób do analiz w pierwszym terminie - przed sadzeniem

² - z gospodarstwa konwencjonalnego w 1997 roku próby w czasie wschodów pobierano 18.06. ze względu na późniejsze sadzenie ziemniaka (w I dekadzie maja)

3.3. Badania laboratoryjne

3.3.1. Analiza wybranych właściwości gleb

W pobranych próbkach glebowych oznaczono wilgotność gleby i niektóre właściwości fizykochemiczne takie jak:

- skład granulometryczny metodą areometryczną Cassagrande'a w modyfikacji Prószyńskiego (Mocek i in. 1997);
- zawartość węgla organicznego metodą Tiurina (Mocek i in. 1997);
- zawartość azotu ogólnego metodą Kjeldahla (Mocek i in. 1997);
- ilość przyswajalnego fosforu i potasu metodą Egnera – Riehma (Lityński 1976);
- zawartość przyswajalnego magnezu metodą Schachtschabela (Lityński 1976);
- pH w H₂O i w 1 M KCl potencjometrycznie na pH-metrze Radiometer (Mocek i in. 1997);

Wyniki tych oznaczeń przedstawiono w tabeli 1, natomiast wilgotność badanych gleb w poszczególnych terminach ukazuje tabela 4.

Tabela 4

Wilgotność gleby pod uprawą ziemniaka w systemie ekologicznym i konwencjonalnym (1997 - 1999).

Termin analizy	Wilgotność (%)					
	Rok badań					
	1997		1998		1999	
	Ekol. ¹	Kon. ²	Ekol.	Kon.	Ekol.	Kon.
Przed sadzeniem	-	-	9,74	9,62	17,36	16,73
Faza wschodów	10,70	7,21	12,81	12,40	12,40	12,02
Faza kwitnienia	9,28	9,30	7,32	9,08	10,66	11,24
Faza dojrzałości bulw do zbioru	10,99	12,33	14,07	13,75	12,35	11,97

¹ Ekol. - gleba gospodarstwa ekologicznego

² Kon. - gleba gospodarstwa konwencjonalnego

3.3.2. Badania mikrobiologiczne

3.3.2.1. Oznaczenie liczebności mikroorganizmów

W celu poznania liczebności wybranych grup mikroorganizmów i zmian zachodzących w dynamice ich rozwoju wykonano posiewy mikrobiologiczne metodą płytkową wg Kocha. Stosowano posiew głąbinowy lub powierzchniowy na pożywki ogólne i selektywne korzystając z 10-krotnych rozcieńczeń gleby i korzeni roślin przygotowanych w płynie Ringera.

Z prób zbiorczych pobranych z gospodarstwa ekologicznego i konwencjonalnego odważono po 1 gramie gleby pozaryzosferowej oraz ryzosferowej (uzyskanej przez oddzielenie gleby bezpośrednio przylegającej do korzeni), a następnie wytrząsano je w 99 ml płynu Ringera. Kolejno wykonywano szereg 10-krotnych rozcieńczeń. Jedynie w przypadku izolacji bakterii z rodzaju *Azotobacter* naważano 10 gram gleby i dodawano do 90 ml płynu Ringera.

Oznaczenie liczebności badanych zespołów drobnoustrojów w ryzoplane wykonano następująco: pożądaną ilość korzeni roślin przemywano trzykrotnie 100 ml jałowej destylowanej wody w celu pozbycia się cząstek gleby. Następnie korzenie cięto sterylnymi nożyczkami na fragmenty o długości ok. 5 -10 mm i odważano ich 2 gramy, po czym wytrząsano w kolbie w 198 ml jałowej wody destylowanej z dodatkiem 10 g piasku kwarcowego. Kolejno wykonywano szereg 10-krotnych rozcieńczeń w płynie Ringera.

Oznaczono liczebność następujących grup mikroorganizmów:

1. Ogólna populacja bakterii na pożywce YPS wg Bunt i Rovira (1955); inkubacja 5 dni w temp. 25°C.
2. Promieniowce na pożywce Williamsa i Daviesa (1965); inkubacja 10 dni w temp. 25°C.
3. Bakterie z rodzaju *Azotobacter* na agarowej pożywce bez azotu wg Harrigana i McCance (1966); inkubacja 4 dni w temp. 28°C.
4. Fluoryzujące bakterie z rodzaju *Pseudomonas* na pożywce Simona i Ridge'a (1974); inkubacja 48 godz. w temp. 28°C.
5. Bakterie z rodzaju *Arthrobacter* na pożywce Hagedorna i Holta (1975); inkubacja 4 dni w temp. 28°C.
6. Bakterie z grupy coryneform na podłożu Seilera i Kammerbauera (1986); inkubacja 5 dni w temp. 28°C.
7. Ogólna populacja grzybów na podłożu Martina (1950); inkubacja 5 dni w temp. 25°C.
8. Grzyby z rodzaju *Fusarium* na podłożu Nasha i Snydera (1962); inkubacja 4 dni (12 godz. na świetle, a następane 12 godz. w ciemności), w temp. 25°C.

W celu określenia ogólnej liczebności bakterii i grzybów stosowano posiew głębinowy, a w pozostałych przypadkach posiewy powierzchniowe.

Wszystkie oznaczenia wykonano w czterech powtórzeniach, a uzyskane wyniki przeliczono na gram suchej masy gleby lub gram świeżej masy korzeni.

3.3.2.2. Izolacja promieniowców z rodzaju *Streptomyces* przeznaczonych do badań nad ich właściwościami antagonistycznymi

Promieniowce z rodzaju *Streptomyces* izolowano na selektywnej pożywce z gleby pozakorzeniowej i ryzosfery oraz ryzoplany ziemniaka uprawianego w obu systemach użytkowania. Po okresie inkubacji z rozcieńczenia 10^{-5} dobrze wyrosnięte kolonie na płytkach Petriego przeszczepiano na skosy z pożywką Shirlinga i Gotlieba (1960) w celu uzyskania czystych kultur, przeznaczonych do dalszych badań.

Z każdego systemu uprawy (ekologicznego i konwencjonalnego) wyizolowano po 30 szczepów z gleby, po 30 z ryzosfery i po 15 z ryzoplany. Łącznie do testów sprawdzających właściwości antagonistyczne *Streptomyces* spp. wykorzystano 150 szczepów.

Diagnostykę szczepów promieniowców wykonano na podstawie cech makro- i mikroskopowych takich jak: morfologia kolonii, wydzielanie pigmentu melanoidowego, barwy grzybni powietrznej i morfologii nitek sporonośnych. Przeprowadzono ją w oparciu o klucz Bergey'a (1989) oraz Hunter-Cevera i Eveleigha (1990). Czyste kultury promieniowców namnażano na pożywce z wyciągiem słodowym Shirlinga i Gotlieba (1960) i przechowywano w lodówce w temperaturze 4°C.

3.3.2.3. Wykorzystane mikroorganizmy testowe w stosunku, do których badano oddziaływanie szczepów *Streptomyces* spp.

Do testów, w których określano siłę i stopień oddziaływania promieniowców z rodzaju *Streptomyces* wykorzystano następujące gatunki drobnoustrojów:

1. *Azotobacter chroococcum* E-1 - pochodził z kolekcji własnej Katedry Mikrobiologii wyizolowany z gleby spod uprawy ziemniaka;
2. *Pseudomonas fluorescens* 3 – otrzymano z Katedry Mikrobiologii z Akademii Rolniczej z Poznania;
3. *Arthrobacter globiformis* A-18 – pochodził z Zakładu Mikrobiologii Rolniczej Instytutu Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa z Puław;
4. *Erwinia caratovora* subsp. *artroseptica* 509 – otrzymano z Banku Patogenów Roślin z Instytutu Ochrony Roślin z Poznania, wyizolowany z bulw ziemniaka;
5. *Erwinia caratovora* subsp. *carotovora* 553 – uzyskano z Banku Patogenów Roślin Instytutu Ochrony Roślin z Poznania, wyizolowany z bulw ziemniaka;

6. *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* 527 – uzyskano z Instytutu Ziemiaka z Bydgoszczy, wyizolowany z bulw ziemniaka;
7. *Streptomyces scabies* PD 1033 - sprowadzono z Holandii, a wyizolowany został z *Solanum tuberosum* ;

Z grzybów wykorzystano dwa gatunki potencjalnie patogeniczne i jeden antagonistyczny :

1. *Rhizoctonia solani*
2. *Fusarium solani*
3. *Trichoderma koningii*.

Testowane gatunki grzybów wyizolowano z gleby ryzosferowej i porażonych korzeni ziemniaka z gospodarstwa ekologicznego. Oznaczenia taksonomiczne grzybów dokonano w oparciu o klucze mykologiczne Gilmana (1971) i Domscha (1972).

3.3.2.4. Zastosowane metody badawcze *in vitro* w celu oznaczenia właściwości inhibicyjnych wyizolowanych szczepów *Streptomyces* spp.

a). W badaniach nad oddziaływaniem promieniowców w stosunku do testowanych bakterii zastosowano metodę krążków agarowych według Marcinowskiej (1993). Każdy badany szczep promieniowca po namnożeniu został posiany na płytce Petriego zawierającej 12 ml pożywki z wyciągiem słodowym. Hodowle inkubowano w termostacie przez 7 dni w temperaturze 25°C. Po inkubacji z każdej hodowli wycinano wyjąłowionym korkoborem odpowiednią ilość krążków i wykładano je na płytki z podłożem Kinga B (King in. 1954), na których przeszczepione były mikroorganizmy testowe. Na każdą płytkę Petriego jednocześnie przeszczepiano bakterie testowe i nakładano po 5 wyciętych krążków z różnych hodowli promieniowców. Doświadczenie przeprowadzono w dwóch seriach na podłożu Kinga B o pH 6 i pH 7.

Do testowania używano odpowiednio wcześniej namnożone gatunki mikroorganizmów:

- *Streptomyces scabies* PD 1033 – namnażano na skosach 5 dni przed założeniem testu,
- *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* 527 – namnażano 4 dni przed testem,
- *Erwinia caratovora* subsp. *caratovora* 553 i *Erwinia caratovora* subsp. *artroseptica* 509 – namnażano 48 godz. przed testem,

- *Pseudomonas fluorescens* 3, *Arthrobacter globiformis* A-18 i *Azotobacter chroococcum* E-1 – namnażano 48 godz. przed testem.

Wszystkie testy wykonano w trzech powtórzeniach.

Po okresie inkubacji w temperaturze pokojowej (19-20°C) oceniano właściwości antagonistyczne badanych szczepów *Streptomyces* spp. Określano je na podstawie pomiaru strefy zahamowania wzrostu poszczególnych bakterii testowych. Dla większości bakterii oceny dokonano po 48 godzinach, tylko dla *Streptomyces scabies* i *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* po upływie 5 dni.

W celu łatwiejszej oceny i weryfikacji wyników posłużono się pięciostopniową skalą określającą siłę działania promieniowców na podstawie długości strefy ograniczonego wzrostu bakterii mierzonej w milimetrach:

0 – brak działania

0,1 – 0,9 mm – słabe działanie

1 – 2,9 mm – średnie działanie

3 – 4,9 mm – silne działanie

powyżej 5 mm – bardzo silne działanie.

b). W celu określenia mykoantagonistycznych właściwości promieniowców w stosunku do grzybów zastosowano metodę jednoczesnej hodowli badanych szczepów *Streptomyces* i testowanych grzybów.

Do badań używano 5-dniowe hodowle *Streptomyces* spp. zaszczepiając je metodą posiewu liniowego - kreską o długości 40 mm na pożywce Kinga B (około 2 cm od brzegu płytki Petriego). Następnie płytki z hodowlą promieniowca inkubowano przez 7 dni w temperaturze 25°C. Równolegle w tych samych warunkach inkubowano płytki Petriego z nie zaszczepioną pożywką, które wykorzystano do hodowli kontrolnej grzybów. Do testowania używano 72-godzinne hodowle: *Trichoderma koningii*, *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* hodowane na pożywce glukozowo-ziemniaczanej – Agar PDA. Brzezną część ich grzybni wycinano jałowym korkoborem. Przygotowane krążki o średnicy 8 mm doszczepiano do 7-dniowej hodowli promieniowców umieszczając je grzybnią powietrzną do dołu w centralnej części płytki Petriego. Równolegle w ten sam sposób zaszczepiano grzybami płytki kontrolne, bez hodowli promieniowców. Płytki inkubowano w temperaturze pokojowej 19 - 20°C. Wszystkie testy wykonano w trzech powtórzeniach na podłożu o dwóch zakresach pH: pH 6 i pH 7.

Stopień zahamowania wzrostu *Trichoderma koningii*, *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* oceniano po 72 i 120 godzinach inkubacji od ich doszczepienia. Kryterium oceny była długość promienia kolonii grzybów w milimetrach. Za miarę stopnia inhibicji przyjęto różnicę pomiędzy długością promienia grzybni rozwijającej się na płytkach kontrolnych, a długością promienia grzybni rozwijającej się w obecności promieniowców, mierzona od ich strony.

Ocenę antagonistycznych właściwości badanej populacji *Streptomyces* spp. w stosunku do *Trichoderma koningii*, *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* przeprowadzono korzystając ze zmodyfikowanej metody Coopera Chiltona (cyt. za Johnson i in. 1960). Na podstawie, której siłę działania szczepów scharakteryzowano w pięciostopniowej skali, gdzie długość strefy inhibicji grzybni określano procentowo w stosunku do kontroli:

0% - brak działania

1 – 25% - słabe działanie

26 – 50% - średnie działanie

51 – 75% - silne działanie

76 – 100% - bardzo silne działanie

3.4. Opracowanie wyników i zastosowane metody obliczeń statystycznych

Wyniki liczebności badanych grup mikroorganizmów poddano transformacji według przekształcenia przez logarytm naturalny lub pierwiastek kwadratowy, aby uzyskać rozkład normalny. W tym celu posłużono się testem zgodności Chi-kwadrat.

Dane transformowane następnie poddano analizie zmienności dwukierunkowej, przyjmując za czynnik I – system uprawy, a za czynnik II – termin analizy. Pojedyncze analizy z każdego roku badań wykonano według modelu całkowicie losowego, zaś średnie z lat poddano syntezy wariancji według modelu mieszanego. Istotność różnic pomiędzy średnimi obiektowymi zweryfikowano za pomocą pół przedziału istotności (NIR Tukeya dla $p = 0,05$).

Wyniki stref inhibicyjnego działania badanych szczepów *Streptomyces* spp. względem testowanych bakterii i grzybów w zależności od pH podłoża poddano analizie skupień metodą k - średnich (na danych rzeczywistych w mm). W celu potwierdzenia istotności różnic pomiędzy uzyskanymi skupieniami (grupami szczepów) wykonano prostą analizę wariancji ze zmienną grupującą.

Wszystkie obliczenia wykonano w programie STATISTICA firmy StatSoft Polska.

4. WYNIKI BADAŃ

4.1. Dynamika rozwoju badanych drobnoustrojów

Liczebność badanych mikroorganizmów w okresie prowadzonych obserwacji 1997-1999 okazała się istotnie zróżnicowana w zależności od stosowanego systemu uprawy i stadium rozwoju ziemniaka. Dynamikę rozwoju drobnoustrojów oznaczono w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplane *Solanum tuberosum* uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym.

Wyniki liczebności z pojedynczych lat badań analizowanych zespołów bakterii i grzybów przedstawiono w tabelach 5 - 12. Grupy mikroorganizmów, u których udowodniono istotny wpływ systemu uprawy w badanych terminach analizy odpowiednio oznaczono w tabelach.

Wyniki średnich trzyletnich badań (1997-1999) w ujęciu syntezy analizy wariancji zaprezentowano na rysunkach 3 – 10. W przypadku liczebności badanych grup drobnoustrojów w glebie pozaryzosferowej wykonano syntezę tylko z dwóch lat (1998-1999), ponieważ w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie – przed sadzeniem. Dla drobnoustrojów, u których stwierdzono na podstawie średnich z syntez trzyletnich współdziałanie dwóch czynników (system uprawy x termin) oznaczono na rysunkach NIR_{Tukeya dla p = 0,05}

4.1.1. Ogólna populacja bakterii

Gleba pozaryzosferowa

Ogólna liczebność bakterii w analizowanych glebach kształtowała się od 2,2 do $81,7 \times 10^6$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby (tab. 5). W porównywanych systemach uprawy średnio w każdym roku więcej bakterii izolowano z gleby uprawianej ekologicznie niż konwencjonalnie. W dynamice rozwoju ogólnej populacji bakterii zauważono, że w 1997 najliczniej bakterie występowały na początku wegetacji (średnio $34,6 \times 10^6$), a w 1998 najwięcej było ich w fazie kwitnienia ($80,8 \times 10^6$), natomiast w 1999 roku - w fazie dojrzałości bulw do zbioru ($41,8 \times 10^6$). Maksymalną wartość badanych mikroorganizmów odnotowano w glebie uprawianej systemem ekologicznym w 1998 roku, w okresie kwitnienia ziemniaka ($81,7 \times 10^6$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby).

Na podstawie syntezy przeprowadzonej z lat 1998 - 1999 wynika, że system uprawy i terminy analiz istotnie wpływały na dynamikę rozwoju ogólnej populacji

bakterii (rys. 3). W każdym badanym terminie z wyjątkiem fazy kwitnienia więcej bakterii występowało w glebie użytkowanej ekologicznie niż konwencjonalnie. Na porównywanych obiektach liczebność bakterii wzrastała wraz z rozwojem rośliny, jedynie pod koniec wegetacji w gospodarstwie konwencjonalnym, ich rozwój został nieznacznie zahamowany.

Ryzosfera

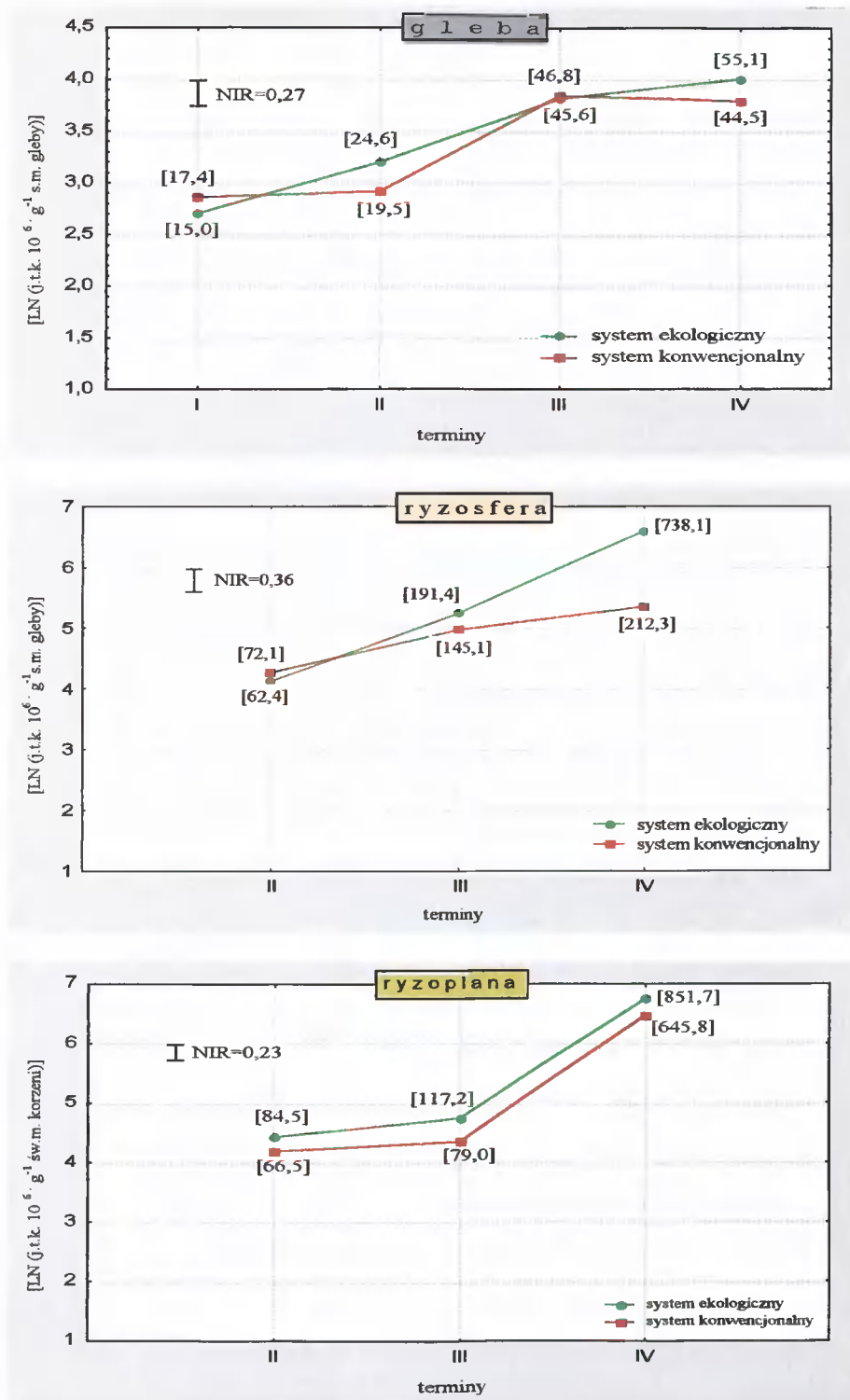
Bakterii ogółem w ryzosferze ziemniaka wahało się od 25,6 do $1821,5 \times 10^6$ j.t.k. $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby, a więc była znacznie wyższa niż w glebie pozaryzosferowej (tab. 5). W 1998 (we wszystkich badanych terminach) i 1999 roku (w okresie kwitnienia), istotnie więcej bakterii występowało w uprawie ekologicznej ($39,6 - 1821,5 \times 10^6$), niż konwencjonalnej ($26,5 - 280,5 \times 10^6$). Jedynie w roku 1997 w fazie wschodów i kwitnienia ziemniaka wyizolowano więcej bakterii spod uprawy konwencjonalnej.

Synteza z trzech lat badań (1997-1999) wskazuje na istotnie większy wpływ ekologicznego systemu gospodarowania na liczebność bakterii ogółem, niż systemu konwencjonalnego (rys. 3). Dynamika populacji bakterii wzrastała wraz z rozwojem wegetacji, osiągając maksimum w okresie dojrzałości bulw do zbioru.

Ryzoplana

Na korzeniach ziemniaka ogólna populacja bakterii osiągnęła wartość w granicach $30 - 1130 \times 10^6$ j.t.k. $\cdot g^{-1}$ św.m. korzeni (tab. 5). Podobnie jak w ryzosferze w pierwszym roku badań, więcej bakterii wyizolowano z uprawy konwencjonalnej, natomiast w drugim i trzecim roku istotnie liczniej występowały na korzeniach ziemniaka uprawianego ekologicznie. Dla obu systemów uprawy charakterystyczna była wysoka ilość bakterii w fazie dojrzałości bulw do zbioru (w ekologicznej uprawie na poziomie $635 - 1130 \times 10^6$, zaś w konwencjonalnej uprawie $255 - 930 \times 10^6$).

Na podstawie średnich z trzech lat obserwacji zauważono, że liczebność badanego zespołu bakterii w ryzoplacie ziemniaka była istotnie statystycznie wyższa w gospodarstwie ekologicznym w porównaniu z konwencjonalnym, w każdym analizowanym terminie (od wschodów aż do dojrzałości roślin – rys. 3). Tendencja rozwoju bakterii przebiegała podobnie w obu systemach - od niższych wartości na początku wegetacji do wzrostu ich liczebności w okresie zbioru roślin.



Rys. 3. Dynamika ogólnej populacji bakterii w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym oraz konwencjonalnym (w latach 1997-1999).

Terminy analiz: I - pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II - drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III - trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV - czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru).

Liczebność ogólnej populacji bakterii w glebie pozaryzoserowej, ryzoserfe i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹						1998						1999	
	T e r m i n y ²													
G l e b a p o z a r y z o s e r o w a (x 10 ⁶ j.t.k. · g ⁻¹ s.m. gleby)														
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
Ekolog.	36,4	16,5	27,7	26,9	2,2*	32,1*	81,7	59,9	44,0	27,8	17,1	9,5	50,2	26,2
Konwen.	32,9	16,5	23,1	24,2	7,8*	21,9*	79,9	55,7	41,3	27,0	17,1	13,8	33,3	22,8
średnio	34,6	16,5	25,4	25,5	5,0	27,0	80,8	57,8	42,7	27,4	17,1	11,7	41,8	24,5
R y z o s e r a (x 10 ⁶ j.t.k. · g ⁻¹ s.m. gleby)														
Ekolog.	53,2*	25,6*	162,5	80,5*		94,3*	447,8*	1821,5*	787,9*		39,6	100,8*	230,2	123,5*
Konwen.	137,4*	128,5*	150,2	138,7*		42,2*	280,5*	266,7*	196,4*		36,7	26,5*	220,1	94,4*
średnio	95,3	77,1	156,3	109,6		68,3	364,1	1044,1	492,2		38,1	63,6	225,2	109,0
R y z o p l a n a (x 10 ⁶ j.t.k. · g ⁻¹ św.m. korzeni)														
Ekolog.	32,5*	31,0	790,0	284,2		151,3*	266,3*	1130,0	515,8*		69,8	55,3	635,0*	253,4*
Konwen.	82,5*	42,5	752,5	292,5		48,3*	146,5*	930,0	374,9*		68,8	48,0	255,0*	123,9*
średnio	57,5	36,3	771,3	288,3		99,8	206,4	1030,8	445,4		69,3	51,7	445,0	188,6

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie ($p < 0,05$).

4.1.2. Promieniowce z rodzaju *Streptomyces*

Gleba pozaryzosferowa

Liczebność *Streptomyces* spp. w ciągu całego okresu trzyletnich badań była bardzo zróżnicowana i wahała się od 17,3 do 165,4 x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby (tab. 6).

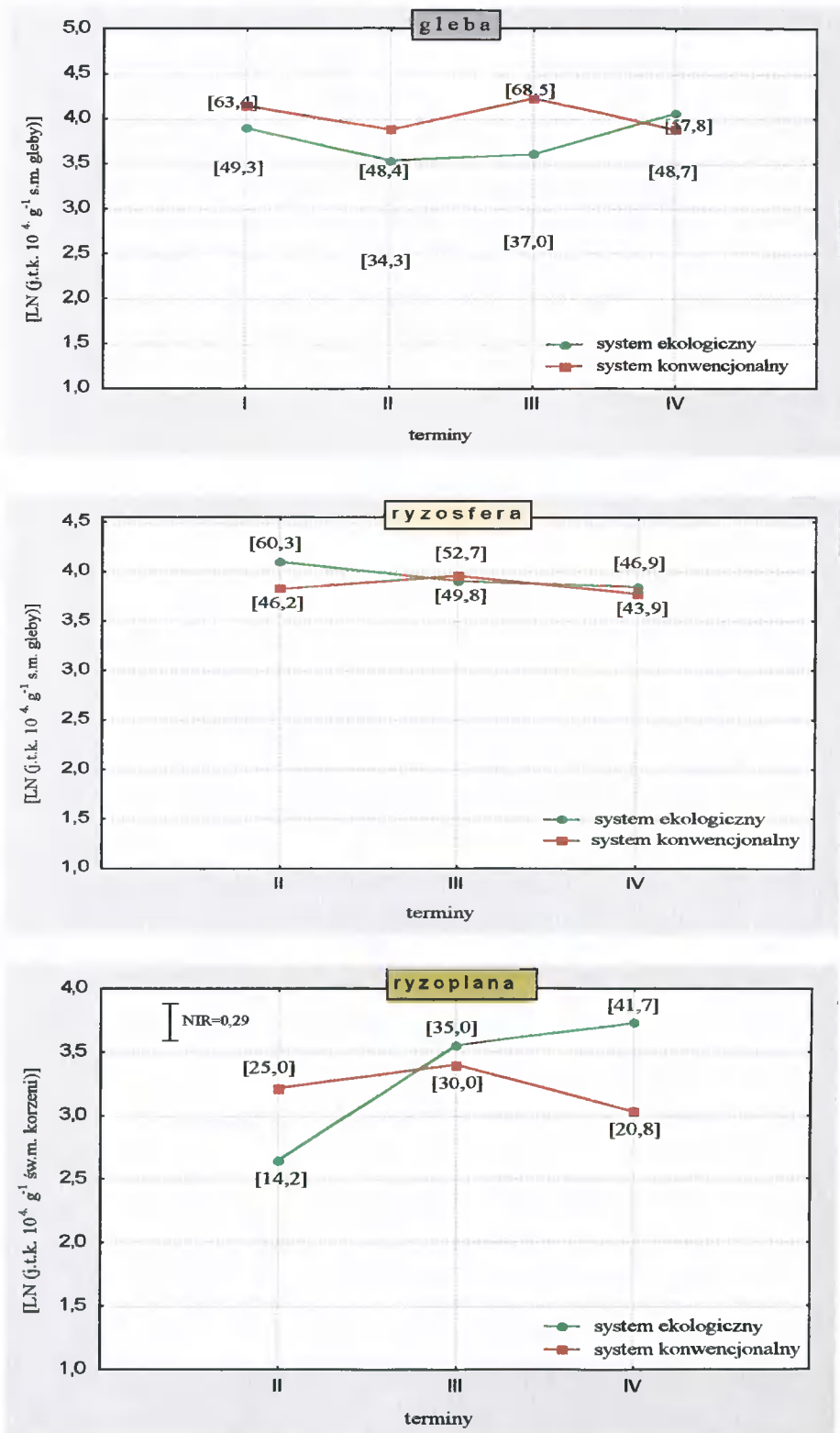
W 1997 roku istotnie więcej promieniowców (średnia z trzech terminów) występowało w uprawie ekologicznej osiągając maksymalną wartość w okresie kwitnienia – 165 x 10⁶ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby. W 1998 roku nie stwierdzono już istotnej różnicy, z przewagą jednak większych ich ilości w glebie z gospodarstwa ekologicznego, niż konwencjonalnego (średnio dla tego roku z uprawy ekologicznej wyizolowano 58,3 x 10⁴, a z konwencjonalnej 51,2 x 10⁴). Natomiast w 1999 roku istotnie więcej tych potencjalnych antagonistów oznaczono w glebie z gospodarstwa konwencjonalnego. Na uwagę zasługuje to, że tego roku w każdym z czterech badanych terminów było więcej *Streptomyces* spp. w glebie uprawianej konwencjonalnie niż ekologicznie.

Przeprowadzona synteza wyników z dwóch lat 1998-1999 badań wskazuje na brak wpływu badanych czynników (system uprawy i termin analiz) na dynamikę rozwoju *Streptomyces* spp. (rys. 4).

Ryzosfera

Populacja *Streptomyces* spp. w ryzosferze ziemniaka była na ogół niższa niż w glebie pozaryzosferowej (tab. 6). Jedynie w 1999 roku z uprawy ekologicznej wyizolowano ich więcej z ryzosfery, aniżeli w tym samym czasie z gleby. Liczebność promieniowców była bardzo zróżnicowana i nie stwierdzono tendencji wzrostu w ich występowaniu. W 1997 roku istotnie więcej było ich w uprawie ekologicznej w porównaniu z uprawą konwencjonalną (średnia z trzech terminów wynosiła odpowiednio 61,3 x 10⁴ i 38,0 x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby). W 1998 więcej promieniowców odnotowano w ryzosferze ziemniaka pochodzącego z uprawy konwencjonalnej – 45,3 x 10⁴ komórek, niż ekologicznej – 31,4 x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby (średnio z trzech terminów). W 1999 roku podobnie jak dwa lata wcześniej *Streptomyces* spp. występowały liczniej w gospodarstwie ekologicznym, osiągając maksimum pod koniec okresu wegetacji (85,6 x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby).

Na podstawie zestawienia wyników trzech lat obserwacji (1997-1999) stwierdzono, że średnio więcej promieniowców występowało w uprawie ekologicznej niż konwencjonalnej (rys. 4). Wyraźny spadek badanej populacji nastąpił pod koniec



Rys. 4. Dynamika populacji *Streptomyces* spp. w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz konwencjonalnym (w latach 1997-1999). Objasnienia jak na rys. 3.

Liczebność *Streptomyces* spp. w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplanie ziemiaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹			1998			1999							
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
Terminy²														
Gleba pozaryzosferowa (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)														
Ekolog.	123,2*	165,4	61,7	116,8*	66,5	37,3	56,7	72,8	58,3	32,1	31,4	17,3	42,8	30,9*
Konwen.	37,8*	154,4	71,3	87,8*	83,0	39,9	44,0	37,7	51,2	43,8	56,8	93,0	59,6	63,3*
średnio	80,5	159,9	66,5	102,3	74,7	38,6	50,3	55,2	54,7	38,0	44,1	55,1	51,2	47,1
Ryzosfera (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)														
Ekolog.	95,2*	77,2	11,4*	61,3*		31,5	18,9	43,7	31,4		54,3	53,2	85,6	64,3
Konwen.	13,5*	63,4	37,1*	38,0*		48,5	44,0	43,5	45,3		76,6	50,7	51,1	59,4
średnio	54,4	70,3	24,2	49,6		40,0	31,5	43,6	38,3		65,4	51,9	68,3	61,9
Ryzoplana (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ św.m. korzeni)														
Ekolog.	10,0*	2,5*	5,0*	5,8*		12,5*	32,5*	12,5	19,2		20,0	70,0	107,5*	65,8*
Konwen.	20,0*	17,5*	17,5*	18,3*		30,0*	12,5*	10,0	17,5		25,0	60,0	35,0*	40,0*
średnio	15,0	10,0	11,2	12,1		21,2	22,5	11,2	18,4		22,5	65,0	71,3	52,9

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemiaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie ($p < 0,05$).

okresu wegetacji niezależnie od systemu użytkowania. Statystycznie jednak nie udowodniono istotnego wpływu systemu uprawy i terminów na liczebności badanej grupy drobnoustrojów.

Ryzoplana

W ryzoplaniu ilość promieniowców była zdecydowanie niższa w 1997 i 1998 roku, bowiem nie przekraczała $32,5 \times 10^4$ j.t.k. \cdot g⁻¹ św.m. korzeni, natomiast w 1999 roku dużą ich ilość wyizolowano w uprawie ekologicznej pod koniec wegetacji – $107,50 \times 10^4$ (tab. 6). W porównywanych systemach uprawy więcej *Streptomyces* występowało w 1997 roku na korzeniach ziemniaka uprawianego konwencjonalnie (średnio $18,30 \times 10^4$), zaś w 1998 i 1999 uprawianego ekologicznie (średnio $19,20 \times 10^4$ i $65,8 \times 10^4$). Ze względu na duże wahania sezonowe liczebności, nie stwierdzono w ich występowaniu zależności.

Średnie z trzech lat badań udowodniły, że w pierwszych miesiącach wegetacji ziemniaka rozwój promieniowców bardziej stymuluje system konwencjonalny, natomiast w późniejszym okresie istotnie więcej uzyskano ich w uprawie ekologicznej (rys. 4). W przypadku jednak gospodarowania ekologicznego widać tendencję wzrostową w dynamice rozwoju tych mikroorganizmów wraz z upływem wegetacji, zaś w konwencjonalnym zaznaczył się spadek liczebności na korzeniach roślin dojrzałych.

4.1.3. Bakterie z rodzaju *Pseudomonas* podgrupa fluoryzujące

Gleba pozaryzosferowa

Liczebność bakterii z rodzaju *Pseudomonas* podgrupa fluoryzujące kształtowała się w badanych obiektach na poziomie od $1,1 \times 10^4$ do $18,6 \times 10^4$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby (tab. 7). W 1997 roku określono nieznacznie większą ilość tych bakterii w glebie spod uprawy konwencjonalnej, niż ekologicznej (średnie z trzech terminów wynosiły odpowiednio: $5,0 \times 10^4$ komórek i $4,5 \times 10^4$ j.t.k.). Natomiast w dwóch następnych latach istotnie więcej fluoryzujących *Pseudomonas* spp. występowało w systemie ekologicznym i to w każdym badanym terminie. Najniższą liczebność bakterii obserwowano przed sadzeniem ($1,1 \times 10^4$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby) i tylko w pierwszym roku badań utrzymywała się na takim niskim poziomie do fazy kwitnienia. Największą wartość badanej grupy bakterii stwierdzano pod koniec wegetacji na przełomie III dekady sierpnia i I dekady września.

Średnie z dwóch lat doświadczeń porównywanych obiektów wskazują na bardziej sprzyjające warunki do rozwoju tych bakterii w systemie gospodarowania ekologicznego, niż konwencjonalnego (rys. 5). Wyraźny wzrost badanego zespołu bakterii w każdym roku badań następował pod koniec wegetacji roślin.

Ryzosfera

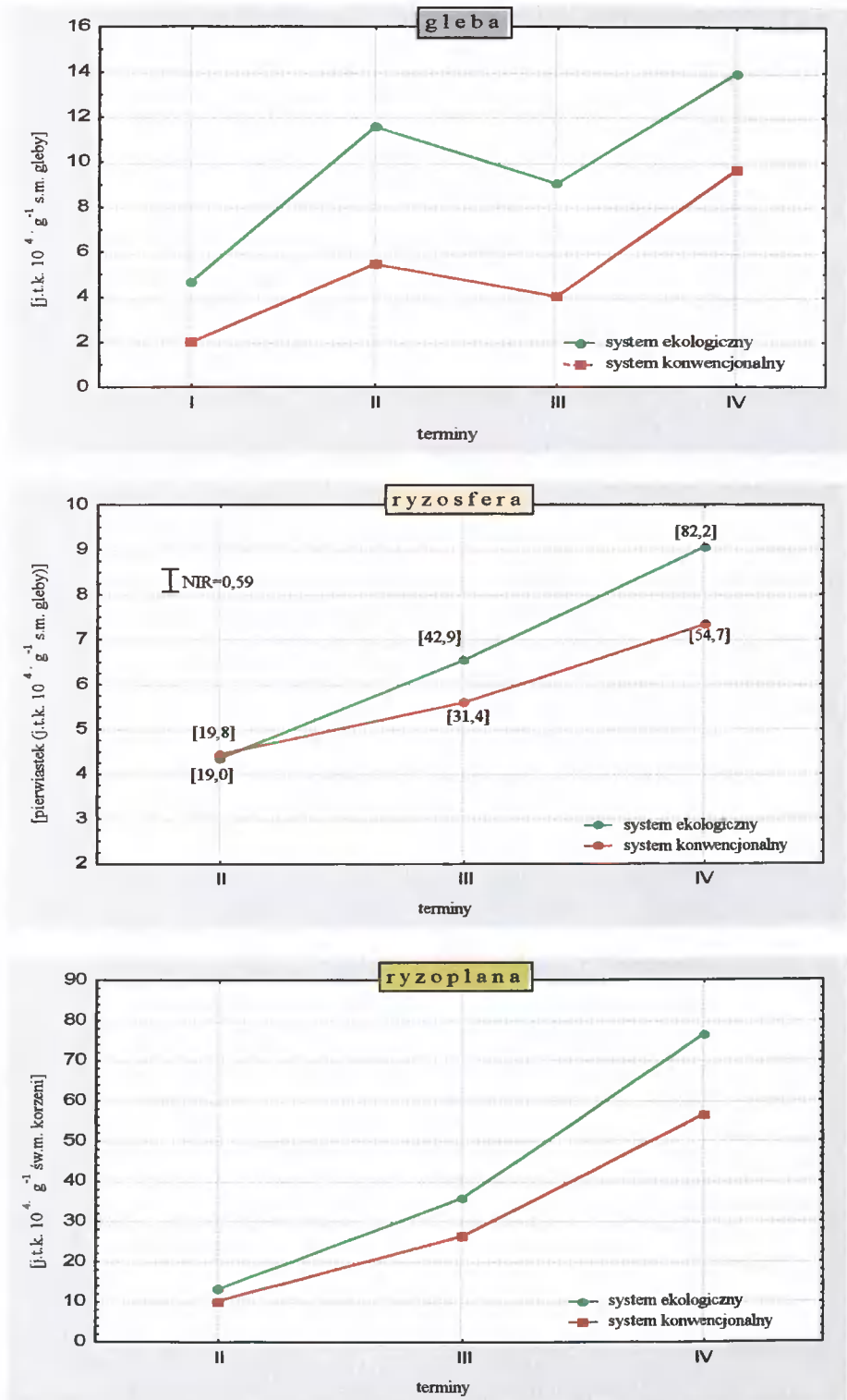
W ryzosferze ziemniaka fluoryzujących *Pseudomonas* spp. było kilkakrotnie więcej niż w glebie pozaryzosferowej. W uprawie ekologicznej liczebność kształtowała się w przedziale $11,2-127,2 \times 10^4$ j.t.k., a w konwencjonalnej $11,0 - 60,5 \times 10^4$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby (tab. 7). W każdym roku dokonywanych obserwacji fluoryzujące pseudomonady występowały liczniej w systemie uprawy ekologicznej. Zdecydowanie najwyższy ich rozwój następował w fazie dojrzałości roślin w porównaniu z pierwszymi stadiami rozwojowymi.

Bardziej sprzyjająca rozwojowi populacji fluoryzujących *Pseudomonas* spp. okazała się uprawa ekologiczna, na co wskazuje najwyraźniej synteza wyników z trzech lat (rys. 5). Istotnie wyższą ich liczebność odnotowano w systemie ekologicznym, niż konwencjonalnym w fazie kwitnienia i dojrzałości roślin. Istotnym czynnikiem również wpływającym na liczebność bakterii okazał się termin analiz w każdym badanym systemie.

Ryzoplana

W ryzoplacie dynamika populacji bakterii fluoryzujących z rodzaju *Pseudomonas* była bardzo podobna jak w ryzosferze ziemniaka (tab. 7). Ich liczebność wahała się na podobnym poziomie od $10,0$ do $130,0 \times 10^4$ j.t.k. w uprawie ekologicznej i od $7,0$ do $100,0 \times 10^4$ j.t.k. \cdot g⁻¹ św.m. korzeni w uprawie konwencjonalnej. W trakcie 3-letniego okresu badań nie stwierdzono statystycznie istotnego wpływu systemu uprawy na wzrost badanej populacji, należy jednak zaznaczyć, że w każdym terminie analizy danego roku więcej izolowano bakterii z korzeni ziemniaka pochodzącego z gospodarstwa ekologicznego. Liczebność *Pseudomonas* spp. wzrastała wraz z rozwojem rośliny, osiągając maksimum w fazie jej dojrzałości.

Również średnie z trzyletnich obserwacji podobnie jak w ryzosferze potwierdzają korzystniejszy wpływ uprawy ekologicznej na rozwój badanych bakterii we wszystkich fazach rozwojowych ziemniaka (rys. 5).



Rys.5. Dynamika populacji fluoryzujących *Pseudomonas* spp. w glebie pozaryzosferowej ryzosferze i ryzoplacie ziemiaka uprawianego w systemie ekologiczny oraz konwencjonalnym (w latach 1997-1999). Objaśnienia jak na rys. 3.

Liczebność bakterii z rodzaju *Pseudomonas* – podgrupa fluoryzujące w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzosferowa (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	1,1	1,1	11,2	4,5	3,3	7,2	8,6	9,3	7,1*	6,1	16,0	9,5	18,6	12,5*
Konwen.	2,2	1,1	11,7	5,0	1,7	2,3	3,3	3,4	2,7*	2,4	8,7	4,8	15,9	8,0*
średnio	1,6	1,1	11,5	4,7	2,5	4,7	6,0	6,4	4,9	4,2	12,3	7,2	17,3	10,3
	Ryzosfera (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	11,2*	22,0*	127,2*	53,5*		34,4	64,7	77,6	58,9*		11,4	42,0	41,9	31,7
Konwen.	32,3*	11,0*	45,6*	29,7*		19,0	49,5	57,9	42,1*		7,9	33,8	60,5	34,1
średnio	21,8	16,5	86,4	41,6		26,7	57,1	67,8	50,35		9,7	37,9	51,2	32,9
	Ryzoplana (x 10⁴ j.t.k. · g⁻¹ św.m. korzeni)													
Ekolog.	10,0	15,5	55,0	26,8		15,0	50,0	45,0	36,7		15,0	42,5	130,0	62,5
Konwen.	10,0	7,0	30,0	15,7		10,0	45,0	40,0	31,7		11,0	27,5	100,0	46,2
średnio	10,0	11,3	42,5	21,3		12,5	47,5	42,5	34,2		13,0	35,0	115,0	54,3

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzalności bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie ($p < 0,05$).

4.1.4. Bakterie z rodzaju *Arthrobacter*

Gleba pozaryzosferowa

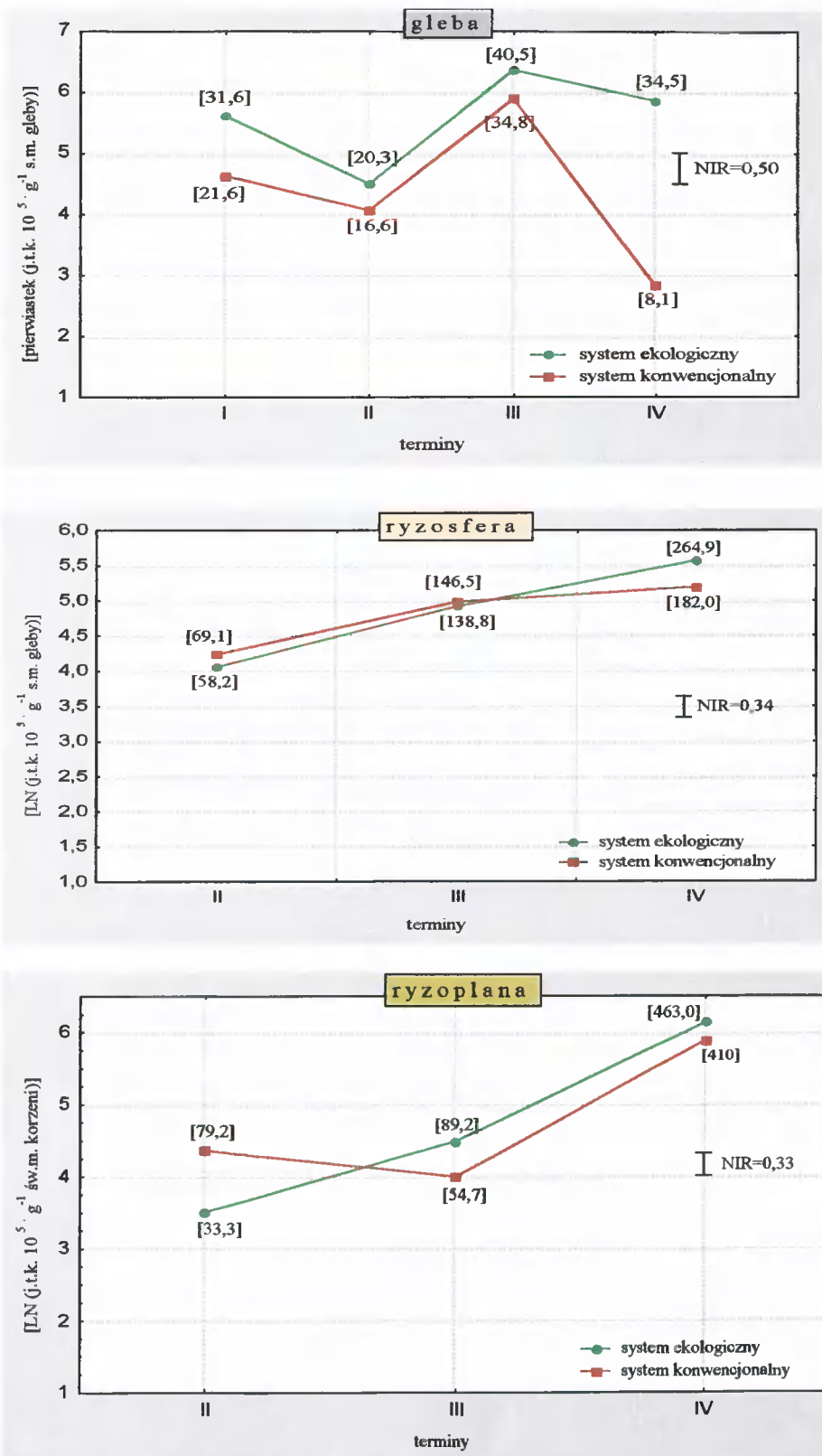
Sezonowe wahania liczebności bakterii z rodzaju *Arthrobacter* kształtowały się w granicach $1,7 - 50,4 \times 10^5$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby (tab. 8). Podobnie jak bakterii z rodzaju *Pseudomonas* nieznacznie więcej było ich w 1997 roku w uprawie konwencjonalnej, natomiast w 1998 i 1999 roku istotnie wyższą liczebność stwierdzono w gospodarstwie ekologicznym. Najniższą liczebność *Arthrobacter* spp. odnotowano w uprawie konwencjonalnej w 1999 roku w okresie dojrzałych bulw do zbioru. Podobne tendencje silnego spadku ich liczebności w okresie od kwitnienia do zbioru zauważono w dwóch pierwszych latach badań w porównywanych obiektach.

Średnie wartości liczebności omawianych bakterii występujących w glebie wolnej od korzeni w okresie 1998-99 wskazują na istotnie wyższy ich udział w systemie ekologicznym, niż konwencjonalnym (rys. 6). W dynamice rozwoju charakterystyczny był wzrost liczebności w okresie kwitnienia ziemniaka, a następnie jej spadek, co świadczy o istotnym wpływie terminów analiz na rozwój badanej grupy bakterii.

Ryzosfera

W ryzosferze liczebność *Arthrobacter* spp. wynosiła od 22,0 do 430×10^5 j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby i była zdecydowanie wyższa od wartości uzyskanych w glebie odległej od korzeni (tab. 8). Obserwowano również inną dynamikę rozwoju w czasie wegetacji. W 1998 i 1999 roku ilość bakterii stopniowo wzrastała od wschodów ziemniaka, aż do dojrzałości roślin w obu systemach uprawy. W tych dwóch latach w każdym analizowanym terminie (z wyjątkiem okresu wschodów w 1999 roku) *Arthrobacter* spp. występował liczniej w uprawie ekologicznej niż konwencjonalnej. Inaczej dynamika rozwoju badanych bakterii kształtowała się w 1997 roku, gdyż w okresie wschodów i kwitnienia istotnie więcej wyizolowano ich z uprawy konwencjonalnej. Tego roku uzyskano najniższą wartość bakterii z całego okresu badawczego - 22×10^5 j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby spod uprawy ekologicznej w fazie kwitnienia roślin. Najbardziej korzystnym dla rozwoju *Arthrobacter* spp. okazał się rok 1998, w którym w porównaniu z rokiem 1997 uzyskano średnio czterokrotnie więcej bakterii z gospodarstwa ekologicznego i ponad dwukrotnie więcej z konwencjonalnego.

Na podstawie syntezy z trzech lat badań zaobserwowano wyższy udział omawianych bakterii w ryzosferze ziemniaka w okresie od wschodów do kwitnienia



Rys. 6. Dynamika populacji *Arthrobacter* spp. w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz konwencjonalnym (w latach 1997-1999). Objasnienia jak na rys. 3.

Liczebność bakterii z rodzaju *Arthrobacter* w glebie pozaryzoserowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzoserowa (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	18,2	20,9	8,9	16,0	43,8	21,8	50,4	23,9	34,9*	19,4	18,8	30,6*	45,1*	28,5*
Konwen.	19,9	28,7	3,4	17,3	27,1	18,9	50,2	14,5	27,7*	16,0	14,2	19,4*	1,7*	12,8*
średnio	19,1	24,8	6,2	16,7	35,4	20,4	50,3	19,2	31,3	17,7	16,5	25,0	23,4	20,7
	Ryzosfera (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	44,8*	22,1*	130,5	65,8		95,5*	307,5	430,6*	277,9*		34,2	86,7	233,9	118,3
Konwen.	110,5*	68,9*	96,9	92,1		56,9*	285,9	301,5*	214,8*		39,8	84,5	147,7	90,7
średnio	77,6	45,5	113,7	78,9		76,2	296,7	366,1	246,3		37,0	85,6	190,8	104,5
	Ryzopłana (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ św.m. korzeni)													
Ekolog.	15,0*	10,0*	430,0	151,7*		52,5	122,5	576,5	250,5*		32,5*	135,0*	382,5*	183,3
Konwen.	80,0*	65,0*	685,0	276,7*		27,5	56,5	315,0	133,0*		130,0*	42,5*	230,0*	134,2
średnio	47,5	37,5	557,5	314,2		40,0	89,5	445,7	191,7		81,2	88,7	306,2	158,8

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie (p<0,05).

w uprawie konwencjonalnej, natomiast pod koniec wegetacji było ich więcej w gospodarstwie ekologicznym (rys. 6).

Istotnym czynnikiem wpływającym na wielkość populacji bakterii *Arthrobacter* spp. w ryzosferze okazały się terminy wykonywanych analiz.

Ryzoplana

Liczebność bakterii z rodzaju *Arthrobacter* na korzeniach ziemniaka wahała się w granicach $10 - 685 \times 10^5$ j.t.k. g^{-1} św.m. korzeni (tab. 8). Bakterie te występowały najliczniej na korzeniach dojrzałych roślin, a więc podobnie jak w ryzosferze. Również w 1997 roku istotnie więcej bakterii było w uprawie konwencjonalnej niż ekologicznej. W 1998 roku *Arthrobacter* spp. występował liczniej w systemie ekologicznym od początku wegetacji, aż do zbioru roślin. Natomiast w 1999 roku - w fazie wschodów populacja tych bakterii była większa na korzeniach ziemniaka uprawianego konwencjonalnie, ale już w następnych fazach rozwojowych nastąpił wyższy ich wzrost w uprawie ekologicznej.

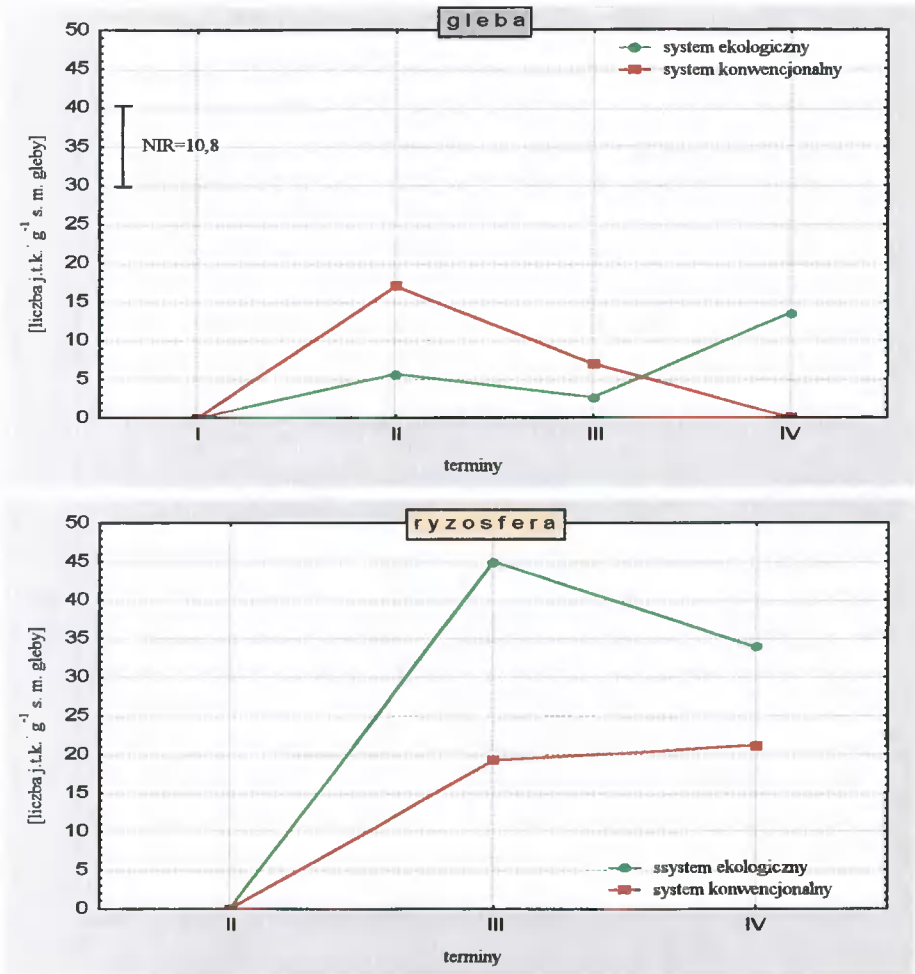
Podobne tendencje rozwoju, jak w ostatnim roku badań potwierdza synteza wyników z lat 1997-1999 (rys. 6). Średnie z trzech lat wskazują również na istotny wpływ fazy rozwojowej ziemniaka na liczebność bakterii z rodzaju *Arthrobacter*, co świadczyć może o stymulacyjnym wpływie wydzielin korzeniowych rośliny.

4.1.5. Bakterie z rodzaju *Azotobacter*

Gleba pozaryzosferowa

Liczebność bakterii z rodzaju *Azotobacter* w badanych glebach była bardzo niska, bowiem nie przekraczała poziomu 28 j.t.k. g^{-1} s.m. gleby (tab. 9). Pomimo stosowania niskich rozcieńczeń nie wykryto ich w kilku terminach analiz. Dynamika rozwoju bakterii charakteryzowała się dużą zmiennością i w każdym roku była inna. W 1997 roku bakterie wyizolowano tylko w jednym terminie - w fazie kwitnienia w ilości wyższej w glebie użytkowanej konwencjonalnie (28 j.t.k.), niż ekologicznie (8 j.t.k.). Najwięcej komórek *Azotobacter* spp. występowało w 1998 roku, z przewagą w gospodarstwie ekologicznym. W 1999 roku we wszystkich terminach wykonywanych analiz nie stwierdzono występowania bakterii w glebie gospodarstwa ekologicznego, a w konwencjonalnym zanotowano je w okresie od wschodów do kwitnienia.

W rozwoju badanej populacji widać (na podstawie wykonanej syntezy z 1998 - 1999) wyraźne zróżnicowanie w zależności od systemu uprawy i terminu (rys. 7). Istotnie więcej stwierdzono ich w drugim terminie - w systemie konwencjonalnym, natomiast w czwartym terminie istotnie liczniej występowały w uprawie ekologicznej.



Rys. 7. Dynamika populacji *Azotobacter* spp. w glebie pozaryzosferowej i ryzosferze ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz konwencjonalnym (w latach 1997-1999). Objaśnienia jak na rys. 3.

Ryzosfera

Liczebność populacji *Azotobacter* spp. w ryzosferze była od trzy do cztery razy wyższa niż w glebie. Sezonowe wahania ich liczebności kształtowały się w granicach 0 – 116 j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby (tab. 9). W każdym z trzech lat badań nie stwierdzono bakterii w okresie wschodów, a w ostatnim roku również w czasie kwitnienia ziemniaka niezależnie od sposobu uprawy. Istotnie więcej występowało ich w 1998 i 1999 roku

Liczebność bakterii z rodzaju *Azotobacter* w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplane ziemiaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzosferowa (j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	0,0	8,0	0,0	3,0	0,0	11,0	5,0	27,0	11,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0*
Konwen.	0,0	27,0	0,0	9,0	0,0	14,0	3,0	3,0	5,0	0,0	19,0	11,0	0,0	8,0*
średnio	0,0	18,0	0,0	6,0	0,0	13,0	4,0	15,0	8,0	0,0	9,0	6,0	0,0	4,0
	Ryzofera (j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	0,0	6,0*	45,0*	17,0	0,0	116,0*	0,0*	0,0*	39,0*	0,0	0,0	0,0	57,0*	19,0*
Konwen.	0,0	5,0*	9,0*	19,0	0,0	8,0	46,0*	18,0*	18,0*	0,0	0,0	0,0	9,0*	3,0*
średnio	0,0	28,0	27,0	18,0	0,0	62,0	23,0	28,0	28,0	0,0	0,0	0,0	33,0	11,0

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemiaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie ($p < 0,05$).

w uprawie ekologicznej, niż konwencjonalnej (np. średnia z trzech terminów w 1998 roku odpowiednio wynosiła 39 j.t.k. i 18 j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby).

Korzystniejszy wpływ ekologicznego systemu użytkowania na liczebność w ryzosferze tych pożądaných bakterii wzbogacających glebę w azot, potwierdza synteza wyników z trzech lat (rys. 7).

4.1.6. Bakterie z grupy coryneform

Gleba pozaryzosferowa

W glebie zespół bakterii z grupy coryneform kształtował się od 3,1 do 91,5 $\times 10^5$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby (tab. 10). Rozwój populacji przebiegał podobnie w 1998 i 99 roku, zaś odmiennie w 1997 roku. W pierwszym roku badań od początku wegetacji ziemniaka aż do zbioru, ilość bakterii stopniowo spadała do poziomu 3,1 $\times 10^5$ j.t.k. w uprawie ekologicznej i do 8,3 $\times 10^5$ j.t.k. w systemie konwencjonalnym. Tego roku w każdym terminie odnotowano istotnie wyższą liczebność w uprawie konwencjonalnej niż ekologicznej. Natomiast w dwóch kolejnych latach obserwacji istotnie więcej tych bakterii wyizolowano z uprawy konwencjonalnej tylko przed sadzeniem (w kwietniu), a w następnych terminach badań istotnie liczniej występowały one w systemie ekologicznym. Najwyższą liczebność bakterii uzyskano w fazie wschodów ziemniaka (91,5 $\times 10^5$ j.t.k. w uprawie ekologicznej i 41,6 $\times 10^5$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby w uprawie konwencjonalnej).

Na podstawie syntezy dwuletnich wyników (1998 - 99) stwierdzono istotnie wyższą liczebność coryneform w glebie przed sadzeniem ziemniaków w gospodarstwie konwencjonalnym, a w każdym następnym terminie istotnie więcej w uprawie ekologicznej (rys. 8).

Ryzosfera

W glebie ryzosferowej liczebność bakterii *Corynebacterium* spp. wahała się w granicach 11- 576,2 $\times 10^5$ j.t.k. \cdot g⁻¹ s.m. gleby i była zdecydowanie wyższa niż w glebie oddalanej od korzeni (tab. 10). Dynamika rozwoju omawianych bakterii była bardzo podobna na przestrzeni całego okresu badawczego, jedynie w 1997 roku w okresie wschodów i kwitnienia ziemniaka zauważono inne tendencje w ich rozwoju (w tym czasie również odnotowano najniższe ich wartości liczbowe). W uprawie ekologicznej obserwowano wysoką populację grupy coryneform na początku wegetacji



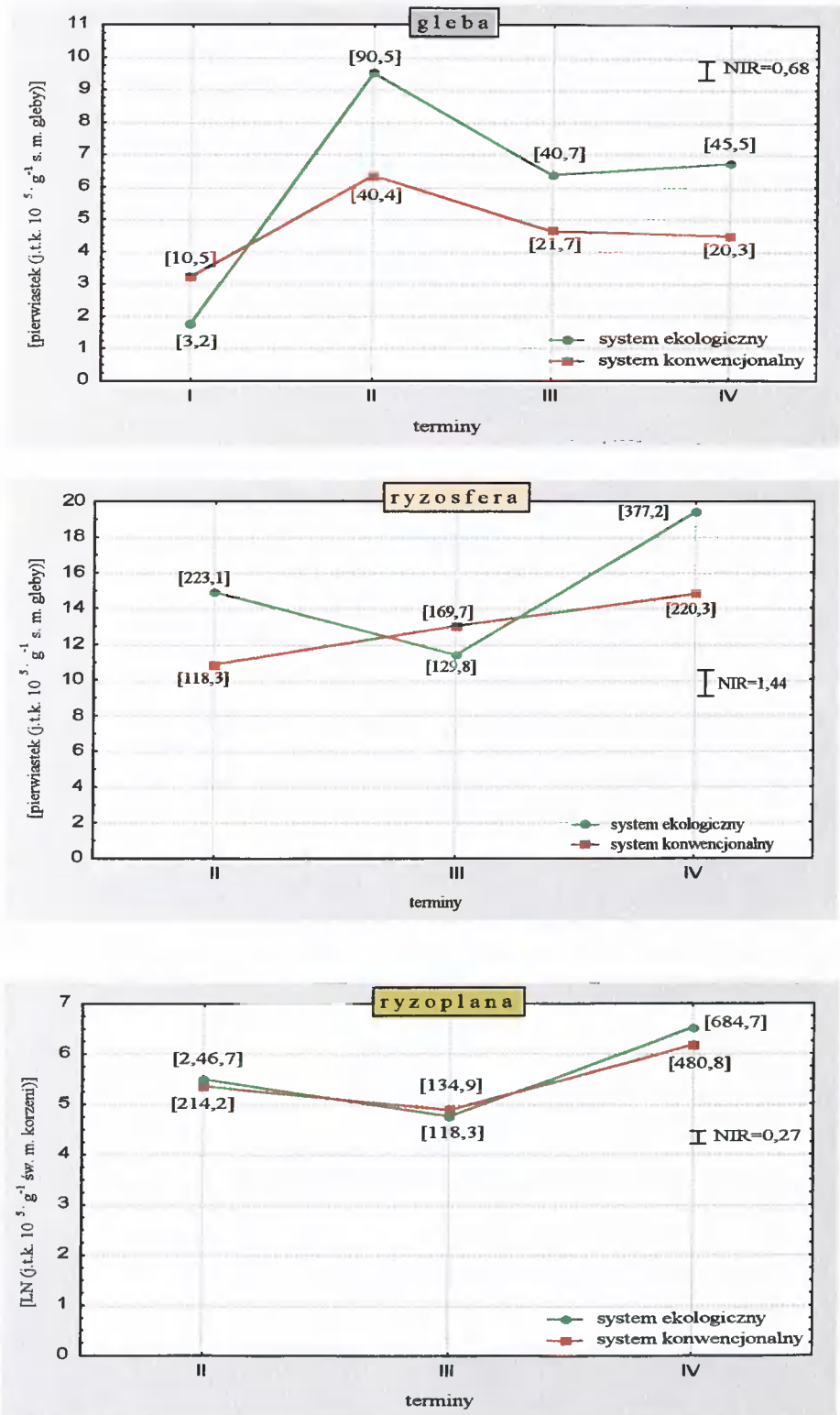
roślin, a następnie silny spadek w okresie kwitnienia, po czym znów następował gwałtowny ich wzrost osiągając wartości maksymalne $576,2 \times 10^5$ j.t.k. W uprawie konwencjonalnej w latach 1998-99 charakterystyczny był wzrost ich liczebności wraz z rozwojem wegetacji (stopniowo od wschodów aż do zbioru).

Synteza wyników z lat 1997-1999 potwierdza istotnie wyższą liczebność omawianych bakterii w uprawie ekologicznej w drugim i czwartym terminie analiz, natomiast w fazie kwitnienia istotnie więcej oznaczano ich w ryzosferze ziemniaka pochodzącego z systemu konwencjonalnego (rys. 8).

Ryzoplana

Na korzeniach ziemniaka bakterie z rodzaju *Corynebacterium* występowały najliczniej w porównaniu z glebą pozaryzosferową i ryzosferową osiągając wartości liczbowe w zakresie od 10×10^5 do 1150×10^5 j.t.k. \cdot g⁻¹ św.m. korzeni (tab. 10). W każdym roku obserwacji rozwój bakterii kształtował się podobnie, zarówno w ryzoplaniu roślin uprawianych ekologicznie, jak i konwencjonalnie (najniższe wartości uzyskiwano w okresie kwitnienia, a najwyższe pod koniec okresu wegetacji). Istotnie więcej badanych bakterii występowało w uprawie konwencjonalnej tylko w 1997 roku, zaś w dwóch następnych latach średnio wyższe ich ilości obserwowano w gospodarstwie ekologicznym.

Na podstawie syntezy trzyletnich wyników można stwierdzić, że w ryzoplaniu ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym panowały korzystniejsze warunki do rozwoju bakterii *Corynebacterium* na początku i pod koniec wegetacji, a w okresie kwitnienia bardziej stymulował ich występowanie system użytkowania konwencjonalnego (rys. 8).



Rys. 8. Dynamika populacji bakterii z grupy coryneform w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplanie (w latach 1997-1999) ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz konwencjonalnym. Objasnienia jak na rys. 3.

Liczebność bakterii z grupy coryneform w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzosferowa (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	11,2	5,5	3,1	6,6*	3,0*	91,5*	40,5*	40,7*	43,9*	3,3*	89,6*	40,9*	50,2*	46,0*
Konwen.	35,8	14,6	8,3	19,6*	11,1*	41,6*	25,3*	11,6*	22,4*	9,9*	39,2*	18,0*	28,9*	24,0*
średnio	23,5	10,1	5,7	13,1	7,1	66,5	32,9	26,2	33,2	6,6	64,4	29,4	39,5	35,0
	Ryzosfera (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	11,2*	11,0	89,9*	37,4*		384,2*	229,3	465,5	359,7*		274,0*	149,2	576,2*	333,1*
Konwen.	64,7*	14,6	69,0*	49,4*		188,0*	283,2	336,3	269,2*		102,3*	211,2	255,6*	189,7*
średnio	37,9	12,8	79,4	43,4		280,1	256,2	400,9	314,5		188,2	180,2	415,9	261,4
	Ryzoplana (x 10⁵ j.t.k. · g⁻¹ św.m. korzeni)													
Ekolog.	25,0*	10,0*	49,0	28,0*		330,0	125,0	1150,0	535,0*		385,0*	220,0	855,0*	486,7*
Konwen.	45,0*	35,0*	50,0	43,3*		272,5	166,5	950,0	463,0*		325,0*	203,2	442,5*	323,6*
średnio	35,0	22,5	49,5	35,7		301,2	145,7	1050,0	499,0		355,0	211,6	648,7	405,1

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie ($p < 0,05$).

4.1.7. Ogólna liczebność grzybów

Gleba pozaryzosferowa

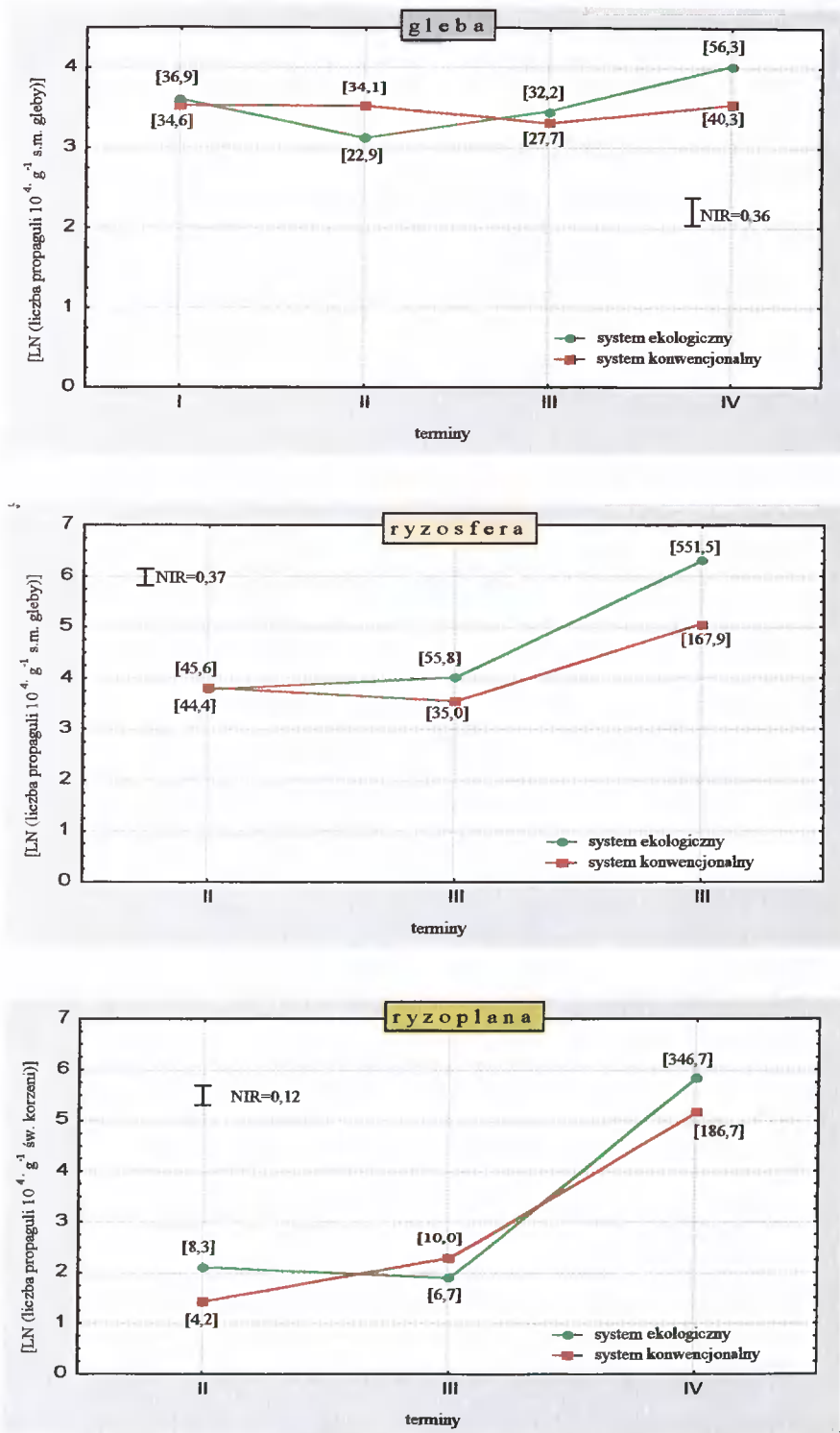
Ogólna populacja grzybów w glebie spod uprawy ziemniaka kształtowała się w granicach $12,8 - 66,9 \times 10^4$ propaguli $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby (tab. 11). W porównywanych systemach uprawy liczebność ich była zróżnicowana w badanych terminach w ciągu trzech lat doświadczeń. W 1997 i 1999 roku nie stwierdzono istotnego wpływu systemu uprawy na badane zbiorowiska grzybów, jedynie w 1998 odnotowano istotnie wyższą ich liczebność w okresie od kwietnia do lipca (do fazy kwitnienia) w uprawie konwencjonalnej niż ekologicznej.

Synteza wyników z dwóch lat (1998 - 1999) mimo braku istotnych różnic, ukazuje korzystniejszy wpływ na rozwój ogólnej populacji grzybów uprawy ekologicznej (rys. 9). Tylko w czasie wschodów ziemniaka odnotowano istotnie wyższą liczebność grzybów w gospodarstwie konwencjonalnym.

Ryzosfera

W glebie przylegającej do korzeni ogólna liczebność grzybów była średnio w każdym badanym roku kilkakrotnie wyższa niż w glebie pozaryzosferowej (tab. 11). Średnia ilość ze wszystkich terminów utrzymywała się na podobnym poziomie w trakcie trzech lat badań (w gospodarstwie ekologicznym od $150,9$ do $279,5 \times 10^4$ propaguli, a w gospodarstwie konwencjonalnym od $81,4$ do $84,0 \times 10^4$ propaguli $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby). Zauważono silny wzrost populacji grzybów pod koniec okresu wegetacji, a maksymalną ich wartość $727,5 \times 10^4$ propaguli odnotowano w 1997 roku w uprawie ekologicznej. W tym ostatnim terminie liczebność ta była istotnie wyższa niż we wcześniejszych miesiącach analiz. We wszystkich terminach badanych lat - z wyjątkiem okresu wschodów w 1998 roku, izolowano więcej grzybów z uprawy ekologicznej niż konwencjonalnej.

Synteza wyników z trzech lat potwierdza istotnie wyższą liczebność ogólną grzybów w systemie użytkowania ekologicznego w okresie od kwitnienia do zbioru (rys. 9). W uprawie ekologicznej obserwowano tendencję wzrostu liczebności wraz z rozwojem rośliny, natomiast w uprawie konwencjonalnej niewielki spadek w okresie kwitnienia ziemniaków.



Rys. 9. Dynamika ogólnej populacji grzybów w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie (w latach 1997-1999) ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i konwencjonalnym. Objasnienia jak na rys. 3.

Liczebność ogólnej populacji grzybów w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzosferowa (x 10⁴ propaguli · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	30,8	59,9	28,1	39,6	17,3*	17,2*	16,9*	66,9	29,6*	56,5	28,5	47,6	45,6	44,6
Konwen.	32,3	49,6	12,8	31,6	33,2*	34,2*	35,7*	49,3	38,1*	36,0	34,1	19,7	31,2	30,3
średnio	31,6	54,7	20,5	35,6	25,2	25,7	26,3	58,1	33,8	46,2	31,3	33,7	38,4	37,5
	Ryzosfera (x 10⁴ propaguli · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	56,0	55,1	727,5*	279,5*		20,0*	62,1	581,9*	221,3*		57,1	50,4	345,1	150,9*
Konwen.	45,8	55,1	151,2*	84,0*		51,3*	33,0	165,2*	83,2*		39,8	16,9	187,5	81,4*
średnio	50,9	55,1	439,3	181,8		35,7	47,5	373,6	152,3		48,4	33,7	266,3	116,1
	Ryzopłana (x 10⁴ propaguli · g⁻¹ św.m. korzeni)													
Ekolog.	5,0*	12,5	397,5*	138,3*		5,0	2,5*	225,0*	77,5*		15,0*	5,0*	417,5*	145,8*
Konwen.	2,5*	12,5	135,0*	50,0*		5,0	7,5*	152,5*	55,0*		5,0*	10,0*	272,5*	95,8*
średnio	3,7	12,5	266,2	94,1		5,0	5,0	188,7	66,3		10,0	7,5	345,0	120,8

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie (p < 0,05).

Ryzoplana

W ryzoplaniu ziemniaka rozwój grzybów wahał się w granicach $2,5 - 417,5 \times 10^4$ propaguli g^{-1} św.m. korzeni (tab. 11). Podobnie jak w glebie ryzosferowej, wysoką ich liczebność obserwowano w fazie dojrzałych bulw do zbioru. W tym okresie rozwoju rośliny grzyby również istotnie liczniej występowały w ryzoplaniu ziemniaka uprawianego w gospodarstwie ekologicznym niż konwencjonalnym, osiągając poziom aż $225 - 417,5 \times 10^4$ propaguli g^{-1} św.m. korzeni.

Trzyletnie badania wskazują na istotny wpływ systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka na poziom liczebności populacji grzybów (rys. 9). Istotnie więcej izolowano grzybów w okresie wschodów i dojrzałych bulw z uprawy ekologicznej, natomiast w czasie kwitnienia z gospodarstwa konwencjonalnego.

Podsumowując można stwierdzić, że występowanie ogólnej populacji grzybów w glebie pod uprawą ziemniaka było wyraźnie zróżnicowane pod względem ilościowym w zależności od terminu i systemu uprawy. Natomiast w ryzosferze i ryzoplaniu stwierdzono pewne prawidłowości w dynamice ich rozwoju. Liczniej zasiedlały one korzenie i ryzosferę roślin starszych oraz zdecydowanie, w tym środowisku było ich więcej niż w glebie pozakorzeniowej. Rozwojowi tej grupy mikroorganizmów bardziej sprzyjał system gospodarowania ekologicznego niż konwencjonalnego.

4.1.8. Grzyby z rodzaju *Fusarium*

Gleba pozaryzosferowa

Liczebność *Fusarium* spp. w glebie obejmowała zakres od 33,1 do $131,3 \times 10^2$ propaguli w uprawie ekologicznej i od 32,4 do $96,6 \times 10^2$ propaguli $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby w uprawie konwencjonalnej (tab. 12). Dynamika rozwoju badanych grzybów była zmienna i dla każdego roku uzyskano wartości maksymalne w innym terminie. W 1997 roku najwięcej *Fusarium* spp. występowało pod koniec wegetacji w obu porównywanych obiektach, zaś w 1998 najwyższą ich liczebność odnotowano w fazie kwitnienia w gospodarstwie ekologicznym, a przed sadzeniem w glebie użytkowanej konwencjonalnie. W 1999 roku maksymalne wartości wyznaczono w okresie wschodów ziemniaka.

Mimo braku istotnych różnic w wielkości populacji *Fusarium* spp. w glebie między porównywanymi systemami uprawy, zaznaczyły się tendencje korzystniejszego

wpływu uprawy ekologicznej na skład ilościowy tych potencjalnie chorobotwórczych grzybów (rys. 10).

Ryzosfera

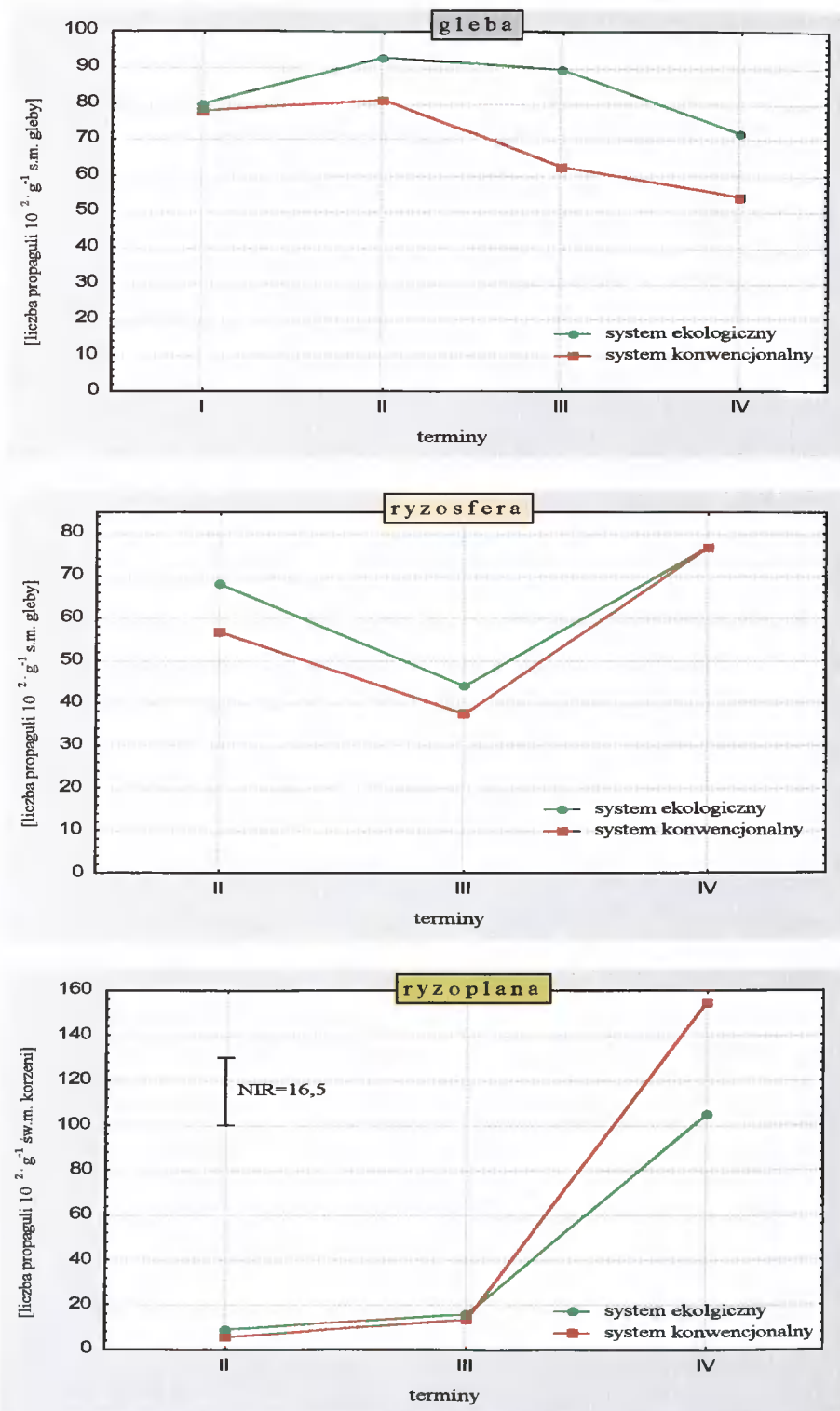
Rozwój grzybów z rodzaju *Fusarium* w ryzosferze przebiegał podobnie w ciągu trzech badanych lat (tab. 12). Od wschodów do kwitnienia ziemniaka obserwowano spadek liczebności badanych grzybów, a następnie silny ich wzrost do okresu dojrzałości bulw do zbioru. Wyjątek stanowił jedynie 1998 rok w uprawie ekologicznej, gdzie tendencja spadku ilości grzybów zachowana była od początku do końca wegetacji (od 45,9 do $23,4 \times 10^2$ propaguli $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby).

Na podstawie przeprowadzonych obserwacji, nie stwierdzono w ryzosferze, podobnie jak i w glebie pozaryzosferowej istotnego wpływu systemu użytkowania na wielkość populacji grzybów z rodzaju *Fusarium* (rys. 10). Zaznaczyć jednak należy, że w okresie wschodów i kwitnienia więcej ich występowało w glebie przylegającej do korzeni roślin uprawianych ekologicznie niż konwencjonalnie, natomiast pod koniec wegetacji ziemniaków liczebność kształtowała się na tym samym poziomie - $76,7 \times 10^2$ propaguli $\cdot g^{-1}$ s.m. gleby w obu systemach. Synteza wyników (1997-99) potwierdziła, jedynie istotny wpływ terminu analizy na wielkość badanego zespołu grzybów, gdzie maksymalną ich wartość określano w ryzosferze roślin dojrzałych do zbioru.

Ryzoplana

Na korzeniach ziemniaka liczebność *Fusarium* spp. kształtowała się od niewielkich wartości na początku wegetacji aż do kwitnienia, po czym następował gwałtowny ich rozwój uzyskując maksimum w okresie zbiorów (w uprawie ekologicznej wartości te wahały się w przedziale $5 - 170 \times 10^2$ propaguli, a w uprawie konwencjonalnej $2,5 - 242,5 \times 10^2$ propaguli $\cdot g^{-1}$ św.m. korzeni (tab. 12). Więcej tych grzybów odnotowano w uprawie konwencjonalnej niż ekologicznej, zwłaszcza istotnie różnice w liczebności oznaczono w ostatnim terminie. Podobny wzrost populacji pod koniec wegetacji obserwowano również w ryzosferze.

Wyniki średnich z lat 1997-1999 potwierdzają stopniowy wzrost liczebności grzybów z rodzaju *Fusarium* w ryzoplaniu wraz z rozwojem wegetacyjnym rośliny (rys. 20). System uprawy istotnie różnicował poziom liczebności grzybów tylko na korzeniach starszych roślin, w pozostałych terminach wartości w gospodarstwie ekologicznym i konwencjonalnym były zbliżone.



Rys. 10. Dynamika populacji *Fusarium* spp. w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplacie (w latach 1997-1999) ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i konwencjonalnym. Objaśnienia jak na rys. 3.

Liczebność grzybów z rodzaj *Fusarium* w glebie pozaryzosferowej, ryzosferze i ryzoplane ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym oraz w konwencjonalnym.

System uprawy	Rok													
	1997 ¹				1998				1999					
	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio	I	II	III	IV	średnio
	Terminy²													
	Gleba pozaryzosferowa (x 10² propaguli · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	56,0	33,1	118,0	69,0	69,3	54,5	72,8	40,7	59,3	90,8	131,3	106,4	102,7	107,8*
Konwen.	32,4	41,4	82,7	52,1	71,9	65,6	63,3	34,6	58,8	84,1	96,6	62,0	73,9	79,1*
średnio	44,2	37,2	100,3	60,6	70,6	60,0	68,0	37,6	59,1	87,4	114,0	84,2	88,3	93,5
	Ryzofera (10² propaguli · g⁻¹ s.m. gleby)													
Ekolog.	58,8	24,8	95,5	59,7		45,9	35,1	23,4	34,8		99,9	72,8	111,3	94,7
Konwen.	56,6	20,7	82,7	53,3		39,9	38,5	49,3	42,6		73,9	53,5	98,3	75,2
średnio	57,7	22,7	89,1	56,5		42,9	36,8	36,4	38,7		86,9	63,2	104,8	84,9
	Ryzoplana (x 10² propaguli · g⁻¹ św.m. korzeni)													
Ekolog.	5,0	5,0	170,0*	60,0*		7,5	5,0	72,5	28,3		15,0	37,5	72,5*	41,7
Konwen.	2,5	2,5	242,5*	82,5*		5,0	15,6	87,5	36,0		9,4	22,5	135,0*	55,6
średnio	3,7	3,7	206,3	71,3		6,3	10,3	80,0	32,2		12,2	30,0	103,8	48,7

¹ - w 1997 roku nie pobierano prób w I terminie - przed sadzeniem

² - terminy analiz mikrobiologicznych I- pierwszy termin pobierania prób (przed sadzeniem); II- drugi termin (odpowiadający fazie wschodów ziemniaka); III- trzeci termin (w okresie kwitnienia); IV- czwarty termin (w czasie dojrzałości bulw do zbioru)

* - oznaczone wartości liczbowe w kolumnach różnią się istotnie (p < 0,05).

4.2. Właściwości antagonistyczne promieniowców z rodzaju *Streptomyces*

W badaniach sprawdzano właściwości antagonistyczne 150 szczepów *Streptomyces* spp., z czego 75 izolatów pochodziło z uprawy ziemniaka systemem ekologicznym i tyle samo z systemu konwencjonalnego. Z każdej uprawy izolowano po 30 szczepów z gleby pozaryzosferowej, po 30 z ryzosfery i 15 z ryzoplany ziemniaka. Każdy szczep badano pod względem zdolności hamowania rozwoju siedmiu gatunków bakterii i trzech gatunków grzybów. Określono zdolności inhibicyjne promieniowców w stosunku do groźnych patogenów bakteryjnych i grzybowych ziemniaka oraz mikroorganizmów „pożytecznych” - pożądanych w środowisku glebowym ze względu na ogromne ich znaczenie ekologiczne. Testy przeprowadzono na dwóch zakresach pH podłoża 6 i 7, gdyż w takich granicach od 6 do 7 wahał się odczyn gleby pól uprawnych.

4.2.1. Aktywność *Streptomyces* spp. w stosunku do testowanych bakterii

W badanej grupie promieniowców najwięcej szczepów wykazywało właściwości antagonistyczne w stosunku do *Arthrobacter globiformis* (118 izolatów spośród 150 testowanych na podłożu o pH 7), a następnie do *Azotobacter chroococcum* (111 szczepów na podłożu o pH 7). Najbardziej odporne na inhibicyjne działanie *Streptomyces* spp. okazały się bakterie z rodzaju *Erwinia*: *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* i *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* (75 szczepów nie ograniczało ich wzrostu na podłożu o pH 6) oraz gatunek *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (72 szczepy nie hamowały rozwoju na pożywce o pH 6).

Na podstawie przeprowadzonej analizy statystycznej testem t – Studenta wykazano brak istotnych różnic w wielkości stref inhibicji powstałych na podłożu o pH 6, a strefami na pdłożu o pH 7.

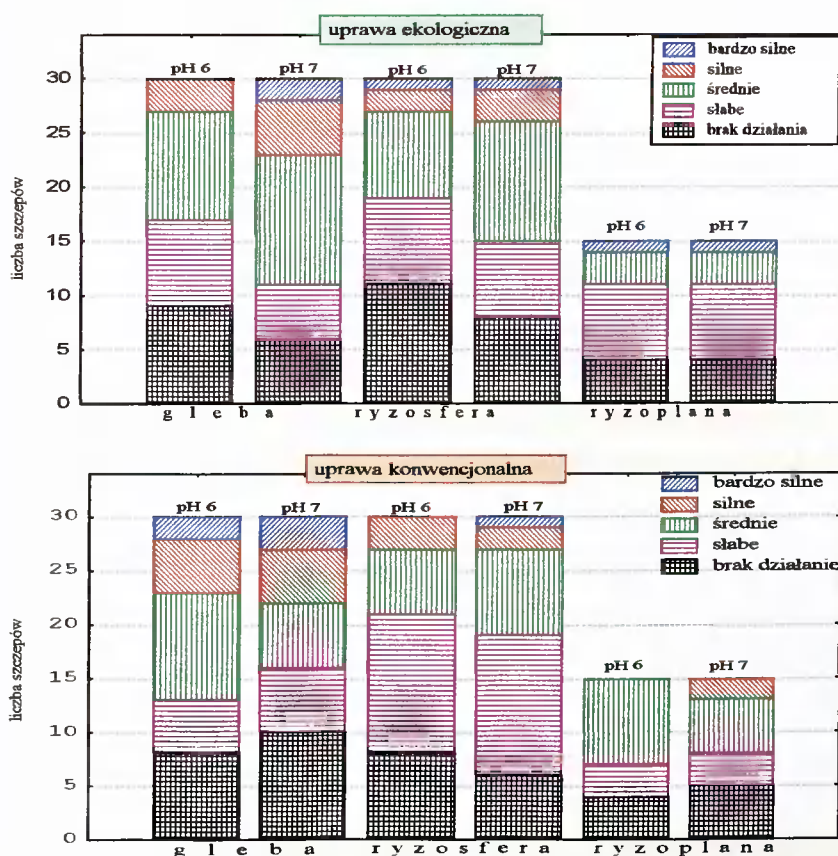
Uzyskane wyniki wskazują na zróżnicowany skład jakościowy promieniowców pod uprawą ziemniaka w systemie ekologicznym i konwencjonalnym. Oddziaływanie *Streptomyces* spp. pochodzących z gleby, ryzosfery i ryzoplany było różne w zależności od testowanego gatunku.

Wyniki ilustrujące zróżnicowanie antagonistyczne szczepów *Streptomyces* spp. przedstawiają rysunki 11 - 18 oraz fotografie 1 - 2. Wielkość stref hamowania wzrostu bakterii pod wpływem antagonistycznego działania izolatów *Streptomyces* spp. przedstawiono w załączniku nr 1.

4.2.1.1. *Azotobacter chroococcum*

Wśród 150 badanych szczepów *Streptomyces* spp. 29% nie wykazywało właściwości antagonistycznych w stosunku do *Azotobacter chroococcum* na podłożu o pH 6 i 26% na pH 7. Najsilniej ograniczającym wzrost okazało się 3% izolatów na pożywce o pH 6 i 5% na pH 7 (rys. 11). Najsilniejszym antagonistą hamującym do 7 mm wzrost testowanych bakterii był szczep wyizolowany z gleby gospodarstwa konwencjonalnego oznaczony - ZTG-5 (fot. 1).

Spośród kolekcji promieniowców pochodzących z **gleby** najwięcej - 33% (na podłożu o pH 6) wykazywało według pięciostopniowej skali - średnie właściwości inhibicyjne, zarówno spod uprawy systemem ekologicznym jak i konwencjonalnym. W grupie silnie i bardzo silnie oddziaływujących antagonistycznie na wzrost testowanych bakterii było 10% szczepów badanych na podłożu o pH 6 i 23% na pH 7 - z uprawy ekologicznej, natomiast z uprawy konwencjonalnej odpowiednio 23% i 27%.



Rys. 11. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Azotobacter chroococcum* na podłożu o pH 6 i 7.

Spośród szczepów wyizolowanych z **ryzosfery** ziemniaka z uprawy ekologicznej najwięcej z nich charakteryzowało się brakiem lub średnim działaniem na wzrost testowanych bakterii. Z uprawy konwencjonalnej przeważały szczepy hamujące rozwój *Azotobacter chroococcum* w stopniu słabym – 43%. Tylko dwa, szczep ZER-17 (z systemu ekologicznego) i ZTR-26 (z systemu konwencjonalnego) bardzo silnie ograniczały wzrost tych bakterii.

Kultury z **ryzoplany** ziemniaka cechowały się również nieznacznymi zdolnościami inhibicyjnymi w stosunku do badanego gatunku z wyjątkiem szczepu ZERp-1, który ograniczał wzrost bakterii do 6 mm. Z gospodarstwa ekologicznego najwięcej promieniowców wpływało w stopniu słabym - 47% (niezależnie od pH podłoża), a z konwencjonalnego w stopniu średnim – 53% (pH 6) i 33% (pH 7).

4.2.1.2. *Pseudomonas fluorescens*

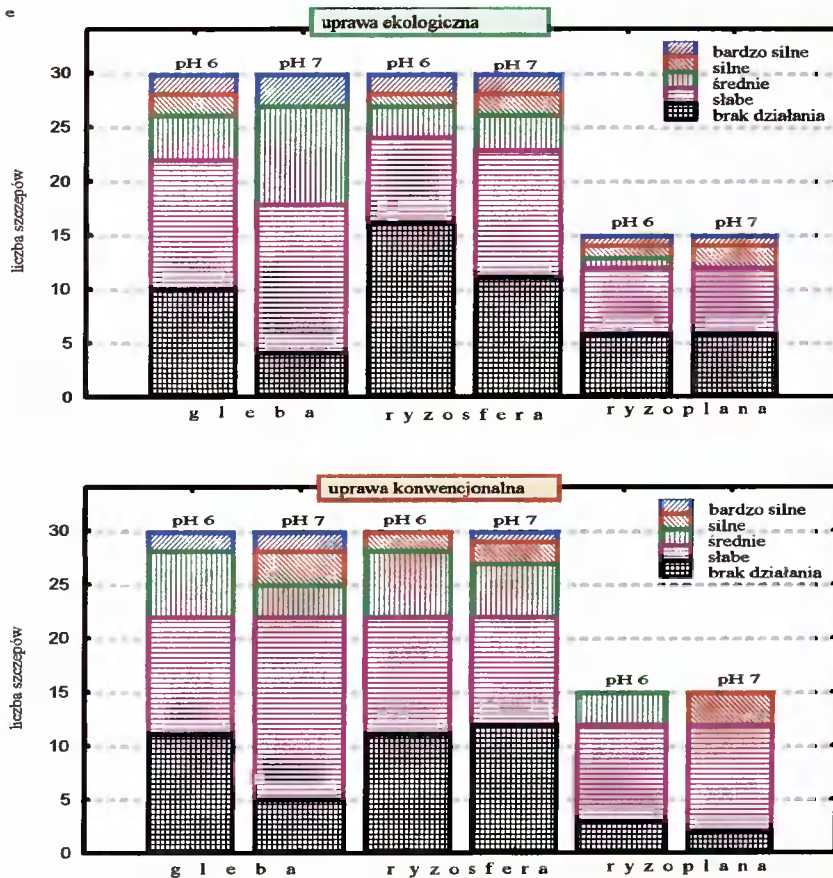
Z badanej grupy promieniowców w stopniu bardzo silnym ograniczało wzrost *Pseudomonas fluorescens* 6% szczepów na podłożu o pH 7, a jeszcze mniej - 5% na podłożu o pH 6. Testowane bakterie wykazywały brak lub słabą wrażliwość na działanie 38% badanej populacji *Streptomyces* spp. na podłożu o pH 6. Na pożywce o wyższym odczynie - 27% szczepów nie hamowało wzrost *P. fluorescens*, a 46% w stopniu słabym (rys. 12).

Streptomyces spp. pochodzące z **gleby** najczęściej działały w stopniu słabym zarówno z uprawy ekologicznej (40%) jak i z konwencjonalnej (37%) na podłożu o pH 6, a na pożywce o pH 7 odpowiednio 47% i 57%. Łącznie silnie i bardzo silnie z uprawy ekologicznej ograniczało wzrost 13% szczepów na pożywce o pH 6 i 10% na pH 7, natomiast z uprawy konwencjonalnej odpowiednio 7% i 17%. Największe strefy inhibicji wynoszące 10 mm, powodowały szczepy ZEG-5 i ZTG-8 (fot. 1).

Wśród szczepów wyizolowanych z **ryzosfery** ziemniaka uprawianego ekologicznie, aż 53% na podłożu o pH 6, a 37% na wyższym odczynie nie hamowało rozwoju testowanych bakterii. Również 37% szczepów z systemu konwencjonalnego nie ograniczało wzrostu bakterii. Najsilniejszymi właściwościami antagonistycznymi wykazały się dwa izolaty z uprawy ekologicznej: ZER-1 maksymalnie hamując wzrost *Pseudomonas fluorescens* do 9 mm i ZER-3 - do 6 mm, zaś z uprawy konwencjonalnej szczep ZTR-24 ograniczający rozwój bakterii do 6 mm (na podłożu o pH 7).

W przypadku promieniowców pochodzących z **ryzoplany** ziemniaka wykryto tylko jeden szczep o bardzo silnych właściwościach inhibicyjnych tj. ZERp-14 (strefa

inhibicji wynosiła 6,5 mm). Zarówno brakiem, jak i słabym stopniem działania wykazywało się 40% izolatów z uprawy ekologicznej, natomiast z systemu konwencjonalnego najczęściej było słabo ograniczających wzrost *Pseudomonas fluorescens* – 60% na pożywce o pH 6 i 67% na pH 7.



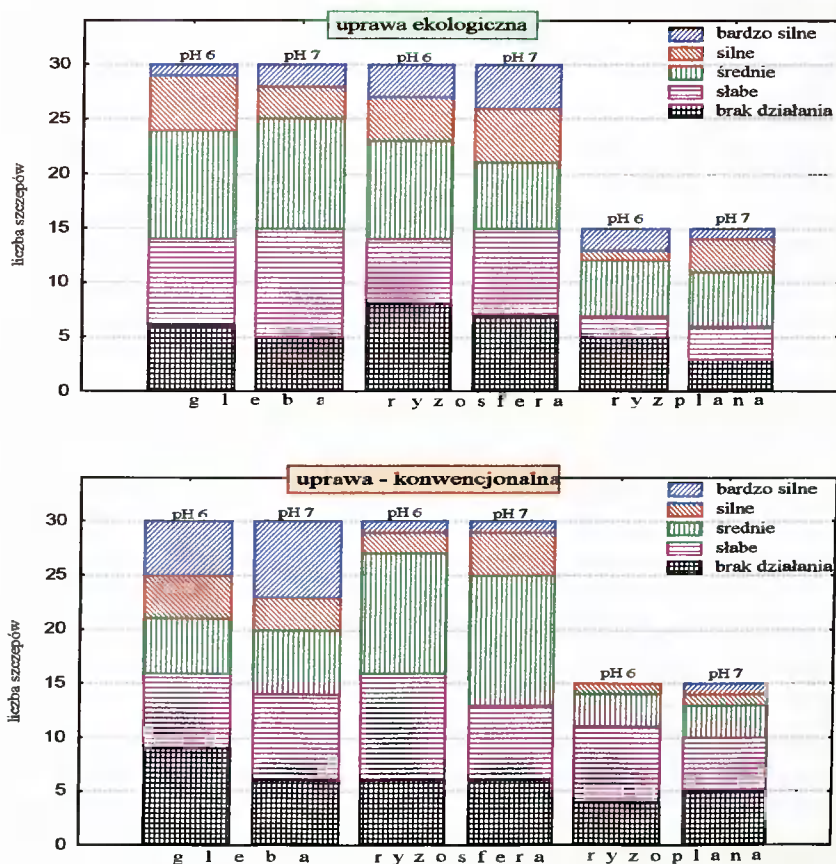
Rys. 12. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemiaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Pseudomonas fluorescens* na podłożu o pH 6 i pH 7.

4.2.1.3. *Arthrobacter globiformis*

W porównaniu ze wszystkimi testowanymi bakteriami właściwości antagonistyczne w stosunku do *Arthrobacter globiformis* wykazywało najczęściej badanych szczepów *Streptomyces* spp. Promieniowców silnie i bardzo silnie hamujących wzrost badanych bakterii było 19% na pożywce o pH 6 oraz 23% na odczynie wyższym. Brakiem działania na rozwój bakterii wykazało się 25% szczepów na podłożu o pH 6 i 21% na pH 7 (rys. 13).

Promieniowce izolowane z **gleby** spod uprawy ekologicznej charakteryzujące się słabym i średnim stopniem działania, stanowiły łącznie 60% szczepów na podłożu

o pH 6 i 67% na pH 7. Najliczniejszą grupę z systemu konwencjonalnego stanowiły szczepy wykazujące brak lub słabe działanie, łącznie 53% na podłożu o pH 6 i 47% na pH 7. Silnie i bardzo silnie działało 20% szczepów pochodzących z gospodarstwa ekologicznego testowanych na podłożu o niższym odczynie i 17% na wyższym pH oraz z systemu konwencjonalnego odpowiednio 30% i 33% kultur. *Arthrobacter globiformis* okazał się najbardziej wrażliwy na następujące izolaty pochodzące z gospodarstwa konwencjonalnego: ZTG-5 (strefa inhibicji wynosiła 10 mm), ZTG-11 (strefa inhibicji - 8 mm), ZTG-10 (strefa inhibicji - 7 mm) oraz szczep ZEG-13 wyizolowany z uprawy ekologicznej – ograniczający wzrost bakterii do 7 mm.



Rys. 13. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Arthrobacter globiformis* na podłożu o pH 6 i pH 7.

Wśród 30 szczepów *Streptomyces* spp. pochodzących z ryzosfery ziemniaka z gospodarstwa ekologicznego najczęściej było średnio hamujących wzrost bakterii - 33% na podłożu o pH 6 i 20% na pH 7, nieznacznie mniej charakteryzowało się brakiem i słabym działaniem. Z systemu konwencjonalnego przeważały również izolaty

o średnich zdolnościach antagonistycznych - 37% na podłożu hodowlanym o pH 6 i 40% na pH 7, a następnie o słabych – 33% (pH 6) i 23% (pH 7). Promieniowce sklasyfikowane do grupy bardzo silnie działających stanowiły 10% szczepów z ryzosfery ziemniaka uprawianego ekologicznie, a 3% z systemu konwencjonalnego. Do najaktywniejszych promieniowców należały szczepy: ZER-1, ZER-15, ZER-17 (strefa inhibicji dochodziła do 7,5 mm).

Podobne zróżnicowanie inhibicyjne jak promieniowce z ryzosfery wykazywały szczepy z **ryzoplany** roślin. Średnio hamujących z uprawy ekologicznej było 33% promieniowców, a z konwencjonalnej – 20%. Najwięcej z gospodarstwa konwencjonalnego było szczepów słabo wpływających na *Arthrobacter globiformis* – 47% na podłożu o pH 6. W grupie silnych i bardzo silnych antagonistów łącznie z uprawy ekologicznej pochodziło 20% szczepów (pH 6) i 27% (pH 7), a z systemu konwencjonalnego odpowiednio 7% i 13%. Na uwagę zasługuje szczep ZERp-1, ograniczający rozwój testowanych bakterii do 8 mm (fot. 1).

4.2.1.4. *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica*

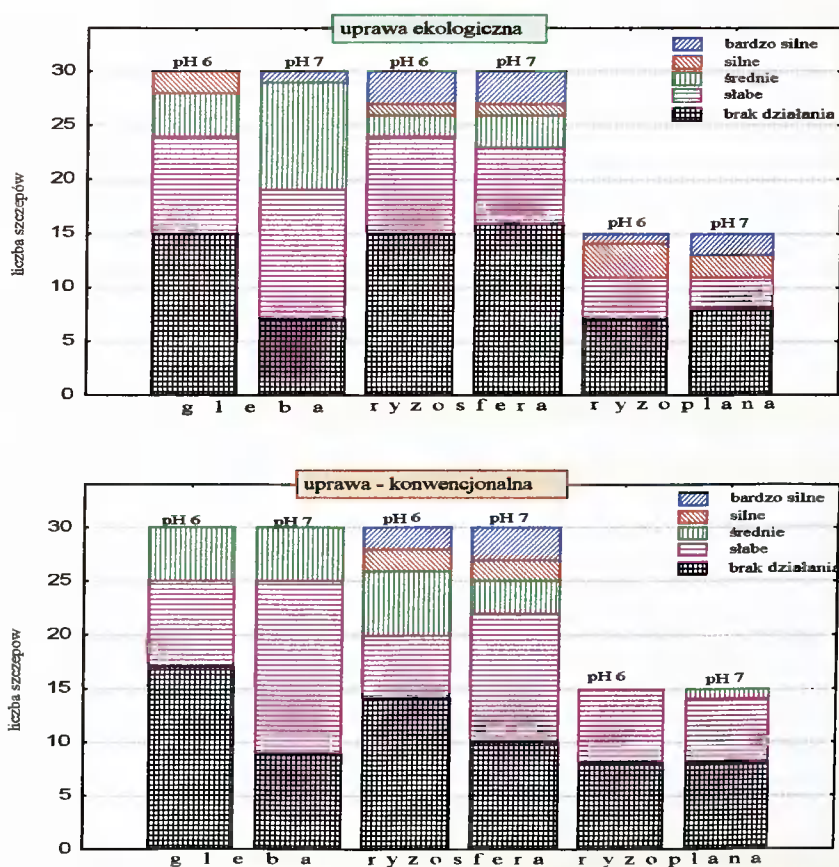
Erwinia carotovora subsp. *artroseptica* (oznaczona w tabelach i na rysunkach jako *Erwinia* Ia) okazała się mało wrażliwa na działanie *Streptomyces* spp. Tylko 4% badanych szczepów bardzo silnie ograniczało wzrost tych bakterii na podłożu o pH 6 i 6% na pH 7. Właściwości antagonistycznych wobec tego gatunku nie wykazywało 51% izolatów w testach na pH 6 i 39% na pH 7 (rys. 14).

Wśród szczepów pochodzących z **gleby**, które nie wykazywały właściwości inhibicyjnych więcej wykryto z uprawy konwencjonalnej (57% na pożywce o pH 6 i 30% na pH 7), niż z uprawy ekologicznej (50% na pożywce o pH 6 i 23% na pH 7). Silnie ograniczało wzrost tylko 7% izolatów z uprawy ekologicznej (tylko na podłożu o pH 6), natomiast nie wykryto szczepu o silnym działaniu z gleby użytkowanej systemem konwencjonalnym. Maksymalna strefa inhibicji jaką uzyskano przez oddziaływanie szczepu ZEG-25 wynosiła 5 mm.

Promieniowce z **ryzosfery** okazały się nieco bardziej aktywne z uprawy konwencjonalnej niż ekologicznej. Brak działania z systemu ekologicznego wykazywało 50% kultur na podłożu o pH 6 i 53% na pH 7, zaś z konwencjonalnego odpowiednio 47% i 33%. *Streptomyces* spp. ograniczające w stopniu silnym i bardzo silnym łącznie stanowiły 13% z uprawy ekologicznej i konwencjonalnej (tylko na pH 7 z systemu konwencjonalnego było 17%). Do najaktywniejszych należały następujące

szczy: ZER-18 (strefa inhibicji wynosiła 7 mm), ZER-19 (strefa inhibicji – 6 mm), ZER-17, ZTR-9, ZTR-11 i ZTR-29 – ograniczające wzrost testowanych bakterii do 5,5 mm (fot. 2).

Szczy pochodzące z ryzoplany ziemniaka uprawianego konwencjonalnie wykazały bardzo słabą aktywność inhibicyjną w stosunku do testowanego gatunku bakterii, bowiem 53% kolekcji charakteryzowało się brakiem działania, a 47% (pH 6) i 40% (pH 7) słabym działaniem inhibicyjnym. Tylko jeden szczep (ZTRp-15 w testach na podłożu o pH 7) w średnim stopniu hamował rozwój bakterii. Aktywniejsze okazały się promieniowce z ryzoplany ziemniaka spod uprawy ekologicznej bo silnie i bardzo silnie ograniczających wzrost bakterii było 27% szczepów na podłożu o pH 6 i 7. Najsilniejszymi antagonistami były szczepy ZERp-1 i ZERp-5, o strefie inhibicji dochodzącej do 6,5 mm.



Rys. 14. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i z ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* na podłożu o pH 6 i pH 7.

4.2.1.5. *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*

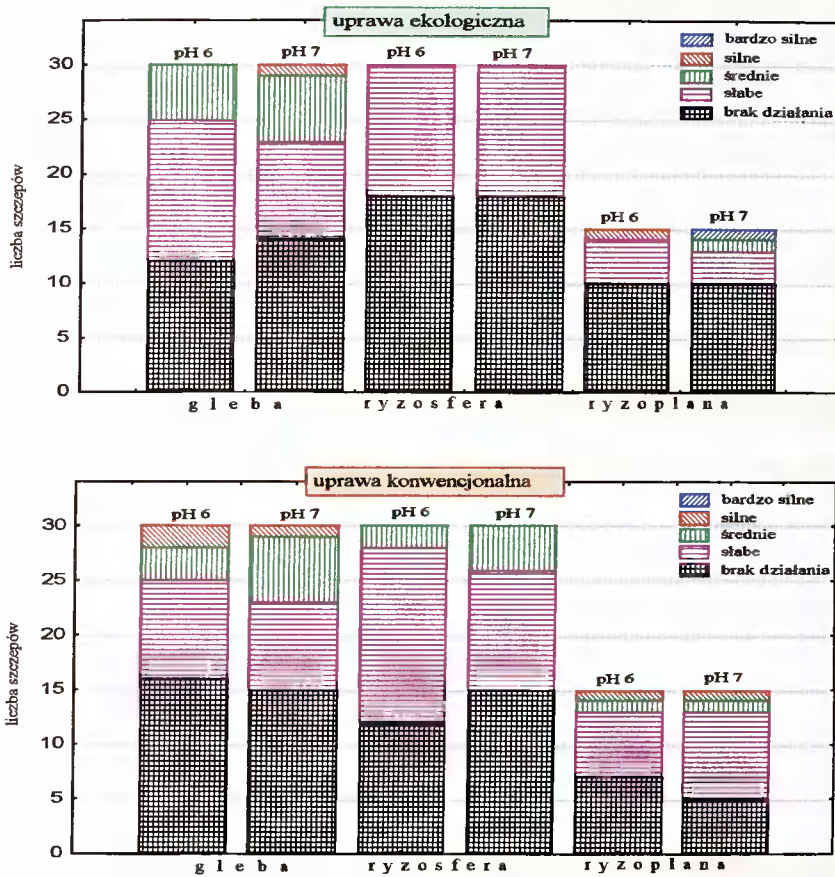
Erwinia carotovora subsp. *carotovora* (oznaczona w tabelach i na rysunkach jako *Erwinia* Id) okazała się najbardziej oporna na działanie badanej populacji *Streptomyces* spp. Tylko jeden szczep bardzo silnie hamował rozwój fitopatogenicznej bakterii. 50% izolatów nie wykazywało właściwości inhibicyjnych, a 40% w stopniu słabym (rys. 15).

W grupie promieniowców wyizolowanych z **gleby** spod uprawy ekologicznej 40% szczepów na podłożu o pH 6 i 47% na pH 7, nie wykazywało właściwości antagonistycznych w stosunku do *Erwinia* Id, natomiast z uprawy konwencjonalnej odpowiednio 53% i 50%. W stopniu silnym wzrost bakterii hamowało zaledwie 7% szczepów pochodzących z systemu konwencjonalnego, zaś z ekologicznego jeden szczep i to tylko na podłożu o pH 7.

W kolekcji *Streptomyces* spp. pochodzących z **ryzosfery** ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym nie znaleziono żadnego szczepu, który by silnie a nawet średnio hamował wzrost tej bakterii. Cała kolekcja wykazała się brakiem (60%) lub słabym (40%) działaniem inhibicyjnym wobec *Erwinia* Id. Z uprawy konwencjonalnej w średnim stopniu ograniczało rozwój badanego patogena 7% szczepów na podłożu o pH 6 i 13% na pH 7, pozostałe promieniowce nie wykazywały lub słabe właściwości antagonistyczne.

Spośród testowanych *Streptomyces* spp. pochodzących z **ryzoplany** ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym brak działania wykazywało 67% kultur, natomiast z drugiego gospodarstwa 27% na podłożu o pH 6 i 20% izolatów na pH 7.

Na uwagę zasługuje szczep ZERp-1 wyizolowany z gospodarstwa ekologicznego, który powodował ograniczenie rozwoju bakterii do 6,5 mm. Natomiast w grupie promieniowców z uprawy konwencjonalnej znaleziono jeden szczep ozn. ZTRp-15 wyrażający silny antagonizm wobec badanego patogena. Promieniowiec ten również najbardziej ograniczał rozwój gatunku *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica*, co świadczy o jego wysokiej aktywności antybiotycznej wobec badanych bakterii z rodzaju *Erwinia*.



Rys. 15. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* na podłożu o pH 6 i pH 7.

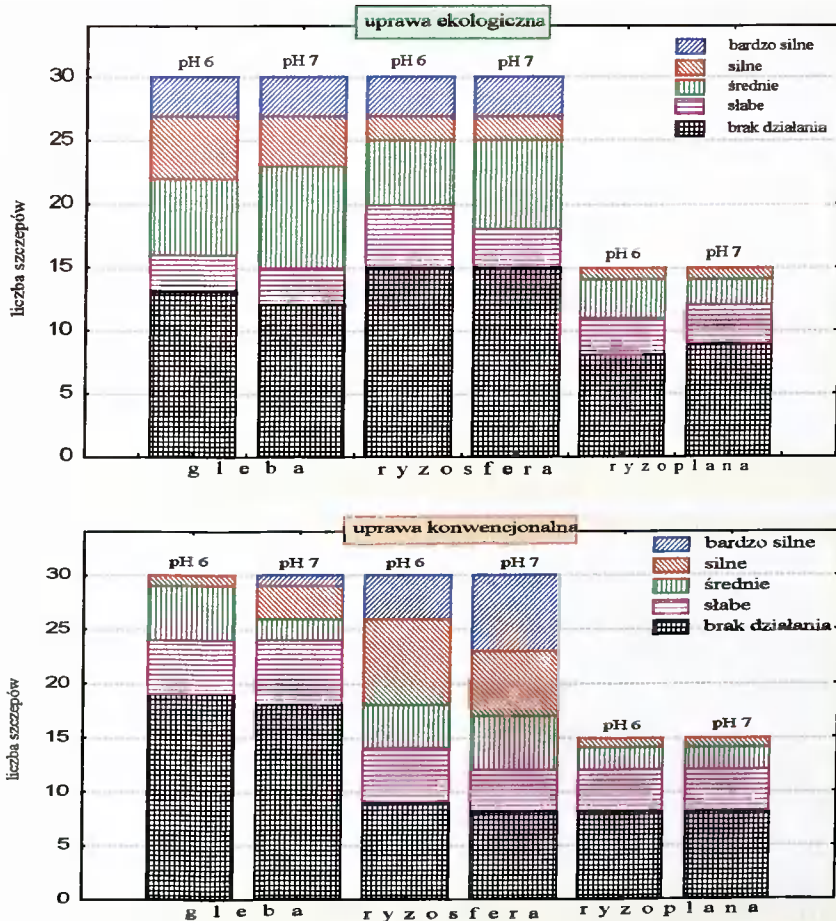
4.2.1.6. *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*

Bakterie *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* charakteryzowały się małą wrażliwością na działanie promieniowców, gdyż ich rozwojowi nie ograniczało 48% badanych szczepów na podłożu o pH 6 i 47% na pH 7 (rys. 16). Najaktywniejszymi szczepami okazały się promieniowce pochodzące z ryzosfery ziemniaka, hamujące wzrost bakterii do 11 mm.

W przypadku izolatów z **gleby** więcej szczepów działających antagonistycznie pochodziło z systemu ekologicznego niż konwencjonalnego. W skali bardzo silnie i silnie hamujących wzrost łącznie było 27% szczepów z uprawy ekologicznej testowanych na podłożu o odczynie wyższym i 23% na niższym, natomiast z uprawy konwencjonalnej tylko 3% na pH 6 i 13% na pH 7. Do najbardziej ograniczających wzrost *Clavibacter michiganensis* należały następujące kultury: ZEG-2, ZEG-3, ZEG-5

– strefa inhibicji wynosiła 7 mm (tylko szczep ZEG-3 na podłożu o pH 6 hamował do 8 mm – fot. 2).

50% szczepów promieniowców z **ryzosfery** ziemniaka spod uprawy ekologicznej nie wykazywało właściwości inhibicyjnych do testowanych bakterii. Brakiem działania z uprawy konwencjonalnej charakteryzowało się 30% promieniowców na pożywce o niższym odczynie i 27% na wyższym. W tym przypadku więcej antagonistów było z systemu konwencjonalnego, gdyż do silnie i bardzo silnie hamujących sklasyfikowano łącznie 40% izolatów w testach na podłożu o pH 6 i 43% na pH 7. Z uprawy ekologicznej tak działających promieniowców było w sumie 17%. Na uwagę zasługują przede wszystkim szczepy: ZER-5 o strefie inhibicji - 11 mm, ZTR-2 (strefa inhibicji - 10 mm), ZER-3 (strefa inhibicji - 8 mm), ZTR-25 (strefa inhibicji - 7 mm), ZTR-24 i ZTR-29 (ograniczały rozwój do 6,5 mm).



Rys. 16. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp izolowanych z gleby, ryzosfery i z ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* na podłożu o pH 6 i pH 7.

Wśród promieniowców wyizolowanych z **ryzoplany** zarówno z uprawy ekologicznej jak i konwencjonalnej przeważały szczepy nie wykazujące hamującego działania (53%). Natomiast silnymi właściwościami antagonistycznymi cechowało się tylko 7% izolatów z obu systemów użytkowania. W testowanej grupie *Streptomyces* spp. nie wykryto szczepu o bardzo silnych zdolnościach antagonistycznych. Maksymalnie rozwój tego patogena został zahamowany do 4 mm (w wyniku działania szczepu ZERp-15).

4.2.1.7. *Streptomyces scabies*

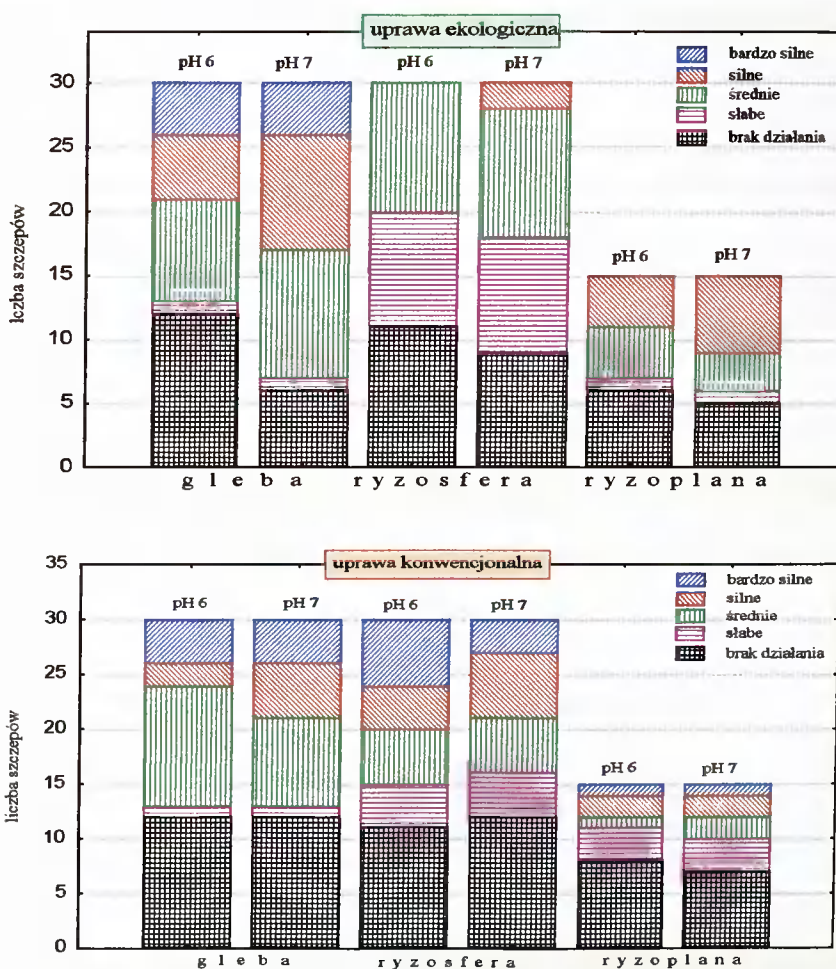
Rozwój *Streptomyces scabies* był bardzo silnie hamowany przez 10% szczepów testowanych na podłożu o pH 6 i 8% na odczynie o pH 7. Brak wrażliwości badany gatunek wykazywał w stosunku do 40% izolatów na pożywce o pH 6 i 34% na pH 7 (rys. 17).

Promieniowce pochodzące z **gleby** z dwóch systemów użytkowania ziemniaka podobnie ograniczały wzrost *Streptomyces scabies*. Najsilniej działających było 13%, a brakiem zdolności antagonistycznych charakteryzowało się 40% szczepów (jedynie z uprawy ekologicznej w testach na podłożu o pH 7 było 20% kultur nie hamujących wzrostu patogena). Najsilniejszymi antagonistami patogenicznego gatunku *Streptomyces* okazały się kultury: ZTG-1 (strefa inhibicji wynosiła 10 mm), ZEG-6 i ZTG-4 (strefa inhibicji sięgała do 9 mm), ZEG-2 oraz ZTG-5 (ograniczały wzrost do 8,5 mm - fot. 2).

Więcej promieniowców wykazujących właściwościach inhibicyjne otrzymano z **ryzosfery** ziemniaka uprawianego konwencjonalnie – w stopniu bardzo silnym działało 20% szczepów, a w stopniu silnym 13% (w badaniach na podłożu o pH 6). Z systemu ekologicznego nie wyizolowano szczepu wyrażającego się bardzo silnym antagonizmem w stosunku do testowanego patogena, jedynie 7% z nich silnie ograniczało jego rozwój (na podłożu o pH 7). Najwięcej z badanej populacji promieniowców pochodzących z ryzosfery nie ograniczało rozwoju *Streptomyces scabies* – 37% (na pożywce o pH 6). Strefy inhibicji wywołane przez najaktywniej działające *Streptomyces* spp. dochodziły maksymalnie do 6 mm, a należały do nich następujące szczepy: ZTR-13, ZTR-16, ZTR-19, ZTR-22.

Spośród promieniowców wyizolowanych z **ryzoplany** ziemniaka z gospodarstwa ekologicznego nie wykryto szczepów bardzo silnie ograniczających rozwój sprawcy parcha. Jedynie w stopniu silnym inhibicyjne działanie wykazywało

27% izolatów na podłożu o wyższym odczynie i 40% na niższym odczynie. Z kolekcji szczepów z ryzoplany spod uprawy konwencjonalnej jeden szczep bardzo silnie hamował wzrost tego patogena (izolat ZTRp-7, strefa inhibicji – 6 mm). Z systemu ekologicznego brak właściwości antagonistycznych wykazywało 40% izolatów na podłożu o pH 6 i 33% na podłożu o wyższym pH, zaś z systemu konwencjonalnego odpowiednio - 53% i 47%.



Rys. 17. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i z ryzoplany ziemiaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Streptomyces scabies* na podłożu o pH 6 i pH 7.

4.2.2. Zestawienie szczepów *Streptomyces* spp. ze względu na wielkość stref antagonistycznego oddziaływania na testowane bakterie

W celu wybrania z badanej kolekcji *Streptomyces* spp. szczepów działających antagonistycznie w stosunku do wszystkich testowanych bakterii posłużono się metodą analizy skupień. Grupowanie szczepów przeprowadzono w oparciu o metodę

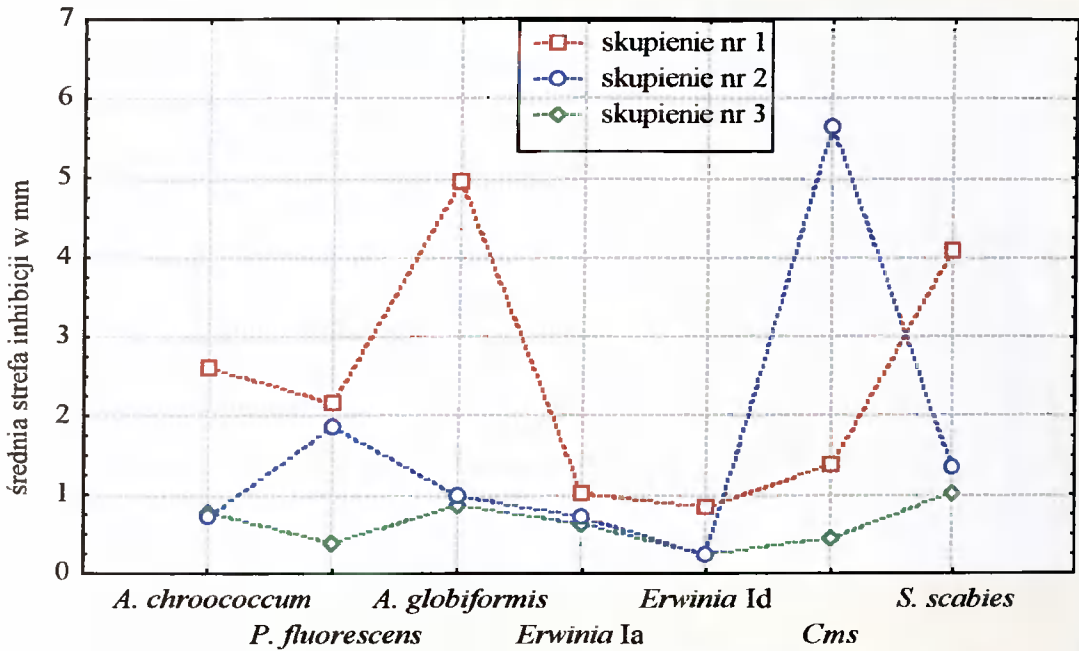
k- średnich. Danymi wyjściowymi do analizy były rzeczywiste wartości stref inhibicji w mm uzyskane w testach przeprowadzonych na pożywkach dwóch zakresach pH 6 i 7. W wyniku takiego zestawienia możemy wybrać zespół szczepów najbardziej aktywnych antagonistycznie w celu wykorzystania ich do następnych badań *in vivo*.

W wyniku grupowania otrzymano trzy skupienia szczepów (rys. 8 i tab. 13). Pierwszą wyodrębnioną grupę stanowiły promieniowce o najsilniejszych zdolnościach inhibicyjnych w stosunku do wszystkich badanych bakterii z wyjątkiem *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (Cms). Rozwój bakterii z tego gatunku był hamowany jedynie w średnim stopniu przez szczepy *Streptomyces* spp. zaklasyfikowane do tej grupy. Do skupienia tego należało tylko 18 szczepów (w testach na podłożu o pH 6) i 13 izolatów (na pH 7) z czego najwięcej pochodziło z gleby uprawianej konwencjonalnie.

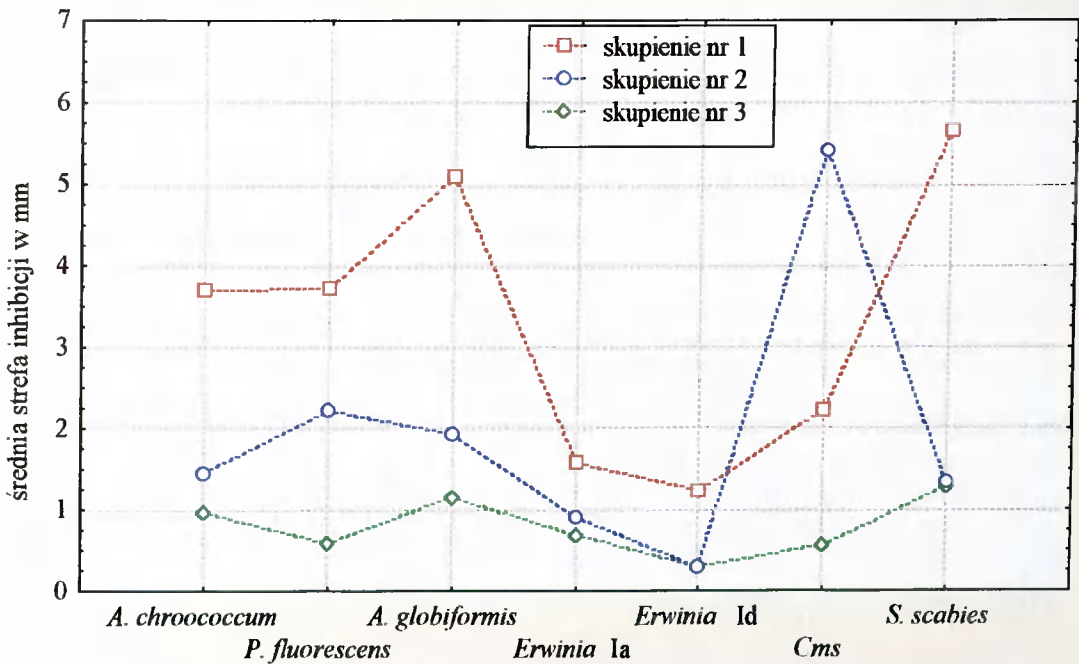
W drugiej grupie opisano promieniowce charakteryzujące się średnią siłą antagonistyczną do testowanych bakterii (jedynie na podłożu o pH 6 wyróżniona grupa szczepów słabiej ograniczała wzrost *Azotobacter chroococcum* i *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*). Promieniowce z tej grupy, natomiast wykazywały najsilniejsze właściwości inhibicyjne w stosunku do *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*. Skupienie to obejmowało 20 szczepów promieniowców testowanych na podłożu o pH 6 i 19 badanych na pożywce o pH 7. Przeważającymi elementami tego skupienia były promieniowce pochodzące z ryzosfery ziemniaka uprawianego systemem konwencjonalnym.

Trzecią grupę stanowiły szczepy *Streptomyces* spp. wyrażające się najslabszą aktywnością w stosunku do wszystkich badanych bakterii. Skupienie to obejmowało największą liczbę szczepów bo aż 112 (badanych na podłożu o niższym odczynie) i 120 (na wyższym pH). Nieznacznie i to tylko w badaniach na podłożu o pH 7 przeważały w tej grupie szczepy wyizolowane z uprawy systemem ekologicznym.

Wykres średnich każdego skupienia na podłożu o pH 6



Wykres średnich każdego skupienia na podłożu o pH 7



Rys. 18. Szczepy *Streptomyces* spp. zgrupowane w trzech skupieniach ze względu na wielkość stref ich antagonistycznego oddziaływania na wzrost testowanych bakterii na podłożu o pH 6 i pH 7.

Tabela 13

Szczepy *Streptomyces* spp. zgrupowane w poszczególnych skupieniach ze względu na siłę inhibicyjnego działania w stosunku do testowanych bakterii na pożywce o pH 6 i pH 7.

Podłoże Kinga B o pH 6	
skupienie nr 1	ZEG-1, ZEG-6, ZEG-10, ZEG-13 ZTG-1, ZTG-4, ZTG-5, ZTG-6, ZTG-8, ZTG-10, ZTG-11, ZTG-25 ZER-1, ZER-15, ZER-17 ZTR-12, ZTR-22 ZERp-1
skupienie nr 2	ZEG-2, ZEG-3, ZEG-5 ZER-3, ZER-4, ZER-5, ZER-25, ZER-28 ZTR-1, ZTR-2, ZTR-14, ZTR-15, ZTR-16, ZTR-18, ZTR-23, ZTR-24, ZTR-25, ZTR-29 ZERp-15 ZTRp-13
skupienie nr 3	ZEG-4, ZEG-7, ZEG-8, ZEG-9, ZEG-11, ZEG-12, ZEG-14, ZEG-15, ZEG-16, ZEG-17, ZEG-18, ZEG-19, ZEG-20, ZEG-21, ZEG-22, ZEG-23, ZEG-24, ZEG-25, ZEG-26, ZEG-27, ZEG-28, ZEG-29, ZEG-30 ZTG-2, ZTG-3, ZTG-7, ZTG-9, ZTG-12, ZTG-13, ZTG-14, ZTG-15, ZTG-16, ZTG-17, ZTG-18, ZTG-19, ZTG-20, ZTG-21, ZTG-22, ZTG-23, ZTG-24, ZTG-26, ZTG-27, ZTG-28, ZTG-29, ZTG-30 ZER-2, ZER-6, ZER-7, ZER-8, ZER-9, ZER-10, ZER-11, ZER-12, ZER-13, ZER-14, ZER-16, ZER-18, ZER-19, ZER-20, ZER-21, ZER-22, ZER-23, ZER-24, ZER-26, ZER-27, ZER-29, ZER-30 ZTR-3, ZTR-4, ZTR-5, ZTR-6, ZTR-7, ZTR-8, ZTR-9, ZTR-10, ZTR-11, ZTR-13, ZTR-17, ZTR-19, ZTR-20, ZTR-21, ZTR-26, ZTR-27, ZTR-28, ZTR-30 ZERp-2, ZERp-3, ZERp-4, ZERp-5, ZERp-6, ZERp-7, ZERp-8, ZERp-9, ZERp-10, ZERp-11, ZERp-12, ZERp-13, ZERp-14, ZTRp-1, ZTRp-2, ZTRp-3, ZTRp-4, ZTRp-5, ZTRp-6, ZTRp-7, ZTRp-8, ZTRp-9, ZTRp-10, ZTRp-11, ZTRp-12, ZTRp-14, ZTRp-15
Podłoże Kinga B o pH 7	
skupienie nr 1	ZEG-1, ZEG-2, ZEG-6 ZTG-1, ZTG-4, ZTG-5, ZTG-8, ZTG-10 ZER-1, ZER-15, ZER-17 ZTR-22 ZERp-1
skupienie nr 2	ZEG-3, ZEG-5, ZEG-18 ZTG-6, ZTG-11 ZER-3, ZER-4, ZER-5, ZER-25, ZER-28 ZTR-2, ZTR-15, ZTR-16, ZTR-23, ZTR-24, ZTR-25, ZTR-28, ZTR-29 ZERp-15
skupienie nr 3	ZEG-4, ZEG-7, ZEG-8, ZEG-9, ZEG-10, ZEG-11, ZEG-12, ZEG-13, ZEG-14, ZEG-15, ZEG-16, ZEG-17, ZEG-19, ZEG-20, ZEG-21, ZEG-22, ZEG-23, ZEG-24, ZEG-25, ZEG-26, ZEG-27, ZEG-28, ZEG-29, ZEG-30 ZTG-2, ZTG-3, ZTG-7, ZTG-9, ZTG-12, ZTG-13, ZTG-14, ZTG-15, ZTG-16, ZTG-17, ZTG-18, ZTG-19, ZTG-20, ZTG-21, ZTG-22, ZTG-23, ZTG-24, ZTG-25, ZTG-26, ZTG-27, ZTG-28, ZTG-29, ZTG-30 ZER-2, ZER-6, ZER-7, ZER-8, ZER-9, ZER-10, ZER-11, ZER-12, ZER-13, ZER-14, ZER-16, ZER-18, ZER-19, ZER-20, ZER-21, ZER-22, ZER-23, ZER-24, ZER-26, ZER-27, ZER-29, ZER-30 ZTR-1, ZTR-3, ZTR-4, ZTR-5, ZTR-6, ZTR-7, ZTR-8, ZTR-9, ZTR-10, ZTR-11, ZTR-12, ZTR-13, ZTR-14, ZTR-17, ZTR-18, ZTR-19, ZTR-20, ZTR-21, ZTR-26, ZTR-27, ZTR-30 ZERp-2, ZERp-3, ZERp-4, ZERp-5, ZERp-6, ZERp-7, ZERp-8, ZERp-9, ZERp-10, ZERp-11, ZERp-12, ZERp-13, ZERp-14 ZTRp-1, ZTRp-2, ZTRp-3, ZTRp-4, ZTRp-5, ZTRp-6, ZTRp-7, ZTRp-8, ZTRp-9, ZTRp-10, ZTRp-11, ZTRp-12, ZTRp-13, ZTRp-14, ZTRp-15

W celu ustalenia, istotnych różnic między uzyskanymi skupieniami (grupami) promieniowców pod względem ich antagonistycznego oddziaływania na badane gatunki bakterii, wykonano prostą analizę wariancji ze zmienną grupującą. Na podstawie tej analizy stwierdzono, że wyodrębnione trzy grupy promieniowców istotnie różnią się siłą działania w stosunku do testowanych mikroorganizmów (tab. 14). Wyjątek stanowiły bakterie *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* w stosunku do których nie stwierdzono istotnych różnic między wyróżnionymi trzema skupieniami promieniowców ($p=0,502$ – na podłożu o pH 6 i $p=0,099$ na pH 7).

Tabela 14

Średnie strefy inhibicji (mm) testowanych bakterii wpływające na zgrupowanie szczepów *Streptomyces* spp. w trzech skupieniach na podłożu o pH 6 i pH 7.

Drobnoustroje testowe ¹	Skupienie nr 1	Skupienie nr 2	Skupienie nr 3	Poziom ufności
<i>Azotobacter chroococcum</i>	2,6	0,7	0,8	$p=0,000$
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	2,2	1,9	0,4	$p=0,000$
<i>Arthrobacter globiformis</i>	4,9	1,0	0,9	$p=0,000$
<i>Erwinia carotovora</i> (Ia)	1,0	0,7	0,6	$p=0,502$
<i>Erwinia carotovora</i> (Id)	0,8	0,3	0,3	$p=0,003$
<i>Clavibacter michiganensis</i>	1,4	5,7	0,5	$p=0,000$
<i>Streptomyces scabies</i>	4,1	1,4	1,0	$p=0,000$

¹ na podłożu Kinga o pH 6

Drobnoustroje testowe ²	Skupienie nr 1	Skupienie nr 2	Skupienie nr 3	Poziom ufności
<i>Azotobacter chroococcum</i>	3,7	1,5	1,0	$p=0,000$
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	3,7	2,2	0,6	$p=0,000$
<i>Arthrobacter globiformis</i>	5,1	1,9	1,1	$p=0,000$
<i>Erwinia carotovora</i> (Ia)	1,6	0,9	0,7	$p=0,099$
<i>Erwinia carotovora</i> (Id)	1,2	0,3	0,3	$p=0,000$
<i>Clavibacter michiganensis</i>	2,2	5,4	0,6	$p=0,000$
<i>Streptomyces scabies</i>	5,7	1,3	1,3	$p=0,000$

² na podłożu Kinga o pH 7

4.2.3. Właściwości mykoantagonistyczne szczepów *Streptomyces* spp. w stosunku do testowanych grzybów

Badana grupa promieniowców wykazywała silne właściwości antagonistyczne w stosunku do testowanych grzybów. Tylko dwa szczepy *Streptomyces* spp. (wyzolowane z gleby) nie ograniczały wzrostu grzybni *Trichoderma koningii*, natomiast cała kolekcja 150 szczepów w różnym stopniu działała inhibicyjnie na pozostałe grzyby. Najbardziej wrażliwym gatunkiem okazała się *Rhizoctonia solani*, następnie *Trichoderma koningii*, a najmniej *Fusarium solani*.

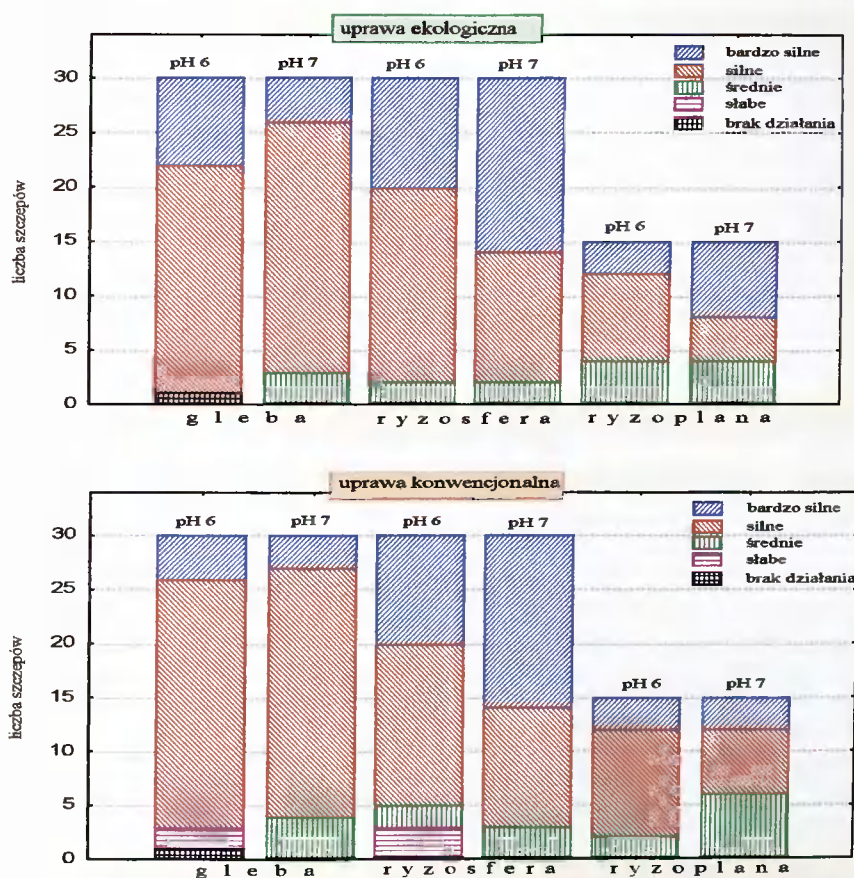
W wyniku przeprowadzonej analizy statystycznej testem t - Studenta okazało się, że odczyn podłoża istotnie wpływał na wielkości stref inhibicji grzyba *Trichoderma koningii*. Nie stwierdzono jednak istotnych statystycznie różnic w przypadku stref inhibicji *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* powstałych na podłożu o pH 6, a strefami na podłożu o pH 7. Wyniki ilustrujące przeprowadzone badania nad mykoantagonizmem szczepów *Streptomyces* spp. przedstawiono na rys. 19 - 21 oraz fot. - 3. Wielkość stref inhibicji testowanych grzybów wywołane przez poszczególne szczepy zestawiono w załączniku nr 2.

4.2.3.1 *Trichoderma koningii*

Badana populacja szczepów *Streptomyces* spp. okazała się silnymi antagonistami *Trichoderma koningii*. Grupę najaktywniejszych promieniowców ograniczających rozwój testowanego grzyba stanowiło 87% szczepów wśród 150 przebadanych. Wykryto tylko po jednym izolacie z uprawy ekologicznej oraz konwencjonalnej nie wykazującym właściwości antagonistycznych (rys. 19).

W przypadku izolatów pochodzących z **gleby** nieznacznie aktywniejsze okazały się szczepy spod uprawy systemem ekologicznym niż konwencjonalnym. Najliczniej bo 77% izolatów z gleby silnie oddziaływało na rozwój *Trichoderma koningii*. Bardzo silnie ograniczających wzrost było 27% szczepów z uprawy ekologicznej i 13% z uprawy konwencjonalnej na podłożu o pH 6, natomiast w testach przeprowadzonych na podłożu o pH 7 uzyskano odpowiednio 13% i 10% izolatów. W słabym stopniu działały tylko promieniowce pochodzące z uprawy konwencjonalnej - 7% szczepów testowanych na niższym odczynie pożywki. Brakiem inhibicyjnego działania na wzrost *Trichoderma koningii* wykazało się jedynie 3% szczepów (na podłożu o pH 6), zarówno z kolekcji promieniowców z gospodarstwa ekologicznego jak i konwencjonalnego.

Cała badana populacja promieniowców wyizolowanych z **ryzosfery** ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym hamowała rozwój *Trichoderma koningii*. Natomiast w kolekcji *Streptomyces* spp. z uprawy konwencjonalnej wykryto 10% szczepów słabo ograniczających wzrost grzybni, ale tylko w testach na pożywce o pH 6. Średnim stopniem oddziaływania inhibicyjnego wykazało się 7% szczepów z obu systemów gospodarowania. Bardzo silny antagonizm wykryto u 33% szczepów badanych na podłożu o niższym odczynie i u 53% szczepów rozwijających się na podłożu o wyższym pH.



Rys. 19. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Trichoderma koningii* na podłożu o pH 6 i pH 7.

Izolaty pochodzące z **ryzoplany** ziemniaka charakteryzowały się również silnymi właściwościami mykoantagonistycznymi. Łącznie w grupie silnie i bardzo silnie hamujących wzrost *Trichoderma koningii* było 73% szczepów z uprawy ekologicznej i 87% izolatów pochodzących z systemu konwencjonalnego hodowanych na pożywce o pH 6 oraz odpowiednio 67% i 60% na pożywce o pH 7. Pozostałe kultury

promieniowców wyizolowane z powierzchni korzeni ziemniaka cechowały się średnią siłą inhibicji.

Wśród badanych *Streptomyces* spp. najbardziej aktywne mykoantagonistycznie w stosunku do *Trichoderma koningii* były następujące szczepy: ZER-9 i ZER-29 - hamujące rozwój grzybni do 40 mm; ZEG-1, ZER-5, ZER-12, ZER-15, ZER-27, ZER-28, ZTR-10 – ograniczające wzrost do 37 mm (fot. 3).

4.2.3.2. *Rhizoctonia solani*

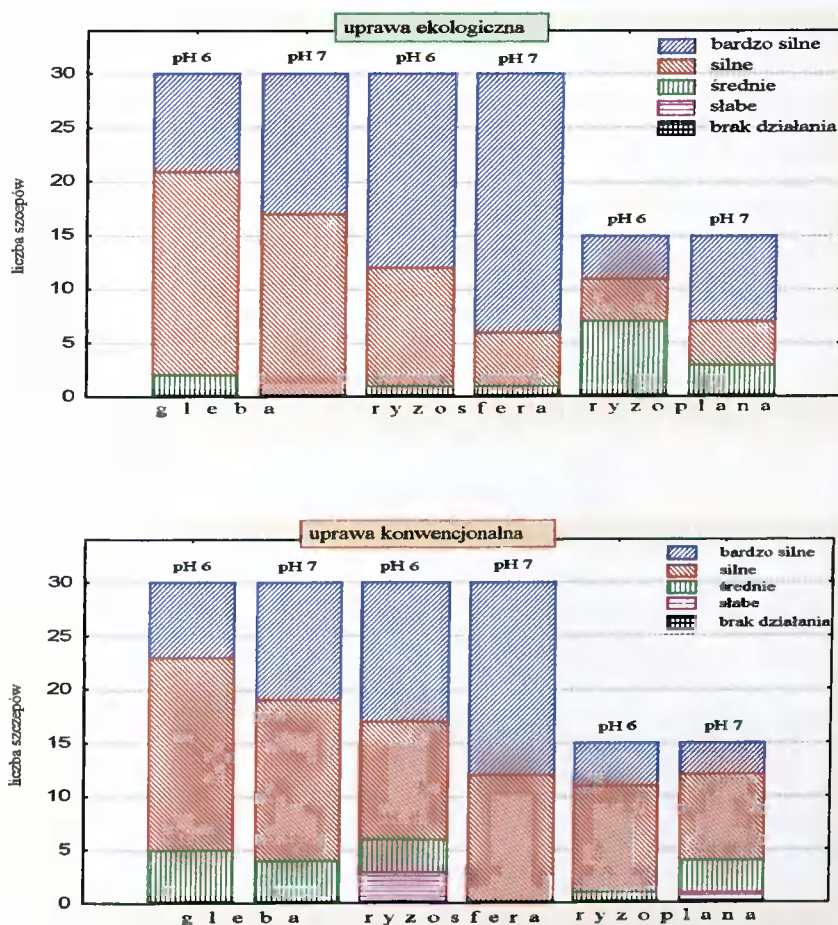
Rhizoctonia solani okazała się bardzo wrażliwym grzybem na działanie *Streptomyces* spp. Spośród 150 szczepów bardzo silnymi właściwościami antagonistycznymi odznaczyło się 37% testowanych promieniowców na podłożu o pH 6 i 51% na pH 7. Nie wykryto szczepu, który by nie ograniczał wzrostu grzybni *Rhizoctonia solani*, a w słabym stopniu działało jedynie 3% promieniowców, pochodzących z uprawy konwencjonalnej (rys. 20).

Wszystkie testowane szczepy promieniowców izolowane z **gleby** hamowały wzrost *Rhizoctonia solani*. Nie wykryto kultur o braku działania, a słabe właściwości inhibicyjne wykazywało jedynie 10% szczepów (wyizolowanych z uprawy konwencjonalnej) – w testach na podłożu o pH 6. Największy procentowo udział stanowiły promieniowce w silnym stopniu ograniczające wzrost grzyba – 63% na podłożu o pH 6 i 57% na podłożu o pH 7 wśród szczepów wyizolowanych z uprawy ekologicznej oraz 60% i 50% (odpowiednio pH 6 i pH7) izolatów pochodzących z systemu konwencjonalnego. Najsilniejszymi właściwościami inhibicyjnymi charakteryzowało się 43% szczepów z uprawy ekologicznej i 37% z uprawy konwencjonalnej testowanych na podłożu o pH 7. Na podłożu o pH 6 bardzo silnie działało mniej szczepów, gdyż 30% z uprawy ekologicznej i 23% z systemu konwencjonalnego.

Spośród szczepów pochodzących z **ryzosfery** ziemniaka silniejszymi właściwościami mykoantagonistycznymi okazały się izolaty pochodzące z uprawy ekologicznej. Tylko jeden szczep z tej uprawy w średnim stopniu hamował wzrost *Rhizoctonia solani*. Aż 80% izolatów bardzo silnie ograniczało wzrost grzybni na podłożu o pH 7, a 60% na podłożu o pH 6. Z uprawy konwencjonalnej w słabym i średnim stopniu działało 10% szczepów, ale tylko na podłożu o pH 6. Na pożywce o pH 7 wszystkie szczepy z tej uprawy charakteryzowały się silnymi (40% izolatów) i bardzo silnymi właściwościami inhibicyjnymi (60% izolatów).

Bardzo aktywne były również szczepy z **ryzoplany** ziemniaka, wśród których nie wykryto takich, które by nie działały na *Rhizoctonia solani*. Zaobserwowano, że tylko jeden szczep pochodzący z uprawy konwencjonalnej działał w stopniu słabym w testach na podłożu o pH 7. Pozostałe izolaty z systemu konwencjonalnego na podłożu o pH 7 charakteryzowały się działaniem: średnim - 20%, silnym - 53% i bardzo silnym - 20% kultur, natomiast na podłożu o pH 6 odpowiednio: 7%, 66% i 27% szczepów. Promieniowce wyizolowane z uprawy ekologicznej aktywniej hamowały wzrost *Rhizoctonia solani* na podłożu hodowlanym o odczynie równym 7, gdyż większość - 53% izolatów bardzo silnie ograniczało rozwój tego patogena.

Ze względu na najsilniejszą siłę inhibicji w stosunku do *Rhizoctonia solani* na uwagę zasługują następujące szczepy: ZER-9, ZER-10, ZER-12, ZER-30, ZERp-3, ZERp-11, ZTRp-8 – hamujące wzrost do 36 mm; ZER-15, ZER-25, ZTR-7 – strefa inhibicji wynosiła 35,3 mm (fot. 3).



Rys. 20. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Rhizoctonia solani* na podłożu o pH 6 i pH 7.

4.3.3.3. *Fusarium solani*

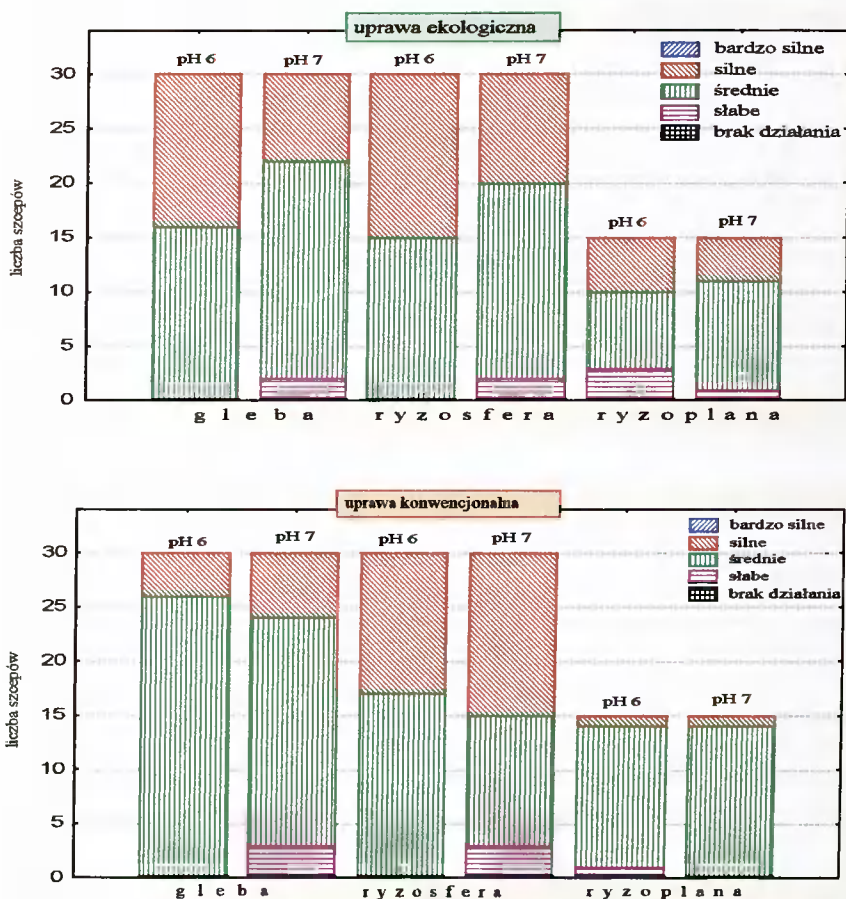
Uzyskane wyniki pokazały, że spośród testowanych grzybów najmniej wrażliwym był *Fusarium solani*. Nie wykryto szczepu, który ograniczałby w bardzo silnym stopniu wzrost tego gatunku. Wśród promieniowców wyizolowanych z gleby, ryzosfery jak i ryzoplany nie było również kultur, wykazujących brak działania inhibicyjnego na wzrost grzybni *Fusarium solani* zarówno na pożywce o pH 6 i pH 7 (rys. 21).

Największy procent promieniowców pochodzących z **gleby** stanowili antagoniści o średnim działaniu. Na podłożu o pH 6 grupa ta liczyła 53% szczepów, a na wyższym odczynie 66% izolatów oznaczonych z uprawy ekologicznej. Z gospodarstwa konwencjonalnego szczepów o takiej sile działania było 87% testowanych na niższym pH pożywki, a na wyższym - 70% izolatów. Silnie wzrost grzybni *Fusarium solani* hamowało 27% kultur z uprawy ekologicznej i 20% z uprawy konwencjonalnej inkubowanych na podłożu o pH 7. Do szczepów wykazujących słabe właściwości antagonistyczne należało 7% z uprawy ekologicznej i 10% z uprawy konwencjonalnej sprawdzanych na podłożu hodowlanym o pH 7.

Z **ryzosfery** ziemniaka pochodzącego z gospodarstwa ekologicznego słabo działających izolatów było 7%, a z gospodarstwa konwencjonalnego 10% (pH 7). Szczepów o średnich właściwościach antagonistycznych z uprawy ekologicznej było więcej na pożywce o pH 7 - 60%, niż o pH 6 - 50%, natomiast z uprawy konwencjonalnej odwrotnie na podłożu o pH 7 - 40%, a na pH 6 - 57%. Pozostałe szczepy cechowały się silnymi uzdolnieniami mykoantagonistycznymi.

Streptomyces spp. pochodzące z **ryzoplany** wykazywały w większości średnie właściwości inhibicyjne w stosunku do testowanego grzyba. Na podłożu o pH 7 szczepów wyrażających się średnią siłą inhibicji było 66% - z uprawy ekologicznej i 93% - z uprawy konwencjonalnej. Natomiast silnie wzrost *Fusarium solani* ograniczało 27% kultur pochodzących z uprawy ekologicznej, a tylko 7% z uprawy konwencjonalnej (na pożywce o pH 7). Wśród szczepów słabo działających było 20% z uprawy ekologicznej i 7% z uprawy konwencjonalnej (na pH 6).

Z populacji 150 badanych *Streptomyces* spp. najsilniej hamowały wzrost *Fusarium solani* następujące szczepy: ZTRp-7 (strefa inhibicji wynosiła 24,7 mm), ZER-5 i ZER-30 (ograniczające wzrost do 24 mm), ZTR-4 (strefa zahamowanego wzrostu wynosiła 23,3 mm), ZTR-30, ZERp-9, ZERp-13 (hamowały wzrost do 22,3 mm), ZER-4, ZER-28, ZTR-20, ZTR-28 (ograniczały rozwój do 21,3 mm – fot. 3).



Rys. 21. Liczba antagonistycznych szczepów *Streptomyces* spp. izolowanych z gleby, ryzosfery i ryzoplany ziemniaka uprawianego systemem ekologicznym i konwencjonalnym oraz siła ich oddziaływania na wzrost *Fusarium solani* na podłożu o pH 6 i pH 7.

4.2.4. Zestawienie szczepów *Streptomyces* spp. ze względu na wielkość stref mykoantagonistycznego działania na testowane grzyby

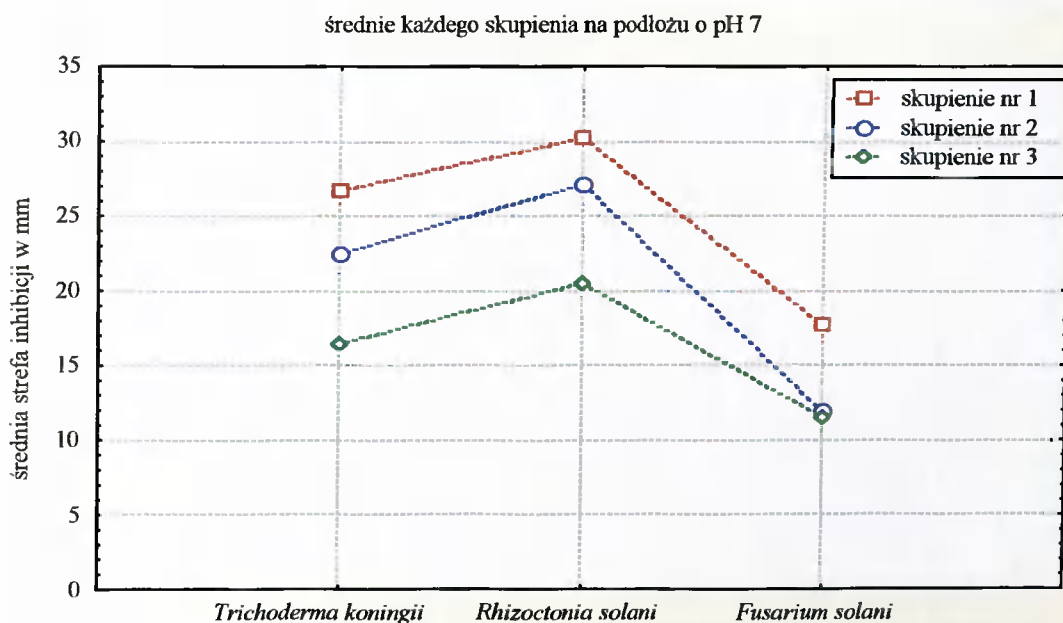
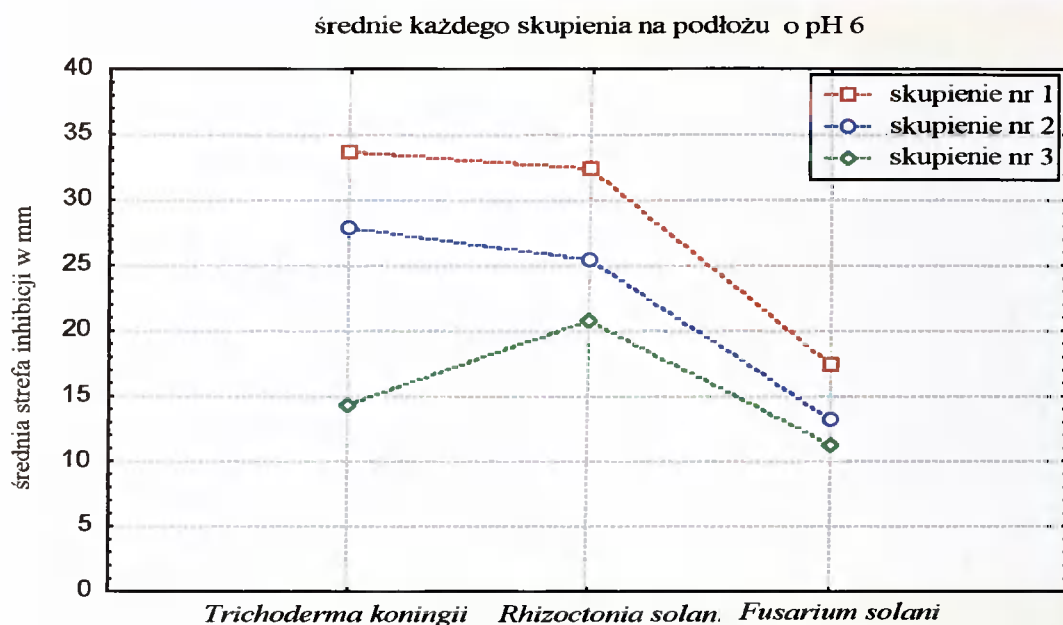
Na podstawie przeprowadzonej analizy skupień metodą k-średnich sklasyfikowano badane szczepy *Streptomyces* spp. w trzy grupy ze względu na aktywność antagonistyczną w stosunku do: *Trichoderma koningii*, *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani* (rys. 22, tab. 15).

Skupienie nr 1 grupuje szczepy charakteryzujące się najsilniejszymi zdolnościami ograniczającymi rozwój wszystkich testowanych grzybów. Należy do tej grupy 58 izolatów z czego 35 pochodzi z uprawy ziemniaka w systemie ekologicznym, a 23 z użytkowania konwencjonalnego – testowanych na podłożu o pH 7, natomiast na

podłożu o pH 6 grupa ta liczy 59 izolatów, w tym 30 szczepów z uprawy ekologicznej i 29 z systemu konwencjonalnego. Na podstawie średnich stref zahamowanego rozwoju grzybni zauważono, że największe strefy uzyskano w przypadku *Trichoderma koningii* (33,7 mm) na podłożu o pH 6, natomiast na pożywce o pH 7 najbardziej ograniczony był wzrost *Rhizoctonia solani* (30,2 mm).

W grupie drugiej znalazły się szczepy o średniej aktywności inhibicyjnej. Zaliczono do niej łącznie 51 szczepów *Streptomyces* spp. testowanych na podłożu o pH 7 w przeważającej ilości wyizolowanych z uprawy konwencjonalnej (29 izolatów). Na podłożu o pH 6 do grupy tej zaliczono 72 szczepy, w tym 39 promieniowców wyizolowanych z gospodarstwa ekologicznego. Najmniej wrażliwym okazał się gatunek *Fusarium solani*, gdyż średnia strefa inhibicji kształtowała się od 12,0 do 13,3 mm – w zależności od odczynu podłoża hodowlanego. Podobną sytuację obserwowano również w grupie nr 1 i nr 3, gdzie wydzielona grupa promieniowców wykazywała w mniejszym stopniu właściwości mykoantagonistyczne do tego patogena, niż do pozostałych testowanych grzybów.

Skupienie nr 3 opisuje promieniowce z badanej kolekcji najslabiej działające na testowane gatunki grzybów. Liczy ono 41 szczepów testowanych na podłożu o pH 7, a 19 izolatów w badaniach wykonanych na pożywce o pH 6. Grupa ta jest najliczniej reprezentowana przez kultury pochodzące z systemu konwencjonalnego. Średnie strefy inhibicji dochodziły maksymalnie do: 16 mm w przypadku *Trichoderma koningii*, 20 mm - *Rhizoctonia solani* oraz 11,5 mm - *Fusarium solani*.



Rys. 22. Szczepy *Streptomyces* spp. zgrupowane w trzech skupieniach ze względu na wielkość stref (mm) antagonistycznego oddziaływania na wzrost testowanych grzybów na pożywce o pH 6 i pH 7.

Tabela 15

Szczepy *Streptomyces spp.* zgrupowane w poszczególnych skupieniach ze względu na siłę inhibicyjnego działania w stosunku do testowanych grzybów na pożywce o pH 6 i pH 7.

Podłoże Kinga o pH 6	
skupienie nr 1	ZEG-1, ZEG-3, ZEG-4, ZEG-11, ZEG-12, ZEG-13, ZEG-18, ZEG-21, ZEG-22, ZEG-27, ZEG-29 ZTG-1, ZTG-2, ZTG-21, ZTG-23, ZTG-26, ZTG-28, ZTG-30 ZER-4, ZER-5, ZER-8, ZER-9, ZER-10, ZER-11, ZER-12, ZER-15, ZER-17, ZER-19, ZER-20, ZER-26, ZER-27, ZER-28, ZER-29, ZER-30 ZTR-3, ZTR-4, ZTR-6, ZTR-7, ZTR-9, ZTR-10, ZTR-12, ZTR-13, ZTR-15, ZTR-17, ZTR-19, ZTR-20, ZTR-26, ZTR-27, ZTR-28, ZTR-29, ZTR-30 ZERp-3, ZERp-6, ZERp-9 ZTRp-7, ZTRp-8, ZTRp-10, ZTRp-11, ZTRp-15
skupienie nr 2	ZEG-2, ZEG-6, ZEG-7, ZEG-8, ZEG-9, ZEG-10, ZEG-14, ZEG-15, ZEG-16, ZEG-17, ZEG-19, ZEG-20, ZEG-23, ZEG-24, ZEG-25, ZEG-26, ZEG-28, ZEG-30 ZTG-3, ZTG-5, ZTG-9, ZTG-10, ZTG-11, ZTG-12, ZTG-14, ZTG-15, ZTG-17, ZTG-18, ZTG-19, ZTG-20, ZTG-22, ZTG-24, ZTG-25, ZTG-27, ZTG-29 ZER-1, ZER-2, ZER-3, ZER-6, ZER-7, ZER-13, ZER-16, ZER-18, ZER-22, ZER-23, ZER-24, ZER-25, ZTR-1, ZTR-2, ZTR-8, ZTR-11, ZTR-14, ZTR-23, ZTR-24, ZTR-25 ZERp-1, ZERp-7, ZERp-8, ZERp-10, ZERp-11, ZERp-12, ZERp-13, ZERp-14, ZERp-15 ZTRp-1, ZTRp-2, ZTRp-3, ZTRp-4, ZTRp-5, ZTRp-6, ZTRp-12, ZTRp-13
skupienie nr 3	ZEG-5 ZTG-4, ZTG-6, ZTG-7, ZTG-8, ZTG-13, ZTG-16 ZER-14, ZER-21 ZTR-5, ZTR-16, ZTR-18, ZTR-21, ZTR-22 ZERp-2, ZERp-4, ZERp-5 ZTRp-9, ZTRp-14
Podłoże Kinga o pH 7	
skupienie nr 1	ZEG-1, ZEG-3, ZEG-4, ZEG-6, ZEG-11, ZEG-13, ZEG-15, ZEG-18, ZEG-20, ZEG-21, ZEG-23, ZEG-27 ZTG-2, ZTG-13, ZTG-16, ZTG-21, ZTG-23, ZTG-30 ZER-4, ZER-5, ZER-7, ZER-9, ZER-10, ZER-11, ZER-12, ZER-13, ZER-15, ZER-17, ZER-18, ZER-19, ZER-20, ZER-26, ZER-27, ZER-28, ZER-29, ZER-30 ZTR-3, ZTR-4, ZTR-7, ZTR-8, ZTR-9, ZTR-12, ZTR-13, ZTR-16, ZTR-19, ZTR-20, ZTR-26, ZTR-27, ZTR-28, ZTR-29, ZTR-30 ZERp-3, ZERp-5, ZERp-6, ZERp-9, ZERp-12 ZTRp-7, ZTRp-8
skupienie nr 2	ZEG-10, ZEG-12, ZEG-16, ZEG-17, ZEG-19, ZEG-22, ZEG-24, ZEG-25, ZEG-26, ZEG-29 ZTG-1, ZTG-12, ZTG-15, ZTG-17, ZTG-18, ZTG-19, ZTG-20, ZTG-24, ZTG-25, ZTG-26, ZTG-27, ZTG-28, ZER-3, ZER-6, ZER-8, ZER-22, ZER-23, ZER-24, ZER-25, ZTR-1, ZTR-6, ZTR-10, ZTR-11, ZTR-14, ZTR-15, ZTR-17, ZTR-18, ZTR-23, ZTR-24, ZTR-25 ZERp-2, ZERp-11, ZERp-13, ZERp-14, ZERp-15 ZTRp-1, ZTRp-2, ZTRp-4, ZTRp-10, ZTRp-11, ZTRp-15
skupienie nr 3	ZEG-2, ZEG-5, ZEG-7, ZEG-8, ZEG-9, ZEG-14, ZEG-28, ZEG-30 ZTG-3, ZTG-4, ZTG-5, ZTG-6, ZTG-7, ZTG-8, ZTG-9, ZTG-10, ZTG-11, ZTG-14, ZTG-22, ZTG-29 ZER-1, ZER-2, ZER-14, ZER-16, ZER-21 ZTR-2, ZTR-5, ZTR-21, ZTR-22 ZERp-1, ZERp-4, ZERp-7, ZERp-8, ZERp-10 ZTRp-3, ZTRp-5, ZTRp-6, ZTRp-9, ZTRp-12, ZTRp-13, ZTRp-14

W wyniku poddania wyników prostej analizie wariancji ze zmienną grupującą stwierdzono, że wyróżnione trzy grupy promieniowców różnią się istotnie między sobą siłą mykoantagonistycznego oddziaływania na testowane grzyby, zarówno na podłożu o pH 6 i pH 7 (tab. 16).

Tabela 16
Średnie strefy inhibicji (mm) testowanych grzybów istotnie wpływających na zgrupowanie szczepów *Streptomyces* spp. w trzech skupieniach na pożywce o pH 6 i pH 7.

Grzyby testowe ¹	Skupienie nr 1	Skupienie nr 2	Skupienie nr 3	Poziom ufności
<i>Trichoderma koningii</i>	33,7	27,9	14,3	p=0,000
<i>Rhizoctonia solani</i>	32,4	25,5	20,8	p=0,000
<i>Fusarium solani</i>	17,4	13,3	11,4	p=0,000

¹ – na podłożu o pH 6

Grzyby testowe ²	Skupienie nr 1	Skupienie nr 2	Skupienie nr 3	Poziom ufności
<i>Trichoderma koningii</i>	26,5	26,8	16,5	p=0,000
<i>Rhizoctonia solani</i>	30,2	27,1	20,5	p=0,000
<i>Fusarium solani</i>	17,7	12,0	11,5	p=0,000

² – na podłożu o pH 7

5. DYSKUSJA WYNIKÓW

W ramach pracy nad właściwościami antagonistycznymi promieniowców z rodzaju *Streptomyces* za celowe uznano zbadanie środowiska glebowego, z którego wyizolowano badane szczepy oraz współwystępowanie innych ważnych z punktu widzenia biologicznej ochrony roślin i żyzności gleby grup mikroorganizmów. Kluczem do sukcesu wykorzystania metod biologicznych w zwalczaniu chorób jest dobre poznanie warunków bytowania – siedliska glebowego. Warunki te bowiem powinny sprzyjać czynnikom walki biologicznej. Mańka (1978) podkreśla, że ze wszystkich znanych metod zwalczania chorób roślin, właśnie metoda biologiczna musi najbardziej się liczyć z uwzględnieniem i wykorzystaniem wiedzy w zakresie poznania środowiska rośliny - gospodarza.

Uzyskane wyniki dotyczące ilościowego składu badanych grup mikroorganizmów w większości przypadków przemawiają za korzystniejszym wpływem systemu ekologicznego niż konwencjonalnego. Należy jednak zaznaczyć istotny wpływ terminu analiz – faz rozwojowych ziemniaka, na kształtowanie się danej populacji bakterii i grzybów.

Promieniowce z rodzaju *Streptomyces* uznawane za jedną z najsilniej oddziaływujących antagonistycznie grup drobnoustrojów stanowiły w analizowanej glebie pozaryzosferowej pod uprawą ziemniaka około 68×10^4 j.t.k. (średnia z trzech lat badań), natomiast w ryzosferze 50×10^4 , a jeszcze mniej w ryzoplacie roślin średnio 28×10^4 . Liczniejsze występowanie promieniowców w glebie poza zasięgiem korzeni niż w strefie korzeniowej roślin uprawnych, stwierdzili w swoich badaniach Broadbent i in. (1971) oraz Elliott Juhnke i in. (1987). Marcinowska w jednej z wielu prac nad promieniowcami (1997) podaje, że ilość *Actinomycetes* w glebie pól uprawnych kształtowała się od $5,9 \times 10^4$ do 48×10^4 komórek w 1 g gleby. W badaniach własnych maksymalną liczebność tych drobnoustrojów uzyskano w okresie kwitnienia roślin w pierwszej dekadzie lipca (1997 roku), jednak nie było to regułą dla wszystkich lat badań. Marcinowska i Bis (1997) najwięcej promieniowców izolowały w okresie od maja do sierpnia, gdy temperatura utrzymywała się w granicach 18 – 30 °C. Autorki zwracają uwagę, że występowanie tych mikroorganizmów uzależnione jest przede wszystkim od pory roku, wilgotności i zasobności gleby w składniki pokarmowe. Na stan ilościowy i jakościowy promieniowców mogą wywierać selekcyjny wpływ zastosowane zabiegi agrotechniczne i następstwo roślin. W ramach niniejszych badań

liczebność *Streptomyces* spp. była tak zróżnicowana, że trudno doszukać się określonych trendów w ich występowaniu w zależności od zastosowanego systemu uprawy. Uzyskane wyniki nie wskazują jednoznacznie stymulującego wpływu na rozwój promieniowców nawożenia organicznego, co udowodnili w swoich badaniach Hunter – Cevera i Eveleigh 1990, Myśków 1996. Mazur (1999) podaje, że po rocznym nawożeniu gleby obornikiem nastąpił wzrost liczebności promieniowców z 6×10^6 do $10,6 \times 10^6$, a dla porównania po rocznym stosowaniu nawozów NPK ilość ich z malała do 5×10^6 w 1 g gleby. Natomiast Marcinowska i Bis (1998) stwierdziły na podstawie swoich wieloletnich obserwacji, że nawożenie mineralne dawkami od N-120 kg do N-240 kg \cdot ha⁻¹ rok⁻¹, powodowało wzrost różnorodności gatunkowej i liczebności promieniowców od 5% do 140% oraz zwiększenie ilości szczepów antybiotycznych w granicach 10,2 – 29,5% w porównaniu z glebami kontrolnymi (bez nawożenia). Na rozwój promieniowców jak i innych drobnoustrojów wpływają pobudzająco lub hamująco wydzieliny uprawianej rośliny. Wyraźne zmiany zanotowano w glebach pod roślinami okopowymi i motylkowatymi, w których było o 10 – 28% więcej promieniowców antybiotycznych niż pod roślinami zbożowymi (Marcinowska i Bis 1997). Znaczenie płodozmianu zwłaszcza w gospodarstwach ekologicznych, podkreśla w swoich pracach Kuś (Kuś 1997, Kuś i Stalenga 1998). Udział ziemniaka w rotacji upraw jest bardzo wskazany, stanowi dobry przedplon dla zbóż i działa odchwaszczająco. Korzenie ziemniaka poprzez swe wydzieliny oraz resztki pozostające po zbiorach stymulują rozwój mikroorganizmów antagonistycznych w stosunku do patogenicznych grzybów (Kuś 1997).

Na podstawie liczego piśmiennictwa można przyjąć, że w badanych glebach uprawnych wzrost liczebności populacji *Streptomyces* spp. ma istotne znaczenie fitosanitarne oraz wpływa korzystnie na stabilność ekologiczną tych agrobiocenoz.

W badaniach własnych w grupie potencjalnych antagonistów największy udział stanowiły bakterie z rodzaju *Arthrobacter*. Liczebność ich w glebie pozaryzosferowej było na poziomie około 21×10^5 komórek (średnia z trzech lat badań), natomiast w ryzosferze i ryzopłanie stanowiły średnio ponad 10^7 j.t.k. Natomiast populacja fluoryzujących *Pseudomonas* spp. w badanym środowisku kształtowała się na poziomie 10^4 - 10^5 j.t.k. Pięta i Patkowska (2001) w swoich doświadczeniach wyizolowały z ryzosfery ziemniaka wyższą ilość tych bakterii – ponad 10^6 komórek \cdot g⁻¹ gleby. Buyer i Kaufman (1996) badając wpływ systemu uprawy zbóż (konwencjonalnego i systemu opartego tylko na nawożeniu organicznym) stwierdzili, że wśród badanych

drobnoustrojów dominowały bakterie z rodzaju *Pseudomonas*, a drugą grupą pod względem liczebności stanowił rodzaj *Arthrobacter*. Uzyskane w analizach mikrobiologicznych większe zasiedlenie przez *Arthrobacter* spp. i *Pseudomonas* spp. strefy korzeniowej oraz powierzchni korzeni ziemniaka jest zgodne z opinią wielu badaczy donoszących o dominującej roli tych bakterii w tym środowisku rośliny. Według Lopera i in. (1985), Jones i Keddie (1992), Pietra i in. (1997) bakterie z rodzaju *Pseudomonas* i *Arthrobacter* są zdolne do aktywnej kolonizacji korzeni roślin, dzięki czemu efektywnie konkurują z patogenami o składniki pokarmowe dostępne w wydzielinach korzeniowych i stają się czynnikiem biologicznej ochrony roślin. Ważną rolę w rozwoju grzybów chorobotwórczych odgrywają również metabolity wytwarzane przez *Pseudomonas* spp. i *Arthrobacter* spp., które działają fungistatycznie lub fungitoksycznie na patogeny (Lambert i in. 1987, Weller 1988, Hagedorn i in. 1989, Hebbar i in. 1992, Dowling i O’Gara 1994).

Porównując liczebność tych grup bakterii w dwóch badanych obiektach można zaobserwować korzystniejsze warunki do ich rozwoju w uprawie ziemniaka systemem ekologicznym niż konwencjonalnym. Większa ilość antagonistycznych bakterii może spowodować mniejsze nasilenie występowania chorobotwórczych drobnoustrojów głównie grzybowych, a tym samym mniejsze porażenie roślin w systemie ekologicznym, w którym wyeliminowane są z użycia chemiczne środki ochrony roślin (Buyer i Kaufman 1996). Wysoki poziom populacji bakterii *Arthrobacter* spp. jest również pożądanym ze względu na zdolności tej grupy do degradacji w glebie różnych organicznych związków, w tym niektórych herbicydów i pestycydów (Paul i Clark 2000). Są jednak i doniesienia o negatywnym oddziaływaniu bakterii będących potencjalnymi antagonistami zasiedlających ryzosferę ziemniaków, ponieważ powodują one obniżenie plonu. Średnio 4% bakterii tlenowych z ryzosfery ziemniaków wykazywało zdolność produkcji HCN i w przeważającej ilości były to *Pseudomonas* spp. (Schippers i in. 1990). Badania Bakker i Schippersa (1987) wskazują, że wydzielany cyjanek przez około 40% szczepów *Pseudomonas* izolowanych z ryzosfery ziemniaków powodował obniżenie wzrostu roślin.

Ze wszystkich badanych grup drobnoustrojów najmniej w analizowanych glebach występowało bakterie z rodzaju *Azotobacter*, których izolowano z reguły od kilku do kilkudziesięciu komórek w przeliczeniu na 1 g gleby. Tak niskie ilości azotobacteria w glebie potwierdzają jednak i inni autorzy. Piramowicz i in. (1993) pod uprawą ziemniaka w glebie lekkiej – kompleksu żyniego dobrego, a więc o zbliżonych

warunkach glebowych pól jak w doświadczeniu własnym, stwierdzili również brak lub nikły udział bakterii *Azotobacter*.

O wrażliwości *Azotobacter* spp. a zarazem o negatywnym działaniu nawożenia mineralnego NPK stosowanego m.in. w gospodarstwach konwencjonalnych można wnioskować na podstawie wyników zaprezentowanych przez Mazura (1999). Autor ten podaje, że po zastosowaniu zaledwie rocznym nawożenia NPK liczebność azotobactera z 15 komórek spadła do 1, a w doświadczeniu wieloletnim (po 18 latach nawożenia) populacja ich ograniczyła się z 89 do 42 komórek. Natomiast stosowanie obornika spowodowało wzrost liczebności tych bakterii z 89 do 226 komórek (Mazur 1999). Jak wykazały badania innych autorów wpływ na rozwój *Azotobacter* spp. w glebach mają właściwości fizykochemiczne i biotyczne gleb oraz stosowane pestycydy (Moreno i in. 1986, Strzelec i Dec – Plewka 1992, Węgorzek i in. 1994). Wyniki własne wskazują, że nieznacznie więcej bakterii z rodzaju *Azotobacter* izolowano z ryzosfery ziemi uprawianego systemem ekologicznym niż konwencjonalnym. Nieliczne występowanie badanych bakterii w uprawie konwencjonalnej można tłumaczyć zastosowaniem niekorzystnie wpływających środków ochrony roślin i nawożenia mineralnego. Jednak ilość *Azotobacter* spp. na podobnym poziomie w uprawie ekologicznej, a w glebie pozaryzosferowej często nawet niższa niż w uprawie konwencjonalnej świadczy raczej o tym, że największy wpływ na populację tych bakterii mają właściwości gleby i jej żyzność. Strzelec i Martyniuk (1998) zaznacza, że pod uprawę ziemniaków w Polsce na ogół stosuje się mniej żyzne gleby lekkie kompleksu żytniego – ziemniaczanego. Doszukano się również potwierdzenia, że w glebach spoza zasięgu korzeni występuje stosunkowo mniej komórek azotobactera, natomiast ich ilość w ryzosferze rośliny zależy od rodzaju wydzielin korzeniowych i ich oddziaływania na tę bakterię (Brown i in. 1962). Dodatni wpływ bakterii z rodzaju *Azotobacter* na rośliny poza wzbogaceniem gleby w azot może być ponadto efektem stymulującego oddziaływania wytwarzanych przez te bakterie substancji biologicznie aktywnych i na roślinę i inne drobnoustroje ryzosferowe. Bakterie te mogą pełnić funkcję ochronną przed patogenami korzeniowymi hamując ich rozwój przez wydzielane substancje antybiotyczne (Strzelec i Martyniuk 1998).

Im korzystniejsze stworzymy warunki dla rozwoju antagonistycznych promieniowców jak i bakterii z rodzajów np. *Pseudomonas*, *Arthrobacter*, *Azotobacter* tym możemy spodziewać się mniejszego nasilenia występowania patogenów, a tym samym mniejszego porażenia roślin. W aspekcie fitosanitarnym uważa się, że

miernikiem korzystnych zmian, zachodzących w glebie jest m.in. obecność w zespołach mikroorganizmów bakterii wyżej opisanych (Łacicowa 1989). Wykorzystanie zjawisk antagonistycznego oddziaływania między mikroorganizmami jako alternatywnej, w porównaniu z chemiczną, metody ochrony roślin ma szczególne znaczenie w rolnictwie ekologicznym.

Bakterie z grupy coryneform, wśród których znamy zarówno potencjalnych antagonistów jak i bardzo groźne bakterie patogeniczne ziemniaka stanowiły liczny udział ogółu izolowanych bakterii. Zdecydowanie najwyższą ich liczebność odnotowano w strefie korzeniowej ziemniaków dochodzącą do poziomu 10^8 j.t.k. · g⁻¹ św. masy korzeni. O dominującej pod względem liczebności grupy coryneform w ryzosferze roślin uprawnych donoszą prace Kleeberga i in. (1983) oraz Vančura i Kunca (1988). W badaniach własnych na podkreślenie zasługuje to, że w każdym roku prowadzonych obserwacji w ryzosferze i ryzoplane w czasie kwitnienia ziemniaków ilość ich była wyższa w systemie konwencjonalnym (jedyne wyjątek stanowił 1999 rok), a w następnym terminie - w czasie dojrzałości bulw do zbioru nastąpił szybki wzrost ich populacji w uprawie ekologicznej. Prawdopodobieństwo wystąpienia w tak licznie zasiedlającej korzenie grupie bakterii gatunków chorobotwórczych jest dosyć wysokie, a dodatkowo przybiera na znaczeniu, że zainfekowane bulwy trafiające do przechowalni mogą być źródłem infekcji dla zdrowych bulw ziemniaka.

Stymulacyjny wpływ nawożenia mineralnego na rozwój grzybów jest znanym faktem, o czym donoszą liczne pozycje literatury. W prezentowanej pracy większe ilości grzybów izolowano z gleb gospodarstwa ekologicznego niż konwencjonalnego. Mogło to być jednak bardziej uwarunkowane nie stosowaniem chemicznych preparatów do zwalczania patogenicznych grzybów, niż efektem stosowania nawożenia organicznego. Wykorzystywane w gospodarstwie konwencjonalnym fungicydy do zwalczania *Phytophthora infestans* mogły również ograniczać ogólną populację grzybów.

Wpływ na ilościowy i jakościowy stan zbiorowisk grzybów w środowisku uprawnym mają warunki termiczno – wilgotnościowe panujące w badanym rejonie oraz oddziaływanie samych ziemniaków (Choroszewski 1989). Wyniki badań własnych są zgodne z wynikami Pięty i Patkowskiej (2001), wskazujące na liczniejsze zasiedlanie przez grzyby strefy korzeniowej niż gleby poza zasięgiem korzeni. Stymulujący wpływ wydzielanych przez korzenie ziemniaka aminokwasów, a zwłaszcza kwasu glutaminowego i asparaginowego oraz duże ilości cukrów w wydzielinach stwarza

dogodne warunki do rozwoju grzybów (Pięta i Patkowska 2001). Spośród grzybów patogenicznych najczęściej wyosabnianymi w badaniach wyżej wymienionych autorek z ryzosfery ziemniaka okazały się grzyby z rodzaju *Fusarium*, a największy udział stanowił gatunek *F. solni*.

Liczebność *Fusarium* spp. w porównywanych systemach uprawy ziemniaka nie różniła się istotnie statystycznie, jedynie z korzeni starszych roślin pod koniec wegetacji istotnie więcej wyizolowano tych potencjalnych patogenów z uprawy konwencjonalnej niż ekologicznej. Baturó - Czajkowska i in. (1999) obserwowali na tych samych polach produkcyjnych co wykonywano badania niniejszej pracy, większe nasilenie występowania grzybów z rodzaju *Fusarium* w uprawie pszenicy systemem konwencjonalnym niż ekologicznym. Autorzy (1999) ponadto stwierdzają, że niektóre gatunki grzybów bardziej stymulowała uprawa ekologiczna, a inne jak np. *Fusarium* uprawa konwencjonalna. Na podstawie własnych obserwacji dało się zauważyć, że występowanie tych polifagicznych patogenów w dużej mierze zależy od okresu wegetacji. W czasie wschodów ziemniaka odnotowano bowiem największe ilości *Fusarium* spp. w glebie pozaryzosferowej użytkowanej ekologicznie niż konwencjonalnie, podobnie jak w ryzosferze i ryzopłanie. W tej fazie rozwoju młode rośliny są najbardziej narażone na infekcje patogenów (Zarzycka i Czyżewska 1993). Późniejszy spadek populacji *Fusarium* spp. w ryzosferze - w fazie kwitnienia, a w glebie pozaryzosferowej utrzymujący się do końca wegetacji, tłumaczyć można zwiększoną w tym czasie liczebnością antagonistycznych promieniowców i bakterii (Homma 1996).

Według Perucciego i in. (1997) oraz Wyczółkowskiego i in. (1998) uprawa ekologiczna oparta na wprowadzeniu dużej ilości substancji organicznej do gleby wzbogaca ilościowo i jakościowo mikroflorę danej gleby w stosunku do uprawy konwencjonalnej, powodując jednocześnie wzbogacenie środowiska glebowego w biopierwiastki potrzebne do rozwoju uprawianej rośliny i roślin następczych. Ponadto w uprawie ekologicznej z nawożeniem organicznym liczebność drobnoustrojów jest bardziej stała, gdyż potrzebne im pierwiastki mogą czerpać z rozkładanej substancji organicznej przez cały okres wegetacji. Wyniki zaprezentowane w pracy Wyczółkowskiego i in. (1999) dotyczące wpływu systemu ekologicznego i konwencjonalnego na wybrane parametry aktywności biologicznej gleby spod pszenicy ozimej wskazują na mniejszy wpływ systemu uprawy, a większy różnicujący liczebność drobnoustrojów miał okres wegetacji i faza fenologiczna rozwoju rośliny. Przeprowadzone w pracy

badania też wskazują na istotny wpływ terminu pobierania prób odpowiadające stadium rozwojowym ziemniaka.

Większość autorów zarówno krajowych jak i zagranicznych doniesień potwierdza sprzyjający wpływ systemu ekologicznego na rozwój mikroorganizmów glebowych (Workneh i van Bruggen 1994, Wander i in. 1995, Wyczółkowski i in. 1998, Dąbek – Szreniawska i in. 2000, Dąbek – Szreniawska i Wyczółkowski 2001, Lahav i Steinberger 2001). Według Knudsen i in (1999) duża biomasa mikroorganizmów i aktywność biologiczna gleb użytkowana systemem ekologicznym, nie zawsze jest skorelowana z wysoką zdolnością powstrzymywania czynników chorobotwórczych.

Przeprowadzone badania nad właściwościami antagonistycznymi szczepów *Streptomyces* spp. wyizolowanych z badanych obiektów wykazały zróżnicowaną ich aktywność w stosunku do testowanych patogenów i saprofitów. Znacznie więcej przebadanych promieniowców ograniczało rozwój grzybów niż bakterii. Według Choroszewskiego (1989) duże znaczenie w nasileniu i występowaniu patogenicznych gatunków w glebie powodujących choroby ziemniaka ma udział i liczebność mikroorganizmów o właściwościach antagonistycznych w stosunku do tych patogenów oraz oddziaływanie biotyczne między nimi. O ilości antybiotyków i związków toksycznych dyfundujących do pożywki agarowej może wskazywać wielkość strefy inhibicji (Pięta i Patkowska 1997). Znaczenie tych wtórnych metabolitów w biokontroli było już udowodnione (Fravel 1988). W pracy przyjęto, że odzwierciedleniem siły antagonistycznego działania była ujawniająca się po określonym czasie inkubacji strefa zahamowanego wzrostu testowanych mikroorganizmów. Zjawiska antagonizmu, niezależnie od tego jaki jest ich mechanizm, regulują współistnienie różnych gatunków drobnoustrojów, zarówno patogenów i saprofitów (Balicka 1983).

Na podstawie uzyskanych w pracy wyników stwierdzono, że badana populacja promieniowców hamowała wzrost potencjalnych antagonistów. Szczepy *Streptomyces* spp. okazały się najbardziej aktywne w ograniczaniu wzrostu bakterii *Arthrobacter globiformis*. Wynikać to może z tego jak podają niektórzy autorzy (Normansell 1992), że dyfundujące do podłoża antybiotyki znacznie silniej działają na bakterie gramododatnie niż na gramujemne. Wrażliwości *A. globiformis* na działanie promieniowców nie potwierdzają badania Marcinowskiej i Bis (1997), w których tylko 15,5% testowanych szczepów ograniczało wzrost tych bakterii.

W niniejszych badaniach *in vitro* udowodniono zróżnicowane antagonistyczne działanie od słabego do bardzo silnego w stosunku do *Azotobacter chroococcum* u 72,3% szczepów *Streptomyces* spp. W testach wykonanych przez Marcinowską i Bis (1997) stwierdzono bardzo dużą odporność na antybiotyki gatunku *Azotobacter chroococcum* (7,1% badanych szczepów hamowało te bakterie). Ponadto wykryto, że pewna ilość promieniowców 14,2 – 21,3% wpływała stymulująco na wzrost i rozwój asymilatorów azotu atmosferycznego. Jak podaje Strzelec i Martyniuk (1998) wśród zasiedlającej glebę mikroflory oprócz drobnoustrojów wpływających korzystnie na azotobactera mogą występować również drobnoustroje antagonistyczne w stosunku do tej bakterii. Obecnością takich antagonistów tłumaczone jest zjawisko „toksyczności” niektórych gleb względem *Azotobacter chroococcum* i związany z tym brak działania na tych glebach jego szczepionek.

Zebrana kolekcja promieniowców spod uprawy ziemniaka nie była obojętna również wobec antagonistycznego gatunku *Pseudomonas fluorescens*. W mniejszym lub większym stopniu (co nieznacznie zależało od pH podłoża) wzrost tych bakterii ograniczało 67,7% szczepów *Streptomyces* spp. Dla porównania w badanej przez Marcinowską i Bis (1997) grupie 270 promieniowców - 37,8% szczepów wykazywało właściwości antagonistyczne w stosunku do *Pseudomonas fluorescens*, a strefa zahamowanego wzrostu dochodziła do 6 mm. W zebranej literaturze niewiele jest informacji na temat wzajemnego oddziaływania na siebie dwóch różnych mikroorganizmów antagonistycznych. Dużą rolę odgrywają w tym przypadku zjawiska selekcji i przystosowania się bakterii do antybiotyków (Normansell 1992). Niniejsze badania dowodzą o zdolnościach inhibicyjnych badanej kolekcji promieniowców w stosunku do bakterii „pożytecznych”, których aktywność w naturalnym środowisku glebowym nie powinna być zakłócona, a jedynie stymulowana metodami biologicznej ochrony roślin.

W stosunku do bakteryjnych fitopatogenów ziemniaka najwięcej antagonistów wykryto przeciwko *Streptomyces scabies* (60% szczepów na podłożu o pH 6 i 66% na pH 7), a następnie *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (52% izolaty na pH 6 i 53% na pH 7). Najmniej wrażliwymi na działanie *Streptomyces* spp. okazały się patogeniczne bakterie z rodzaju *Erwinia*. Opornym gatunkiem na działanie badanej kolekcji 150 szczepów promieniowców była zwłaszcza *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*. Wyniki uzyskane przez Hayashida i in. (1988) potwierdzają odporność *Erwinia carotovora* na działanie inhibicyjne promieniowców, a które wykazywały

zdolności antagonistyczne wobec innych patogenów ziemniaka. Saleh i in. (1989) w swoich badaniach nad wykorzystaniem mikroorganizmów do zwalczania *Erwinia carotovora* wykryli antagonistyczne właściwości u *Streptomyces* takich jak: *S. venezuelae*, *S. rubiginosus* i *S. recifensis*. Aktywność tych gatunków była jednak wzmagana przez dodatek do podłoża metali ciężkich (Ni, La, Cd). Odporność bakterii na antagonistyczne działanie promieniowców spowodowana jest wytwarzaniem różnych mechanizmów obrony. Często polegają one na zdolności wytwarzania specyficznych enzymów rozkładających substancję antybiotyczną i tym samym uniemożliwiających jej działanie (Kunicki-Goldfinger 1998). Inaktywację antybiotyków mogą wykazywać również niektóre niespecyficzne substancje (Williams 1982).

Zdolności hamowania rozwoju *Streptomyces scabies* przez inne szczepy z tego samego rodzaju obserwowane w niniejszych badaniach potwierdzą doniesienia literaturowe. Hayashida i in. (1988) donoszą o aktywnych promieniowcach współwystępujących z *Streptomyces scabies*, wskutek działania których strefa inhibicji wzrostu patogena dochodziła do 4 cm. Obiecujące wyniki w zwalczaniu *Streptomyces scabies* przez inne gatunki z tego rodzaju lub ich mutanty uzyskali Ryan i Kinkel (1997), Neeno – Eckwall i Schottel (1999) oraz Schottel i in. (2001). Schottel i in. (2001) na podstawie obserwacji przeprowadzonych w szklarni stwierdzili, że zaszczerpione w glebie mutanty dwóch szczepów *Streptomyces* oznaczone 63 i 93 w istotny sposób hamowały kolonizację korzeni roślin przed *Streptomyces scabies* oraz jego żywotność. Na uwagę zasługuje fakt, że badane mutanty w warunkach *in vitro* były mniej aktywne niż rodzicielskie szczepy, natomiast w warunkach *in vivo* okazały się zdecydowanie silniejszymi antagonistami w zwalczaniu sprawcy parcha ziemniaka. Efektywność działania mutantów tłumaczono produkcją antybiotyków i biosyntezą aktywnych inhibitorów działających na patogena. Przetestowany szczep *Streptomyces* 93 i jego mutanty okazały się poza tym antagonistami pięciu fitopatogenicznych grzybów: *Phytophthora* spp., *Fusarium* spp., *Colletotrichum* spp., *Verticillium dahliae*, *Verticillium albo-atrum* (Schottel i in. 2001).

Antagonistyczne oddziaływanie odgrywa bardzo ważną rolę w hamowaniu i rozwoju mikroorganizmów chorobotwórczych, ale także w ograniczaniu ich żywotności. W obrębie rodzaju *Streptomyces* są gatunki, u których poznano działanie na patogeny nie tylko ziemniaka, a także na bakterie chorobotwórcze dla ludzi i zwierząt. Bogucka i in. (1989) na podstawie otrzymanych wyników zauważyli, że *S. scabies* charakteryzował się ograniczającym wpływem na gatunki bakterii

gramdodatnich i niektóre bakterie gramujemne. Nieznacznie hamująco działał na *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* i *Escherichia coli*, a znacznie silniej zahamował rozwój gatunków: *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis* i *Streptococcus agalactiae*. Na uwagę zasługuje jeden z wniosków autorów, że poza szkodliwością sprawcy parcha zwykłego w produkcji ziemniaków, gatunek ten może rozwijać się i przemieszczać w organizmach zwierzęcych powodując rozpad krwinek oraz zmiany anatomopatologiczne zaatakowanych narządów.

Na podstawie przeprowadzonych analiz badanej populacji *Streptomyces* spp. znacznie więcej szczepów działało antagonistycznie na grzyby niż bakterie. Tylko dwa szczepy (co stanowi zaledwie 1,3 % badanej kolekcji) nie wykazały zdolności hamowania wzrostu grzybni, a 20 izolatów w słabym stopniu ograniczało wzrost testowanych grzybów. Największe ograniczenie przyrostu grzybni zaobserwowano przy wspólnym wzroście promieniowców z *Rhizoctonia solani*. Natomiast najslabsze hamujące oddziaływanie promieniowce wykazały w stosunku do *Fusarium solani*. Marcinowska i Bis (1997) podają, że znacznie większą opornością na antybiotyki wydzielane przez promieniowce charakteryzują się grzyby w porównaniu z bakteriami. Autorki w swoich badaniach wykazały, że najmniej wrażliwymi spośród testowanych grzybów były gatunki z rodzaju *Fusarium*.

W badaniach Broadbenta i in. (1971) 80% szczepów *Streptomyces* spp. mykoantagonistycznie działało na takie patogeny jak: *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum*, *Pythium deberyanum* i *Phytophthora* sp. przez produkcję antybiotyków, a pozostałe 20% na zasadzie konkurencji o składniki pokarmowe. W doświadczeniu Boguckiej i in. (1989) nad współdziałaniem *S. scabies* z 21 gatunkami grzybów najczęściej występujących na ziemniakach, obserwowano ograniczenie wzrostu większości testowanych gatunków. Stymulujące oddziaływanie tego promieniowca stwierdzono m.in. w stosunku do *Rhizoctonia solani*, *Fusarium sambucinum* i *Trichoderma viride*. Niektóre gatunki grzybów zareagowały intensywniejszym wytwarzaniem zarodników i stadiów przetrwalnych na granicy z kulturą *S. scabies*.

Wyniki własne oraz innych zaprezentowanych badaczy wskazują na wysoką aktywność mykoantagonistyczną szczepów *Streptomyces* spp. i ich ogromną możliwość wykorzystania do zwalczania chorób grzybowych ziemniaka ale nie tylko, bo jak wiadomo *R. solani* i *F. solani* są czynnikami chorobotwórczymi wielu roślin uprawnych oraz warzywnych.

Wydaje się, że korzystniejsze warunki do rozwoju antybiotycznych promieniowców stwarza się w uprawach systemem ekologicznym. Porównując badane w pracy środowiska promieniowców stwierdzono, że udział antagonistycznych szczepów w stosunku do testowanych mikroorganizmów był różny. Wśród wyizolowanych promieniowców największe strefy zahamowanego wzrostu i rozwoju uzyskano w przypadku szczepów z ryzosfery. Świadczyć to może o korzystnym wpływie wydzielin korzeni ziemniaka na aktywność antybiotyczną *Streptomyces* spp. Porównując liczbowo aktywność promieniowców z dwóch gospodarstw okazało się, że więcej szczepów *Streptomyces* spp. hamujących rozwój bakterii i grzybów pochodziło spod uprawy ziemniaka systemem ekologicznym niż konwencjonalnym. Wzrost grzybni testowanych grzybów był ograniczony w mniejszym lub większym stopniu przez wszystkie szczepy promieniowców z uprawy ekologicznej. Jedyne wyjątek stanowił izolat ZEG-5, który nie hamował *T. koningii*, ale tylko na podłożu o pH 6.

W dostępnej literaturze nie opisywano wyników charakteryzujących aktywność promieniowców wyizolowanych spod upraw prowadzonych systemem ekologicznym i konwencjonalnym. Są doniesienia prezentujące wyniki badań wpływu nawożenia gleby nawozami organicznymi lub mineralnymi na populację i aktywność promieniowców (Smyk i in. 1988, Schisler i Ryder 1991, Marcinowska 1993, Myśków i in. 1996, Marcinowska i Bis 1998). De Brito Alvarez i in. (1995) badali wpływ różnych kompostów dodawanych do niesterylnej gleby powietrznie przesuszonej. Liczba antybiotycznych promieniowców w glebie po czterech tygodniach od założenia doświadczenia, gdzie stosowano cztery komposty wahała się od 1,4 do 3,8 g w porównaniu do kontroli – 1,4 g. Badania prowadzone nad oddziaływaniem pestycydów i herbicydów, na bazie których oparta jest ochrona roślin w gospodarstwach konwencjonalnych dowodzą o zróżnicowanym wpływie na drobnoustroje glebowe zarówno korzystnym jak i niekorzystnym. Gausterov i in. (1972) badali efekt pięciu herbicydów na aktywność antybiotyczną 43 szczepów promieniowców w stosunku do *R. solani* i pięciu innych patogenów roślin. Aktywność niektórych *Actinomycetes* była stymulowana, innych hamowana, a nieliczne wykazały obojętność na badane związki. Niektórzy autorzy donoszą o determinacji promieniowców na stosowane herbicydy, w niektórych kulturach *Streptomyces* spp. obserwowano częściową lub całkowitą atrofie grzybni powietrznej. Z kolei w kulturach *S. griseus* i *S. antibioticus* stwierdzono stymulację aktywności antybiotycznej (Balicka 1983, Banaszekiewicz 1993, Węgorzek i in. 1994). Wszelkie zmiany uwarunkowane są selektywnym działaniem i dawką

herbicydów podobnie jak i pestycydów. Mahmoud i in. (1982) badali wpływ fungicydu Dithane A-40 (stosowano go również w gospodarstwie konwencjonalnym, w każdym roku prowadzonych doświadczeń) i insektycydu Cyolane na mikroflorę ryzosfery oraz występowanie chorób po sztucznym wprowadzeniu do gleby *R. solani*. Stwierdzono, że Dithane A-40 stymulował rozwój promieniowców w ryzosferze, a zarazem odnotowano mniej porażonych roślin zgorzelą – 6,7%. Natomiast Cyolane hamował aktywność *Streptomyces* spp. oraz uzyskano więcej roślin z objawami chorobowymi - 49,9%. Niezależnie od udziału antagonistów w danej grupie mikroorganizmów, ważna jest wielkość ich populacji w określonym środowisku, gdyż może ona w dużej mierze decydować o ich potencjale antagonistycznym.

Należy zwrócić uwagę, że badania nad aktywnością promieniowców antagonistycznych przeprowadzono w warunkach laboratoryjnych, gdzie stworzono wyizolowanym szczepom odpowiednie możliwości wzrostu i rozwoju. Na podstawie doniesień literaturowych wiadomo jednak, że antagonizm szczepów *Streptomyces* spp. w warunkach *in vitro* nie zawsze musi świadczyć o ich antagonistycznych właściwościach w środowisku naturalnym. Większość wydzielanych antybiotyków jest w glebie niestabilna i ulega inaktywacji na skutek czysto fizykochemicznych reakcji lub rozkładu biologicznego. Substancje antybiotyczne m.in. produkowane przez promieniowce, mimo że są silnie adsorbowane na cząstkach glebowych mogą zachować swą biologiczną aktywność przez dłuższy czas (Singleton 1999).

Niestabilność antybiotyków może być wywołana również zmiennym odczynem w glebie. Z badań własnych wynika, że zmiana odczynu podłoża nie wpływała istotnie na aktywność antagonistyczną *Streptomyces* spp. W przypadku grzybów jednak większe możliwości hamowania wzrostu uzyskano na podłożu o pH 6 niż pH 7, co statystycznie udowodniono w testach z *Trichoderma koningii*.

W celu potwierdzenia wyników przeprowadzonych w warunkach laboratoryjnych dotyczących ochronnego działania antagonistycznych promieniowców przeciwko fitopatogenom ziemniaka konieczne jest przeprowadzenie badań w warunkach polowych. Przy wyborze szczepów aktywnie ograniczających wzrost sprawców chorób ziemniaka należy zwrócić uwagę, czy ten sam promieniowiec zarazem silnie nie hamuje innych mikroorganizmów antagonistycznych. Najskuteczniejszym szczepem *Streptomyces* spp. ograniczającym patogeniczne gatunki *Erwinia* spp. był izolat oznaczony ZERp-1, ale jednocześnie wykazywał on silny antagonizm wobec bakterii *A. chroococcum*, *P. fluorescens* i *A. globiformis*. Jedyne spełniającymi warunki do

ochrony przed tymi bakteriami mogą być izolaty ZEG-15 i ZTR-29. Do promieniowców silnie hamujących rozwój *S. scabies*, a nie będących zarazem antagonistami pożytecznych bakterii należały kultury: ZEG-4, ZEG-6, ZTG-1, ZTR-16, ZTR-19. Natomiast wśród 14 szczepów najbardziej ograniczających sprawcę bakteriozy pierścieniowej ziemniaka, jedynie dwa promieniowce oznaczone ZTR-2 i ZTR-25 nie wykazywały silnej inhibicji wobec testowanych bakterii antagonistycznych.

Do tej pory nie udało się opracować skutecznej metody ochrony biologicznej, ani preparatu chemicznego do zwalczania bakteryjnych chorób ziemniaka. Na postawie zebranego piśmiennictwa najwięcej pozycji dotyczy zwalczania sprawcy parcha ziemniaka, niektóre z nich zostały przytoczone w pracy, niewiele jednak znaleziono opracowań opisujących metody ograniczania bakterii *Erwinia* spp. i *Clavibacter* spp. za pomocą antagonistycznych promieniowców.

W zwalczaniu *R. solani* i *F. solani* przez mykoantagonistyczne *Streptomyces* spp. do dalszych badań w warunkach *in vivo* warto by sprawdzić aktywność następujących szczepów: ZER-15, ZER-28, ZER-30, ZERp-3, ZTR-4, ZTR-7, ZTR-20. Wyróżnione kultury promieniowców były jednak nieobojętne na wzrost antagonistycznego grzyba *T. koningii*.

Gatunek *Streptomyces griseovirdis* Anderson *et al.* znany jako składnik handlowego biopreparatu Mycostop zalecany jest do zwalczania nie tylko jednego ale szeregu patogenów nasion i patogenów odglebowych, łącznie z *Rhizoctonia solani* i *Fusarium* sp. (Kulik 1996). Wyizolowano go z torfu fińskiego, a do produkcji materiału zużywa się zarówno żywą grzybnię jak i zarodniki (Lahdenpera 1991). Grupa substancji antybiotycznych określana jako validamycyna i validoxyamina wytwarzana przez *S. hygrioscopus* subsp. *limoneus* została wykorzystana jako substrat preparatu „validamycin A” (Asano i in. 1987). We wstępnych badaniach laboratoryjnych *in vitro* substancje te wykazywały ograniczanie wzrostu w stosunku do *R. solani*. Obecnie „validamycin A” stosowany jest do zwalczania szeregu chorób powodowanych przez *R. solani* m.in. ospowatości *Solanum tuberosum*, zarazie pochew ryżu, zgorzeli siewek ryżu i innych roślin (Yamamoto 1985, Kulik 1996).

W niektórych publikacjach naukowych dotyczących mikrobiologicznego zwalczania fitopatogenów preferuje się stosowanie biopreparatów opartych na mieszaninie komórek różnych bakterii lub bakterii i zarodników grzyba o właściwościach antagonistycznych. Wzajemne potęgowanie działania ochronnego można by wykorzystać także w przypadku stosowania promieniowców badanych w niniejszej pracy. Do przygotowania takiego materiału mikrobiologicznego należałoby

wybrać te szczepy *Streptomyces* spp., które wykazały największą siłę inhibicyjnego działania na patogeny, a były obojętne w stosunku do drobnoustrojów pożytecznych. Warunki takie spełniają szczepy: ZEG-1, ZEG-6, ZEG-10, ZER-5, ZTG-1, ZTR-11, ZTR-19, ZTR-25, które można by przetestować w kombinacjach dwuskładnikowych, czy nawet więcej.

Innym wariantem może być przygotowanie mieszaniny składającej się z aktywnego promieniowca z gatunkiem bakterii lub grzyba o właściwościach antagonistycznych. Pozytywne wyniki uzyskał Tu (1991) stosując *Bacillus subtilis* i *Gliocladium virens* w ochronie fasoli przeciwko *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani* i *Pythium ultimum*. Wzajemne potęgowanie działania ochronnego wystąpiło także w przypadku stosowania *Bacillus subtilis* i *Trichoderma* spp. z fungicydem (Loritto i in.1994). Z kolekcji własnej promieniowców przeciwko *Rhizoctonia solani* i *Fusarium solani*, można by przetestować jednoczesne oddziaływanie szczepu np. ZERp-3 z *Trichoderma koningii* lub ZERp-3 z *Pseudomonas fluorescens* (zarówno *T. koningii* i *P. fluorescens* w innych wcześniejszych badaniach wyróżniały się silnym antagonizmem do *R. solani*). Pięta i Patkowska (1997) donoszą, że przy stosowaniu pojedynczych mikroorganizmów antagonistycznych do zaprawiania nasion, wystąpiły słabsze wschody z liczniejszym udziałem chorych roślin i większym wskaźnikiem chorobowym, aniżeli przy zastosowaniu mieszaniny mikroorganizmów.

Stosowanie materiału mikrobiologicznego sporządzonego z dwóch różnych gatunków mikroorganizmów antagonistycznych może okazać się szczególnie skutecznym działaniem w ochronie kiełkujących ziemniaków, a następnie korzeni i bulw przed chorobotwórczymi mikroorganizmami przeżywającymi w glebie.

Dla uzyskania najpełniejszego zestawu informacji o antagonistycznych właściwościach promieniowców (zasiedlających badane środowisko) słuszne byłoby przeprowadzenie takich badań jak: właściwości enzymatyczne, mechanizm mykolizy i fungistazy czy konkurencji. Uwzględniając jednak pracochłonność tego typu prac przy dużej ilości testowanych szczepów, badania te mogą być realizowane w przyszłości w ramach nowych tematów badawczych, w celu całościowego scharakteryzowania badanej populacji *Streptomyces* spp.

6. WNIOSKI

Na podstawie uzyskanych wyników z przeprowadzonych badań mikrobiologicznych oraz z poczynionych w trakcie doświadczenia obserwacji można wysnuć następujące stwierdzenia i wnioski:

1. System uprawy ziemniaka nie wpływał w sposób istotny na aktywność i liczebność promieniowców w badanych glebach. Populacja *Streptomyces* spp. ulegała dużym wahaniom sezonowym zarówno w glebie poza- i ryzosferowej.
2. Najliczniej pod uprawą ziemniaka występowały bakterie z grupy coryneform i *Arthrobacter* spp., a następnie fluoryzujące *Pseudomonas* spp. Najmniej z gleby i strefy korzeniowej roślin wyizolowano bakterii z rodzaju *Azotobacter*.
3. System uprawy wpływał w sposób zróżnicowany na populacje badanych bakterii i grzybów. Z reguły większą ich liczebność odnotowano w systemie ekologicznym (zwłaszcza pod koniec wegetacji roślin), niż konwencjonalnym. Istotny wpływ różnicujący wielkość oraz dynamikę rozwoju drobnoustrojów miał okres wegetacji i fazy fenologiczne ziemniaka.
4. Szczepy *Streptomyces* spp. różniły się pod względem właściwości antagonistycznych w stosunku do badanych mikroorganizmów. Bardzo szerokie spektrum działania inhibicyjnego wykazywały szczepy np.: ZEG-2, ZEG-3, ZTG-5, ZER-15, ZER-17, ZTR-23, ZTR-24, ZERp-1, zaś wąskie: ZEG-19, ZTG-20, ZER-6, ZER-30, ZTR-2, ZTR-10, ZERp-3, ZERp-14.
5. Wśród testowanych bakterii najbardziej wrażliwymi gatunkami okazały się *Arthrobacter globiformis* oraz *Azotobacter chroococcum*. W stosunku do patogenów z badanej kolekcji promieniowców najczęściej hamowało rozwój *Streptomyces scabies*, a następnie *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*.
6. Groźne patogeny ziemniaka jakimi są *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* i *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* były najbardziej odporne na działanie antybiotycznych promieniowców.

7. Promieniowce okazały się aktywnymi antagonistami testowanych grzybów. Najsilniej szczepy *Streptomyces* spp. hamowały wzrost grzybní *Rhizoctonia solani* i *Trichoderma koningii*, mniej wrażliwym gatunkiem był *Fusarium solani*.
8. Ograniczanie rozwoju potencjalnie antagonistycznych bakterii: *Azotobacter chroococcum*, *Pseudomonas fluorescens*, *Arthrobacter globiformis* oraz grzyba *Trichoderma koningii* przez liczne izolaty z rodzaju *Streptomyces* nie jest korzystnym zjawiskiem.
9. Wśród najbardziej aktywnych *Streptomyces* spp. w stosunku do bakterii i grzybów przeważały szczepy pochodzące z uprawy ekologicznej ziemniaka.
10. Wybrane antagonistyczne szczepy *Streptomyces* spp. spełniają wiele warunków jakimi powinny charakteryzować się biopreparaty: zasiedlają glebę poza- i ryzosferową, są mało wrażliwe na odczyn (zakres pH 6 – 7), wykazują szerokie spektrum działania, hamują rozwój wielu patogennych bakterii i grzybów, a stosunkowo słabo ograniczają wzrost drobnoustrojów pożytecznych. Na szczególną uwagę zasługują tu izolaty: ZEG-1, ZEG-10, ZEG-15 ZER-5, ZER-28, ZTG-1, ZTR-11, ZTR-19, ZTR-25.
11. Dalszy rozwój gospodarstw ekologicznych w Polsce wymaga opracowania i wdrożenia naukowych alternatywnych metod ochrony środowiska. Wydaje się, że promieniowce z rodzaju *Streptomyces* o wysokiej aktywności antagonistycznej mogą być z powodzeniem wykorzystane jako biologiczne czynniki zwalczające patogeny w uprawie ziemniaka.

7. SPIS LITERATURY

1. Alexander M., 1977: Introduction to soil microbiology. John Wiley & Sons, New York.
2. Asano N. Yamaguchi T. Kameda Y. Matsui K., 1987: Effect of validamycins on glycohydrolases of *Rhizoctonia solani*. J. Antibiot., 40, 526 – 532.
3. Badura L., 1985: Mikroorganizmy w ekopodsystemach glebowych – ich występowanie i funkcje. Post. Mikrobiol., 24/3, 153 – 183.
4. Baker C. J., Stavely J.R., 1985: Biocontrol of bean rust by *Bacillus subtilis* under field conditions. Plant Disease, 69, 770 – 772.
5. Bakker A.W., Schippers B., 1987: Microbial cyanide production in the rhizosphere in relation to potato yield reduction and *Pseudomonas* spp. – mediated plant growth stimulation. Soil Biol. Biochem., 19, 451 – 457.
6. Balicka N., 1983: Niektóre aspekty wzajemnego oddziaływania roślin i drobnoustrojów. Post. Mikrobiol., 22/1, 87 – 94.
7. Banaszkiwicz T., 1993: Ochrona roślin czy ochrona środowiska. Ochr. Roślin, 3, 14.
8. Banville G.J., Carling D.E., Otrysko B.E., 1996: *Rhizoctonia* disease on potato. In: *Rhizoctonia* Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control. Ed. B. Sneh, S. Jabaji – Hare, S. Neate, G. Dijst. Kluwer Academic Publis., Dordrecht - Boston - London, 321 – 330.
9. Barabasz W., 1992: Mikrobiologiczne przemiany azotu glebowego. II. Biotransformacja azotu glebowego. Post. Mikrobiol., 31/1, 3 – 33.
10. Barabasz W., Marcinowska K., Bis H., Chmiel M., Galus A., Paśmionka I., Grzyb J., Frączek K., Barabasz J., Opalińska-Piskorz J., Różycki E., Smyk B., Voříšek K., Šiša R., Růžek L., 1997: Wpływ nawożenia mineralnego NPK i dolomitu na kształtowanie się zespołów drobnoustrojów glebowych i występowanie nitrozoamin w środowiskach glebowych górskich ekosystemów trawiastych. W: Drobnoustroje w środowisku występowanie, aktywność i znaczenie. AR Kraków, 39 - 49.
11. Barabasz W., Smyk B., Chmiel M.J., Voříšek K., 1998: Zmęczenie gleby, a skład mikroflory glebowej. W: Ekologiczne aspekty mikrobiologii gleby. AR Poznań, 43 – 56.
12. Baturó – Czajkowska A., Łukanowski A., Sadowski Cz., 1999: Health status of the winter farmed under ecological and conventional conditions. Biul. Polish Academy of Sciences, 47, (2 – 4), 59 – 64.
13. Becking J. H., 1992: The family *Azotobacteraceae*. In: The Prokaryotes. A Handbook of the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, identification, applications. New York – Berlin – London, 2, vol. IV, 3144 – 3170.

14. Benhamou N., Chet I., 1996: Parasitism of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* by *Trichoderma harzianum*: ultrastructural and cytochemical aspects of the interaction. *Phytopathology*, 86, 405 – 416.
15. Bergery's Manual of Systematic Bacteriology, Wyd. IX., 1984 – 1989, Willias & Wilkins Company, Baltimore – Hong Kong – London - Sydney, vol. 4, 2333 - 2507.
16. Bis H., 1997: Kształtowanie się grzybów w ryzosferze pięciu gatunków traw z dodatkiem 30% koniczyny białej oraz ich mieszanki na intensywnym pastwisku górskim. W: *Drobnoustroje w środowisku występowanie, aktywność i znaczenie*. AR Kraków, 51 – 60.
17. Błaszczak W., Glaser T., 1981: *Fitopatologia ogólna*. Skrypty AR Poznań.
18. Bogucka H., Kuczyńska J., Hryckiewicz L., Sambor W., 1989: Oddziaływanie parcha zwykłego na ziemniaki, mikroorganizmy i zwierzęta laboratoryjne. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 374, 79 – 90.
19. Borecki Z., 2001: *Nauka o chorobach roślin*. PWRiL, Warszawa.
20. Borówczak F., Gładysiak S., 1999: Porażenie bulw ziemniaka chorobami w zależności od deszczowania i systemu uprawy. *Progress in Plant Protection / Post. Ochr. Roślin*, 39 (2), 786 – 789.
21. Broadbent P., Baker K.F., Waterworth Y., 1971: Bacteria and actinomycetes antagonistic to fungal root pathogens in Australian soils. *Austral. J. Biol. Sci.*, 24, 925 – 944.
22. Brown M.E., 1972: Plant growth substances produced by micro – organisms of soil and rhizosphere. *J. Appl. Bact.*, 35, 443 – 451.
23. Brown M.E., Burlingham S.K., Jackson R.N., 1962: Studies of *Azotobacter* species in soil. II. Populations of *Azotobacter* in the rhizosphere and effects of artificial inoculation. *Plant Soil*, 17, 320 – 332.
24. Buckman H.C., Brady N.C., 1971: *Gleba i jej właściwości*. PWRiL, Warszawa.
25. Bunt J.S., Rovira A.D., 1955: Microbiological studies of some subantarctic soils. *J. Soil Sci.*, 56, 119 – 128.
26. Burgieł Z., 1995: Fungistatyczna aktywność wodnych wyciągów z zieleń pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica* L.) i korzeni żywokostu lekarskiego (*Symphytum officinale* L.). *Pestycydy*, 4, 21 – 25.
27. Buyer J.S., Kaufman D.D., 1996: Microbial diversity in the rhizosphere of corn under conventional and low-input systems. *Appl. Soil Ecol.*, 5, 21 – 27.
28. Chmiel A., 1982: Dlaczego drobnoustroje produkują antybiotyki? *Post. Mikrobiol.*, 21, 3/4, 211 – 232.

29. Chmiel A., 1991: *Biotechnologia. Podstawy mikrobiologiczne i biochemiczne*. PWN, Warszawa.
30. Choroszewski P.P., 1989: Mikroflora środowiska glebowego pól ziemniaczanych. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 374, 104 – 118.
31. Chotkowski J., Gaziński B., Rembeza J., 1995: Problemy ochrony ziemniaka przed chorobami i szkodnikami. *Post. Nauk Roln.*, 6, 59 – 66.
32. Cimanowski J., Bielenin A., 1995: Biologiczne zwalczanie chorób roślin w świetle badań prowadzonych na świecie. *Ochr. Roślin*, 7, 6.
33. Clulow S.A., Stewart H.E., Dashwood E.P., Wastie R.L., 1995: Tuber surface microorganisms influence the susceptibility of potato tubers to late blight. *Ann. Appl. Biol.* 126, 33 – 43.
34. Collins M.D., Bradbury J.F., 1992: The genus *Clavibacter*. W: *The Prokaryotes. A Handbook of the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, identification, applications*. New York – Berlin – London, 2, 1358 – 1368.
35. Crawford D.L., Lynch J.M., Whipps J.M., Ousley M.A., 1993: Isolation and characterization of actinomycete antagonists of a fungal root pathogens. *Appl. Environ. Microbiol.*, 59, 3899 – 3905.
36. Dahm H., Różycki H., Strzelczyk E., 1986: Bakterie i promieniowce gleb i strefy korzeniowej drzew leśnych. *Post. Mikrobiol.*, 25, 1/2, 103 – 120.
37. Davies F.L., Williams S.T., 1970: Studies on the ecology of Actinomycetes in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 2, 227 – 238.
38. Dąbek – Szreniawska M., Wyczółkowski A.I., 2001: Kształtowanie populacji grup drobnoustrojów biorących udział w przemianach azotu w glebie pod wpływem systemu upraw pszenicy ozimej. *Acta Agrophysica*, 48, 47 – 53.
39. Dąbek – Szreniawska M., Wyczółkowski A.I., Jończyk K., Kuś J., 2000: Współzależności między, systemem uprawy, wodoodpornością agregatów glebowych a liczebnością drobnoustrojów. *Acta Agrophysica*, 38, 47 – 57.
40. De K., Gupta M.K., 1991: Antifungal activity of some soil actinomycetes. *Indian J. Microbiol.*, 31, 53 - 54.
41. De Brio Alvarez M.A., Gagné S., Antoun H., 1995: Effect of compost on rhizosphere microflora of the tomato and on the incidence of plant growth – promoting rhizobacteria. *Appl. Environ. Microbiol.*, 61, 194 – 199.
42. Defago G., Haas D., 1990: Pseudomonads as antagonistic of soilborne plant pathogens: Modes of action and genetic analysis. *Soil Biochem.*, 6, 249 – 291.
43. Domsch K.H., Gams W., 1972: *Fungi in agricultural soil*. Longman Group Limited, London.

44. Dowling D., O'Gara F., 1994: Metabolites of *Pseudomonas* involved in the biocontrol of plant disease. *Trends in Biotechnology*, 12, 4, 133 – 141.
45. Duffy B.K., Defago G., 1999: Environmental factors modulating antibiotic and siderophore biosynthesis by *Pseudomonas fluorescens* biocontrol strains. *Appl. Environ. Microbiol.*, 65, 2429 – 2438.
46. Elliott Juhnke M., Mathre D.E., Sands D.C., 1987: Identification and characterization of rhizosphere - competent bacteria of wheat. *Appl. Environ. Microbiol.*, 53, 2793 - 2799.
47. Elmer W.H., 1995: Association between Mn – reducing root bacteria and NaCl applications in suppression of *Fusarium* crown and root rot of asparagus. *Phytopathology*, 85, 1461 – 1467.
48. Fokkema N.J., 1995: Strategies for biocontrol of foliar fungal diseases. Proc. of 3rd Conf. of European Foundation for Plant Pathology, Poznań, Poland. Ed. M. Mańka, 69 – 79.
49. Frandberg E., Schnurer J., 1998: Antifungal activity of chitinolytic bacteria isolated from airtight stored cereal grain. *Canadian J. Microbiol.*, 44 (2), 121 – 127.
50. Fravel D.R., 1988: Role of antibiosis in the biocontrol of plant diseases. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 26, 75 – 91.
51. Gerhardson B., Alström S., Rämert B., 1985: Plant reactions to inoculation of roots with fungi and bacteria. *Phytopathol. Zeit.*, 114, 108 – 117.
52. Gilman J.C. 1971: A manual of soil fungi. Iowa State Univ. Press.
53. Głuska A., Nowacki W., 2001: Wpływ opadów i warunków glebowych na porażenie bulw parchem zwykłym (*Streptomyces scabies*). Mater. konf. „Ochrona Ziemiaka”. Kołobrzeg 19 – 20 kwietnia 2001, IHAR Oddz. Bonin, 72 – 76.
54. Golenia A., Pajewska M., 1993: Skuteczność zwalczania bakteriozy pierścieniowej w zależności od wczesnego wykrycia choroby. *Ochr. Roślin*, 9, 8 – 10.
55. Gusterov G., Brankova R., Vlahov S., 1972: The influence of some herbicides on the development and the antibiotal activity of actinomycete antagonists with anti – fungal activity spectra. *Symp. Biol. Hungar*, 11, 359 – 363.
56. Hagedorn C., Gould W.D., Bardinelli T.R., 1989: Rhizobacteria of cotton and their repression of seeding disease pathogens. *Appl. Environ. Microbiol.*, 55, 2793 – 2797.
57. Hagedorn C., Holt J.C., 1975: Ecology of soil arthobacters in Clarion – Webster toposequences of Iowa. *Appl. Microbiol.*, 29, 211 – 218.
58. Harrigan W.F., McCance M.E., 1966: Laboratory methods in microbiology. Academic Press, London – New York.

59. Hayashida S., Choi M., Nanri N., Miyaguchi M., 1988: Production of potato common scab – antagonistic biofertilizer from swine feces with *Streptomyces albidoflavus*. Agric. Biol. Chem., 52, 10, 2397 – 2402.
60. Häni F., Popow H., Reinhard A., Schwarz A., Tanner K., Vorlet M., 1998: Ochrona roślin rolniczych w uprawie integrowanej. PWRiL, Warszawa.
61. Hebbar K.P., Davey A.G., Dart P.J., 1992: Rhizobacteria of maize antagonistic to *Fusarium moniliforme*, a soil-borne fungal pathogen: isolation and identification. Soil Biol. Biochem., 24, 979 – 987.
62. Herron P.R., Wellington E.M.H., 1990: New method for extraction of *Streptomyces* spores from soil and application to the study of lysogeny in sterile amended and nonsterile soil. Appl. Environ. Microbiol., 56, 5, 1406 – 1412.
63. Homma Y., 1996: Antibiotics and siderophore producing bacteria. In: *Rhizoctonia* Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control. Ed. B. Sneh, S. Jabaji – Hare, S. Neate, G. Dijst. Kluwer Academic Publis., Dordrecht - Boston - London, 445 – 452.
64. Hooker W.J., 1986: Compendium of Potato Diseases. Published by the American Phytopathological Society, 27 – 59.
65. Huck T.A., Porter N., Bushel M.E., 1991: Positive selection of antibiotic – producing soil isolates. J. Gen. Microbiol., 137, 2321 – 2329.
66. Hutner – Cevera J.C., Eveleigh D.E., 1990: Actinomycetes. W: Soil Biology Guide. D.L. Dindal (Ed.), J. Wiley & Sons, New York, 43 – 47.
67. Hwang B.K., Lim S.W., Kim B.S., Lee J.Y., Moon S.S., 2001: Isolation and in vivo and in vitro antifungal activity of phenylacetic acid and sodium phenylacetate from *Streptomyces humidus*. Appl. Environ. Microbiol., 67, 3739 – 3745.
68. Janowicz K., Wronkowska H., Mazurkiewicz – Zapałowicz K., 1994: Interaction between *Globodera rostochiensis* Woll and *Rhizoctonia solani* Kühn on the potato. Acta Microbiol. Polonica, 43, 2, 205 – 210.
69. Johnson L.F., Curl E.A., Bond J.H., Fribourg H.A., 1960: Methods for studying soil microflora – plant relationships. Burges Publishing Company, 45.
70. Jones D., Keddie R.M., 1992: The Genus *Arthrobacter*. In: The Prokaryotes. A Handbook of the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, Identification, Applications. New York – Berlin – London, 2, vol. II, 1283 – 1299.
71. Kapsa J., 1993: Występowanie parcha zwykłego na ziemniaku w Polsce w latach 1986 – 1992. Mat. Sympozjum „Biotyczne środowisko uprawowe a zagrożenie chorobowe roślin”. Olsztyn, 7 – 9 wrzesień 1993, 235 - 241.
72. Kapsa J., 1996: Rizoctonioza ziemniaka i jej zwalczanie. Ziemniak Polski, 2, 25 - 29.

73. King E.O., Ward M.K., Raney D.E., 1954: Two simple media for the demonstration of pyocyanin and fluorescein. *J. Lab. Clin. Med.*, 44, 303 – 307.
74. Kleeberger A., Castroph H., Klingmuller W., 1983: The rhizosphere microflora of wheat and barley with special reference to gram negative bacteria. *Arch. Microbiol.*, 136, 306 – 311.
75. Knauss J.F., 1976: In vitro antagonistic activity of several *Streptomyces* spp. against species of *Phytium* and *Phytophthora*. *Plant Disease Reporter*, 60, 10, 846 – 850.
76. Knudsen I.M.B., Debosz K., Hockenhull J., Jensen D.F., Elmholt S., 1999: Suppressiveness of organically and conventionally managed soils towards brown foot root of barley. *Appl. Soil Ecol.*, 12, 61 – 72.
77. Kobus J., 1996: Rola mikroorganizmów w przemianach azotu w glebie. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 440, 151 – 172.
78. Kobus J., Czaban J., Gajda A., Masiak D., Książniak A., 1993: Wheat rhizosphere microflora and its effect on plant nutrition and some pathogenic fungi. Part I. Changes of rhizobacterial populations with development of winter wheat. *Rocz. Gleboznaw.*, 64, 45 – 53.
79. Kochman J., Węgorek W., 1997: *Ochrona roślin*. Wyd. Plantpress Kraków.
80. Korn – Wendisch F., Kutzner H.J., 1992: The Family *Streptomycetaceae*. In: *The Prokaryotes. A Handbook of the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, identification, applications*. New York – Berlin – London, 2,
81. Kornilłowicz – Kowalska T., 2000: Oddziaływanie grzybów glebowych (*Micromycetes*) na patogeny oraz szkodniki roślin i jego praktyczny aspekt. *Fragm. Agronomica*, 2 (66), 135 – 155.
82. Kościk B., Bociąg A., Kowalczyk – Juśko A., 1999: Dobór metod wyceny skutków zmian w środowisku przyrodniczym powstających w wyniku stosowania środków ochrony roślin. *Progress in Plant Protection / Post. Ochr. Roślin*, 39 (1), 212 – 217.
83. Kulik M.M., 1996: Actinomycetes, Cyanobacteria and Algae. In: *Rhizoctonia Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control*. Ed. B. Sneh, S. Jabaji – Hare, S. Neate, G. Dijst. Kluwer Academic Publis., Dordrecht – Boston - London, 463 – 471.
84. Kumar A., Tripathi S.C., 1991: Evaluation of the leaf juice of some higher plants for their toxicity against soil borne pathogens. *Plant Soil* 132, 297 – 301.
85. Kunicki – Goldfinger W.J.H., 1998: *Życie bakterii*. PWN, Warszawa.
86. Kurek E., Kobus J., 1990: Korzystne i szkodliwe oddziaływanie mikroflory ryzosferowej na wzrost i rozwój roślin. *Post. Mikrobiol.*, 29, 1 - 2, 103 – 123.

87. Kurzątkowski W., Filipek J., Solecka J., Rozbicka B., Laudy A.E., Starościk B.J., 1998: Fuzja protoplastów, genetyczna rekombinacja *Streptomyces* i biosynteza antybiotyków hybrydowych. *Post. Mikrobiol.*, 37, 3, 305 - 337.
88. Kuś J., 1996: System gospodarowania w rolnictwie – rolnictwo ekologiczne. *Mat. Szkoleniowe 45/95*, IUNG Puławy.
89. Kuś J., 1997: Znaczenie płodozmianu w utrzymaniu żyzności i urodzajności gleb. *Biuletyn Infor. IUNG*, 5, 27 – 30.
90. Kuś J., Stalenga J., 1998: Plonowanie kilku odmian ziemniaka uprawianych w systemach integrowanym i ekologicznym. *Rocz. AR Poznań*, 307, 170 –174.
91. Kwaśna H., 1987: Badania niektórych właściwości saprofitycznych grzybów jako ewentualnych składników biopreparatów do ochrony siewek sosny przed pasożytniczą zgorzelą siewek. *Rocz. Nauk Roln., ser. E*, 17, 2, 133 – 146.
92. Kwiatkowski Z., 1992: Odporność bakterii na antybiotyki. PWN, Warszawa.
93. Lahaw (Lavian) I., Steinberger Y., 2001: Soil bacterial functional diversity in a potato field. *Eur. J. Soil. Biol.*, 37, 59 – 67.
94. Lahdenperä M.L., Simon E., Uoti J., 1991: Mycostop – A novel biofungicide based on *Streptomyces* bacteria. In: Beemster A.B.R., Bollen G.J., Gerlagh M., Ruissen M.A., Schipper B., Tempel A., (eds.) *Biotic Interactions and Soil – borne diseases*. Elsevier, Amsterdam, 258 - 263.
95. Lambert B., Leyns F., Van Rooyen L., Gossele F., Papon Y., Swings J., 1987: Rhizobacteria of maize and their antifungal activities. *Appl. Environ Microbiol.*, 53, 1866 – 1871.
96. Lambert D.H., Loria R., 1989: *Streptomyces acidiscabies* sp. nov. *Int. J. Syst. Bacteriol.*, 39, 387 – 392.
97. Lewosz J., Hołubowska M., 2000: Redukcja patogenów skórki bulw ziemniaka pod wpływem kwasu propionowego. Seminarium specjalistyczne „Aktualne tendencje w technologii i przechowalnictwie ziemniaka jadalnego i sadzeniaków”. *Bonin 27 – 28 czerwiec 2000*, IHAR Oddz. Bonin, 82 – 85.
98. Lewosz J., Hołubowska M., 2001: Biologiczna ochrona roślin przez bakterie antagonistyczne wobec patogenów. *Mat. Konfer. „Ochrona Ziemniaka”*. Kołobrzeg 19 – 20 kwiecień 2001, IHAR Oddz. Bonin, 112 – 115.
99. Linderman R.G., 1988: Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: The mycorrhizosphere effect. *Phytopathology*, 78, 366 – 371.
100. Lityński T., 1976: *Analiza chemiczno – rolnicza*. PWN, Warszawa.
101. Liu D., Anderson N.A, Kinkel L.L., 1995: Biological control of potato scab in the field with antagonistic *Streptomyces scabies*. *Phytopathology*, 85, 827 – 831.

102. Lloyd A.B., Noveroske R.L., Lockwood J.L., 1965: Lysis of fungal mycellium by *Streptomyces* spp. and their chitinase systems. *Phytopathology*, 55, 871 - 875.
103. Loper J.E., Haack C., Schroth M.N., 1985: Population dynamics of soil *Pseudomonas* in the rhizosphere of potato (*Solanum tuberosum* L.). *Appl. Environ. Microbiol.*, 49, 416 - 422.
104. Lorang J.M., Liu D., Anderson N.A., Schottel J.L., 1995: Identification of potato scab inducing and suppressive species of *Streptomyces*. *Phytopathology*, 85, 261 - 268.
105. Lorito M., Peterbaur C., Hayes C.K., Harman G.E., 1994: Synergistic interaction between fungal cell wall degrading enzymes and different antifungal compounds enhances inhibition of spore germination. *Microbiology*, 140, 623 - 629.
106. Lutomirska B., 2000: Plony ziemniaka w zmianowaniu o różnym udziale tej rośliny. *Pam. Puławski*, 120/II, 287 - 290.
107. Łacicowa B., 1989: Systemy ochrony roślin rolniczych przed chorobami. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 374, 21 - 29.
108. Mahmoud S.A.Z., Zaki M.M., Hamed A.S., Sahab A.F., 1980: Rhizosphere and soil microflora of *Vicia faba* var. *equina* as influenced by *Rhizoctonia solani*, inoculation and pesticide treatments. *Egypt. J. Microbiol.*, 15, 53 - 62.
109. Malicki L., 1996: Uwagi o rolnictwie ekologicznym. *Post. Nauk Roln.*, 3, 83 - 91.
110. Mańka K., 1978: Biologiczne zwalczanie chorób roślin a środowisko. *Zesz. Post. Nauk Roln.*, 213, 39 - 46.
111. Marcinowska K., 1977: Promieniowce, występowanie i ich znaczenie w przyrodzie. *Wszechświat*, 12, 310 - 313.
112. Marcinowska K., 1985: Badania nad uzdolnieniami promieniowców i grzybów glebowych w zakresie adsorpcji aflatoksyn. *Acta Agr. et Silv. Ser. Agr.*, 24, 63 - 71.
113. Marcinowska K., 1987: Wpływ aflatoksyn na mikroorganizmy glebowe o uzdolnieniach w zakresie degradacji i adsorpcji tych związków. *Acta Agr. et Silv. Ser. Agr.*, 26, 69 - 80.
114. Marcinowska K., 1993: Występowanie promieniowców antagonistycznych w środowiskach glebowych górskich ekosystemów trawiastych. *Studia Ośrodka Dok. Fizjograf. PAN Kraków*, 12, 161 - 180.
115. Marcinowska K., Bis H., 1997: Występowanie promieniowców antybiotycznych w środowiskach glebowych intensywnych zmianowań specjalistycznych. *W: Drobnoustroje w środowisku występowanie, aktywność i znaczenie. AR Kraków*, 417 - 425.

116. Marcinowska K., Bis H., 1998: Występowanie promieniowców antagonistycznych w glebach górskich ekosystemów trawiastych. Zesz. Naukowe AR Wrocław, 332, 45 – 54.
117. Martin J.P., 1950: Use of acid rose bengal and Streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. Soil Sci., 69, 215 – 232.
118. Martyniuk S., 1988: Międzynarodowa konferencja na temat mikrobiologicznych metod walki z chorobami roślin. Post. Mikrob., 27, 1/2, 165 – 172.
119. Martyniuk S., Gajda A., Kuś J., 1999: Właściwości mikrobiologiczne i biochemiczne gleby pod zbożami uprawianymi w systemie konwencjonalnym, integrowanym i ekologicznym. Congress of the Polish Society of Soil Science and International Scientific Conference „Role of soil in Functioning of Ecosystems”. Lublin 7 – 10 wrzesień 1999, 267 - 268.
120. Martyniuk S., Stachyra A., Wróblewska B., Zięba S., 1997: Związki pomiędzy mikrobiologicznymi i enzymatycznymi właściwościami gleby a plonami ziemniaków. W: Drobnoustroje w środowisku występowanie, aktywność i znaczenie. AR Kraków, 439 – 447.
121. Mazur T., 1999: Przyrodnicze znaczenie zasilania gleb. Nowoczesne Roln., 1, 37.
122. Mikołajska J., 1993: Płodozmian a zdrowotność roślin. Mat. Symposium „Biotyczne środowisko uprawowe a zagrożenie chorobowe roślin”. Olsztyn, 25 – 33 wrzesień, 235 - 241.
123. Mitchell R., Hurwitz E., 1965: Suppresion of *Pythium deberyanum* by lytic rhizosphera bacteria. Phytopathology, 55, 156 – 158.
124. Mocek A., Drzymała S., Maszner P., 1997: Geneza i klasyfikacja gleb. Wyd., AR Poznań.
125. Moreno J., Gonzales Lopez J., Vela G.R., 1986: Survival of *Azotobacter* spp. in dry soils. Appl. Environ. Microbiol., 51, 123 – 125.
126. Myśków W., 1979: Wpływ głębokiej uprawy i zmianowania roślin na właściwości biologiczne gleby. Pam. Puławski, 90, 7 – 9.
127. Myśków W., 1981: Próby wykorzystania wskaźników aktywności mikrobiologicznej do oceny żyzności gleb. Post. Mikrobiol., 20, 173 – 192.
128. Myśków W., Stachyra A., Zięba S., Masiak D., 1996: Aktywność biologiczna gleby jako wskaźnik jej żyzności i urodzajności. Roczn. Glebozn., 47, 1/2, 89 – 99.
129. Myśków W., Zięba S., 1997: Aktywność biologiczna gleby w aspekcie jej żyzności i urodzajności. Biuletyn Infor. IUNG, 5, 24 – 26.

130. Nash S.M., Snyder W.C., 1962: Quantitative estimations by plate count of propagules of the bean root rot *Fusarium* in field soil. *Phytopathology*, 52, 567 – 572.
131. Neeno – Eckwall E.C., Schottel J.L., 1999: Occurrence of antibiotic resistance in the biological control of potato scab disease. *Biological Control*, 16, 199 – 208.
132. Niklwska – Larska T., 1994: Wpływ *Bacillus megaterium* i *Streptomyces variabilis* na łagodzenie toksycznego działania ołowiu w glebie. *Mat. Ogólnopolskiego Sym. „Oddziaływanie między mikroorganizmami i roślinami”*. Kazimierz Dolny, 19 – 20 maj 1994 .
133. Normansell J.D., 1992: Strain improvement in antibiotic producing microorganisms. *J. Chem. Tech. Biotech.*, 32, 296 – 303.
134. Ostrowski J., 1993: Mechanizmy działania herbicydów. *Ochrona roślin*, 11, 8 – 10.
135. Paszkowski W.L., Masiak D., Kobus J., 1996: Biosynteza HCN przez bakterie ryzosfery pszenicy. W: *Teoretyczne i praktyczne aspekty allelopatii*. Puławy, 79 – 85.
136. Paul E.A., Clark F.E., 2000: *Mikrobiologia i biochemia gleb*. Wyd. UMCS Lublin.
137. Perucci P., Bonciarelli U., Santiloschi R., Bianchi A.A., 1997: Effect rotation, nitrogen fertilization and management of crop residues on some chemical, microbiological and biochemical properties of soil. *Biol. Fertil. Soils*, 24, 311 – 316.
138. Pérombelon M.C.M., 1992: The Genus *Erwinia*. The Prokaryotes. In: *A Handbook of the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, identification, applications*. New York – Berlin – London, 2, 2912 – 2921.
139. Pietr S., 1990: Wpływ saprofitycznej mikroflory ryzosfery na wzrost roślin. *Post. Nauk Roln.*, 3, 19 – 38.
140. Pietr S., 1996: Takie małe, a tak potrzebne. *Plon*, 62, 39, 11.
141. Pietr S. Hajduk A., Gotlieb M., 1997: Właściwości fizjologiczne ryzobakterii z rodzaju *Pseudomonas*, a zdolność do stymulacji wzrostu roślin. W: *Drobnoustroje w środowisku występowanie, aktywność i znaczenie*. AR Kraków, 587 – 594.
142. Pietr S., Sobiczewski P., 1993: Możliwości ograniczenia zastosowania bakterii do ochrony roślin przed chorobami. *Mat. Sympozjum „Biotyczne środowisko uprawowe a zagrożenie chorobowe roślin”*. Olsztyn, 7 – 9 wrzesień 1993, 47 – 57.
143. Pięta D., 1997: Niektóre aspekty wykorzystania mikroorganizmów antagonistycznych do zwalczania chorób roślin. *Annales Universit. M. Curie – Skłodowska Lublin – Polonia*, 5, 1 – 8.
144. Pięta D., Patkowska E., 1997: Stosowanie mikroorganizmów antagonistycznych do zwalczania chorobotwórczych grzybów. *Biul. warzywnicz* 66, 31 – 40.

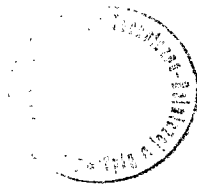
145. Pięta D., Patkowska E., 2001: Wpływ wydzielin korzeniowych różnych roślin uprawnych na skład populacji bakterii i grzybów ze szczególnym uwzględnieniem grzybów patogennych przeżywających w glebie. *Acta Agrobot.*, 54, 1, 95 – 102.
146. Piramowicz W., Songin W., Szysz H., 1993: Występowanie niektórych chorób i mątwika ziemniaczanego (*Globodera rostochiensis* Woll.) w zależności od udziału ziemniaka w strukturze zasiewów. *Mat. Sympozjum „Biotyczne środowisko uprawowe a zagrożenie chorobowe roślin”*. Olsztyn, 7 – 9 wrzesień 1993, 357 – 363.
147. Powell K.A., Jutsum A.R., 1993: Technical and commercial aspects of biocontrol products. *Pestic. Sci.*, 37, 315 – 321.
148. Różański L., Multańska J., 2001: Odporność odmian ziemniaka zarejestrowanych w Polsce na *Clavibacter michiganensis* ssp. *sepedonicus*. *Mater. konf. „Ochrona ziemniaka”*. Kołobrzeg 19 – 20 kwietnia 2001, IHAR Oddz. Bonin, 101 – 103.
149. Russel S., 1974: *Drobnoustroje a życie gleby*. PWN, Warszawa.
150. Russel S., 1977: *Antybiotyki*. PWN, Warszawa.
151. Ryan A.D., Kinkel L.L., 1997: Inoculum density and population dynamics of suppressive and pathogenic *Streptomyces* strains and their relationship to biological control of potato scab. *Biological Control*, 10, 180 – 186.
152. Rychcik B., Zawisłak K. 1998: Produktywność ziemniaka uprawianego w płodozmianie i wieloletniej monokulturze. *Roczniki AR Poznań*, 307, 183 – 188.
153. Sadowski S., Krzysiak A., 1991: Trial using *Trichoderma harzianum* i *Trichoderma lignorum* to control root diseases of lentill (*Lens esculenta* Moench). *Phytopathol. Polonica*, 2(14), 83 – 87.
154. Saleh Y.E., Naguib M.I., Khalil M.S., 1989: *Streptomyces* - bacterial integration: influence of some heavy metals on the efficacy of the biological control of *Erwinia* species. *Egyptian J. Botany*, 32, 63 - 72.
155. Sas – Piotrowska B., Piotrowski W., 1995: Ocena przeciwgrzybowej aktywności wyciągów roślinnych. *Pestycydy*, 4, 13 – 20.
156. Sawicka B., Kuś J., 2000: Plon i jakość ziemniaka w zależności od systemu produkcji. *Pam. Puławski*, 120/II, 379 – 390.
157. Schippers B., Bakker A.W., Bakker P.A., Peer Van R., 1990: Beneficial and deleterious effects of HCN – producing pseudomonads on rhizosphere interactions. *Plant Soil*, 145, 51 – 63.
158. Schisler D.A., Ryder M.H., 1991: Microbial recolonization and suppression of *Rhizoctonia solani* in a bedding – plant potting mix amended with recycled mix before aerated – steam treatment. *Biol. Fert. Soils*, 11, 174 – 180.

159. Schmiedeknecht G., 1993: Biological control of *Rhizoctonia solani* Kühn on potatoes by microbial antagonists. *Archiv. Phytopatol. Plant Protection*, 28, 4, 311 – 320.
160. Schottel J.L., Shimizu K., Kinkel L.L., 2001: Relationships of in vitro pathogen inhibition and colonization to potato scab biocontrol by antagonistic *Streptomyces* spp. *Biological Control*, 20, 102 –112.
161. Seiler H., Kammerbauer J., 1986: Selective medium for isolation of saprophytic coryneform bacteria. *Zentralbl. Microbiol.*, 141, 541 – 551.
162. Shirling E.B., Gottlieb D., 1960: Methods for characterization of *Streptomyces* spp. *Syst. Bacterial*, 16, 313-340.
163. Simon A., Ridge E.H., 1974: The use of ampicillin in a simplified selective medium for the isolation of fluorescent *Pseudomonas*. *J. Appl. Bacterial.*, 37, 459 – 460.
164. Singleton P. 1999: *Bacteria in Biology, Bacteriology and Medicine*. John Wiley & Sons, Ltd.
165. Smagacz J., 2000: Rola zmianowania w rolnictwie zrównoważonym. *Pam. Puławski*, 120, 411 – 414.
166. Smiley R.W., Collins H.P., Rasmussen P.E., 1996: Diseases of wheat in long-term agronomic experiments at Pendleton, Oregon. *Plant Disease*, 80, 813 – 820.
167. Smyk B., 1985: Mikroorganizmy a stabilność ekosystemów polowych. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 306, 127 – 140.
168. Smyk B., Marcinowska K., Różycki E., 1988: Wpływ wybranych zmianowań specjalistycznych na stabilność (homeostazę) agrobiocenoz i produktywność biologiczną ekosystemów. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.*, 331, 13 – 29.
169. Sobiczewski P., 1994: Bakterie jako czynnik biologicznej ochrony roślin przed chorobami. *Postępy Nauk Roln.*, 6, 19 – 33.
170. Sobótka W., 1996: Rola allelopatii w poszukiwaniu proekologicznych środków ochrony roślin. W: *Teoretyczne i praktyczne aspekty allelopatii*. Puławy, 21 – 33.
171. Stempniewicz R., Krzyśko – Łupnicka T., 1994: Wpływ wybranych metabolitów na infekcję roślin grzybami fitopatogennymi. *Mat. Ogólnopolskiego Sym. „Oddziaływanie między mikroorganizmami i roślinami”*. Kazimierz Dolny, 19 – 20 maj 1994.
172. Strzelec A., 1995: Wpływ drobnoustrojów glebowych na rozwój *Rhizobium* i *Bradyrhizobium* i ich symbiozę z roślinami motylkowatymi. Cz. I. Wpływ autochtonicznej mikroflory glebowej i wolnożyjących asymilatorów N₂ rodzajów *Azospirillum* i *Azotobacter*. *Post. Nauk Roln.*, 2, 23 – 34.

173. Strzelec A., Dec – Plewka S., 1992: Wpływ pestycydów na rozwój i aktywność bakterii wiążących N₂. Pam. Puławski, 101, 99 – 107.
174. Strzelec A., Martyniuk M., 1998: Szczepionki *Azotobacter chroococcum* – wpływ na plonowanie roślin okopowych. Zesz. Naukowe AR Wrocław, 332, 109 – 118.
175. Strzelczyk E., 1988: Biologiczne zwalczanie roślinnych patogenów glebowych. Post. Mikrobiol., 27 (3), 255 – 272.
176. Suslow T.V., Kloepper J.W., Schroth M.N., Burr T.J., 1979: Beneficial bacteria enhance plant growth. California Agriculture, 33, 11/12, 15 – 17.
177. Suslow T.V., Schroth M.N., 1982: Rhizobacteria of sugar beets: Effects of seed application and root colonization on yield. Phytopathology, 72, 199 – 206.
178. Sutherland E.D., Papavizas G.C., 1991: Evaluation of oospore hyperparasites for the control of *Phytophthora* crown rot of pepper. J. Phytopathol., 131, 33 – 39.
179. Szajer C., Koths J.S., 1973: Physiological properties and enzymatic activity of an *Arthrobacter* capable of lysing *Fusarium* sp. Acta Microbiol. Polonica Ser. B, 5, 81 – 86.
180. Święcicka I., Buczek J., Fiedoruk K., 2001: *Bacillus thuringiensis* – w zwalczaniu owadów. Medycyna Wet., 57 (12), 859 – 862.
181. Takaki S., Kitamura A., Marumoto T., Tanaka S., Nishiyama M., Ishida D., 1997: Control of *Fusarium* diseases using antagonistic actinomycetes. V. Mechanisms of control of radish yellows with microbial inoculum (Material A). Soil Microorganisms, 49, 27 - 33.
182. Tanii A., Takeuchi T., Horita H., Hornby D., 1990: Biological control of scab, black scurf and soft rot of potato by seed tuber bacterization. Biological control of soil-borne plant pathogens. 143 – 164.
183. Tu J.C., 1986: Hyper parasitisms of *Streptomyces albus* on a destructive mycoparasite *Nectria inventa*. J. Phytopathol., 117, 71, 71 – 76.
184. Tu J.C., 1991: Comparison of the efficacy of *Gliocladium virens* and *Bacillus subtilis* in the control of seed rots and root rots of navy beans. Med. Fac. Landbouw. Rijksuniv. Gent., 56, (2a), 229 – 234.
185. Turhan G., Grossmann F., 1986: Investigation of a great number of actinomycetes isolates on their antagonistic effects against soil-borne fungal plant pathogen by an improved method. J. Phytopathology, 116, 238 – 243.
186. Vančura V., Kunc F., 1977: The effect of Streptomycin and actidione on respiration in the rhizosphere and non – rhizosphere soil. Zentralbl. Bakt. Parasit. Infekt. Hyg., 132, 472 – 478.
187. Vančura V., Kunc F., 1988: Soil microbial associations. Academia, Praha.

188. Walczak F., Grendowicz L., Gąsiorowska A., Jakubowska M., Skorupska A., Tratwal A., Wójtowicz A., 1999: Szkodliwość ważniejszych agrofagów roślin uprawnych w Polsce w 1998 roku oraz wstępne prognozy na rok 1999. *Progress in Plant Protection / Post. Ochr. Roślin*, 39 (1), 263 – 283.
189. Wander M.M., Hedrick D.S., Kaufmann D., Triana S.J., Steinner B.R., Kehrmeier S.R., White D.C., 1995: The functional significance of microbial biomass in organic and conventionally managed soils. *Plant Soil*, 170, 87 – 97.
190. Weller D.M., 1988: Biological control of soilborne plant pathogens in the rhizosphere with bacteria. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 26, 379 – 407.
191. Weyman – Kaczmarkowa W., Pędziwilk Z., 1999: The development of Actinomycetes and fungistatic activity of soils as affected by pH and soil type. *Acta Microbiol. Polonica*, 48, 1, 85 – 92.
192. Węgorek W., Kaszubiak H., Muszyńska M., Durska G., 1994: Wpływ pestycydów na mikroflorę glebową. *Post. Nauk Roln.*, 4, 49 – 55.
193. Williams S.T., 1982: Are antibiotics produced in soil? *Pedobiol.*, 23, 427 – 435.
194. Williams S.T., Davies F.L., 1965: Use of antibiotics for selective isolation and enumeration of Actinomycetes in soil. *J. Gen. Microbiol.*, 38, 251 – 261.
195. Williams S.T., Robinson C.S., 1981: The role of *Streptomyces* in decomposition of chitin in acidic soils. *J. Gen. Microbiol.*, 127, 55 – 63.
196. Workneh F., van Bruggen A.H.C., 1994: Microbial density, composition, and diversity in organically and conventionally managed rhizosphere soil in relation to suppression of corky root of tomatoes. *Appl. Soil Ecol.*, 1, 219 – 230.
197. Wyczółkowski A.I., Dąbek – Szreniawska M., Kucwaj T., Księżopolska A., Stawiński J., Jończyk K., Kuś J., 1998: Zespoły wybranych mikroorganizmów gleby w zależności od sposobu jej uprawy. W: *Ekologiczne aspekty mikrobiologii gleby*. AR Poznań, 357 – 363.
198. Wyczółkowski A.I., Dąbek – Szreniawska M., Wyczółkowska M., Kuś J., 1999: Powiązanie między sposobem nawożenia pszenicy ozimej a liczebnością wybranych mikroorganizmów cyklu azotowego. *Acta Agrophysica*, 23, 185 – 197.
199. Yamamoto H., 1985: Development of validamycin, its controlling effect on rice sheath blight. *Japan Pest. Inform.*, 47, 17 – 22.
200. Zarzycka H., Czyżewska S., 1993: Przegląd patogenicznych gatunków *Fusarium* występujących na roślinach uprawnych w Polsce w latach 1945 – 1991. III. Występowanie gatunków *Fusarium* na roślinach okopowych. *Mat. Sympozjum „Biotyczne środowisko uprawowe a zagrożenie chorobowe roślin”*. Olsztyn, 7 – 9 wrzesień 1993, 463 – 468.

201. Żołobowska L., Pospieszny H., 1997: Występowanie bakterii mokrej zgnilizny (*Erwinia* spp.) na ziemniaku i warzywach w Polsce. *Progress in Plant Protection / Post. Ochr. Roślin*, 37 (1), 160–167.
202. “Dekadowy Biuletyn Agrometeorologiczny” IMiGW.
203. Raport Regionalnego Centrum Doradztwa, Rozwoju Rolnictwa i Obszarów Wiejskich w Przysieku: “Ekofestyn – Rolnicy Ekologiczni u Prezydenta Rzeczypospolitej Polski”. Warszawa, 5 październik 2001.



8. ZAŁĄCZNIK

Strefy inhibicji (mm) wzrostu testowanych bakterii: *Azotobacter chroococcum*, *Pseudomonas fluorescens*, *Arthrobacter globiformis*, *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica* (*Erwinia Ia*), *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* (*Erwinia Id*), *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* i *Streptomyces scabies* w wyniku antagonistycznego oddziaływania szczepów *Streptomyces* spp.

Ozn.: szczepy wyizolowano spod uprawy ziemniaka z gospodarstwa ekologicznego: z gleby pozaryzosferowej – ZEG, ryzosfery – ZER, ryzoplany – ZERp i z gospodarstwa konwencjonalnego: z gleby pozaryzosferowej – ZTG, ryzosfery – ZTR, ryzoplany – ZTRp.

Lp.	Symbol szczepu	<i>A. chroococcum</i>		<i>P. fluorescens</i>		<i>A. globiformis</i>		<i>Erwinia Ia</i>		<i>Erwinia Id</i>		<i>Cms</i>		<i>S. scabies</i>	
		pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6
1	ZEG-1	5,00	3,00	1,50	1,00	2,50	3,00	1,25	0,00	1,00	0,75	3,00	4,00	5,00	6,00
2	ZEG-2	3,00	3,00	6,00	4,00	0,75	1,50	1,00	1,50	1,00	1,00	7,00	7,00	8,50	7,00
3	ZEG-3	2,00	2,00	6,50	5,50	3,50	0,50	1,50	1,50	0,50	0,75	7,00	8,00	1,00	0,00
4	ZEG-4	5,00	0,00	1,50	0,50	0,00	0,00	0,50	0,00	1,00	1,50	0,00	0,00	5,00	5,00
5	ZEG-5	4,00	0,00	10,00	6,00	0,00	0,00	0,50	0,00	0,00	0,00	7,00	7,00	2,50	0,00
6	ZEG-6	2,00	0,00	1,00	0,20	4,00	3,50	1,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	9,00	7,50
7	ZEG-7	2,50	1,00	2,00	2,00	0,10	0,00	1,50	0,00	1,00	0,50	0,00	0,00	2,50	2,50
8	ZEG-8	4,00	4,00	1,00	0,75	1,50	1,25	1,00	1,00	1,00	1,00	0,50	0,75	1,50	1,50
9	ZEG-9	1,00	0,50	0,20	0,20	0,50	0,50	0,50	0,20	0,50	0,30	0,00	0,00	3,00	3,00
10	ZEG-10	1,50	1,50	0,30	0,20	3,00	3,50	0,40	0,40	0,30	0,20	2,50	3,00	3,00	3,00
11	ZEG-11	2,00	1,00	1,50	0,50	0,50	0,50	2,00	1,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,00	1,50
12	ZEG-12	1,00	0,75	1,75	1,00	0,50	1,00	2,00	0,75	2,00	1,00	0,00	0,00	2,00	2,00
13	ZEG-13	1,00	2,00	1,50	3,00	5,00	7,00	0,20	0,00	0,00	0,00	0,20	0,00	3,50	3,00
14	ZEG-14	2,00	0,75	0,20	0,60	0,50	0,20	1,00	0,20	0,00	0,00	1,00	0,50	1,00	1,00
15	ZEG-15	1,50	1,00	0,30	0,00	0,50	0,50	2,00	4,00	4,00	2,00	1,00	0,00	3,00	3,00
16	ZEG-16	0,70	0,50	0,00	0,00	6,00	3,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
17	ZEG-17	0,00	0,20	0,20	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,30	0,00	0,00	3,00	2,00
18	ZEG-18	2,00	4,00	0,20	0,20	2,00	1,50	0,20	0,30	0,00	0,00	4,00	3,00	0,20	0,00
19	ZEG-19	2,00	2,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
20	ZEG-20	0,50	1,00	0,20	0,20	1,50	1,50	0,20	0,20	0,20	0,20	1,00	1,00	1,00	0,50
21	ZEG-21	3,00	2,00	0,20	0,00	2,00	2,00	0,10	0,00	0,20	0,10	1,50	1,00	0,00	0,00
22	ZEG-22	3,00	1,50	0,20	0,10	2,00	2,00	0,10	0,20	0,20	0,20	1,50	1,20	1,00	0,00
23	ZEG-23	0,00	0,40	1,50	1,50	1,50	1,50	0,50	0,20	0,00	0,00	1,00	1,00	4,00	0,00
24	ZEG-24	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	3,00	3,00
25	ZEG-25	0,00	0,00	0,20	0,00	2,00	3,50	5,00	4,50	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

62	ZER-2	0,00	0,00	0,50	0,50	1,00	0,00	0,30	0,30	1,00	1,50	0,50	0,50
63	ZER-3	0,00	0,00	6,00	8,00	3,00	0,00	0,00	0,00	6,00	8,00	1,00	0,50
64	ZER-4	0,70	1,00	4,00	4,00	1,50	0,00	0,00	0,00	3,00	3,00	0,00	0,00
65	ZER-5	0,00	0,00	0,40	0,30	5,50	0,20	0,10	0,00	9,00	11,00	2,00	2,00
66	ZER-6	0,00	0,00	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	0,20
67	ZER-7	2,00	1,00	0,00	0,00	0,20	0,00	0,00	0,50	2,50	0,50	0,50	0,30
68	ZER-8	0,20	0,00	0,00	0,00	0,40	0,00	0,00	0,40	0,00	0,00	1,50	1,00
69	ZER-9	1,50	1,50	0,50	0,00	0,20	0,00	0,00	0,60	2,50	2,00	1,00	0,50
70	ZER-10	0,50	0,40	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	0,50
71	ZER-11	0,20	0,30	0,00	0,00	0,20	0,75	0,50	0,50	0,00	0,00	1,00	0,00
72	ZER-12	1,00	1,50	0,30	0,50	0,00	0,00	0,00	0,50	0,20	0,00	1,00	0,00
73	ZER-13	1,00	0,30	0,20	0,20	2,00	0,20	0,20	0,20	2,00	1,50	0,70	0,00
74	ZER-14	1,00	0,20	0,00	0,00	0,20	2,00	1,00	0,00	0,00	0,00	1,50	1,50
75	ZER-15	1,70	1,70	2,50	2,50	7,00	1,00	1,00	0,00	0,40	0,40	0,75	1,00
76	ZER-16	1,00	0,00	0,20	0,20	3,00	1,00	0,00	0,20	0,50	0,00	4,00	2,00
77	ZER-17	5,00	5,00	1,00	2,00	7,50	5,00	5,00	5,00	2,00	0,50	1,50	1,50
78	ZER-18	0,40	0,30	0,00	0,00	1,00	7,00	5,00	0,00	0,00	0,00	2,00	1,00
79	ZER-19	0,40	0,20	0,00	0,50	1,00	6,00	5,00	0,00	0,50	0,50	0,00	0,00
80	ZER-20	0,00	0,00	0,50	0,30	3,00	4,00	4,00	0,30	0,20	0,20	0,00	0,00
81	ZER-21	4,00	2,00	2,50	2,50	2,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
82	ZER-22	2,00	1,00	0,50	0,00	0,00	0,50	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
83	ZER-23	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	0,20	0,20	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00
84	ZER-24	1,00	2,00	0,20	0,00	1,50	0,00	0,20	0,20	0,00	0,00	1,00	1,00
85	ZER-25	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,00	0,40	0,00	5,00	5,00	0,00	0,00
86	ZER-26	1,00	0,00	3,00	0,00	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	0,50
87	ZER-27	4,00	4,50	0,50	0,00	0,00	0,20	0,30	0,20	2,00	2,50	0,30	0,30
88	ZER-28	1,00	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,50	0,20	4,50	3,50	0,20	0,20
89	ZER-29	0,75	0,50	0,00	0,00	1,00	0,00	0,00	0,00	2,00	2,00	0,00	0,00
90	ZER-30	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
91	ZTR-1	1,25	1,75	0,00	0,00	0,30	0,00	0,00	0,00	3,00	4,00	0,00	0,00
92	ZTR-2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,00	0,00	0,00	7,00	10,00	0,70	0,70
93	ZTR-3	0,60	0,30	0,70	1,00	1,30	0,00	0,00	0,00	1,20	0,80	0,00	0,00
94	ZTR-4	1,00	0,50	0,50	0,40	1,00	0,30	0,30	0,20	2,50	1,50	0,00	0,00
95	ZTR-5	1,25	1,25	1,50	1,00	1,00	0,00	0,00	0,50	1,00	1,00	1,00	1,00
96	ZTR-6	0,00	0,00	0,20	0,70	0,00	0,40	1,00	0,00	0,50	0,00	0,00	0,00
97	ZTR-7	1,50	0,60	0,30	0,20	3,50	0,20	1,00	1,00	1,00	0,50	0,00	0,00

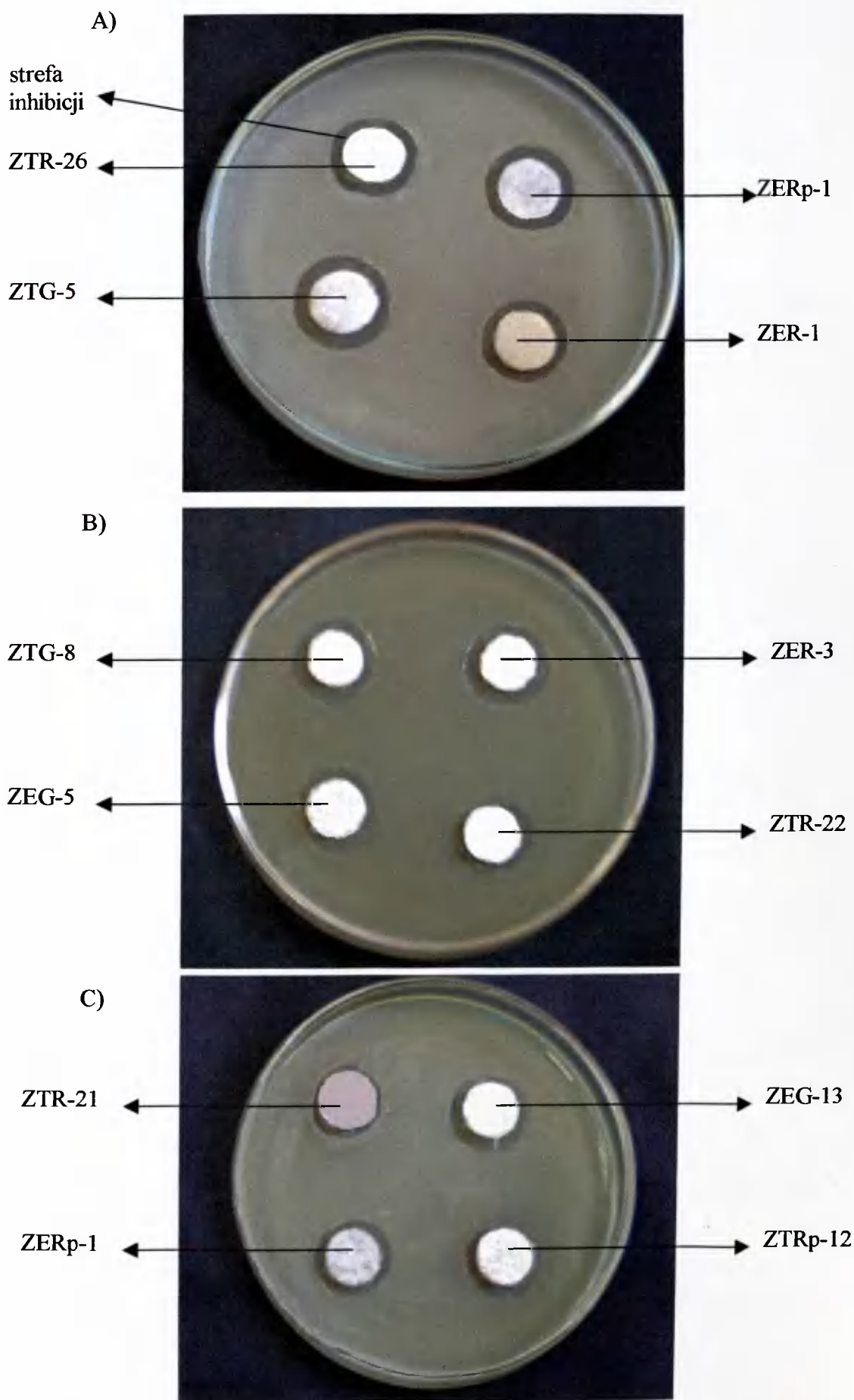
134	ZERp-14	0,50	0,75	6,50	6,50	6,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
135	ZERp-15	2,00	1,50	0,00	0,00	0,00	2,00	2,00	0,00	0,00	0,00	0,00	4,00	4,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
136	ZTRp-1	1,50	2,00	0,20	0,20	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,50	0,00	0,00	0,50	0,00	0,50	0,50	0,50
137	ZTRp-2	2,00	2,00	0,20	0,20	0,50	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20	0,00	1,00	1,00	1,00	1,00
138	ZTRp-3	1,00	1,00	0,40	0,40	0,20	0,50	0,20	0,30	0,30	0,50	0,20	0,00	0,00	0,20	0,50	0,50	0,50	0,50
139	ZTRp-4	0,20	0,75	0,10	0,10	0,40	0,00	0,30	0,20	0,40	0,30	0,20	0,00	0,00	0,20	0,50	0,50	0,50	0,50
140	ZTRp-5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	0,50	0,30	0,10	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	0,50	0,50	0,50
141	ZTRp-6	3,00	1,50	0,50	0,50	0,30	1,00	1,50	0,00	0,00	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
142	ZTRp-7	4,00	2,00	0,20	0,20	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	3,50	3,50	3,00	3,00
143	ZTRp-8	0,00	0,00	3,00	3,00	2,00	0,00	0,20	0,00	0,00	0,20	0,20	0,00	0,00	0,00	6,00	6,00	5,00	5,00
144	ZTRp-9	0,00	0,00	0,20	0,20	0,20	0,30	0,20	0,20	0,00	0,20	0,40	0,20	0,00	0,20	1,00	1,00	0,00	0,00
145	ZTRp-10	0,20	0,20	0,20	0,20	0,00	0,50	0,30	0,00	0,50	0,00	0,00	2,70	2,70	1,00	3,00	3,00	3,00	3,00
146	ZTRp-11	0,50	1,00	0,20	0,20	0,30	5,00	4,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	0,50	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00
147	ZTRp-12	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,00	2,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,20	0,30	0,00	0,00	0,00	0,00
148	ZTRp-13	0,00	0,30	0,10	0,10	0,20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,00	3,00	3,00	2,00	0,00	0,00	0,00	0,00
149	ZTRp-14	2,00	2,00	3,00	3,00	1,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,20	1,30	1,30	3,50	0,00	0,00	0,00	0,00
150	ZTRp-15	2,50	2,50	3,50	3,50	2,50	3,00	2,00	2,00	0,75	3,50	3,00	0,50	0,50	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00

Strefy inhibicji (mm) wzrostu grzybni *Trichoderma koningii*, *Fusarium solani* i *Rhizoctonia solani* w wyniku mykoantagonistycznego oddziaływania szczepów *Streptomyces spp.* wyizolowanych spod uprawy ziemniaka. Ozn. jak w załączniku 1.

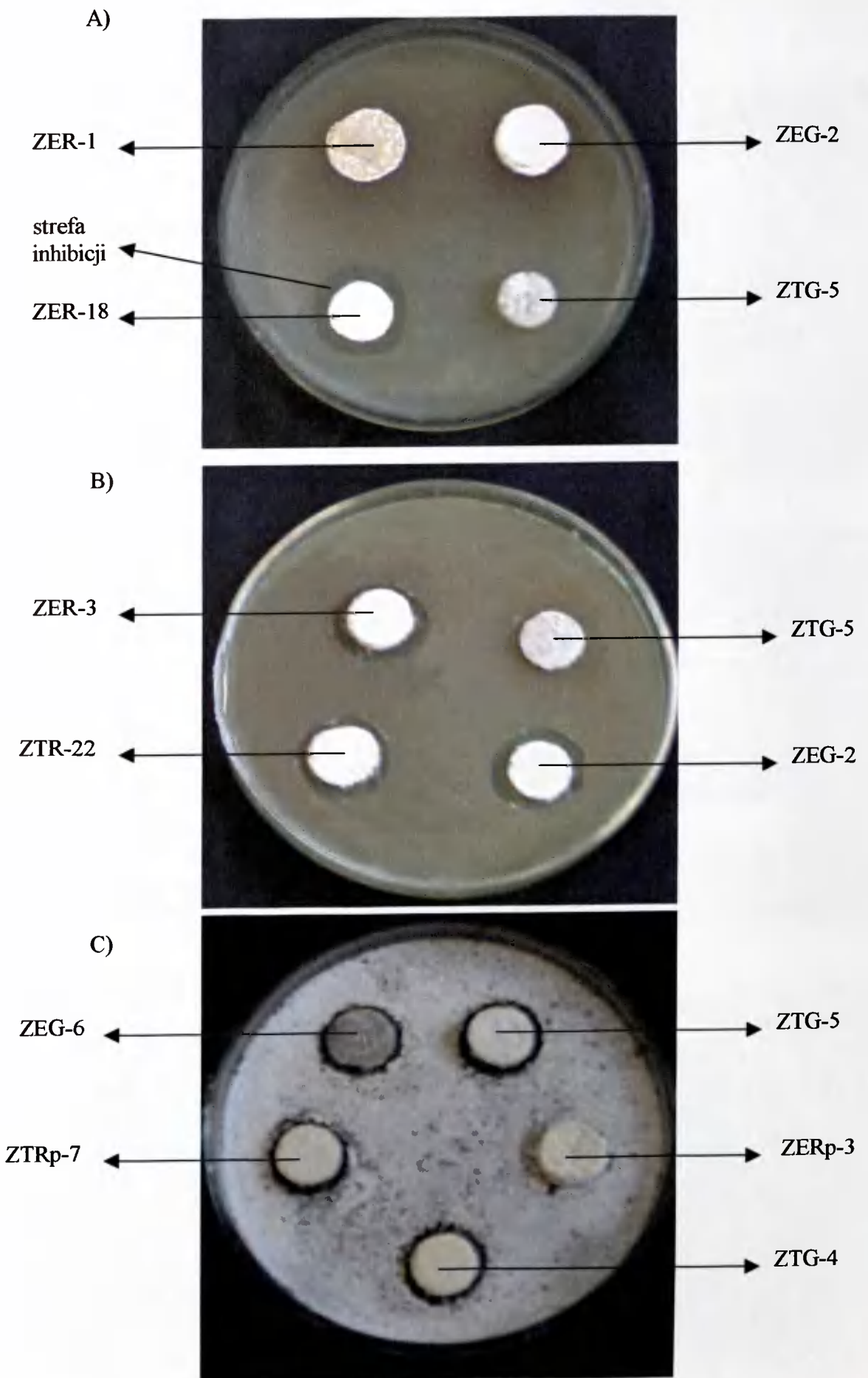
Lp.	Symbol szczepu	<i>Trichoderma koningii</i>		<i>Fusarium solani</i>		<i>Rhizoctonia solani</i>		Lp.	Symbol szczepu	<i>Trichoderma koningii</i>		<i>Fusarium solani</i>		<i>Rhizoctonia solani</i>	
		pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6			pH 7	pH 6	pH 7	pH 6	pH 7	pH 6
1	ZEG-1	27,33	37,00	16,67	19,33	27,00	25,33	31	ZTG-1	20,67	29,67	16,00	19,00	23,33	29,00
2	ZEG-2	17,33	27,67	14,33	18,33	22,67	23,33	32	ZTG-2	26,33	34,00	17,33	16,00	28,00	32,67
3	ZEG-3	25,00	34,33	18,33	19,67	27,00	30,33	33	ZTG-3	15,33	27,00	11,67	15,00	17,33	23,33
4	ZEG-4	24,67	34,00	17,33	20,00	26,00	31,33	34	ZTG-4	19,00	21,67	18,33	16,67	21,00	19,00
5	ZEG-5	18,00	0,00	14,00	12,33	20,67	21,00	35	ZTG-5	19,67	27,00	11,33	13,00	22,33	23,33
6	ZEG-6	27,00	27,00	17,00	16,00	27,67	24,67	36	ZTG-6	10,33	8,00	9,33	9,67	13,00	15,33
7	ZEG-7	18,33	24,33	11,00	11,67	17,67	18,67	37	ZTG-7	17,33	21,67	12,00	12,00	20,00	18,67
8	ZEG-8	16,67	26,33	13,33	14,67	22,33	21,00	38	ZTG-8	13,00	22,33	9,00	10,67	14,00	19,00
9	ZEG-9	20,00	29,33	17,67	18,67	21,67	24,00	39	ZTG-9	19,33	25,33	9,67	12,67	20,00	24,67
10	ZEG-10	14,00	28,00	10,00	11,67	30,67	29,33	40	ZTG-10	16,67	24,33	10,33	11,33	18,00	16,67
11	ZEG-11	25,00	34,33	17,33	16,67	26,33	29,00	41	ZTG-11	17,33	28,33	16,00	18,67	15,00	23,00
12	ZEG-12	22,00	33,33	15,00	14,00	26,33	31,33	42	ZTG-12	22,00	27,67	13,00	14,33	24,67	27,00
13	ZEG-13	22,00	31,33	20,00	19,00	26,67	30,00	43	ZTG-13	24,67	0,00	19,33	14,33	31,33	25,33
14	ZEG-14	20,00	25,67	11,33	12,33	22,00	24,67	44	ZTG-14	19,00	26,33	17,33	17,00	14,00	22,33
15	ZEG-15	24,67	24,33	16,00	11,00	28,33	22,67	45	ZTG-15	21,00	26,33	14,00	15,33	30,00	27,33
16	ZEG-16	26,00	30,67	13,33	14,00	28,00	29,33	46	ZTG-16	25,00	0,67	14,67	13,00	30,67	20,67
17	ZEG-17	23,00	30,00	9,00	11,33	21,67	23,00	47	ZTG-17	20,33	30,00	9,00	12,00	24,00	28,00
18	ZEG-18	26,67	31,33	17,33	18,00	30,67	32,67	48	ZTG-18	20,00	28,33	12,00	13,67	24,33	25,00
19	ZEG-19	25,33	32,00	14,67	14,00	27,00	24,67	49	ZTG-19	20,67	28,00	13,33	12,67	28,33	31,00
20	ZEG-20	24,67	33,67	15,67	14,00	27,33	26,00	50	ZTG-20	32,67	32,67	10,33	12,67	23,00	28,00
21	ZEG-21	24,00	28,00	16,33	17,33	28,33	31,33	51	ZTG-21	24,67	33,67	16,33	15,67	26,67	31,00
22	ZEG-22	23,67	31,67	15,00	15,00	28,00	30,67	52	ZTG-22	20,00	26,33	12,00	11,00	21,67	25,00
23	ZEG-23	23,00	28,67	15,33	14,33	31,00	28,00	53	ZTG-23	25,33	31,67	14,67	15,00	32,00	33,33
24	ZEG-24	25,33	29,00	13,00	12,33	27,33	26,67	54	ZTG-24	17,33	29,00	11,33	12,67	26,00	30,67
25	ZEG-25	19,00	28,67	14,33	17,00	26,00	29,00	55	ZTG-25	23,33	29,00	12,00	12,67	28,67	24,67
26	ZEG-26	18,33	25,67	4,67	11,00	28,00	32,33	56	ZTG-26	23,67	34,00	11,67	12,00	29,33	28,67
27	ZEG-27	28,67	34,33	17,00	18,67	32,00	33,67	57	ZTG-27	24,33	30,67	12,00	12,67	29,00	28,33
28	ZEG-28	13,67	27,33	6,67	13,33	23,67	30,33	58	ZTG-28	24,33	31,33	9,00	14,00	32,00	31,67
29	ZEG-29	25,00	34,33	13,00	13,33	29,67	27,67	59	ZTG-29	11,00	24,33	6,67	14,00	28,33	26,67
30	ZEG-30	18,00	31,00	16,00	15,00	24,00	25,67	60	ZTG-30	28,00	33,67	12,33	17,00	29,67	33,67

61	ZER-1	17,67	30,33	19,67	18,33	15,00	22,33	99	ZTR-9	29,00	27,33	20,00	18,33	32,00
62	ZER-2	22,00	28,00	11,33	11,67	21,33	23,00	100	ZTR-10	26,33	37,67	12,67	18,00	32,00
63	ZER-3	24,67	30,00	12,33	12,33	27,33	25,67	101	ZTR-11	22,00	23,67	15,67	12,00	29,00
64	ZER-4	26,00	30,67	21,00	17,33	30,33	30,67	102	ZTR-12	26,33	35,67	16,00	15,33	27,67
65	ZER-5	27,00	37,33	25,00	24,00	28,00	33,67	103	ZTR-13	30,00	34,00	15,00	11,33	29,67
66	ZER-6	23,33	26,33	10,00	11,67	26,00	29,33	104	ZTR-14	16,00	30,33	5,33	11,33	29,67
67	ZER-7	27,30	31,33	15,33	11,67	29,00	24,67	105	ZTR-15	24,67	32,33	10,33	12,67	28,67
68	ZER-8	26,33	28,33	10,33	18,00	29,33	34,67	106	ZTR-16	29,33	8,67	19,00	11,67	32,00
69	ZER-9	30,00	40,00	14,00	16,67	31,67	36,00	107	ZTR-17	25,00	30,00	9,67	14,00	32,00
70	ZER-10	29,33	36,00	14,33	14,67	32,00	36,00	108	ZTR-18	19,67	9,00	11,67	11,67	29,00
71	ZER-11	28,00	36,33	14,00	13,67	32,00	34,00	109	ZTR-19	30,00	30,00	17,67	16,33	23,00
72	ZER-12	27,33	37,00	11,33	15,67	32,00	36,00	110	ZTR-20	29,33	32,67	20,33	21,33	32,00
73	ZER-13	23,00	24,67	17,00	17,00	29,00	27,00	111	ZTR-21	19,67	9,00	5,33	11,33	32,33
74	ZER-14	12,33	19,33	10,33	9,67	17,67	16,67	112	ZTR-22	9,00	18,00	11,67	11,67	21,35
75	ZER-15	28,00	37,00	20,33	20,67	29,00	35,33	113	ZTR-23	22,00	23,67	10,33	12,67	21,67
76	ZER-16	21,33	28,67	11,33	12,33	18,00	29,67	114	ZTR-24	24,33	30,33	10,00	10,00	25,35
77	ZER-17	29,00	32,00	17,33	16,67	32,00	33,00	115	ZTR-25	21,00	29,67	13,67	11,00	25,00
78	ZER-18	28,67	28,67	20,33	18,33	32,00	28,33	116	ZTR-26	29,33	32,67	16,67	15,33	27,67
79	ZER-19	29,33	35,33	17,67	16,33	31,33	31,67	117	ZTR-27	25,00	30,00	17,67	16,33	30,67
80	ZER-20	18,33	31,00	18,33	20,00	32,00	32,33	118	ZTR-28	26,33	35,67	20,33	21,33	29,00
81	ZER-21	12,33	19,33	10,00	11,67	21,33	23,00	119	ZTR-29	27,33	36,33	19,67	18,33	27,67
82	ZER-22	22,00	28,00	14,00	13,67	26,00	29,33	120	ZTR-30	30,00	36,00	21,67	22,67	32,00
83	ZER-23	21,33	28,67	14,33	14,67	29,00	27,00	121	ZERP-1	15,67	22,33	12,67	13,67	29,67
84	ZER-24	23,33	26,33	12,33	12,33	27,33	25,67	122	ZERP-2	24,67	20,00	11,67	9,33	32,00
85	ZER-25	23,00	24,67	11,33	12,33	31,67	35,33	123	ZERP-3	28,00	34,33	20,33	20,00	32,00
86	ZER-26	26,00	30,67	14,00	16,67	32,00	34,00	124	ZERP-4	14,67	19,67	11,33	11,67	36,00
87	ZER-27	28,00	37,00	14,33	18,00	29,33	34,67	125	ZERP-5	27,67	17,33	16,00	11,33	25,35
88	ZER-28	27,33	37,00	21,00	20,67	32,00	33,00	126	ZERP-6	27,00	32,00	12,67	14,33	32,00
89	ZER-29	30,00	40,00	20,33	18,33	29,33	34,67	127	ZERP-7	16,67	28,67	7,67	10,00	30,00
90	ZER-30	28,00	36,33	25,00	24,00	32,00	36,00	128	ZERP-8	16,33	28,67	7,33	10,00	26,33
91	ZTR-1	24,33	30,33	15,67	11,00	25,00	24,33	129	ZERP-9	26,33	34,67	14,67	22,33	26,33
92	ZTR-2	21,00	29,67	10,00	10,00	21,33	21,33	130	ZERP-10	19,00	28,67	7,00	11,00	32,00
93	ZTR-3	30,00	36,00	19,00	19,00	32,00	34,00	131	ZERP-11	14,67	19,67	11,30	9,33	32,00
94	ZTR-4	26,00	33,33	25,33	21,00	32,00	33,00	132	ZERP-12	27,00	28,67	20,30	20,00	36,00
95	ZTR-5	9,00	18,00	7,00	8,33	21,67	22,00	133	ZERP-13	19,00	32,00	14,67	22,33	20,00
96	ZTR-6	20,00	31,00	16,33	17,33	25,33	32,67	134	ZERP-14	27,00	32,00	11,33	11,33	25,35
97	ZTR-7	27,33	36,33	21,67	22,67	30,00	35,00	135	ZERP-15	26,33	34,67	12,67	13,67	20,67
98	ZTR-8	27,00	22,00	19,67	19,00	30,67	28,33	136	ZTRp-1	22,00	27,00	10,67	11,67	26,33

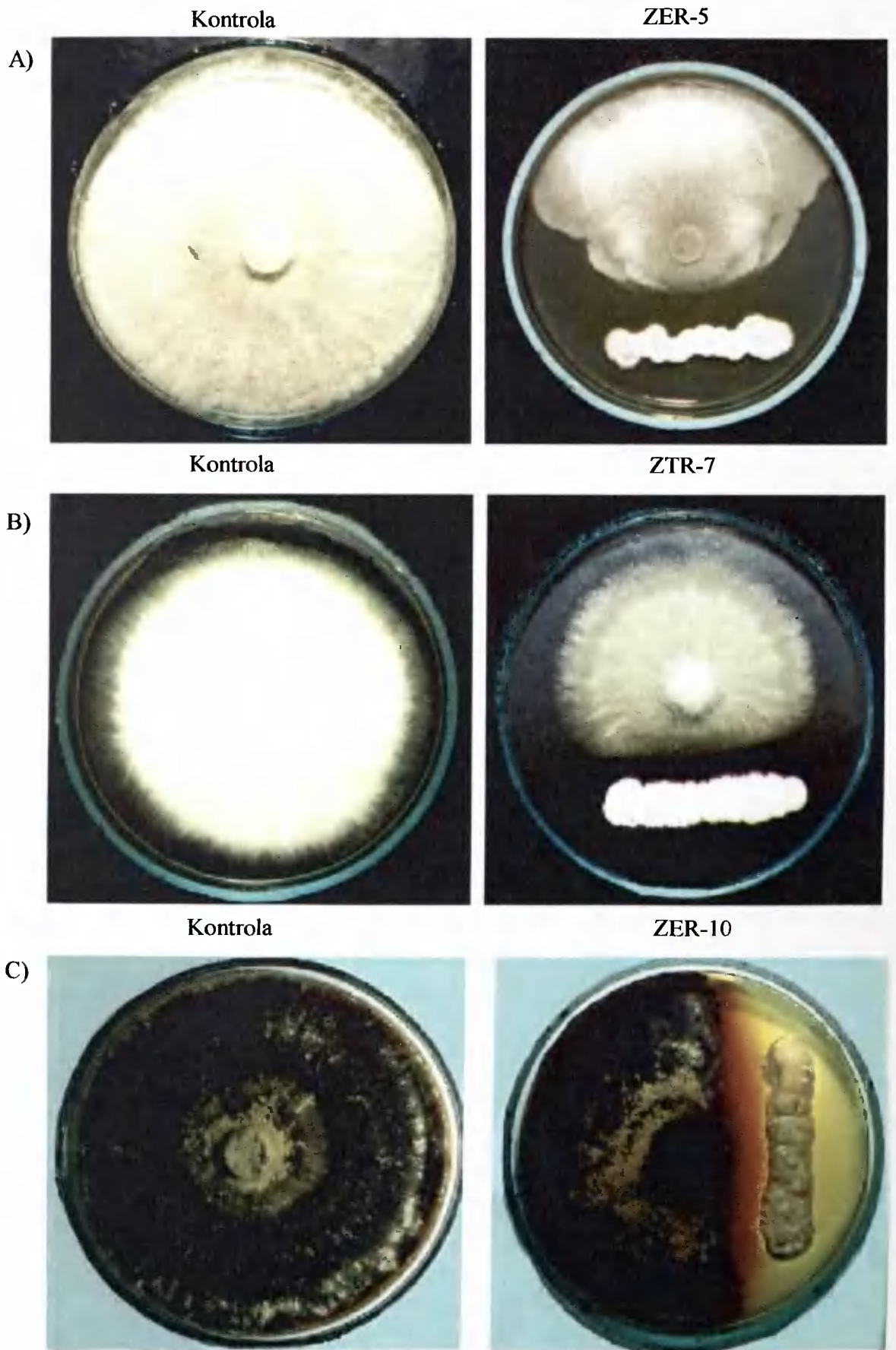
9. FOTOGRAFIE



Fot. 1. Efekt antagonistycznego działania szczepów *Streptomyces* spp. na wzrost bakterii: A) – *Azotobacter chroococcum*, B) – *Pseudomonas fluorescens*, C) – *Arthrobacter globiformis*.



Fot. 2. Efekt antagonistycznego działania szczepów *Streptomyces* spp. na wzrost bakterii:
 A) – *Erwinia carotovora* subsp. *artroseptica*, B) – *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*, C) – *Streptomyces scabies*.



Fot.3. Efekt antagonistycznego działania szczepów *Streptomyces* spp. na wzrost grzybni: A) - *Trichoderma koningii*, B) - *Fusarium solani*, C) - *Rhizoctonia solani*, w stosunku do kontroli.

Biblioteka Główna ATR
w Bydgoszczy

CZYT

D227