UNIWERSYTET TECHNOLOGICZNO-PRZYRODNICZY
J.J. ŚNIADECKICH W BYDGOSZCZY

WYDZIAŁ ROLNICZY
KATEDRA FITOPATOLOGII

LESZEK WOJCIECH LENC

Aspekt fitopatologiczny zbiorowisk grzybów zasiedlających *Solanum tuberosum* i jego środowisko glebowe w ekologicznym i integrowanym systemie uprawy ze szczególnym uwzględnieniem rodzajów *Rhizoctonia i Fusarium*

Rozprawa doktorska
wykonana w Katedrze Fitopatologii Wydziału Rolniczego
Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego
w Bydgoszczy
pod kierunkiem
prof.zw. dr hab. Czesława Sadowskiego

Badania wykonane w ramach grantu promotorskiego 2 P06R 042 30

Bydgoszcz 2008

Prawdziwej wdzięczności
nie można niestety wyrazić słowami

J. W. Goethe

Panu
Prof. zw. dr hab. Czesławowi Kazimierzowi Sadowskiemu
za opiekę, życzliwość oraz pomoc
w trakcie pisania niniejszej pracy
oraz wszystkim pracownikom Katedry Fitopatologii
za dzielenie się swoją wiedzą i życzliwe rady
składam serdeczne podziękowania.

Szczególnie dziękuję Pani mgr inż. Alicji Sowie za pomocną dłoń
w mikroskopowej identyfikacji grzybów
oraz
Panu dr inż. Aleksandrowi Łukanowskiemu za cenne uwagi przy
badaniach molekularnych.

Spis treści

1. Wstęp i cel pracy 4

2. Przegląd literatury 6

2.1. Skład mikrobiologiczny gleby 6

2.1.1 Rola systemu uprawy i zabiegów agrotechnicznych w kształtowaniu środowiska glebowego 6

2.1.2 Relacje między roślinami i mikroorganizmami glebowymi 9

2.1.3 Potencjalnie antagonistyczne i chorobotwórcze grzyby w uprawie ziemniaka 12

2.2. Rizoktonioza ziemniaka – *Thanatephorus cucumeris* (st. strzępkowe *Rhizoctonia solani*) 15

2.3. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.) 20

2.3.1 Taksonomia grzybów rodzaju *Fusarium* 20

2.3.2 *Fusarium* spp. powodujące suchą zgniliznę bulw ziemniaka 21

2.3.3 Toksynotwórczość grzybów rodzaju *Fusarium* 25

3. Materiał i metody badań 28

3.1. Charakterystyka badanych odmian ziemniaka oraz ich odporność na podstawowe choroby 28

3.2. Elementy agrotechniki 29

3.3. Ocena zdrowotności ziemniaka 34

3.3.1 Kiełki 34

3.3.2 Bulwy po zbiorze 35

3.3.3 Zastosowane skale 35

3.4. Pobieranie prób gleby i korzeni ziemniaka 35

3.5. Badania laboratoryjne 36

3.5.1 Izolacja grzybów z gleby pozaryzosferowej, ryzosfery, ryzoplany i korzeni 36

3.5.2 Izolacja grzybów z sucho gnijących bulw ziemniaka 37

3.6. Badania molekularne 38

3.6.1 Przygotowanie materiału do izolacji DNA 38

3.6.2 Izolacja DNA 38

3.6.3 Łańcuchowa reakcja polimerazy (PCR) 40

3.6.4 Elektroforeza 41

3.7. Badania zawartości mykotoksyn z grupy trichotecenów w ziemniakach sztucznie inokulowanych *Fusarium sambucinum* i *Fusarium solani* 41
3.8. Metody opracowania wyników 43
5.4. Warunki pogodowe 44
5. Wyniki badań 47
5.1 Zbiorowiska grzybów środowiska glebowego w zależności od systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka 48
5.1.1 Grzyby wyizolowane z gleby pozaryzosferowej ziemniaka 48
5.1.2 Grzyby wyizolowane z ryzosfery ziemniaka 55
5.1.3 Grzyby wyizolowane z ryzoplany ziemniaka 61
5.1.4 Grzyby wyizolowane z korzeni ziemniaka 67
5.2 Wpływ systemu uprawy na występowanie zgnilizny kiełków oraz porażenie bulw przez *R. solani* i *Fusarium* spp. 71
5.2.1 Zgnilizna kiełków (*R. solani*) 71
5.2.2 Ospowatość bulw (*R. solani*) 73
5.2.3 Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.) 75
5.2.4 Grzyby wyizolowane z bulw z objawami suchej zgnilizny 75
5.3 Wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na występowanie zgnilizny kiełków oraz porażenie bulw przez *R. solani* i *Fusarium* spp 78
5.3.1 Zgnilizna kiełków (*Rhizoctonia solani*) 78
5.3.2 Ospowatość bulw (*Rhizoctonia solani*) 81
5.3.3 Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.) 83
5.4 Badania molekularne metodą PCR 83
5.4.1 Określanie przynależności gatunkowej i grup anastomozowych (*Rhizoctonia solani*) 83
5.4.2 Określanie potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów przez *F. solani* 90
5.4.3 Określanie potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów i eniatyn przez *F. sambucinum* 93
5.5. Patogeniczność i toksynotwórczość *F. sambucinum* i *F. solani* 99
6. Dyskusja 104
7. Wnioski 116
8. Spis literatury 118

1. Wstęp i cel pracy

Znajomość grzybów środowiska glebowego odgrywa dużą rolę w kształtowaniu jego korzystnych właściwości, mających na celu poprawę zdrowotności roślin. Stan wiedzy o tych mikroorganizmach oraz pełnionych przez nie funkcjach jest ciągle niewystarczający. Skład grzybów glebowych zależy od jej typu, systemu uprawy oraz warunków klimatycznych. Ponadto jest on modyfikowany przez ich wzajemne oddziaływanie. Poznanie zależności pomiędzy mikroorganizmami oraz stwarzanie sprzyjających warunków do rozwoju gatunków saprotroficznych, może wpływać na zmniejszenie liczebności czynników chorobotwórczych (Knudsen i in. 1999, Alabouvette 1995). Skład zbiorowisk ma szczególne znaczenie w rolnictwie ekologicznym, gdzie ograniczanie szkodliwych mikroorganizmów jest szczególnie trudne.

Ziemniak w okresie wegetacji, jak i podczas przechowywania, atakowany jest przez liczne patogeny, które nie tylko zmniejszają wysokość plonu, ale również pogarszają jego jakość. Coraz większe zainteresowanie tzw. *zdrową żywnością* motywuje do podejmowania prac dotyczących biologicznej ochrony, w tym między innymi do badań nad możliwością modyfikacji mikroorganizmów glebowych, wpływających korzystnie na zdrowotność roślin uprawianych w ekologicznym systemie uprawy.

W uprawie ziemniaka dużym zagrożeniem są *Rhizoctonia solani* i *Fusarium* spp. *Rhizoctonia. solani* powodując zgniliznę kiełków i próchnienie podstawy łodyg znacznie zmniejsza plon, a występujące na bulwach sklerocja obniżają ich jakość. Jest to gatunek polifagiczny, o zróżnicowanej morfologii, fizjologii i patogeniczności poszczególnych izolatów, na podstawie których dzieli się na grupy określane jako anastomozowe (*Anastomosis Group* – AGs).

Szkodliwość grzybów rodzaju *Fusarium* polega nie tylko na zmniejszaniu plonu i pogorszeniu jakości, ale także na wytwarzaniu toksycznych dla ludzi, zwierząt i roślin metabolitów wtórnych. W określaniu potencjalnej zdolności mykotoksynotwórczej grzybów, niezwykle istotna jest prawidłowa, niebudząca wątpliwości identyfikacja przynależności gatunkowej. Jest to możliwe dzięki zastosowaniu metody molekularnej, polegającej na badaniu sekwencji DNA

za pomocą reakcji łańcuchowej polimerazy (PCR).

Celem prowadzonych badań było:

- Określenie składu zbiorowisk grzybów zasiedlających środowisko glebowe ziemniaka (gleba pozaryzosferowa, ryzosfera, ryzoplana i korzenie) uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym,
- Porównanie zdrowotności kiełków i bulw wybranych odmian ziemniaka uprawianego w obu systemach,
- Określenie wpływu podkiełkowywania sadzeniaków na zdrowotność kiełków i bulw ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym,
- Identyfikacja grup anastomozowych izolatów *Rhizoctonia solani* pochodzących z różnych środowisk uprawnych ziemniaka,
- Identyfikacja sprawców suchej zgnilizny bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.) za pomocą metod tradycyjnych oraz potwierdzenie ich przynależności gatunkowej przy wykorzystaniu metody molekularnej (PCR),
- Określenie metodą PCR potencjalnej zdolności do tworzenia mykotoksyn z grupy trichotecenów poprzez analizę obecności w genomie izolatów *Fusarium sambucinum* (*F. Sulphureum*) i *Fusarium solani* (*F. Coeruleum*) fragmentu genu *Tri5* kodującego syntetazę trichodienu, biorącą udział w szlaku metabolicznym syntezy tych metabolitów.

2. Przegląd literatury

2.1. Skład mikrobiologiczny gleby

Gleba jest siedliskiem zarówno wielu patogenów jak i saprotrofów, wśród których wyróżnić można przede wszystkim grzyby, promieniowce i bakterie. Skład jakościowy i ilościowy mikroorganizmów bytujących w glebie kształtuje wiele czynników. Należą do nich m. in. warunki klimatyczne, właściwości fizykochemiczne gleby, stosowane zabiegi agrotechniczne oraz wzajemne oddziaływania pomiędzy drobnoustrojami (Russel 1974, Badura 1985). Niektóre z nich bezpośrednio reguluje człowiek. Stosowanie zabiegów agrotechnicznych np. odpowiedniego zmianowania roślin uprawnych, prawidłowego nawożenia, użycia środków ochrony roślin, może wpływać na zmiany liczebności i aktywności mikroorganizmów glebowych.

2.1.1. Rola systemu uprawy i zabiegów agrotechnicznych w kształtowaniu środowiska glebowego

Życie drobnoustrojów glebowych jest ściśle związane z rośliną, a więc pośrednio zależne od sposobu jej uprawy i ochrony. Zdecydowana większość mikroorganizmów żyje w warstwie uprawnej gleby. Można przyjąć, że właściwa uprawa roli, stwarzając optymalne warunki do życia roślin, sprzyja również rozwojowi drobnoustrojów. O rozmieszczeniu czynników chorobotwórczych w glebie, w dużej mierze decydują jej właściwości fizyczne. Celem uprawy roli jest regulacja tych właściwości w kierunku optymalnym dla rozwoju roślin oraz wyeliminowanie lub zmniejszenie konkurencji ze strony patogenów. Zmieniając stosunki powietrzne, wodne i cieplne, pośrednio wpływamy na ilościowe i jakościowe zasiedlenie gleby przez drobnoustroje. Gleba spulchniona ma ułatwiony dostęp powietrza i korzystniejsze warunki dla rozwoju organizmów rozkładających substancję organiczną. Stosunki powietrzne gleby wpływają na ilość, rodzaj i aktywność mikroorganizmów oraz warunkują przebieg procesów utleniania. Wykazano, że wykonywanie podorywki lub orki wpływa ograniczająco na niektóre mikroorganizmy chorobotwórcze. Orka może redukować m. in. populację *Rhizoctonia solani* (Summer i in. 1986). Zbicie gleby i związane z tym

zmiany warunków wodnych, stwarzają sprzyjające warunki dla patogenów takich jak *Pythium ultimum* czy *Fusarium solani* (Błaszczak 1978).

Ogromny wpływ na skład mikroorganizmów glebowych ma nawożenie i stosowanie środków ochrony roślin. Obecnie w rolnictwie najczęściej wyróżnia się trzy systemy gospodarowania: ekologiczny, integrowany i konwencjonalny. Różnice między nimi związane są głównie z nawożeniem i stosowaniem chemicznych środków ochrony roślin (Sawicka i Kuś 2000).

Stosowane w systemie konwencjonalnym wysokie dawki nawożenia mineralnego, niewątpliwie korzystnie wpływają na plonowanie roślin, jednak ich nieprawidłowe stosowanie może przyczyniać się do powstawania w środowisku glebowym różnych szkodliwych substancji np. nitrozamin. Toksyczne właściwości tych związków wpływają na skład drobnoustrojów, a tym samym na rozwój roślin uprawnych (Barabasz i in 1997). Wykazano również, że wieloletnie nawożenie mineralne powoduje zakwaszenie gleby, ograniczające rozwój bakterii i promieniowców a stymulujące rozwój grzybów (Myśkow i Zięba 1997).

Rolnictwo ekologiczne wyklucza stosowanie nawozów sztucznych (Kuś i Fotyma 1992). Przyjmuje się założenie, że w systemie ekologicznym podstawowym źródłem przyswajalnego dla roślin azotu powinien być proces wiązania tego składnika przez bakterie współżyjące w symbiozie z roślinami motylkowymi, a także drobnoustroje niesymbiotyczne. Ponadto, ważnym źródłem azotu są nawozy organiczne oraz procesy mineralizacji glebowej substancji organicznej, głównie biomasy licznie występujących mikroorganizmów. Według szacunków niektórych badaczy żyzna gleba może zawierać od 1,5 do 15 $t \cdot ha^{-1}$ różnorodnych drobnoustrojów (Metting 1992).

Wprowadzenie do gleby substancji organicznej w postaci obornika, nawozów zielonych lub kompostów, przeciwdziała niekorzystnym zmianom zachodzącym w składzie mikroorganizmów glebowych, sprzyjając jednocześnie rozwojowi bakterii i grzybów saprotroficznych, antagonistycznych w stosunku patogenów (Knudsen i in. 1999). Korzystny wpływ na właściwości i aktywność mikrobiologiczną gleby oraz plonowanie roślin ma nawożenie organiczne, zwłaszcza obornikiem kompostowanym z dodatkiem wapna nawozowego i gliny (Myśkow i Zięba 1997).

Integrowany system uprawy łączy w sobie ważniejsze elementy rolnictwa ekologicznego i konwencjonalnego. Dąży się w nim do zrównoważonego nawożenia organicznego i mineralnego. Bilans wszystkich składników powinien uwzględniać możliwe źródła, a także rytm uwalniania i stopień ich wykorzystania. Należy brać pod uwagę, ilość składników wnoszonych do gleby oraz jej naturalną zasobność. W nawożeniu duża rola przypada nawozom organicznym, które przyczyniają się do podnoszenia aktywności biologicznej gleby. Nawozami mineralnymi powinny być uzupełnione tylko niedobory składników (Prusiński i in.1999).

W konwencjonalnym i integrowanym systemie uprawy, dla zwiększenia plonów wykorzystuje się chemiczne środki ochrony roślin. Mogą one mieć większy i bardziej niekorzystny wpływ na środowisko glebowe niż nawozy mineralne. Podczas opryskiwania roślin, tylko ok. 50% stosowanych substancji trafia na roślinę, a pozostała część wnika do gleby. Pestycydy i produkty ich rozpadu powodują duże zmiany w składzie zbiorowisk mikroorganizmów glebowych. Wiele środków chemicznych działa totalnie, niszcząc zarówno patogena jak i jego potencjalnego antagonistę. Długotrwałe stosowanie preparatu powoduje również powstawanie gatunków, najczęściej patogenicznych, odpornych na dany środek chemiczny. W takiej sytuacji, naturalni antagoniści są bardziej niszczeni niż sam patogen, który w krótkim czasie ponownie atakuje roślinę uprawną (Kościk i in. 1999).

Gleby w różnych systemach uprawy mogą się różnić istotnie właściwościami mikrobiologicznymi i biochemicznymi (Martyniuk i in. 1999). W ekologicznym systemie uprawy, zakaz stosowania jakichkolwiek chemicznych środków ochrony roślin eliminuje ich niekorzystny wpływ na zbiorowiska glebowe mikroorganizmów. W innych systemach uprawy przyorywanie słomy również wpływa na skład drobnoustrojów glebowych. Po takim zabiegu, w pewnych latach może wystąpić słabsze nasilenie chorób podstawy źdźbła powodowanych przez *F. culmorum* (Bateman i Kwaśna 1998).

Wykorzystując zjawisko wrażliwości grzybów na kwasowość gleby możemy zmniejszać ich ilość przez wapnowanie, natomiast stosując nawozy fizjologicznie kwaśne, ograniczać występowanie *S. scabies* (Błaszczak 1978, Borecki 1987).

2.1.2. Relacje między roślinami i mikroorganizmami glebowymi

Współdziałanie mikroorganizmów i roślin doprowadza do powstania pewnego rodzaju równowagi w układach biocenotycznych w środowiskach glebowych. (Kucharski i in. 1996, Lepiarczyk 1997). Równowaga mikrobiologiczna zmienia się pod wpływem roślin silniej, niż pod wpływem innych czynników natury ekologicznej. Już dawno stwierdzono, że za pomocą roślin można zmieniać skład mikroorganizmów glebowych i nadawać tym zmianom pewien kierunek (Gołębiowska i in. 1968, Dorenda 1974).

Skład gatunkowy mikroorganizmów środowiska glebowego w dużej mierze zależy od odległości do korzeni roślin. Dominującymi drobnoustrojami gleby pozaryzosferowej są grzyby. W sprzyjających dla ich rozwoju warunkach mogą one stanowić aż do 80% biomasy. Najliczniej występującymi są rodzaje: *Penicillium, Fusarium, Mucor, Aspergillus, Trichoderma, Pythium, Rhizoctonia, Alternaria, Rhizopus i Chaetomium* (Vančura i Kunc 1988).

Ważnymi drobnoustrojami występującymi w glebie pozaryzosferowej są również bakterie i promieniowce, wśród których rodzaje *Arthrobacter, Pseudomonas, Bacillus* oraz *Streptomyces* mogą stanowić po 5-20% ogólnej liczby bakterii (Pietr 1990, Smiley i in. 1996, Paul i Clark 2000). Występowanie zdolnych do wiązania azotu atmosferycznego bakterii rodzaju *Azotobacter*, pożądanych z rolniczego punktu widzenia jest niewielkie i wynosi od kilku do kilku tysięcy w 1g gleby (Kobus 1996). W glebie zachodzą pewne proporcje pomiędzy liczebnością grzybów a bakterii i promieniowców. Intensywnemu namnażaniu się jednych, odpowiada słabszy rozwój drugich. Przy nawożeniu obornikiem lub gnojowicą silniej rozwijają się bakterie i promieniowce, natomiast przy wieloletnim nawożeniu mineralnym – grzyby (Myśkow 1979 i 1981, Myśkow i in. 1996, Myśkow i Zięba 1997).

Powierzchnia korzenia (ryzoplana) oraz gleba bezpośrednio do niego przylegająca (ryzosfera), stwarzają specyficzne warunki do rozwoju mikroorganizmów. Ta strefa korzeniowo-glebowa jest swoistym mikrośrodowiskiem, utworzonym przez substancje chemiczne wydzielane przez roślinę. Wydzieliny korzeni poprzez różnorodne oddziaływanie na mikroorganizmy powodują selekcję zarówno wśród organizmów pożytecznych, jak i patogenów

(Łacicowa 1989). Na ilościowy i jakościowy skład wydzielin przekazywanych do ryzosfery wpływają gatunek, odmiana i wiek rośliny oraz abiotyczne czynniki chemiczne i fizyczne środowiska glebowego. Powodują one wzrost liczby drobnoustrojów oraz wpływają na inny skład jakościowy, w porównaniu z glebą pozaryzosferową (Smiley i in 1996, Bis 1997, Pięta i Patkowska 2001). Zmiany te utrzymują się przez cały okres rozwoju rośliny. W okresie wegetacji, roślina jest jednym z partnerów w układzie biocenotycznym i wszelkie następujące zmiany fizjologiczne jakie przechodzi, znajdują swoje odbicie w cechach zespołu współżyjących z nią drobnoustrojów (Balicka 1983, Kurek i Kobus 1990).

W ryzosferze występują zarówno saprotrofy jak i groźne patogeny odglebowe. Do najczęściej występujących grzybów niekorzystnie wpływających na rozwój roślin można zaliczyć rodzaje *Fusarium, Phytophthora, Rhizoctonia, Alternaria, Phoma,* a z bakterii *Erwinia, Corynebacterium, Pseudomonas* (Gerhardson i in. 1985, Pietr 1990). Inne natomiast, jak np. grzyby mykoryzowe, mogące zmieniać skład mikrobiologiczny gleby, czy bakterie symbiotyczne wiążące wolny azot, mogą istotnie stymulować rozwój roślin uprawnych (Lindermann 1988, Strzelec 1995). Drobnoustroje stymulujące lub wywierające niekorzystny wpływ na rozwój rośliny, mogą stanowić 2–20% całej populacji ryzosfery (Suslow i Schrot 1982, Gerhardson i in. 1985).

Oddziaływanie roślin na drobnoustroje w środowisku glebowym, głównie w ryzosferze i ryzoplanie, polega na dostarczaniu im pokarmu, a tym samym na stymulacji ich rozwoju. Przez wytwarzanie różnych związków allelopatycznych, określanych ogólnie mianem fitoncydów, mogą także hamować ich wzrost lub aktywność biochemiczną (Wójcik-Wojtkowiak 1980, Kaszubiak i in. 1990). Z drugiej strony, wiele grzybów saprotroficznych oraz niektóre patogeny tworzą metabolity odznaczające się szkodliwym wpływem na rośliny uprawne (fitotoksyny) i inne mikroorganizmy (antybiotyki). Są to m. in. grzyby z rodzajów: *Alternaria, Aspergillus, Chaetomium, Cladosporium, Fusarium, Helminthosporium Penicillium, Rhizoctonia, Trichoderma* (Smyk 1985, Barabasz i in. 1998).

Rośliny uprawne posiadają również zdolność stymulowania wzrostu patogenów, pobudzając do rozwoju np. ich formy przetrwalne, a jednocześnie ograniczania występowania gatunków pożytecznych w glebie (Dorenda 1974).

Wydzieliny niektórych odmian grochu stymulują kiełkowanie zarodników *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* (Łacicowa 1972), natomiast oospory *Aphanomyces euteiches* są pobudzane do kiełkowania przez aminokwasy, głównie siarkowe, pochodzące z wydzielin korzeniowych tej rośliny.

Oprócz korzeni, stymulująco na wzrost i rozwój grzybów działają wydzieliny nasion. Bogate w cukry, a zawierające znikomą ilość związków fenolowych o antyfungalnym działaniu wydzieliny nasion niektórych odmian grochu w środowisku glebowym stymulują rozwój *Pythium ultimum* (Furgał-Węgrzycka 1984).

Rośliny, których wydzieliny korzeni oraz resztki pozbiorowe dostające się do gleby stymulują rozwój organizmów antagonistycznych w stosunku do patogenów, i przyczyniają się do zmniejszania w glebie czynników chorobotwórczych, określane są jako rośliny fitosanitarne (Łacicowa 1977). Szczególny wpływ na mikroorganizmy, głównie grzyby, wywiera owies. W jego ziarniakach występują saponiny (awenacyna) i związki fenolowe, wykazujące bardzo silne działanie przeciwgrzybowe. Substancje te, uwalniane do ryzosfery siewek, mogą wpływać na kształtowanie się zbiorowisk grzybów ryzosferowych. Efekt ten może być potęgowany przez znajdującą się w korzeniach owsa toksyczną dla grzybów kumarynę i awenaluminę (Jurzysta 1998). Związki te nie działają jednak na *Fusarium* spp., gdyż posiadają one system enzymatycznego rozkładu awenacyny i awenaluminy. Zdolności rozkładu saponin mają też inne grzyby fitopatogeniczne (np. *Gaeumannomyces graminis)* i saprotroficzne (Osbourni in. 1999). Jęczmień, bobik, owies i koniczyna czerwona uważane są za rośliny poprawiające stan fitosanitarny gleby zakażonej przez *Fusarium oxysporum* f.sp. *lini* (Łacicowa i Machowicz-Stefaniak 1983). Uznaje się, że rośliny motylkowe w pewnym stopniu „*dezynfekują*" glebę (Higersberger 1979).

Skład drobnoustrojów zależy, oprócz gatunku rośliny, również od jej stadium rozwojowego (Gorlach 1995). Przy bogatszym systemie korzeniowym, mikroorganizmy glebowe w jego zasięgu pojawiają się w obfitszej ilości i charakteryzują się wzmożoną aktywnością (Bartkowiak i Ślizak 1979). Faza rozwojowa jest czynnikiem różnicującym skład ilościowo-jakościowy m. in. grzybów celulolitycznych, do których zaliczane są rodzaje: *Acremonium,*

Alternaria, Aspergillus, Fusarium, Humicola, Paecilomyces, Stachybotrys, Trichoderma i *Verticillium.*

Wykazano również różnice pomiędzy zespołami mikroorganizmów zasiedlających środowisko glebowe roślin odpornych i podatnych na choroby korzeni. Liczebność drobnoustrojów, głównie chorobotwórczych, rozwijających się w ryzosferze roślin na nie odpornych, jest mniejsza w porównaniu z ich liczebnością w przypadku roślin podatnych (Jeziorska 1974). Wydzieliny korzeniowe niektórych odmian grochu siewnego podatnych na fuzariozy, pobudzają do rozwoju chlamydospory *Fusarium oxysporum* (Furgał-Węgrzycka 1984a).

Na skład mikroorganizmów glebowych istotny wpływ ma przedplon i odpowiednie zmianowanie (Wagner 1995). Wykazano, że porażenie podstawy źdźbła pszenicy ozimej przez *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici, Fusarium* spp. *Oculimacula yallundae* i *Rhizoctonia* spp. uprawianej po łubinie żółtym i jego mieszankach, zależało od przedplonu. Skład zbiorowisk grzybów zasiedlających podstawę źdźbła pszenicy zależał również w dużym stopniu od fazy rozwojowej roślin. Spośród grzybów patogenicznych w fazie strzelania w źdźbło dominowały *Fusarium* spp. i *R. solani*, natomiast w fazie dojrzałości woskowej *Fusarium avenaceum* Lemańczyk (2001, 2001a).

2.1.3. Potencjalnie antagonistyczne i chorobotwórcze grzyby w uprawie ziemniaka

Z poznanych dotychczas około 120 tys. gatunków grzybów, zdecydowana większość to organizmy saprotroficzne, biorące udział w rozkładzie materii organicznej oraz poprawie struktury i żyzności gleby. Tylko niecałe 7% (około 8 tys.) to patogeny porażające rośliny w okresie wegetacji lub powodujące straty w czasie przechowywania płodów rolnych (Packa 2006).

Wśród grzybów glebowych szczególne znaczenie w ograniczaniu sprawców chorób mają rodzaje *Trichoderma* i *Gliocladium.* Uważa się je za sprzymierzeńców człowieka w walce z groźnymi patogenami roślin (Łacicowa i Pięta 1985, Majchrzak 1985, Lumsden i Locke 1989). Wydzielane przez te grzyby aktywne enzymy pozakomórkowe umożliwiają im pasożytowanie na grzybni patogenów, a zdolność *Trichoderma* spp. do biosyntezy antybiotyków ogranicza ich rozwój (Curl 1982, Sadowski i Krzysiak 1991, Benhamou i Chet 1996).

Grzyby rodzaju *Trichoderma,* szczególnie *T. koningii* i *T. glaucum* w znacznym stopniu ograniczają wzrost *R. solani* (Wagner 1996). Pozytywne efekty stwierdzono w uprawie pszenicy (Hadar i in. 1979), sałaty (Maplestone i in. 1991), ogórka (Lewis i Lumsden 2001). Wykorzystując antagonistyczne właściwości *T. viride* w znacznym stopniu można ograniczyć rozwój parcha srebrzystego (*Helminthosporium solani*), ospowatości bulw (*R. solani*) (Gajda i Kurzawińska 2004), fuzariozę szparaga (*Fusarium* spp.) (Weber i in. 2000).

Antagonistycznymi mikroorganizmami, przede wszystkim ze względu na syntezę antybiotyków są promieniowce, a w szczególności *Streptomyces* spp. Wykazano ich antagonistyczne właściwości m. in. w stosunku do *R. solani*, *F. solani, Phytophthora* spp. (De i Gupta 1991, Hwang i in. 2001).

W glebie, oprócz saprotrofów i mikroorganizmów o właściwościach antagonistycznych występują również patogeny wywołujące choroby roślin w czasie wegetacji lub płodów rolnych podczas przechowywania.

Do najgroźniejszych sprawców grzybowych chorób ziemniaka należą: *Phytophthora infestans* (zaraza ziemniaka), *R. solani* (zgnilizna kiełków, ospowatość bulw), *Colletotrichum coccodes* (antraknoza ziemniaka), *Helminthosporium solani* (parch srebrzysty ziemniaka), grzyby rodzaju *Fusarium* (sucha zgnilizna bulw ziemniaka), *Alternaria* spp. (sucha i brunatna plamistość liści ziemniaka).

Phytophthora infestans niszcząc nadziemne części ziemniaka znacznie obniża plon, powoduje pogorszenie jakości bulw, a także gnicie podczas przechowywania. Głównym źródłem zakażenia są chore sadzeniaki, gnijące bulwy wyrzucane wiosną z kopców oraz oospory zimujące w glebie (Kapsa 2000). Przeciętne straty plonu w skali światowej wynoszą 8-10%, a w niektórych warunkach sięgają kilkudziesięciu procent (Schlezig i in 1999). Straty w Polsce, na niechronionych plantacjach ziemniaka, mogą dochodzić nawet do 60% (Kapsa 2004).

Rozwojowi alternariozy ziemniaka sprzyja długotrwała susza, przerywana krótkotrwałymi opadami deszczu, oraz uprawa ziemniaka na glebie lekkiej i piaszczystej. Głównym źródłem infekcji jest gleba, w której patogen na resztkach roślinnych, w formie zarodników przeżywa nawet do kilku lat, nie tracąc zdolności infekowania (Kostiw 2004). Straty powodowane przez *Alternaria* spp. nie

przekraczają zazwyczaj 20%, choć u odmian bardziej wrażliwych mogą być wyższe (Lutomirska i Szutkowska 2000).

Rozwojowi *C. coccodes*, sprawcy antraknozy ziemniaka sprzyjają gleby cięższe, łatwo zaskorupiające się i suche lata. Szkodliwość tej choroby jest duża. W sprzyjających warunkach dla rozwoju patogena obniżka plonów może dochodzić do nawet do 75%. Wyraźnie też pogarsza się jakość bulw. W latach 70. ubiegłego wieku, antraknoza ziemniaka spotykana była częściej na Węgrzech, Austrii i Czechosłowacji. W Polsce należała do chorób rzadziej występujących, jednak ostatnio obserwuje się coraz większe jej nasilenie (Kurzawińska 1997, Cwalina-Ambroziak 2004).

W ostatnich latach coraz większe znaczenie mają choroby skórki, wśród których jedną z ważniejszych jest parch srebrzysty (*H. solani*). Według danych Uniwersytetu Idaho, w USA w 1993 roku straty spowodowane przez tę chorobę wynosiły 7-8,5 mln dolarów (Shetty i in. 1996).

Sprawcami grzybowych chorób ziemniaka mogą być również *Spongospora subterranea* (parch prószysty ziemniaka), *Pythium ultimum i Pythium debaryanum* (wodna przyranna zgnilizna bulw ziemniaka), *Phytophthora erythroseptica* (różowa zgnilizna bulw ziemniaka), *Phoma exiqua* (fomoza ziemniaka), *Botryotinia fuckeliana* (szara pleśń ziemniaka), *Sclerotinia sclerotiorum* (zgnilizna twardzikowa ziemniaka) (Fiedorow i Weber 1994).

Problemem w Polsce może okazać się *Synchytrium endobioticum,* sprawca raka ziemniaka. Uprawa odmian odpornych przyczyniła się do zlikwidowania choroby i spadku populacji tego patogena w glebie, jednak w ostatnich latach, na podstawie decyzji Ministra Rolnictwa, do uprawy dopuszczone zostały odmiany zagraniczne podatne na tego patogena. Zachodzi obawa, że może dojść do odrodzenia się populacji *S. endobioticum* na plantacjach ziemniaka (Malinowska 2004).

2.2. *Rizoktonioza ziemniaka – Thanatephorus cucumeris (Frank) Donk., (stadium strzępkowe Rhizoctonia solani Kühn)*

Thanatephorus cucumeris rzadko występuje w stadium doskonałym, natomiast powszechnie znane jest jego stadium strzępkowe – *R. solani.* Żyje w formie saprotroficznej w glebie lub na resztkach roślinnych. Jako pasożyt okolicznościowy, wykazuje właściwości patogeniczne w stosunku do kilkuset gatunków roślin. Jest sprawcą chorób ziemniaka, pomidora, warzyw korzeniowych, kapusty, rzepaku zbóż i traw, a nawet krzewów i drzew (Borecki 1996, Petkowski i deBoer 2001).

Rhizoctonia solani complex reprezentuje ważną grupę grzybów glebowych, które występują na wielu roślinach na świecie (Sneh i in. 1996). Pomimo prowadzonych licznych badań nad tym grzybem, w dalszym ciągu jest niewiele informacji na temat jego właściwości genetycznych i molekularnych. Ostatnia klasyfikacja *R. solani complex* oparta jest na przynależności do 14 grup anastomozowych (AGs), od AG 1 do AG 13 i AG-BI, które utworzono na podstawie zdolności łączenia się strzępek (Carling i in. 2002). Wiele AGs (1, 4, 6, 8, 9) zostały podzielone na podgrupy, które różnią się jedną lub kilkoma właściwościami genetycznymi, patogenicznymi lub biochemicznymi. (Vilgalys i Cubeta 1994). Najczęściej spotykanymi AGs powodującymi chorobę różnych roślin uprawnych na świecie są AG 1, AG 2, AG 3, AG 4. Występowanie pozostałych grup anastomozowych ograniczone jest do określonych rejonów geograficznych, a ich patogeniczność jest niewielka (Carling i in 2002).

Obok AG 3, inne izolowane z ziemniaka oraz jego środowiska uprawnego grupy anastomozowe to: AG 1-IA, AG 2-1, AG 2-2, AG 4, AG 5, AG 6 i AG 8 (Carling i in. 1989, Campion i in. 2003, Petkowski i in. 2003, El Bakali i in. 2003).

Najbardziej patogenicznymi dla ziemniaka są izolaty *R. solani* należące do AG 3. Inne AGs mogą być patogeniczne, ale generalnie powodują małe szkody w uprawie tej rośliny (Bains i Bisht 1995, El Bakali i in. 2003, Farrokhi-Nejad i in. 2007, Wharton i in 2007).

Patogen jest przyczyną dużych strat w uprawie ziemniaka. Źródłem infekcji jest gleba, w której grzybnia oraz sklerocja mogą przetrwać przez wiele lat, porażone resztki roślinne oraz zainfekowany materiał sadzeniakowy (El Bakali

i Martin 2006, Fox 2006). Przy sprzyjających warunkach pogodowych atakuje rośliny przez cały okres wegetacji. Straty w plonie mogą wynosić od kilku do kilkunastu procent (Carling i in. 1989, Osowski i in. 2000), a w sprzyjających dla jej rozwoju warunkach, nawet do 50% (Häni i in. 1998).

Fot. 1. Zgnilizna kiełków (*R. solani*)

Rozwój grzyba rozpoczyna się wiosną przy dużej wilgotności i temperaturze gleby powyżej 5-6^{0}C. W czasie wschodów, sklerocja lub grzybnia z resztek roślinnych poraża nowo rozwijające się kiełki, szczególnie stożki wzrostu, co prowadzi do ich gnicia (fot.1). Z nasadowej, zdrowej części kiełków lub oczek śpiących, wyrastają nowe słabsze kiełki boczne, które również mogą ulec infekcji. W efekcie następuje opóźnienie i nierównomierność wschodów, niedorozwój roślin, bulwy ulegają zdrobnieniu i deformacji a plony są znacznie niższe. Jest to najbardziej szkodliwa forma rizoktoniozy ziemniaka (Kapsa 1996).

W pełni sezonu wegetacyjnego (lipiec, sierpień), w okresach podwyższonej wilgotności powietrza, na przyziemnej części łodygi może tworzyć się opilśń łodygowa w postaci biało-szarego nalotu. Jest to stadium doskonałe grzyba. Próchnienie podstawy łodygi występuje zwykle po 3-4 dniach po obfitych deszczach. Przy suchej pogodzie, pomimo silnego porażenia części podziemnych, może się ona w ogóle nie wytworzyć (Kapsa 1993).

Grzyb atakuje również korzenie, stolony i zawiązki bulw, co prowadzi do ich przedwczesnego zamierania. Roślina wytwarza nowe stolony, czego rezultatem jest obecność drobnych, niedojrzałych i łatwo uszkadzających się podczas zbioru bulw. Zaatakowanie przez patogena naczyń przewodzących zakłóca transport wody z gleby, jak również odprowadzanie asymilatów z liści do bulw. Może to powodować tworzenie się tzw. bulwek powietrznych. Objawy porażenia naczyń mogą też być widoczne na przekroju bulw (fot.2). Porażeniu towarzyszą różnorodne objawy wtórne: hamowanie wzrostu, żółknięcie i lekkie więdnięcie roślin, zwijanie

się brzegów liści wierzchołkowych przypominające porażenie wirusem liściozwoju (Floyd 1991, Wharton i in. 2007).

Fot. 2. Objawy porażenia naczyń przewodzących

Fot. 3. Ospowatość bulw (*R. solani*)

Inną formą porażenia ziemniaka przez *R. solani* jest tzw. ospowatość bulw (fot. 3). Objawami choroby są ciemne, nieregularne skupienia zbitej grzybni (sklerocja), pod którymi znajduje się przeważnie zdrowa skórka bulwy. Sklerocja tworzą się w okresie dojrzewania ziemniaków, po obumarciu części nadziemnych i pozostają niezmienione aż do wiosny (Wharton i in. 2007).

Silniejsze występowanie ospowatości obserwuje się w latach o obfitych opadach w okresie od dojrzewania do zbioru bulw (Fiedorow i Weber 1994). Więcej objawów obserwowano także w latach, gdy średnia temperatura gleby w pełni rozwoju roślin wynosiła około 21^0C (Lutomirska 2007). Ujemna korelacja pomiędzy wzrostem średniej temperatury gleby a występowaniem ospowatości bulw, może świadczyć o jej ograniczającym wpływie na rozwój *R. solani*, lub o poprawie warunków dla rozwoju mikroorganizmów antagonistycznych dla tego patogena (Harikrshnan i Yang 2004, Grosch i in. 2006).

Rizoktonioza ziemniaka powoduje jakościowe i ilościowe straty uzyskiwanego plonu. W ich przeciwdziałaniu duże znaczenie ma stosowanie odpowiedniego płodozmianu. W porównaniu ze zmianowaniem typu norfolskiego (ziemniak – owies – groch pastewny – żyto), uprawa w zmianowaniu dwupolowym z owsem zmniejszyła, a w monokulturze zwiększyła zanieczyszczenie bulw przez *R. solani* (Zimny i in. 2006). Poglądy dotyczące występowania chorób w ciągłej

uprawie ziemniaka nie są jednoznaczne. Sadowski i Zawiślak (1976), Gastoł i Lutomirska (1988), Rzeszutek (1992), w wyniku zwiększania koncentracji ziemniaka w zmianowaniu, zaobserwowali większe porażenie bulw przez *R. solani.* Sadowski i Zawiślak (1980) oraz Zawiślak i in. (1975) wykazali, że w miarę wydłużania się uprawy w monokulturze następuje wzrost porażenia roślin tym patogenem. W badaniach Starczewskiego i in. (1998) częstotliwość uprawy ziemniaka w zmianowaniu nie miała wpływu na zanieczyszczenie bulw przez *R. solani,* natomiast Kapsa (1993) zaleca uprawę w co najmniej 4-letnim płodozmianie.

Na występowanie *R. solani,* oraz kształtowanie się zbiorowisk innych grzybów glebowych ma rodzaj przedplonu oraz roślin regenerujących stanowisko (Rychcik 2000). Już w 1973 roku Berliński stwierdził, że najlepszym przedplonem dla ziemniaka są rośliny motylkowe i strączkowe, ponieważ sprzyjają rozwojowi antagonistycznych w stosunku do patogenu grzybów rodzaju *Trichoderma.* Weber (1976) podaje, że przy sadzeniakach *nieospowatych,* przedplonami najbardziej ograniczającymi występowanie rizoktoniozy ziemniaka, okazały się zboża z zastosowaniem obornika oraz rzepak. W przypadku stosowania sadzeniaków *ospowatych,* nieco słabsze występowanie wszystkich stadiów rizoktoniozy ziemniaka obserwowano jedynie po rzepaku.

Istotnym sposobem zwalczania patogenów ziemniaka, jest optymalne nawożenie. Stosowanie niższych dawek azotu sprzyja silniejszemu porażeniu kiełków i większemu zanieczyszczeniu sklerocjami *R. solani* bulw (Czajka 1990, Czajka i in. 1999). Nawozy potasowe w postaci KCl mogą obniżać występowanie objawów rizoktoniozy (Pańka i Pińska 2004). Należy jednak podkreślić, że nadmierne stosowanie takiego nawożenia może wpływać na pogorszenie jakości bulw (Allison i in. 2001).

Zaobserwowano korzystny wpływ chemicznego zaprawiania (Monceren 250 FS, Vitavax 200 FS) na ograniczenie występowania ospowatości na bulwach potomnych (Bernat i Osowski 2006). O korzystnym wpływie zaprawiania na ograniczenie sklerot *R. solani* na bulwach potomnych potwierdzają doniesienia innych autorów (Wainwright i in. 1996, Wróbel i Erlichowski 1998, Osowski 2002). Wiosenne zaprawianie bulw przeciwko rizoktoniozie ziemniaka może

wpłynąć korzystnie na wysokość plonu, szczególnie plonu użytkowego - bulwy o średnicy powyżej 30mm, oraz bulw dużych - o średnicy powyżej 50-60mm (Rahkonen i in. 1999, Osowski 2004).

Stwierdzono pewne zróżnicowanie zahamowania rozwoju *R. solani* różnych grup anastomozowych, w zależności od stosowanego fungicydu. Amistar (azoxystrobin) bardziej ograniczał wzrost AG 3 aniżeli AG 2-2, a Maxim (fludioxonil) odwrotnie – bardziej ograniczał wzrost AG 2–2 niż AG 3, natomiast Moncut (flutolonil) najbardziej hamował wzrost AG 4, następnie AG 2-2, a najmniej AG 3 (Berry i in 2006).

Zaleca się również ostrożność w stosowaniu herbicydów, ponieważ mogą powodować wzrost występowania *R. solani* (Radtke 1994). Stosowanie metrybuzyny (Sawicka 1994) oraz linuronu (Klikocka 2001) może zwiększyć objawy chorobowe na bulwach. Uproszczona uprawa roli, w powiązaniu z mechanicznym odchwaszczaniem, istotnie ograniczała porażenie ziemniaka patogenem w porównaniu z uprawą konwencjonalną i stosowaniem herbicydów (Klikocka 2001).

W ekologicznym systemie uprawy, w związku z zakazem stosowania nawozów mineralnych i chemicznych środków ochrony roślin, poszukuje się innych metod hamujących rozwój *R. solani*. Jedną z ważniejszych agrotechnicznych metod jest podkiełkowywanie lub pobudzanie sadzeniaków. Zabiegi te nie tylko powodują przyspieszenie wschodów, lepsze wyrównanie plantacji, ale wpływają na rozwój systemu korzeniowego, a więc lepsze wykorzystanie wody i składników pokarmowych, a tym samym uzyskanie wyższych plonów (Zarzyńska 2002, Bernat i Osowski 2006)). Rośliny nabierają pewnej, *związanej z wiekiem* odporności na infekcję różnymi patogenami (Wróbel 2006).

Na zdrowotność ziemniaka duży wpływ ma sadzenie zdrowych sadzeniaków, w terminie uwzględniającym cechy odmiany, warunki glebowe i pogodowe regionu, oraz przeprowadzenie zbioru w odpowiednim terminie. Jego opóźnianie powoduje nasilenie zanieczyszczeń sklerocjami *R. solani* na bulwach ziemniaka Wiosną, w sprzyjających warunkach, sklerocja obecne na sadzeniakach mogą być źródłem porażenia dla roślin i bulw potomnych (Ahvenniemi i in. 2005, Finckh i Bruns 2005).

2.3. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.)

2.3.1. Taksonomia grzybów rodzaju *Fusarium*

Grzyby rodzaju *Fusarium* odkryte zostały przez Linka w 1809 roku. Od tego czasu wiele razy i z różnym skutkiem próbowano je usystematyzować. Trudności wynikały z podobieństwa cech morfologicznych poszczególnych gatunków i jednocześnie ten sam gatunek pochodzący z różnych regionów i rosnący w odmiennych warunkach mógł różnić się morfologicznie (Leslie i in 2001, Moss i Thrane 2004).

W tradycyjnych metodach, identyfikację grzybów rodzaju *Fusarium* prowadzi się przede wszystkim na podstawie cech morfologicznych, głównie mikroskopowych. Bada się obecność makro- i mikrokonidiów, ich wielkość, kształt, sposób powstawania, rodzaj komórek konidiotwórczych oraz obecność, wielkość, kształt chlamydospor. Pomocne są także cechy makroskopowe takie jak szybkość wzrostu kolonii w określonych warunkach, jej kolor i wygląd (Kwaśna i in. 1991).

Po raz pierwszy systematykę grzybów rodzaju *Fusarium* opublikowano na początku XX wieku. W 1935 roku Wollenweber i Reinking opisali 65 gatunków *Fusarium*. Była to podstawa do opracowywanych w późniejszym okresie systemów taksonomicznych, w których grzyby tego rodzaju klasyfikowano w 9 do 90 gatunkach. Różnorodność powstałych systematyk i korzystanie z odmiennych kluczy taksonomicznych powoduje wiele niejasności. Grzyby jednego gatunku mogą być zakwalifikowane do różnych gatunków i odwrotnie (tab.1).

Nieporozumienia dotyczą również nazewnictwa. Nazwa jednego gatunku może mieć kilka synonimów, jak np. *F. sambucinum* Fuckel to: *F. sulphureum* Schlecht, *F. trichothecioides* Wollenw., *F. tuberivorum* Wilcox et Link, *F. bactridioides* Wollenw., *F. roseum* Link emend. Snyd.et Hans "*Sambucinum*", *F. roseum* Link emend. Snyd.et Hans.var. *sambucinum* (Fuckel) Snyd. Et Hans.

Duża różnorodność grzybów rodzaju *Fusarium* i niejasności wynikające z kluczy do ich oznaczania, mogą być przyczyną popełnienia omyłki podczas identyfikacji metodami tradycyjnymi.

Tab. 1

Porównanie pozycji *F. sambucinum* i *F. solani* u różnych autorów (Kwaśna i in. 1991)

Booth (1971)	Gerlach i Nirenberg (1982)	Nelson, Toussoun i Marasas (1983)
F. sambucinum var. *coeruleum* *F. sulphureum* *F. trichothecioides*	*F. sambucinum* var. *sambucinum* var. *coeruleum* *F. sulphureum* *F. trichothecioides* *F. bactridioides*	***F. sambucinum***
F. solani var. *coeruleum* *F. illudens* *F. ventricosum* *F. tumidum*	F. *javanicum* var. *javaicum* var. *chrysanthemi* var *sclerotii* *F. martiellea-discorioides* *F. solani* var. *solani* *F. coeruleum* *F. eumartii* *F. illudens* *F. caucasicum*	***F. solani***

Rozwój technik biologii molekularnej dał możliwości prawidłowego oznaczania gatunków grzybów, oparte na metodach nie budzących wątpliwości co do prawidłowości wyników. Klasyfikacja polega na badaniu sekwencji DNA za pomocą reakcji łańcuchowej polimerazy (PCR), a także na badaniu białek i ekstraktów enzymów przy pomocy elektroforezy (O'Donnell i in 1998).

2.3.2. Fusarium spp. *powodujące suchą zgniliznę bulw ziemniaka*

Wśród gatunków izolowanych z sucho gnijących bulw ziemniaka wymienia się przede wszystkim *F. sambucinum (F. sulphureum), F. solani (F. coeruleum), F. oxysporum, F. avenaceum, F. culmorum, F. equiseti.* W różnych rejonach świata, liczba wyodrębnionych izolatów poszczególnych gatunków oraz ich patogeniczność w stosunku do ziemniaka jest zróżnicowana, stąd trudno jednoznacznie określić, który z nich jest głównym sprawcą choroby. Jednocześnie należy nadmienić, że gnicie bulw spowodowane tylko jednym patogenem występuje niezwykle rzadko. Bulwy gniją w następstwie infekcji mieszanych (Boyd i Ticle 1972, Stachewicz i in. 1978, Latus-Ziętkiewicz 1993).

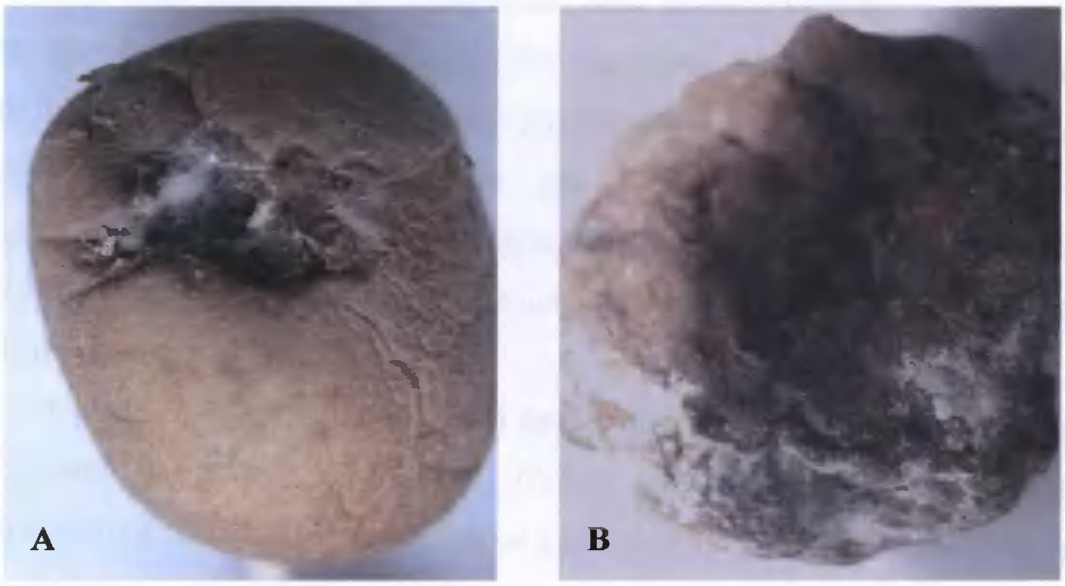
W wielu krajach europejskich, m.in. w Wielkiej Brytanii (McKee i Boyd 1952), Niemczech (dawne RFN) (Langerfeld 1970), Szwecji (Nedstam 1973, Olofsson 1976), Finlandii (Seppänen 1981), *F. solani* var. *coeruleum* uważany jest za głównego patogena powodującego suchą zgniliznę bulw ziemniaka.

W Estonii z bulw z objawami choroby izolowano przede wszystkim *F. culmorum* 26,7%, *F. solani* 20%, *F. poae* 15%, *F. oxysporum* 13,3%, *F. soulphureum* 8,3%, *F. coeruleum* 1,7% (Lõiveke 2006), a na Białorusi *F. sambucinum* var. *minus* – 59% i *F. sambucinum* – 23,1% (Dorożkin i Belskaja 1979). W USA najczęściej izolowano *F. sambucinum* i *F. solani* oraz w mniejszym stopniu *F. avenaceum, F. culmorum* i *F. oxysporum* (Schwarz i in. 2005). We Francji (Tivoli i Jouan 1981), na Węgrzech (Hornok 1982), we Włoszech (Logrieco i in. 1987), w Kanadzie (Robinson i Ayers 1953) i w Niemczech -dawne NRD, (Gotz i Pett 1977) stwierdzono, że suchą zgniliznę bulw ziemniaka powoduje przede wszystkim *F. sambucinum*.

Na terenach o klimacie tropikalnym głównym sprawcą tej choroby jest *F. oxysporum* (Snyder i Hansen 1940). Potwierdzono to badaniami w Peru (Seminario i in 1970), na terenach Południowej Afryki (Theron i in. 1989), w Egipcie (Hide 1986), Iranie (Karimi 1970) i Indiach (Rai 1981).

W Polsce za głównego sprawcę tej choroby uważa się *F. sambucinum* (*F. sulphureum*), a następnie *F. solani* (*F. coeruleum*) (Wojciechowska-Kot i in 1983, Choroszewski 1993, Kapsa 1993a, Kurzawińska 1995).

Porażenie bulw ziemniaka grzybami rodzaju *Fusarium* jest zjawiskiem wtórnym. Czynnikiem pierwotnym jest uszkodzenie skórki w postaci otwartych ran, obić, otarć, mikroskopijnych pęknięć skórki lub efektem porażenia bulwinnymi grzybami grzybami (*P. infestans, Phoma exigua, Alternaria* spp., *C. coccodes*), promieniowcami (*Streptomyces* spp.) czy bakteriami (Choroszewski 1991). Źródłem infekcji jest przede wszystkim gleba. Przeżywające saprotroficznie na głębokości warstwy ornej patogeny dostają się wraz z cząsteczkami gleby na powierzchnię bulw ziemniaka i w czasie przechowywania powodują rozwój suchej zgnilizny (Ayers 1972, Kornër 1973, Kurzawińska 1996). Grzyby rodzaju *Fusarium* powodują straty głównie w okresie przechowywania, a ich wysokość w niektórych warunkach może sięgać nawet do kilkudziesięciu procent (Sadowski 2006).



Fot. 4. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.):
A – stadium początkowe, B – *mumia*

Objawami tej choroby są brunatne, wgłębne plamy o rozmytych brzegach, pojawiające się wokół zranień (Osowski 2002). Na skórce chorych bulw tworzą się fałdy pokryte białym, kremowym lub różowym nalotem grzybni W miarę rozwoju choroby, wewnątrz gnijących tkanek miąższu bulwy powstają jamy, których ścianki pokryte są szarobiałym nalotem grzybni. Bulwy tracą wodę, kurczą się, wysychają. W ostatnim etapie suchego gnicia powstaje tzw. *mumia* (fot. 4).

W ograniczaniu rozwoju suchej zgnilizny bulw ziemniaka istotne znaczenie ma prawidłowe nawożenie gleby. Stwierdzono, że stosowanie wyższej dawki azotu powoduje zwiększenie porażenia bulw w czasie przechowywania (Cwalina-Ambroziak i Wróbel 2005). Wykazano, że najmniejszą wrażliwość na porażenie patogenami suchej zgnilizny wykazują bulwy ziemniaka nawożonego NPK w stosunku 1:1:2 lub 1:1:1,5 lub 1:2:1 (Czajka i in. 1977). Przy takim stosunku nawożenia wytwarzają się glikoalkohole i fenole, hamujące rozwój grzybów powodujących suchą zgniliznę. Przy nadmiarze azotu zmniejsza się ilość tych związków i proces gnilny rozwija się szybciej.

Korzystny wpływ na obniżenie podatności bulw na patogeny suchej zgnilizny ma stosowanie mikroelementów: cynku, miedzi, manganu, molibdenu i boru, a także nawożenie obornikiem oraz wapnowanie gleby (Conbrink i in. 1975, Wojciechowska-Kot i Krauze 1980, Wojciechowska-Kot i Bardzicka 1980).

Ogromne znaczenie w ograniczeniu strat przechowalniczych ziemniaka jest przeznaczenie do magazynowania bulw zdrowych, dojrzałych i bez uszkodzeń mechanicznych. Ważnym zabiegiem poprawiającym jakość bulw jest niszczenie łętów przed zbiorem. Ułatwia to pracę maszyn zbierających, przyspiesza dojrzewanie bulw, co znacznie zmniejsza ilość uszkodzeń, zwiększając tym samym trwałość przechowalniczą (Sowa-Niedziałkowska i Gruczek 2002, Sowa-Niedziałkowska 2004).

Ograniczający wpływ na rozwój patogenów suchej zgnilizny mają fungicydy stosowane na bulwy po zbiorach. Należy jednak zauważyć, że długotrwałe korzystanie z tego samego środka może prowadzić do obniżenia jego skuteczności. Stwierdzono już odporność *F. sambucinum* na powszechnie stosowane thiabendazole (Platt 1997, Secor i Gudmestad 1999). Poszukuje się więc innych, zarówno chemicznych, jak i biologicznych środków, hamujących rozwój patogenów. Stwierdzono, że istnieje możliwość wykorzystania organicznych i nieorganicznych soli do ograniczania chorób bulw w okresie przechowywania. Wiele z nich, nawet jeśli są syntetyzowane sztucznie, wykazuje relatywnie niższą toksyczność w porównaniu do używanych handlowych fungicydów, a więc mogą być instrumentem w integrowanej ochronie roślin (Mills i in.2004). Wykazano, że np. metadwusiarczyn sodu i propylparaben powstrzymują zarodnikowanie i wzrost grzybni *F. sambucinum* (Mecteau i in. 2002). Dwa nowe biofungicydy – Serenade Max (*Bacillus subtilis*) i T-22 Planter Box (*Trichoderma harzianum*) istotnie ograniczyły, w warunkach optymalnych dla rozwoju grzyba, objawy suchej zgnilizny i porażenie kiełków na bulwach sztucznie inokulowanych przez *F. sambucinum* (Wharton i Kirk 2007a).

Na rozwój suchej zgnilizny ogromny wpływ ma mikroklimat pomieszczeń, w którym przechowywane są bulwy. Wilgotność względna powietrza (50-70%), nadmierna koncentracja CO_2 oraz zbyt wysoka temperatura (powyżej 6^0C), sprzyjają rozwojowi choroby (Kapsa 2000). Wykazano, że straty przechowalnicze bulw magazynowanych w temperaturze 3-4^0C były ponad trzykrotnie niższe, w porównaniu do strat stwierdzonych przy przechowywaniu w temperaturze 8-10^0C (Gąsiorowska i Makarewicz 2006).

2.3.3. Toksynotwórczość grzybów rodzaju Fusarium

Mykotoksyny – to metabolity wtórne produkowane przez wiele grzybów strzępkowych, które wykazują działanie toksyczne w stosunku do organizmów żywych. Termin wywodzi się z greckiego „mykes" i „toxicum", znaczących odpowiednio „grzyb" i „trucizna", stąd dosłownie oznacza on grzybową truciznę. Obecnie znanych jest około 400 związków określanych jako mykotoksyny (Bennett i Klich 2003). Do najważniejszych należą: aflatoksyny, fumonizyny, ochratoksyny, trichoteceny i zearalenon. Produkowane są one głównie przez grzyby należące do trzech rodzajów: *Aspergillus*, *Penicillium* oraz *Fusarium*. Dwa pierwsze odpowiedzialne są za zmiany występujące w żywności podczas suszenia i przechowywania, natomiast *Fusarium* spp. mogą produkować toksyny zarówno w okresie wegetacji roślin jak i po ich zbiorze (Sweeney i Dobson 1999).

Tworzenie się mykotoksyn zależy od wielu czynników środowiskowych. Należą do nich m. in. rodzaj i stopień wykorzystania podłoża, wilgotność, temperatura, stężenie CO_2 i tlenu, odporność gospodarza, interakcja z innymi grzybami, stopień nawożenia i stosowania środków grzybobójczych. Niemniej istotne są uwarunkowania genetyczne samego grzyba (Chełkowski 1985, Grzybowski i Baranowski 2003). Należy jednak podkreślić, że czynniki te rzadko działają niezależnie. Prawdopodobnie najważniejsze są interakcje pomiędzy dostępnością wody a temperaturą, które wpływają na większość innych czynników (Lacey 1986).

Grzyby rodzaju *Fusarium* wytwarzają mykotoksyny zwane często fuzariotoksynami. Stanowią one liczną grupę związków o zróżnicowanej budowie chemicznej i szerokim spektrum działania. Należą do nich: trichoteceny, fumonizyny, zearalenon i jego pochodne, moniliformina. Mniejsze znaczenie mają bowercyna i enniatyny, fuzaryny, ekwizetyna, butenolid, kumaryny, sambutoksyna, fuzarochromanon i inne (Rheeder i in. 2002, Lorens i in. 2006, Desjardins i Proctor 2007). Różne fuzariotoksyny mogą być tworzone przez jeden gatunek *Fusarium* i jednocześnie wiele gatunków tego rodzaju może produkować tę samą toksynę.

Najważniejszą grupę fuzariotoksyn, tworzącą około 170 związków, stanowią trichoteceny (Krska i in 2001). Ze względu na budowę chemiczną zostały one podzielone na 4 grupy: A, B, C, D. Najliczniejszą, w skład której wchodzą

najbardziej toksyczne metabolity, jest grupa A. Obejmuje ona związki posiadające łańcuch boczny lub grupę inną niż ketonowa przy C-8. W jej skład wchodzą m.in. toksyna T-2, toksyna HT-2, diacetoksysciprenol (DAS), monoacetoksyscirpenol (MAS), neosolaniol (NEO). Trichoteceny te mogą być produkowane przez *Fusarium sambucinum, F. culmorum, F. avenaceum, F. poae, F. sporotrichoides* i *F. solani*. Grupę B stanowią metabolity mające przy C-8 grupę ketonową. Należą do niej m.in. deoksyniwalenol (DON), 3-acetylodeoksyniwalenol (3AcDON), 15-acetylodeoksyniwalenol (15AcDON) i niwalenol (NIV), a tworzone mogą być przede wszystkim przez *F. graminearum, F. culmorum, F. cerealis* oraz według niektórych badaczy przez *F. sambucinum* i *F. solani*. Do grupy C zaliczane są związki posiadające grupę epoksydową między C-7 i C-8 lub C-9 i C-10 np. krotocyna, natomiast do grupy D, metabolity mające makrocykliczny pierścień pomiędzy C-4 a C-15, np. werukaryna i rorydyna i wytwarzane są przede wszystkim przez grzyby nie należące do rodzaju *Fusarium,* takie jak *Myrothecium, Stachybotrys* i *Trichothecium* (El-Banna i in. 1984, Chełkowski 1985, Jeleń i in. 1995, Sweeney i Dobson 1999, Sudakin 2003, Desjardins i Proctor 2007).

Mykotoksyny mogą wnikać do organizmu człowieka czy zwierząt drogą pokarmową, inhalacyjną oraz przez skórę. Niższe dawki kumulują się w tkankach i początkowo nie ujawniają swego działania. Należy jednak podkreślić, że w przypadku silnie trujących mykotoksyn, już niewielkie ilości mogą powodować zakłócenia w przebiegu metabolizmu białek, węglowodanów czy tłuszczów. Istotną cechą wyróżniającą trichoteceny spośród innych mykotoksyn jest to, iż nie wymagają one aktywacji, są truciznami same w sobie. Ponadto, droga wnikania do organizmu, płeć czy gatunek zwierząt, nie mają wpływu na ograniczenie lub zmianę ich toksyczności (Grzybowski i Baranowski 2003).

Inną grupą metabolitów wtórnych grzybów są enniatyny. Po raz pierwszy wykryto je w roku 1947 jako produkt metabolizmu *Fusarium oxysporum* (Gäumann i in. 1947). Kilka lat temu wykazano mitochondriotoksyczne własności tych związków (Hoornstra i in. 2003). Donoszono także o antybiotycznych i insektycydowych właściwościach enniatyn Wykazują one również działanie fitotoksyczne, powodując głównie więdnięcia i nekrozy. Enniatyny oraz ich analogi

mogą występować w naturalnie zanieczyszczonych produktach roślinnych (Herrmann i in. 1996, Visconti i in. 1992).

Potencjalną zdolność do tworzenia enniatyn wykrywa się przy zastosowaniu reakcji PCR do detekcji genu *esyn1* kodującego enzym – syntetazę enniatynową (Kulik 2007). Hornbogen i in. (2002) podają, że *F. sambucinum* posiada właściwość tworzenia enniatyn.

Spożywana przez zwierzęta skażona pasza może być przyczyną zatruć zwanych fuzariotoksykozami. Najczęstszymi objawami są wymioty, brak apetytu, zapalenia skóry, krwawe wybroczyny i krwotoki, uszkodzenia szpiku kostnego i anemia. Stwierdzono, że ziemniaki porażone przez *F. sambucinum* stanowią potencjalne zagrożenie dla zdrowotności karmionych nimi zwierząt (Desjardins i Plattner 1989). Wiadomo, że ziemniakami gorszej jakości, również z objawami zgnilizn, karmione są zwierzęta gospodarskie, przede wszystkim trzoda chlewna, szczególnie wrażliwa na działanie trichotecenów. Zaobserwowano ich niekorzystne oddziaływanie na wzrost i rozwój prosiąt a także negatywny wpływ na układ odpornościowy i krwionośny. W tkankach karmionych skażoną paszą zwierząt następuje kumulacja toksyn, które następnie mogą trafić do konsumenta w postaci skażonego mięsa (Rotter i in. 1992, Rafai i in. 1995).

3. Materiał i metody badań

Badania przeprowadzono w latach 2005 – 2007 na doświadczeniu założonym przez IHAR Oddział w Jadwisinie, na polach doświadczalnych w Osinach k/Puław, należących do Instytutu Uprawy, Nawożenia i Gleboznawstwa (IUNG - PIB). Obiektem doświadczalnym było osiem odmian ziemniaka: Orlik, Drop, Gracja, Korona, Bartek, Triada, Syrena, Zeus, uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym.

3.1. Charakterystyka badanych odmian ziemniaka oraz ich odporność na podstawowe choroby

Charakterystykę przedstawiono na podstawie „Listy opisowej odmian" wydanej za 2006 i 2007 rok przez Centralny Ośrodek Badania Odmian Roślin Uprawnych w Słupi Wielkiej.

Długość okresu wegetacyjnego dla poszczególnych odmian jest zróżnicowana. Odmiana Orlik i Drop należą do klasy odmian bardzo wczesnych, Gracja i Korona – wczesnych, Bartek i Triada – średniowczesnych, Syrena i Zeus – średniopóźnych. Wszystkie są z grupy odmian jadalnych, o jasnożółtej lub żółtej barwie skórki i miąższu. Odmiana Korona należy do typu kulinarnego sałatkowego (AB), Zeus i Gracja –lekko mączystego (BC), pozostałe do ogólnoużytkowego (B).

Odmiany Orlik, Gracja, Korona, Bartek, Syrena, Zeus są odporne na mątwika ziemniaczanego – patotyp Ro 1, Drop – patotyp Ro 1 i Ro 3. Wszystkie badane odmiany są odporne na raka ziemniaka – patotyp 1, a Triada wykazuje również odporność na wirulentne patotypy tej choroby. Na wniosek hodowców, w 2007 r. odmiana Triada została wykreślona z Krajowego Rejestru Odmian.

Odporność na zarazę ziemniaka (*P. infestans*), parcha zwykłego (S. *scabies*), czarną nóżkę (*E. carotovora* subsp. a*troseptica)* oraz choroby wirusowe Y (PVY), liściozwój (PLRV) i M (PVM) przedstawia w tab. 2.

Tab. 2

Odporność badanych odmian ziemniaka na podstawowe choroby

Odmiany	Zaraza ziemniaka (liście)	Parch zwykły	Czarna nóżka	Wirusy		
				PVY	PLRV	PVM
	skala 9-stopniowa*					
Orlik	3	5	5	7,5	5	5
Drop	3	6	4,5	6,5	5	5
Gracja	3	6	6	7	6,5	3
Korona	3	7	5,5	8	6,5	7
Bartek	5	6	7,5	8	8	3
Triada**	4	6	6	7,5	5,5	7
Syrena	5	5	5,5	8	5	3
Zeus	6	5	6	7	5	3

* / 9^0 – odmiana bardzo odporna; 1^0 – bardzo podatna
**/ dane za 2006 rok

3.2. Elementy agrotechniki

W obu systemach uprawy stosowano różne zmianowanie roślin (tab. 3), a przedplonem była pszenica ozima.

Tab. 3

Następstwo roślin na polach doświadczalnych w Osinach

System ekologiczny	System integrowany
1. ziemniak	1. ziemniak
2. pszenica jara	2. pszenica jara
3. koniczyna z trawami	3. bobik
4. koniczyna z trawami	4. pszenica ozima
5. pszenica ozima	

Ziemniak w systemie ekologicznym nawożono obornikiem lub kompostem, w jednorazowej dawce 250–300 dt·ha^{-1} przed orką zimową. W integrowanym systemie uprawy stosowano nawożenie organiczno-mineralne. W sierpniu, po wysianiu poplonu, zastosowano saletrę amonową, przed orką zimową obornik lub kompost w dawce 250–320 dt·ha^{-1}, a w czerwcu pogłównie, pod odmiany ziemniaków średniowczesnych i średniopóźnych ponownie saletrę amonową (tab.4, 5, 6).

Tab. 4.

Ważniejsze elementy agrotechniki uprawy ziemniaka w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005

System ekologiczny		System integrowany	
Data	**Zabieg**	**Data**	**Zabieg**
	jesień 2004		**jesień 2004**
05.08	Zbiór pszenicy bez cięcia słomy	16.08	Zbiór pszenicy i cięcie słomy
07.08	Prasowanie i zwożenie słomy	19.08	Uprawa pożniwna gruberem
07.08	Podorywka (10-12 cm)	20.08	Siew poplonu – gorczyca biała (22 $kg \cdot ha^{-1}$)
07.08	Uprawa agregatem	23.08	Nawożenie saletrą amonową (34 $kg \cdot N \cdot ha^{-1}$)
07.08	Siew poplonu – bobik z grochem + gorczyca biała (350 kg + 20 $kg \cdot ha^{-1}$)	18.10	Rozdrabnianie poplonu
14.10	Rozdrabnianie poplonu	26.10	Nawożenie obornikiem (250 $dt \cdot ha^{-1}$)
22.10	Nawożenie obornikiem (250 $dt \cdot ha^{-1}$)	28.10	Orka zimowa (28-30 cm)
25.10	Orka zimowa (26-28 cm)		**wiosna 2005**
	wiosna 2005	13.04	Uprawa agregatem
13.04	Uprawa agregatem	26.04	Nawożenie – Polifoska =200$kg \cdot ha^{-1}$ (12 N, 40 P_2O_5, 60 $kg \cdot K_2O \cdot ha^{-1}$)
26.04	Siarczan potasu (50 $kg \cdot K_2O \cdot ha^{-1}$)	26.04	Uprawa agregatem
26.04	Uprawa agregatem	26.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)
27.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)	30.04	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)
30.04	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	06.05	Bronowanie broną chwastownik
06.05	Bronowanie broną chwastownik	16.05	Bronowanie broną średnią
16.05	Bronowanie broną średnią	23.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)
23.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	20.06	Nawożenie saletrą amonową odmian Bartek, Triada, Syrena, Zeus (34 $kg \cdot N \cdot ha^{-1}$)
24.05	Bronowanie broną chwastownik		
06.06	Obredlanie (planet + obsypnik)		
20.06	Obredlanie (planet + obsypnik)	20.06	Obredlanie (planet + obsypnik)

Tab. 5

Ważniejsze elementy agrotechniki uprawy ziemniaka w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2006

System ekologiczny		System integrowany	
Data	**Zabieg**	**Data**	**Zabieg**
	jesień 2005		**jesień 2005**
03.08	Zbiór pszenicy bez cięcia słomy	30.07	Zbiór pszenicy i cięcie słomy
08.08	Zbiór i zwożenie słomy	08.08	Uprawa pożniwna gruberem
08.08	Siew poplonu – bobik (300 kg·ha^{-1})	10.08	Nawożenie saletrą amonową Mg (40 kg·N·ha^{-1})
08.08	Uprawa pożniwna gruberem	11.08	Bronowanie broną średnią
10.08	Siew poplonu – gorczyca biała (20 kg·ha^{-1})	13.08	Ponowna uprawa gruberem
10.08	Bronowanie broną średnią	19.08	Siew poplonu – gorczyca biała (20 kg·ha^{-1})
20.10	Rozdrabnianie poplonu	19.08	Bronowanie broną średnią
25.10	Roztrząsanie kompostu (300 dt·ha^{-1})	20.10	Rozdrabnianie poplonu
26.10	Orka zimowa (24-26 cm)	24.10	Roztrząsanie kompostu (320 dt·ha^{-1})
	wiosna 2006	25.10	Orka zimowa (24-26 cm)
21.04	Nawożenie - siarczan potasu (50 kg ·K_2O·ha^{-1})		**wiosna 2006**
26.04	Uprawa agregatem	21.04	Nawożenie – Polifoska 250 kg·ha^{-1} (20 N, 60 P_2O_5, 60 kg·K_2O· ha^{-1})
27.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)	25.04	Uprawa agregatem
05.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	28.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)
08.05	Bronowanie broną chwastownik	05.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)
10.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	08.05	Bronowanie broną chwastownik
23.05	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	08.06	Nawożenie saletrą amonową Mg odmian Bartek, Triada, Syrena, Zeus (30 kg·N·ha^{-1})
19.06	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	19.06	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)

Tab. 6

Ważniejsze elementy agrotechniki uprawy ziemniaka w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2007

System ekologiczny		System integrowany	
Data	**Zabieg**	**Data**	**Zabieg**
	jesień 2006		**jesień 2006**
28.07	Zbiór pszenicy bez cięcia słomy	28.07	Zbiór pszenicy i cięcie słomy
29.07	Podorywka 8-10 cm	29.07	Podorywka; 6-8 cm
29.07	Bronowanie broną średnią (zbyt sucho)	02.08	Bronowanie broną średnią – 2x
02.08	Bronowanie broną średnią (po deszczu)	02.08	Siew poplonu – gorczyca biała ($20kg \cdot ha^{-1}$)
02.08	Siew poplonu (łubin wąskolistny 150 kg, gryka 40 kg, facelia 5 kg, gorczyca 5 $kg \cdot ha^{-1}$)	21.08	Nawożenie saletrą amonową Mg ($40\ kg \cdot N \cdot ha^{-1}$)
19.10	Rozdrobnienie poplonu	19.10	Rozdrabnianie poplonu
23.10	Nawożenie kompostem ($200\ dt \cdot ha^{-1}$)	24.10	Orka zimowa; 24-26 cm
23.10	Orka zimowa; 20-22 cm		**wiosna 2007**
	wiosna 2007	26.03	Nawożenie – Polifoska 100 $kg \cdot ha^{-1}$ + chemiplon 150 $kg \cdot ha^{-1}$ (20 N, 60 P_2O_5, 60 $kg \cdot K_2O \cdot ha^{-1}$)
13.03	Bronowanie broną średnią	04.04	Uprawa agregatem
14.03	Nawożenie siarczanem potasu ($75kg \cdot K_2O \cdot ha^{-1}$)	19.04	Kultywatorowanie
16.03	Nawożenie mączką fosforytową ($96\ kg \cdot P_2O_5 \cdot ha^{-1}$)	20.04	Bronowanie broną średnią
16.03	Bronowanie broną średnią	23.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)
19.04	Kultywatorowanie	25.04	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)
20.04	Bronowanie broną średnią	25.04	Bronowanie broną chwastownik
23.04	Bronowanie broną chwastownik	10.05	Bronowanie broną chwastownik
23.04	Sadzenie (rozstawa 75x32 cm)	11.05	Obredlanie
25.04	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)	14.05	Bronowanie broną chwastownik
25.04	Bronowanie broną chwastownik	08.06	Obredlanie
10.05	Bronowanie broną chwastownik	05.05	Bronowanie, wywożenie kamieni i łęcin
14.05	Bronowanie broną chwastownik		
06.06	Planetowanie międzyrzędzi		
08.06	Obredlanie (obsypnik + zgrzebło)		
05.10	Bronowanie, wywożenie kamieni i łęcin		

Tab. 7

Zabiegi ochronne wykonane na ziemniakach uprawianych w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005 - 2007

System ekologiczny		System integrowany	
Data	**Zabieg**	**Data**	**Zabieg**
2005			
06-16.06	Odchwaszczanie ręczne	21.06	Actara (0,06 kg·ha^{-1})
17.06	Nowodor (2,0 l·ha^{-1})	23.06	Fusilade Forte (1,0 l·ha^{-1})
23.06	Miedzian Extra 350 SC (2,0 l·ha^{-1})	24.06	Curzate (2,0 kg·ha^{-1})
30.06	Nowodor (2,0 l·ha^{-1})+cukier (2,0 kg·ha^{-1}) +ocet (2,0 l·ha^{-1})	06.07	Actara (0,07 kg·ha^{-1})
		11-15.07	Ręczne wyrywanie skrzypu
06.07	Nowodor (2,0 l·ha^{-1})+cukier (2,0 kg·ha^{-1}) +ocet (2,0 l·ha^{-1})	23.07	Acrobat (2,0 kg·ha^{-1})
		08.08	Ridomil Gold (2,5 kg·ha^{-1})
18-23.07	Odchwaszczanie ręczne		
23.07	Funguran-OH 50 WP (2,0 kg·ha^{-1})		
08.08	Miedzian Extra 350 SC (2,0 l·ha^{-1})		
31-01.09	Odchwaszczanie ręczne		
2006			
05-16.06	Odchwaszczanie ręczne	10.05	Afalon Dyspersyjny + Command (1,0 + 0,1 l·ha^{-1})
22.06	Nowodor (2,5 l·ha^{-1})		
22.06	Miedzian Extra 350 SC (3,0 l·ha^{-1})	06.06	Fusilade Forte (1,0 l·ha^{-1})
26.06	Nowodor (2,5 l·ha^{-1})	21.06	Actara (0,08 kg·ha^{-1})
03.07	Nowodor (2,0 l·ha^{-1})	26.06	Actara (0,1 kg·ha^{-1})
03-05.07	Odchwaszczanie ręczne	24-26.06	Ręczne wyrywanie skrzypu i dymnicy
12.07	Nowodor (2,0 l·ha^{-1})		
10.08	Funguran-OH 50 WP (2,0 kg·ha^{-1})	30.06	Tattoo (2,5 l·ha^{-1})
11.08	Analiza zachwaszczenia	10.08	Ridomil Gold (2,0 kg·ha^{-1})
		11.08	Analiza zachwaszczenia
		22.08	Ręczne odchwaszczanie komosy (w odmianach wczesnych)
2007			
21-28.05	Odchwaszczanie ręczne	15.05	Afalon Dyspersyjny + Command (1,0 + 0,1 l·ha^{-1})
08.06	Nowodor (3,0 l·ha^{-1})		
08.06	Miedzian Extra 350 SC (2,5 l·ha^{-1})	11.06	Actara (0,08 kg·ha^{-1})
12.06	Nowodor (3,0 l·ha^{-1})	14.06	Odchwaszczanie ręczne
18.06	Nowodor (3,0 l·ha^{-1})	18.06	Ridomil Gold (2,0 kg·ha^{-1})
18.06	Funguran-OH 50 WP (2,0 kg·ha^{-1})	20.06	Actara (0,1 kg·ha^{-1})
		10.07	Curzate (2,5 kg·ha^{-1})
		29.07	Ridomil Gold (2,0 kg·ha^{-1})
		16.08	Acrobat (2,0 kg·ha^{-1}) (odmiany Bartek do Zeus)

W obu systemach uprawy wykonano zabiegi uprawowe gleby zgodnie z zaleceniami agrotechnicznymi. Dodatkowym zabiegiem było podkiełkowywanie (4-5 tygodni) sadzeniaków przeznaczonych do uprawy ekologicznej. Ziemniaki sadzono w III dekadzie kwietnia w rozstawie 75x32 cm.

W czasie wegetacji, ziemniaki z uprawy ekologicznej odchwaszczano ręcznie. Ze środków ochrony roślin zastosowano Miedzian Extra 350 SC i Funguran-OH 50 WP przeciw chorobom grzybowym oraz Nowodor przeciw stonce ziemniaka. W integrowanym systemie uprawy wykonano również ręczne odchwaszczanie i biorąc pod uwagę progi szkodliwości agrofagów, zastosowano chemiczne środki ochrony roślin (tab. 7).

Ziemniaki zbierano w różnych terminach, zgodnie z zaleceniami agrotechnicznymi, wynikającymi z wczesności i uwarunkowaniami genetycznymi odmian (tab. 8).

Tab. 8

Terminy zbioru badanych odmian ziemniaków, Osiny 2005-2007

System ekologiczny				System integrowany			
Odmiana	Data			Odmiana	Data		
	2005	2006	2007		2005	2006	2007
Orlik	14.09	04.09	16.08	**Orlik**	14.09	04.09	16.08
Drop	19.09	05.09	22.08	**Drop**	19.09	05.09	21.08
Gracja	21.09	06.09	13.09	**Gracja**	21.09	06.09	31.08
Korona	23.09	12.09	04.09	**Korona**	23.09	22.09	04.09
Triada	05.10	09.10	14.09	**Triada**	05.10	09.10	14.09
Syrena	07.10	06.10	19.09	**Syrena**	07.10	06.10	28.09
Zeus	07.10	11.10	26.09	**Zeus**	10.10	11.10	26.09
Bartek	12.10	13.10	28.08	**Bartek**	12.10	13.10	28.08

Przedstawione dane udostępnione zostały przez IUNG – PIB w Puławach.

3.3. Ocena zdrowotności ziemniaka

W celu wykonania oceny zdrowotności, pole doświadczalne podzielono na cztery równe części, z których każda stanowiła jedno powtórzenie.

3.3.1. Kiełki

W okresie wschodów, ze wszystkich badanych odmianach, z każdego

z 4 powtórzeń, z losowo wybranych 5 miejsc, ostrożnie wykopano po 5 kolejnych bulw (4x5x5). Po dokładnym umyciu, określano występowanie zgnilizny kiełków. Ocenie poddano wszystkie kiełki na przeglądanych bulwach.

3.3.2. Bulwy po zbiorze

Cztery tygodnie po zbiorze, z każdej odmiany obydwóch systemów pobrano losowo 4x100 bulw. Po dokładnym umyciu, makroskopowo określano występowanie ospowatości (*R. solani*) i suchej zgnilizny (*Fusarium* spp.) bulw ziemniaka. Ocenie nie podlegały bulwy drobne (ø ≤ 40mm).

3.3.3. Zastosowane skale

Przy ocenie stopnia porażenia kiełków i bulw przez *R. solani* i stopnia zastosowano 9 - stopniową skalę od $0\text{-}8^0$, w której:

0^0 – oznaczało brak objawów chorobowych na kiełkach/bulwach

1^0 – oznaczał pojedyncze objawy chorobowe

2^0 – do 5% porażonej powierzchni

3^0 – 6-10% porażonej powierzchni

4^0 – 11-15% porażonej powierzchni

5^0 – 16-25% porażonej powierzchni

6^0 – 26-35% porażonej powierzchni

7^0 – 36-50% porażonej powierzchni

8^0 – powyżej 50% porażonej powierzchni

Przy porażeniu przez *Fusarium* spp., określano procent bulw z objawami chorobowymi, bez określania stopnia ich porażenia.

3.4. Pobieranie prób gleby i korzeni ziemniaka

Materiał do analiz pobierano z gleby strefy pozaryzosferowej, ryzosfery, ryzoplany oraz korzeni ziemniaka odmiany Drop, uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym. Próby pobierano w dwóch terminach: w fazie wschodów i fazie kwitnienia. Za glebę ryzosferową przyjęto kilkumilimetrową warstwę gleby przylegającej do korzeni, a za ryzoplanę powierzchnię korzeni

pozbawionych cząstek gleby. Próby gleby pozaryzosferowej pobierano do wyjałowionych pojemników plastikowych, z 20 miejsc, z warstwy ornej (0-20cm), z obu systemów uprawy. Glebę ryzosferową i ryzoplanę pobrano z korzeni losowo wybranych 100 roślin (w 4 powtórzeniach, z 5 miejsc po 5 roślin). Po wykopaniu korzenie ostrożnie otrząsano z nadmiaru gleby, umieszczano w lodówce przenośnej w temperaturze około 5^0C i przewożono do laboratorium Katedry Fitopatologii Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego w Bydgoszczy, gdzie wykonano badania laboratoryjne.

3.5. Badania laboratoryjne

3.5.1. Izolacja grzybów z gleby pozaryzosferowej, ryzosfery, ryzoplany i korzeni

Badania mykologiczne gleby przeprowadzono metodą piaskową Warcupa zmodyfikowaną przez Mańkę. Do 74g sterylnego piasku kwarcowego dodano 1g drobnocząsteczkowej gleby pozaryzosferowej, po czym dokładnie wymieszano. Mieszaninę glebowo-piaskową wykonywano w sześciu 500 ml kolbach (po trzy z każdego systemu uprawy). W poszczególnych terminach izolowania, z każdej kolby pobierano mieszaninę glebowo-piaskową, umieszczano na 10 płytkach Petriego (25 mg na płytkę) i zalewano schłodzoną pożywką Martina-Johnsona z dodatkiem antybiotyku i różu bengalskiego (Mańka 1974, Mańka i Salmanowicz 1987).

Glebę ryzosferową otrzymano dokładnie otrząsając kilkumilimetrową warstwę gleby przylegającą do korzeni ziemniaka. Po wymieszaniu, odważono 10g tej gleby i wytrząsano w 90 ml wody sterylnej. Następnie wykonano cztery 10-krotne rozcieńczenia. Z każdego systemu uprawy, zawiesiny o stężeniu 10^{-4} i 10^{-5} umieszczano na 30 sterylnych płytkach Petriego (1 ml na płytkę) i zalewano pożywką Martina-Johnsona.

W celu wyizolowania grzybów zasiedlających ryzoplanę, korzenie umyto pod bieżącą wodą i 10-krotnie przepłukano w wodzie sterylnej. Dokładnie oczyszczone korzenie pocięto w sterylnych warunkach na fragmenty długości 5-10 mm, następnie odważono ich 10g i wytrząsano w 90 ml sterylnej H_2O z dodatkiem 30 g sterylnego piasku kwarcowego. Podobnie jak przy glebie ryzosferowej, wykonano cztery 10-krotne rozcieńczenia (Kobus i in. 1993). Zawiesiny o stężeniu 10^{-2} i 10^{-3}

umieszczano na 30 sterylnych płytkach Petriego (1 ml na płytkę) i zalewano pożywką Martina-Johnsona.

W celu wyizolowania grzybów zasiedlających wewnętrzne warstwy korzenia, ich fragmenty wytrząsane przy badaniu ryzoplany trzykrotnie przepłukano w sterylnej wodzie i wyłożono na płytki Petriego z pożywką PDA o pH=5,5 (10 płytek po 6 skrawków z każdego systemu uprawy).

Izolowane grzyby inkubowano w temperaturze 20^0C, a wyrastające kolonie odszczepiano do probówek z zestaloną na skosy pożywką PDA. Z każdej wyizolowanej kolonii wykonano preparat mikroskopowy i oznaczano według kluczy mykologicznych (Gilman 1971, Domsch i Gams 1972, Fassatiova 1983, Kwaśna i in. 1991)

W opisie zbiorowisk grzybów, podzielono je na dominanty (o liczebności > 5%), influenty (1–5%) i grzyby akcesoryczne (<1%) (Kowalik 1993).

3.5.2. Izolacja grzybów z sucho gnijących bulw ziemniaka

Izolację wykonano wg metody opisanej przez Kurzawińską (1994). Bulwy z objawami suchej zgnilizny myto pod bieżącą wodą, dezynfekowano powierzchniowo przez 1 minutę w 94% alkoholu, następnie płukano w sterylnej wodzie i wstrząsano przez 15 minut w 7% H_2O_2, po czym trzykrotnie płukano w sterylnej wodzie. Pozostałe czynności wykonano w sterylnych warunkach przy stole laminarnym. Z wewnętrznej części bulw, z pogranicza tkanki zdrowej i chorej wycinano 10 skrawków wielkości ok. 2x2mm, osuszano w sterylnych bibułach i przenoszono do płytek Petriego z zestaloną pożywką PDA o pH=5,5. Po okresie inkubacji (4-6 dni) w temperaturze 23^0C wyrosłe kolonie grzybów odszczepiono do probówek z pożywką PDA zestaloną na skosy. Otrzymane izolaty identyfikowano w oparciu o w/w klucze mykologiczne.

W niniejszym opracowaniu, do określenia przynależności gatunkowej grzybów rodzaju *Fusarium* korzystano z systematyki opracowanej przez Nelson i in. (1983).

3.6. Badania molekularne

3.6.1. Przygotowanie materiału do izolacji DNA

Pierwszym etapem badań było uzyskanie jednozarodnikowych kultur *Fusarium sambucinum i Fusarium solani,* głównych sprawców suchej zgnilizny ziemniaka oraz jednostrzępkowych kultur *Rhizoctonia solani* – patogena powodującego zgniliznę kiełków oraz ospowatość bulw.

W celu uzyskania kultur jednozarodnikowych, izolaty grzybów rodzaju *Fusarium* przeszczepiono na płytki Petriego z pożywką SNA i umieszczono w termostacie w temperaturze 20^{0}C. Po 10 dniach inkubacji, z otrzymanej zarodnikującej grzybni wykonano rozmaz na płytkach z 2% agarem wodnym i po upływie 17–20 godzin, przy użyciu mikroskopu, igłą preparacyjną wycinano pojedyncze kiełkujące zarodniki, które przenoszono na skosy z zestaloną pożywką PDA i umieszczono w temperaturze 20^{0}C.

Izolaty z grzybnią *R. solani* wyszczepiano na płytki z pożywką agarową i po 4-5 dniach inkubacji w temperaturze 20^{0}C, przy pomocy mikroskopu, igłą preparacyjną wycinano z pojedynczej strzępki fragment długości około 1mm, przenoszono na skosy z zestaloną pożywką PDA i umieszczono w termostatach o temperaturze 20^{0}C.

Następnym etapem przygotowań było namnożenie materiału do izolacji DNA. W tym celu uzyskane kultury jednozarodnikowe (w przypadku *R. solani* jednostrzępkowe) wyszczepiono na płytki Petriego z zestaloną pożywką PDA i inkubowano przez 4-5 dni w temperaturze 20^{0}C. Z brzeżnej części wyrośniętej grzybni pobrano 4 krążki o średnicy 5 mm i przeniesiono do 250 ml kolb Erlenmayera, w których znajdowało się 60 ml płynnej pożywki PD (glukozowo-ziemniaczanej). Tak przygotowane kolby wstrząsano (150 obr/min) przez 5-6 dni w temperaturze pokojowej na wstrząsarce rotacyjnej.

3.6.2. Izolacja DNA

DNA *F. sambucinum*, *F. solani* i *R. solani* wyizolowano z grzybni wyhodowanej na płynnej pożywce glukozowo-ziemniaczanej. Wszystkie czynności

wykonano w specjalnie do tego celu przystosowanym pomieszczeniu stosując sterylne materiały.

Przed przystąpieniem do izolacji DNA przygotowano bufor ekstrakcyjny składający się z: CTAB 5% - 0,3 ml, NaCl 5M – 0,21 ml, EDTA 0,5M – 0,03 ml, Tris-HCL (pH=8,0) 1M – 0,08 ml, PVP – 0,02 g, β-mercaptoetanol – 1,5 µl oraz H_2O miliQ do 0,75 ml (podane ilości dotyczą 1 próbki z 10% zapasem). Bufor przygotowywano w zbiorczej probówce dla wszystkich próbek, z których izolowano DNA w danym dniu.

Wyhodowaną grzybnię, przemywając zimnym buforem TE, odfiltrowano na lejku Büchnera podłączonym do pompy próżniowej. Po dokładnym osuszeniu bibułą filtracyjną, grzybnię zamrożono w ciekłym azocie, następnie umieszczono w schłodzonym moździerzu i dolewając kilkakrotnie ciekłego azotu, ucierano przez kilka minut na drobny proszek. Tak przygotowaną grzybnię przenoszono do dwóch 1,5 ml probówek typu Eppendorf i zalewano 600 µl wcześniej przygotowanego buforu ekstracyjnego. Probówki z grzybnią i buforem po dokładnym wymieszaniu na worteksie umieszczano na 40 minut w łaźni wodnej o temperaturze 65^0C, mieszając je przez odwracanie co 10 minut. Po wyjęciu probówek z łaźni wodnej ostudzono je i dodano 600 µl mieszaniny chloroformu z alkoholem izoamylowym (24:1) zmieszanej w stosunku 1:1 z fenolem i po dokładnym wymieszaniu na worteksie, wirowano przez 10 minut przy 12000 rpm. Po zwirowaniu odciągnięto pipetą supernatant (górną warstwę) do nowych probówek typu Eppendorf, dodano 600 µl mieszaniny chloroformu z alkoholem izoamylowym (24:1), wymieszano przez odwracanie i ponownie wirowano przez 10 minut przy 12000 rpm. Po zwirowaniu, w celu wyodrębnienia DNA, do kolejnych probówek zebrano supernatant, dodano 50 µl NaCl 5M oraz 700 µl zmrożonego (-25^0C) 95% etanolu i po wymieszaniu przez odwracanie wirowano w temperaturze 4^0C przez 10 minut przy 12000 rpm. Na dnie probówki osadził się DNA. Delikatnie zlano górną warstwę i dodano 300 µl zmrożonego (-25^0C) 70% etanolu. Po kolejnym wirowaniu w temperaturze 4^0C przez 10 minut, przy 12000 rpm i zlaniu alkoholu, probówki z DNA pozostawiono do wyschnięcia. W celu eliminacji RNA do probówek dodano mieszaninę buforu TE pH=8 (150 µl) z RNAzą (10 $\mu l \cdot ml^{-1}$) i umieszczono w lodówce (4-6^0C) na 24 godziny. Zawartość probówek dokładnie wymieszano,

i spektrofotometrycznie zmierzono stężenie DNA w roztworze, a następnie doprowadzono wszystkie próby do stężenia 100 $\mu g \cdot l^{-1}$. Do czasu wykorzystania w dalszych analizach DNA umieszczono zamrażarce (-30^0C).

3.6.3. Łańcuchowa reakcja polimerazy (PCR)

Potwierdzenie przynależności gatunkowej badanych izolatów i określenie ich potencjalnej mykotoksynotwórczości (*F. sambucinum* i *F. solani*) oraz grup anastomozowych (*R. solani*) przeprowadzono za pomocą łańcuchowej reakcji polimerazy (PCR). W tym celu, używając zestawu *Taq* PCR Core Kit firmy Qiagen, (USA), sporządzono mieszaninę o składzie (podano ilości na pojedynczą reakcję): H_2O miliQ - 3,9 µl, roztwór Q - 2,5 µl, bufor 10x - 1,25 µl, $MgCl_2$ - 0,5 µl, dNTP - 0,25 µl, Primer I - 0,75 µl, Primer II - 0,75 µl, Polimeraza Taq - 0,1 µl, DNA - 2,5 µl. W zależności od prowadzonej reakcji użyto następujących starterów typu SCAR (tab. 9):

Tab. 9

Startery wykorzystane do przeprowadzonych reakcji łańcuchowych

Test	Starter	Sekwencja (5' – 3')	Źródło
F. sambucinum	FSF1	5'-ACATACCTTTATGTTGCCTCG-3'	Mishra i in., 2003
	FSR1	GGAGTGTCAGACGACAGCT	
Tri5	HA*Tri*/F	CAGATGGAGAACTGGATGGT	Edwards i in., 2001
	HA*Tri*/R	GCACAAGTGCCACGTGAC	
*Tri13*DON	*Tri*13F	5'-CATCATGAGACTACTTGTAGTTTGG-3'	Chandler i in., 2003
	*Tri*13DONR	5'-GCTAGATCGATTGTTGCATTGAG-3'	
*Tri13*NIV	*Tri*13NIVF	5'-CCAAATCCGAAAACCGCA-3'	
	*Tri*13R	5'-TTGAAAGCTCCAATGTCGTG-3'	
Enniatyny	esysam1	5'-TGATTCTCAACTCCGTCGTTCA-3'	Kulik i in., 2007
	esysam2	5'-CACAGCCTTCATGTTCTTGGG-3'	
R. solani	ITS1	5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3'	Johanson i in., 1998
	GMRS-3	5'-AGTGGAACCAAGCATAACACT-3'	
AG 3	Rs1F2	5'-TTGGTTGTAGCTGGTCTATTT-3'	Lees i in., 2002
	Rs2R1	5'-TATCACGCTGAGTGGAACCA-3'	
AG 2-1	AG-common primer (F)	5'-CTCAAACAGGCATGCTC-3'	Matsumoto, 2002
	AG 2-1 R	5'-AGGCAATAGGTTATTGGACC-3'	
AG 2-2	AG-common primer (F)	5'-CTCAAACAGGCATGCTC-3'	Matsumoto, 2002
	AG 2-2 R	5'-CATGGATGGGAGAACTTTTA-3'	

Przygotowaną mieszaninę z odpowiednio dobranymi starterami umieszczono w termocyklerze Biometra Uno II i przeprowadzono reakcję 30 cykli PCR wg następujących parametrów profilu termicznego (tab. 10 i 11):

Tab. 10

Parametry profilu termicznego

Etapy PCR	Temperatura [^{0}C]	Czas [min]
Denaturacja wstępna	94	2
Denaturacja zasadnicza	94	1
Przyłączanie starterów	wg tab. 11	1
Elongacja	72	2
Wydłużanie końcowe	72	5
Schładzanie	4	-

Tab. 11

Warunki przyłączania starterów w poszczególnych testach PCR:

Test	Temperatura [^{0}C]
F. sambucinum	60,5
*Tri*5	57,7
*Tri*13DON	61,0
*Tri*13NIV	61,4
Enniatyny	53,7
R. solani	58,5
AG 3	58,5
AG 2-2	54,0
AG 2-1	53,0

3.6.4 Elektroforeza

Uzyskane w wyniku przeprowadzonej reakcji PCR produkty rozdzielono na 1.4% żelu agarowym w buforze TBE w polu elektrycznym o napięciu 110V. Obrazy zapisano przy pomocy systemu do elektronicznej dokumentacji żeli firmy Vilber Lourmat i programu BioCapt.

3.7. Badanie zawartości mykotoksyn z grupy trichotecenów w ziemniakach sztucznie inokulowanych F. sambucinum i F. solani

Badania prowadzono na bulwach ziemniaka odmiany Bard, pochodzących ze Stacji Doświadczalnej Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego

w Bydgoszczy. Do inokulacji użyto po pięć izolatów *F. sambucinum* i *F. solani,* uzyskanych z ziemniaków pochodzących z środowisk (Zawidz Mały - woj.mazowieckie, Radostowo – pomorskie, Osiny – lubelskie, Zamarte - kujawsko-pomorskie, Koło – wielkopolskie (tab. 40).

Inokulację ziemniaków patogenami wykonano metodą opisaną przez Latus-Ziętkiewicz (1993). Zdrowe, średniej wielkości bulwy dokładnie umyto pod bieżącą wodą. Następne czynności wykonano w sterylnych warunkach przy stole laminarnym. Bulwy odkażono powierzchniowo przez zanurzenie w 1% NaOCl przez 3 minuty i opłukano w wodzie destylowanej. Po wyschnięciu bulw, wyjałowionym korkoborem wycinano miąższ (średnica 5mm, głębokość 10mm) w połowie wysokości między częścią wierzchołkową a podstawą. W powstałym otworze umieszczano krążek pożywki SNA z dwutygodniową kulturą grzyba, wycięty z miejsca o największej koncentracji zarodników, po czym korek z miąższu umieszczano w bulwie. Próbę kontrolną stanowiły bulwy z umieszczonym w wyciętym miejscu krążkiem sterylnej dwutygodniowej pożywki SNA. Tak zaszczepione bulwy układano w plastykowych kuwetach i umieszczono w komorze klimatycznej w temperaturze 12-14^{0}C przy wilgotności względnej 90-95%. Doświadczenie założono w celu sprawdzenia toksynotwórczości tych gatunków. Przed przekazaniem bulw do analizy zawartości mykotoksyn, mając gotowy materiał, dodatkowo oceniono patogeniczność badanych izolatów.

Ocenę wykonano po 30 dniach inkubacji. Mierzono średnicę powstałej zgnilizny, następnie bulwy przecinano i mierzono jej głębokość. Kryterium oceny stanowiła średnia sumy tych wymiarów z pięciu bulw, pomniejszona o średnią z sumy średnicy i głębokości miejsca powstałego po inokulacji bulw czystą pożywką SNA.

Analizę zawartość mykotoksyn z grupy trichotecenów wykonano w Zakładzie Fizjologii i Toksykologii Uniwersytetu Kazimierza Wielkiego w Bydgoszczy metodą HPLC-MS/MS. Próby oczyszczono na kolumienkach Bond Elut® Mycotoxin firmy Varian, zgodnie z procedurą opracowaną w Chemisches und Veterinäruntersuchungsamt – Stuttgart, Niemcy.

3.8. Metody opracowania wyników

Wartości z oceny porażenia wyrażone w stopniach przeliczono na indeks porażenia (IP) wg wzoru Townsenda i Heubergera (Wenzel 1948).

$$IP(\%) = \frac{\sum_{0}^{i}(n \cdot v)}{i \cdot N} \cdot 100$$

gdzie:

n – liczba roślin w danym stopniu porażenia

v – stopień porażenia (od 0 do i)

i – najwyższy stopień porażenia

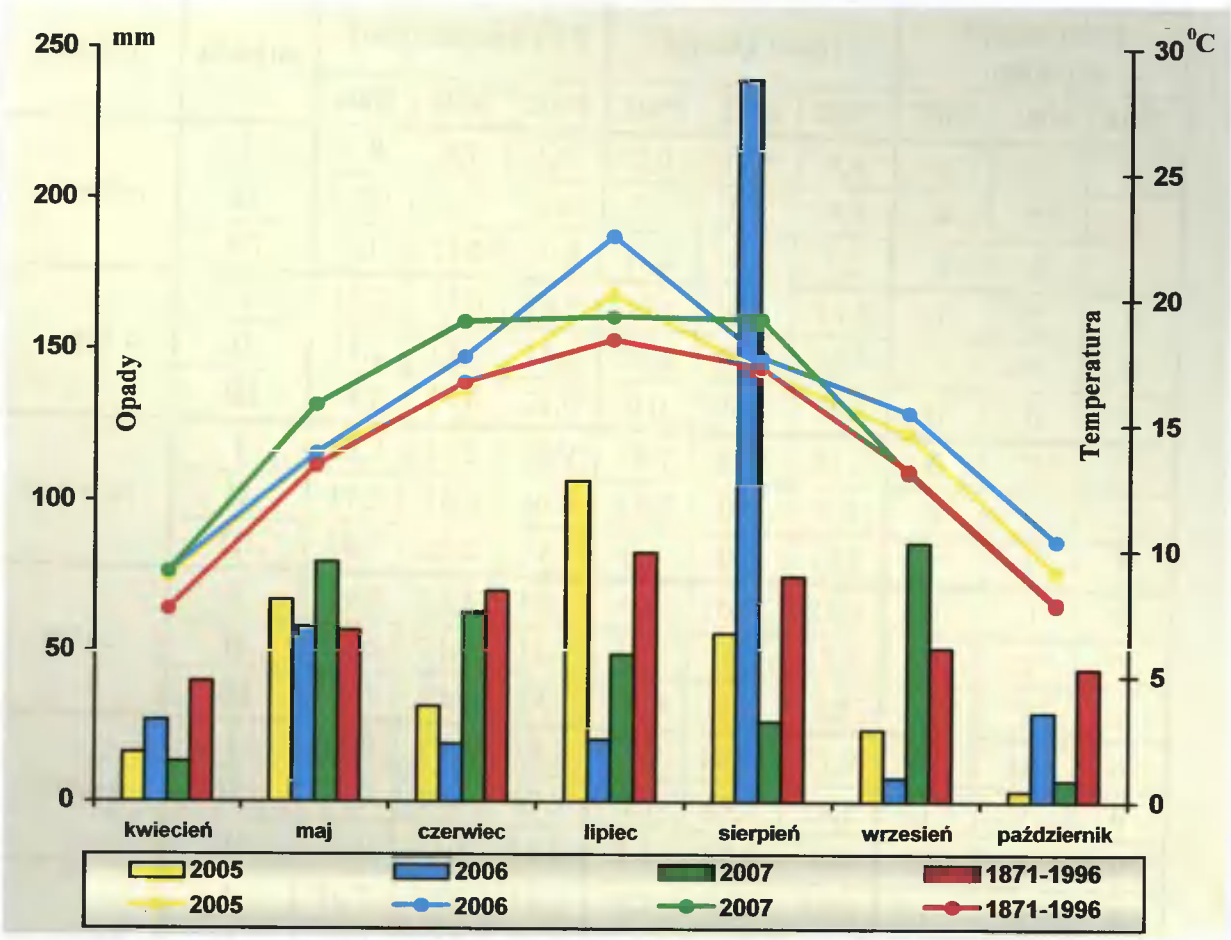
N – całkowita liczba badanych roślin Dane określające liczbę porażonych obiektów (wyrażone w procentach) przekształcono na stopnie kątowe Blissa. Uzyskane wyniki poddano obliczeniom statystycznym stosując analizę wariancji dla doświadczenia dwuczynnikowego i dla porównania średnich – test Tukey'a.

W celu określenia zależności pomiędzy liczebnością grzybów występujących w glebie a systemem uprawy i fazą rozwojową ziemniaka zastosowano test chi kwadrat. Zgodnie z założeniami, analizę frekwencji przeprowadzono tylko w sytuacjach, w których wartość oczekiwana każdego z badanych poziomów była nie mniejsza niż 5, a w przypadku, gdy choć jedna wartość oczekiwana była mniejsza niż 10, zastosowano poprawkę Yatesa.

Obliczenia statystyczne dotyczące patogeniczności poszczególnych izolatów *F. sambucinum* i *F. solani* wykonano w oparciu o analizę wariancji dla doświadczenia dwuczynnikowego, w którym pierwszym czynnikiem był gatunek grzyba, a drugim – badany izolat i dla porównania średnich zastosowano test Tukey'a.

4. Warunki pogodowe

Miesięczne sumy opadów i średnie temperatury powietrza w okresie prowadzenia badań jak i średnie tych wielkości z wielolecia przedstawia rys. 1, natomiast dekadowe tab. 12. Dane temperatury powietrza pochodzą ze stacji meteorologicznej w Puławach, a opadów ze stacji meteorologicznej w Osinach k/Puław.



Rys. 1. Rozkład temperatur i opadów w Osinach w poszczególnych miesiącach okresów wegetacyjnych ziemniaka w latach 2005-2007

W latach prowadzonych badań warunki pogodowe nie były korzystne dla wzrostu i rozwoju ziemniaka. Sezony wegetacyjne charakteryzowały się niskimi opadami atmosferyczne, natomiast średnie miesięczne temperatury powietrza były zbliżone lub wyższe od średnich wieloletnich.

W okresie wegetacyjnym w 2005 roku, w maju (66,9mm) i lipcu (106,5mm) ilość opadów atmosferycznych pokrywała miesięczne zapotrzebowanie ziemniaka na wodę. Należy jednak zaznaczyć, że nie były one zbyt regularne. W III dekadzie

maja i w I dekadzie lipca opady nie wystąpiły. W pozostałych miesiącach, przy temperaturach powietrza zbliżonych do średnich z wielolecia, odnotowano duże niedobory wody. W czerwcu (31,7mm) i sierpniu (55,9 mm) stanowiły około 50%, a we wrześniu (24,0 mm) tylko około 25-30% zapotrzebowania wodę dla prawidłowego wzrostu i rozwoju ziemniaka.

Tab. 12

Rozkład temperatur i opadów w poszczególnych dekadach okresów wegetacyjnych ziemniaka w latach 2005-2007

Miesiąc	Dekada	Temperatura [^{0}C]			Opady [mm]			Liczba dni z opadami		
		2005	2006	2007	2005	2006	2007	2005	2006	2007
kwiecień	I	8,8	6,7	6,9	2,0	19,5	9,4	3	5	4
	II	11,0	8,0	9,8	2,1	6,5	2,8	4	5	3
	III	7,1	13,0	10,8	12,2	1,1	1,2	3	4	1
maj	I	11,2	13,6	10,5	46,5	4,4	13,6	7	2	4
	II	11,2	14,5	15,5	20,4	28,9	29,4	5	7	4
	III	18,8	13,6	21,0	0,0	24,7	36,8	0	6	6
czerwiec	I	13,7	12,3	18,9	18,7	18,7	42,8	6	7	4
	II	17,3	18,5	20,8	12,9	0,0	6,4	4	0	2
	III	18,2	22,2	17,7	0,1	0,5	13,6	1	1	5
lipiec	I	19,9	22,3	17,1	0,0	0,0	27,9	0	0	6
	II	20,6	21,5	21,2	40,7	16,7	17,6	4	2	3
	III	20,1	23,6	19,6	65,8	4,0	3,5	8	1	2
sierpień	I	16,9	18,8	19,2	51,2	122,1	11,9	5	10	4
	II	16,9	18,6	19,9	0,4	69,2	14,7	1	7	6
	III	17,9	15,9	18,6	4,3	48,4	0,0	2	5	0
wrzesień	I	16,7	15,8	14,4	0,2	7,5	56,0	1	4	9
	II	14,2	15,9	12,1	10,2	0,6	9,9	2	1	2
	III	13,3	14,9	12,8	13,6	0,0	20,3	2	0	2
październik	I	12,5	13,4	9,9	0,1	21,3	3,1	1	4	2
	II	7,1	8,0	6,1	1,7	3,2	3,8	6	2	3
	III	8,0	9,9	7,3	1,8	5,2	0,4	8	2	1

W 2006 roku, przy zbliżonych do średnich wieloletnich temperaturach powietrza w maju (58,0mm), opady atmosferyczne pokrywały zapotrzebowanie ziemniaka na wodę, natomiast w sierpniu były one bardzo obfite i wynosiły aż 239,7mm. W pozostałych miesiącach, przy znacznie wyższych od średnich

miesięcznych z wielolecia temperaturach powietrza (w czerwcu o 1^0C, w lipcu aż o $4,1^0$C i we wrześniu o $2,3^0$C), opady pokrywały zapotrzebowanie na wodę około 25% w czerwcu i lipcu natomiast we wrześniu tylko około 10%. Panująca w czerwcu i lipcu susza, powodując nadmierne wysuszenie gleby, nie sprzyjała również rozwojowi grzybów.

W 2007 niskie opady atmosferyczne wystąpiły w lipcu i sierpniu – w okresie intensywnego gromadzenia plonu i jednocześnie największej wrażliwości ziemniaka na suszę. Przy wyższych od średnich z wielolecia, miesięcznych temperaturach powietrza opady pokrywały zapotrzebowanie na wodę około 50% w lipcu i 25% w sierpniu.

5. Wyniki badań

W okresie trzyletnich badań wyodrębniono ogółem 11006 izolatów, należących do 91 gatunków, reprezentujących 55 rodzajów grzybów oraz grzybnie niezarodnikujące (tab. 13). Przeprowadzona testem chi kwadrat analiza frekwencji nie wykazała zależności pomiędzy fazami rozwojowymi ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym lub integrowanym a ogólną liczebnością grzybów w środowisku glebowym.

Tab. 13

Liczba ogólnej populacji grzybów wyizolowanych spod uprawy ziemniaka, Osiny 2005-2007

Faza rozwojowa	System uprawy		Razem	χ^2
	Ekologiczny	Integrowany		
Wschody	2582	2784	**5366**	b.i.z.*
Kwitnienie	2792	2848	**5640**	
Razem	**5374**	**5632**	**11006**	-

*/ brak istotnego związku

Przeprowadzone jednak dla poszczególnych frakcji (gleby pozaryzosferowej, ryzosfery, ryzoplany, korzeni) analizy mykologiczne wykazały zróżnicowanie w zasiedleniu przez patogeny, grzyby potencjalnie antagonistyczne i saprotrofy. Ich liczebność zależała od systemu uprawy i stadium rozwojowego ziemniaka. Obserwowano duże zróżnicowanie w liczbie izolowanych poszczególnych gatunków grzybów. Niektóre, w jednym roku wystąpiły w liczebności kwalifikującej je do dominantów, w innym do influentów czy akcesorycznych lub w ogóle nie były izolowane. Przykładem może być *T. harzianum*. Z prób gleby pozaryzosferowej pobranych w fazie wschodów z ekologicznego systemu uprawy, w 2005 roku uzyskano taką liczbę izolatów, że zaliczono go do grupy dominantów, w 2006 – influentów, a w 2007 w ogóle nie wyodrębniono tego grzyba (tab. 15).

5.1 Zbiorowiska grzybów środowiska glebowego w zależności od systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka

5.1.1. Grzyby wyizolowane z gleby pozaryzosferowej ziemniaka

Z pozaryzosferowej gleby ziemniaka wyizolowano ogółem 4028 grzybów, w tym 1982 z ekologicznego i 2046 z integrowanego systemu uprawy. Analiza frekwencji nie wykazała istnienia związku pomiędzy fazą rozwojową i systemem uprawy, a liczebnością ogólnej populacji grzybów zasiedlających glebę pozaryzosferową (tab. 14).

Tab. 14

Liczba ogólnej populacji grzybów wyizolowanych z gleby pozaryzosferowej spod uprawy ziemniaka, Osiny 2005-2007

Faza rozwojowa	System uprawy		Razem	χ^2
	Ekologiczny	Integrowany		
Wschody	875	866	**1741**	b.i.z.*
Kwitnienie	1107	1180	**2287**	
Razem	**1982**	**2046**	**4028**	-

*/ brak istotnego związku

W czasie wschodów (tab. 15), do grupy dominantów, stanowiących 81,94% ogółu grzybów wyizolowanych z gleby pozaryzosferowej ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym, należały rodzaje: *Penicillium* (47,31%), *Fusarium* (15,54%), *Trichoderma* (13,83%) i *Phoma* (5,26%). Z najliczniej występujących gatunków wymienić należy: *F. oxysporum, F. solani* i *T. viride*. Do grupy influentów (10,97%) należały grzyby rodzajów: *Gliocladium* (3,54%), *Pythium* (2,17%) i *Verticillium* (2,06%) oraz gatunki: *Mucor mucedo* (1,83%) i *Humicola grisea* (1,37%). Pozostałe 7,3 % ogółu izolatów to grzyby akcesoryczne.

W integrowanym systemie uprawy, w fazie wschodów dominanty stanowiły 75,4% wyizolowanych grzybów. Należały do nich: *Penicillium* spp. (56,0%), *Fusarium* spp. (8,2%), *Trichoderma* spp. (11,2%). W skład influentów (16,51%) wchodziły grzyby rodzajów: *Phoma* (4,04%), *Paecilomyces* (3,7%), *Verticillium* (3,46%), *Mortierella* (2,19%) oraz *M. mucedo* (2,08%) i *Scopulariopsis brevicaulis* (1,04%). Pozostałe 24 gatunki stanowiące 8,08% ogółu izolatów to grzyby akcesoryczne.

Tab.15

Grzyby wyizolowane z gleby pozaryzosferowej ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza wschodów)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005r		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Absidia glauca Hagem	1,03				0,52		0,46	
Acremoniella fusca Kunze	0,52						0,11	
Acremonium strictum W. Gams		0,53		0,88		0,22		0,46
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.						0,22		0,12
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis		0,53			0,52		0,23	0,12
Aspergillus fischeri Wehmer		0,53						0,12
Aspergillus fumigatus Fresenius		0,53	1,00	0,44	0,26		0,46	0,23
Aspergillus niger van Tieghem		1,59						0,35
Chaetomium crispatum Fuck.			0,67				0,23	
Chaetomium fumicolum Cooke				0,88				0,23
Chaetomium globosum Kunze		0,53						0,12
Chaetomium indicum Corda	0,52						0,11	
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes		1,59	1,00			0,22	0,34	0,46
Coniothyrium cerealis E. Müller in Zogg	3,61	0,53					0,80	0,12
Coniothyrium fuckelii Sacc.		1,06	0,33			0,22	0,11	0,35
Cylindrocarpon radicicola Wollenweber			0,33				0,11	
Dendryphion nanum (Nees ex Fr.) Hughes			0,33				0,11	
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith				0,44				0,12
Epicoccum purpurascens Ehrenb. ex Schlecht.					0,26		0,11	
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.			0,33				0,11	
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.					0,79		0,34	
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.		0,53	0,33	0,44	3,94	0,22	1,83	0,35
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	6,70	3,17	5,67	10,62	3,67	3,55	5,03	5,31
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	2,58	3,17	13,00	4,42	7,35	1,33	8,23	2,54
Geotrichum candidum Link		1,06						0,23
Geotrichum spp.			0,33				0,11	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott			0,67	0,44	0,52		0,46	0,12
Gliocladium roseum Bainier	0,52		0,33				0,23	
Gliocladium solani (Harting) Petch	1,55	1,06	3,67	0,88	2,89		2,86	0,46
Gliomastix murorum (Corda) Hughes	1,03					0,22	0,23	0,12
Graphium spp.			0,33				0,11	
Gymnoascus reessii Baran.			0,33		0,26	0,22	0,23	0,12
Humicola grisea Traaen	2,06		2,00	2,21	0,52		1,37	0,58
Monocillium indicum Saksena		1,06						0,23
Mortierella alpina Peyronel					0,26	0,44	0,11	0,23
Mortierella candelabrum van Tiegh. et LeMonnier		0,53						0,12
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					0,26	1,33	0,11	0,69
Mortierella sepedonioides Linnemann			1,33				0,46	
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				2,21				0,58
Mortierella zonata Linnemann				2,21				0,58
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.		3,17	4,33	3,54	0,79	0,89	1,83	2,08
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson						0,89		0,46
Paecilomyces varioti Bainier					2,10	4,88	0,91	2,54

cd. tab. 15

Paecilomyces sp.						1,33		0,69
Papulaspora irregularis Hotson				0,88	0,26		0,11	0,23
Penicillium spp.	62,37	46,56	32,33	36,73	51,44	69,62	47,31	56,00
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson	0,52						0,11	
Phoma eupyrena Sacc.	2,58	1,06	10,00	0,44	0,26	0,67	4,11	0,69
Phoma exiqua Desm.	0,52		2,00	7,08			0,80	1,85
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					0,79	2,00	0,34	1,04
Phoma spp.		2,12						0,46
Pythium spp.	3,61	0,53	1,00		2,36		2,17	0,12
Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bain.		0,53		3,10	0,26	0,22	0,11	1,04
Sporormia aemulans (Rehm) v. Arx					0,26		0,11	
Sporothrix spp.				0,44				0,12
Trichocladium asperum Harz	0,52						0,11	
Trichoderma hamatum (Bon.) Bain.		0,53	1,33	2,21			0,46	0,69
Trichoderma harzianum Rifai	6,19	2,12	1,00	0,44		2,00	1,71	1,62
Trichoderma koningii Oudem.		7,94	3,00	5,75	2,62	2,00	2,17	4,27
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai			1,00	0,88	0,52		0,57	0,23
Trichoderma pseudokoningii Rifai			0,33	0,88			0,11	0,23
Trichoderma viride Pers. ex Gray		7,41	10,33	2,65	12,07	3,55	8,80	4,16
Trichothecium roseum Link				0,44				0,12
Verticillium tenerum (Nees ex Pers.) Link		1,06	0,67	1,33	0,26		0,34	0,58
Verticillium nigrescens Pethybr.				5,31	3,94	2,88	1,71	2,89
Zygorhynchus sp.	0,52			0,44		0,89	0,11	0,58
Kolonie niezarodnikujące	3,09	8,99	0,67	1,33			0,91	2,31
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**194**	**189**	**300**	**226**	**381**	**451**	**875**	**866**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

W fazie kwitnienia (tab. 16), w ekologicznym systemie uprawy do dominantów (82,74%) zaliczono grzyby rodzajów: *Penicillium* (37,4%), *Fusarium* (22,67%), *Aspergillus* (12,1%) i *Trichoderma* (10,57%). Najliczniej izolowanymi gatunkami były: *Aspergillus fumigatus, F. oxysporum, F. solani.* Do grupy influentów (10,76%) należały grzyby rodzajów: *Gliocladium* (3,61%), *Pythium* (2,44%), *Chaetomium* (1,72%) i *Humicola* (1,54%) oraz gatunek *Gymnoascus reessi* (1,42%). Pozostałe 30 gatunków, stanowiących 6,5% ogółu izolatów, to grzyby akcesoryczne.

W integrowanym systemie uprawy, w tej fazie, dominanty stanowiły 82,06% wyizolowanych grzybów. Należały do nich rodzaje: *Penicillium* (43,56%), *Fusarium* (19,83%), *Trichoderma* (7,54%) *Aspergillus* (6,95%) i *Mortierella* (5,08%) W skład influentów (9,41%) wchodziły grzyby rodzajów: *Phoma* (2,2%), *Paecilomyces* (2,29%), *Humicola* (1,53%), *Gliocladium* (2,37%) oraz *Coniothyrium fuckelii* (1,1%). Pozostałe 25 gatunków (7,63% ogółu izolatów) to grzyby

akcesoryczne.

Tab. 16

Grzyby wyizolowane z gleby pozaryzosferowej ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007 (Faza kwitnienia)

Nazwa grzyba	Liczba wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Acremonium sp.			0,30				0,09	
Acremonium strictum W. Gams				1,15	0,25		0,09	0,34
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis		0,63	0,30	0,29			0,09	0,25
Aspergillus fumigatus Fresenius	27,85	15,72	0,30	0,57			9,74	4,40
Aspergillus niger van Tieghem	7,43	4,40					2,57	1,18
Aspergillus sp.		5,03						1,35
Cephalosporium sp.				0,29				0,08
Chaetomium cochlioides Palliser				0,29				0,08
Chaetomium crispatum Fuck.				0,29				0,08
Chaetomium fumicolum Cooke			0,30	1,72	0,25	0,19	0,18	0,59
Chaetomium indicum Corda	4,51						1,56	
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes					1,01	0,78	0,37	0,34
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes				0,57				0,17
Coniothyrium cerealis E. Müller in Zogg			0,30	0,86			0,09	0,25
Coniothyrium fuckelii Sacc.	0,27	1,89	1,51	1,72		0,19	0,55	1,10
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith				0,57		0,19		0,25
Emericellopsis terricola van Beyma			0,60				0,18	
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.			0,60				0,18	
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.			0,60		4,77		1,90	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	15,38	14,78	11,75	21,49	3,27	11,31	10,11	15,22
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	2,39	10,06	19,58	5,73	10,80	0,39	10,75	4,56
Fusarium sporotrichioides Sherb	0,27						0,09	
Geotrichum spp. Link			1,81				0,55	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott			0,90		1,76		0,92	
Gliocladium roseum Bainier			0,30				0,09	
Gliocladium solani (Harting) Petch	0,53	5,35	2,71	0,86	4,52	1,56	2,67	2,37
Gliomastix cerealis (Kart.) Dickinson			0,30				0,09	
Gliomastix murorum (Corda) Hughes			0,30	0,29			0,09	0,08
Glomastix sp.						0,19		0,08
Gonytrichum macrocladum (Sacc.) Hughes				1,15	0,25		0,09	0,34
Graphium spp.				0,57				0,17
Gymnoascus reessii Baran.	2,12	0,94	1,81	1,72	0,50		1,47	0,76
Humicola grisea Traaen	0,53	1,89	3,01	3,15	0,50		1,29	1,44
Humicola fusco-atra Traaen			0,90			0,19	0,28	0,08
Melanospora lagenaria (Persoon) Fuckel						0,19		0,08
Melanospora sp.			0,30				0,09	
Monocillium indicum Saksena	0,27						0,09	
Mortierella alpina Peyronel						0,19		0,08
Mortierella bisporalis (Thaxter) Björling				0,29				0,08
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					1,76	3,70	0,64	1,61
Mortierella vinacea Dixon-Stewart	0,27			11,17			0,09	3,30

cd. tab. 16

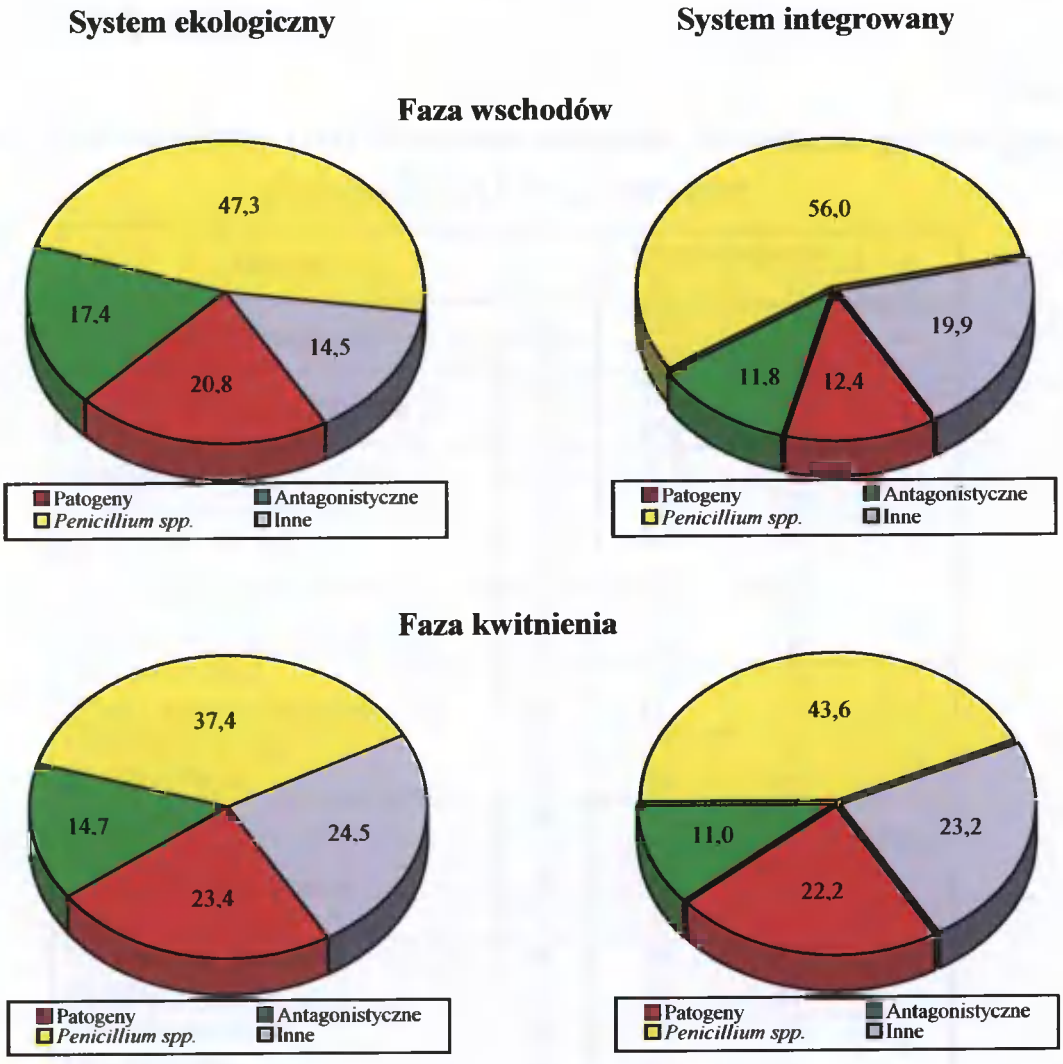
Mucor circinelloides van Tieghem					1,26		0,46	
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.	0,27				0,50		0,28	
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson		0,31	0,90	5,73	0,25	0,97	0,37	2,20
Paecilomyces varioti Bainier					0,25		0,09	
Paecilomyces sp.						0,19		0,08
Penicillium spp.	32,10	32,70	34,04	25,79	45,23	62,38	38,05	43,45
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson			0,30				0,09	
Phoma eupyrena Sacc.				0,86	0,25	0,39	0,09	0,42
Phoma exiqua Desm.			1,51	0,86			0,46	0,25
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					0,50	3,51	0,18	1,52
Pythium spp.		0,31	0,90	0,57	6,03		2,48	0,25
Rhizoctonia solani Kühn.		0,31				0,19		0,17
Rhizopus nigricans Ehrenberg	0,27						0,09	
Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bain.			0,30	1,15	0,50		0,28	0,34
Thielavia terricola (Gilman and Abbott) Emmonos	0,27						0,09	
Torula spp.	0,80						0,28	
Trichocladium asperum Harz		0,31						0,08
Trichoderma hamatum (Bon.) Bain.		0,31			0,25		0,09	0,08
Trichoderma harzianum Rifai	0,27		1,51	1,72	0,25		0,64	0,51
Trichoderma koningii Oudem.	2,39	1,89	7,23	4,58	8,04	4,48	5,97	3,80
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai			0,30		0,50	0,58	0,28	0,25
Trichoderma pseudokoningii Rifai	1,59			0,29	0,25		0,64	0,08
Trichoderma viride Pers. ex Gray	0,27	2,52	3,92	1,43	5,03	3,90	3,13	2,79
Verticillium nigrescens Pethybr.					1,01	0,97	0,37	0,42
Verticillium tenerum (Nees ex Pers.) Link		0,31		0,29	0,25	0,39	0,09	0,34
Verticillium sp.		0,31						0,08
Zygorhynchus sp.			0,60	0,29		1,36	0,18	0,68
Kolonie niezarodnikujące				1,72		1,56		1,18
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**377**	**318**	**332**	**349**	**398**	**513**	**1107**	**1180**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

W celu określenia wpływu systemu uprawy oraz fazy rozwojowej ziemniaka na skład grzybów zasiedlających glebę pozaryzosferową, uzyskane izolaty podzielono na cztery grupy. Do pierwszej, jako potencjalnie chorobotwórcze, zaliczono grzyby rodzaju *Fusarium, Rhizoctonia, Alternaria, Colletotrichum* i *Phoma*. W drugiej umieszczono grzyby rodzaju *Trichoderma* i *Gliocladium,* znane ze swojego antagonistycznego działania w stosunku do różnych patogenów. Do trzeciej grupy zaliczono zwykle licznie występujące grzyby rodzaju *Penicillium,* a do czwartej wszystkie *„inne"* wyizolowane grzyby.

Analizując wyniki uzyskane z izolacji grzybów zasiedlających glebę pozaryzosferową ziemniaka stwierdzono, że bez względu na system uprawy czy fazę rozwojową ziemniaka, procentowy udział grzybów potencjalnie

patogenicznych był wyższy od antagonistycznych. Z ekologicznego systemu uprawy wyizolowano o 3,4% w okresie wschodów i o 8,7% w fazie kwitnienia, a z integrowanego odpowiednio o 0,6% i o 11,2% więcej potencjalnych grzybów chorobotwórczych niż antagonistycznych (rys. 2).



Rys. 2. Procentowy udział grzybów potencjalnie patogenicznych, antagonistycznych, *Penicillium* spp. i *„innych"* w glebie pozaryzosferowej ziemniaka, Osiny 2005-2007

Z prób gleby pozaryzosferowej ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym, pobieranych w okresie wschodów, wyizolowano o 5,6% więcej grzybów antagonistycznych i o 8,4% patogenów, niż z integrowanego. W czasie trwania wegetacji (do fazy kwitnienia), udział procentowy grzybów potencjalnie chorobotwórczych wzrósł o 2,6% w ekologicznym i o 9,8% w integrowanym systemie uprawy, natomiast antagonistycznych zmniejszył się odpowiednio o 2,7% i 0,8% (rys. 2).

Analiza frekwencji wykonana testem chi kwadrat wykazała, że istniał związek między fazą rozwojową ziemniaka i systemem uprawy, wpływający na liczebność patogenów oraz grzybów zaliczanych do czwartej grupy („*innych*") zasiedlających glebę pozaryzosferową. Najmniej grzybów chorobotwórczych izolowano w fazie wschodów z integrowanego, natomiast grzybów tzw. „*innych*" z ekologicznego systemu uprawy (tab. 17).

Tab. 17

Wpływ systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka na liczebność grzybów gleby pozaryzosferowej, Osiny 2005-2007.

Grzyby		Liczba izolatów		χ^2
		E[1]	I[2]	
Potencjalnie patogeniczne	W[3]	182	107	***
	K[4]	259	262	
Potencjalnie antagonistyczne	W	152	102	b.i.z.
	K	163	130	
Penicillium spp.	W	414	485	b.i.z.
	K	414	514	
Inne	W	127	172	*
	K	271	274	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	W	44	46	b.i.z.
	K	110	180	
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	W	72	22	b.i.z.
	K	117	54	
Gliocladium solani (Harting) Petch	W	25	4	***
	K	29	28	
Humicola grisea Traaen	W	12	5	b.i.z.
	K	14	17	
Trichoderma harzianum Rifai	W	15	14	b.i.z.
	K	7	6	
Trichoderma koningii Oudem.	W	19	37	***
	K	65	45	
Trichoderma viride Pers. ex Gray	W	77	36	*
	K	34	33	

[1]/ ekologiczny system uprawy
[2]/ integrowany system uprawy
[3]/ faza wschodów
[4]/ faza kwitnienia

b.i.z. brak istotnego związku
* poziom istotności p=0,05
** poziom istotności p=0,01
*** poziom istotności p=0,005

W czasie dalszej wegetacji, integrowany system uprawy bardziej sprzyjał rozwojowi potencjalnych patogenów, natomiast ekologiczny *innych* grzybów. Wpływ fazy rozwojowej, w systemach uprawy na liczebność niektórych gatunków grzybów przedstawiono w tab. 17.

5.1.2. Grzyby wyizolowane z ryzosfery ziemniaka

Z ryzosfery ziemniaka wyizolowano ogółem 3523 grzyby, w tym 1711 z ekologicznego i 1812 z integrowanego systemu uprawy. W czasie wschodów wyodrębniono 2162, a w fazie kwitnienia 1361 izolatów.

Analiza frekwencji wykazała, że istniał związek między fazą rozwojową ziemniaka a systemem uprawy, wpływający na ogólną liczebność grzybów w ryzosferze (tab. 18).

Tab. 18

Liczba ogólnej populacji grzybów wyizolowanych z gleby ryzosferowej spod uprawy ziemniaka, Osiny 2005-2007

Faza rozwojowa	System uprawy		Razem	χ^2
	Ekologiczny	Integrowany		
Wschody	1091	1071	**2162**	***
Kwitnienie	620	741	**1361**	
Razem	**1711**	**1812**	**3523**	-

***/ poziom istotności p=0,005

W trakcie trwania wegetacji liczebność grzybów w obu systemach zmniejszyła się, przy czym w systemie integrowanym w fazie kwitnienia było ich więcej aniżeli w ekologicznym.

W fazie wschodów (tab. 19), do grupy dominantów, stanowiących 72,4% ogółu grzybów wyizolowanych z ryzosfery ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym należały rodzaje: *Penicillium* (42,07%), *Fusarium* (12,19%), *Phoma* (10,27%) i *Trichoderma* (7,88%). Do grupy influentów (18,23%) należały grzyby rodzajów: *Gliocladium* (4,86%), *Verticillium* (4,58%), *Chrysosporium* (2,84%), *Paecilomyces* (1,1%), a ponadto gatunki *M. mucedo* (2,29%), *Gonytrichum macrocladum* (1,37%) i *Doratomyces stemonitis* (1,19%). Pozostałe 9,36 % ogółu izolatów, należące do 30 gatunków to grzyby akcesoryczne.

W tej fazie, w integrowanym systemie uprawy, dominanty stanowiły 81,42% wyizolowanych grzybów. Należały do nich rodzaje: *Penicillium* (37,91%), *Fusarium* (11,48%), *Gliocladium* (10,18%), *Paecilomyces* (8,59%), *Phoma* (7,1%) i *Trichoderma* (6,16%). W skład influentów (13,17%) wchodziły grzyby rodzajów: *Mortierella* (3,55%), *Verticillium* (1,77%) oraz gatunki: *M. mucedo* (2,43%), *Chrysosporium pannorum* (2,15%) i *Acremonium strictum* (1,31%). Pozostałe

22 gatunki, stanowiące 5,41% ogółu izolatów, to grzyby akcesoryczne.

Tab. 19

Grzyby wyizolowane z ryzosfery ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007.

(Faza wschodów)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Absidia glauca Hagem					0,69	0,77	0,18	0,28
Acremonium strictum W. Gams	1,21		0,54	2,93	0,69	0,26	0,73	1,31
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.		0,42						0,09
Alternaria consortiale (Thümen) Hughes				0,23				0,09
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis				0,23				0,09
Aspergillus fumigatus Fresenius	0,40	0,42		0,23			0,09	0,19
Aspergillus niger van Tieghem		0,42		0,23	0,69		0,18	0,19
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud			0,18	0,23			0,09	0,09
Cephalosporium sp.				0,45				0,19
Chaetomium fumicolum Cooke			0,54	0,68	0,35		0,37	0,28
Chaetomium indicum Corda	0,81	0,42					0,18	0,09
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes	1,21	1,26	4,51	4,51			2,57	2,15
Chrysosporium sp.			0,54				0,27	
Cladosporium herbarum Link ex Fries			0,72	0,68			0,37	0,28
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes					0,35	0,51	0,09	0,19
Coniothyrium fuckelii Sacc.	0,40	1,68	0,72		1,04		0,73	0,37
Coniothyrium spp.	0,81						0,18	
Dendryphion nanum (Nees ex Fr.) Hughes			0,36				0,18	
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith			1,62	4,06	1,38	0,77	1,19	1,96
Emericellopsis terricola van Beyma				0,23				0,09
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.				0,23				0,09
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	0,40		1,26		0,35	0,26	0,82	0,09
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	0,40		0,18	0,23	1,38	0,77	0,55	0,37
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	10,08	6,72	3,97	3,39	2,42	16,15	4,95	8,78
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	3,23	4,62	7,76	2,03	4,50	0,77	5,87	2,15
Geotrichum candidum Link			0,18		0,35		0,18	
Geotrichum spp. Link			1,44				0,73	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott	4,03	16,81	1,81	3,16	1,73	0,26	2,29	5,14
Gliocladium solani (Harting) Petch	2,02	5,04	3,25	6,32	1,73	3,08	2,57	4,86
Gliocladium virens Miller				0,45				0,19
Gliomastix murorum (Corda) Hughes	0,40		0,90	1,81	1,04		0,82	0,75
Gonytrichum macrocladum (Sacc.) Hughes			2,53		0,35		1,37	
Gymnoascus reessii Baran.	0,40	0,42	0,18				0,18	0,09
Humicola fusco-atra Traaen					0,35		0,09	
Humicola grisea Traaen	0,81		0,18	0,45		0,51	0,27	0,37
Microdochium nivale (Fr.) Samuels et Hallett				0,45				0,19
Monocillium indicum Saksena			0,54				0,27	
Mortierella alpina Peyronel			0,36		1,04		0,46	
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					0,35	3,59	0,09	1,31
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				3,39		0,51		1,59
Mortierella zonata Linnemann			0,72	1,58			0,37	0,65

cd. tab. 19

Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.	0,40	0,42	2,53	3,84	3,46	2,05	2,29	2,43
Paecilomyces carneus (Duché et Heim) Brown et G. Smith			1,26				0,64	
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson				7,00	1,04	3,85	0,27	4,30
Paecilomyces varioti Bainier					0,69	1,79	0,18	0,65
Paecilomyces spp.				0,68		9,23		3,64
Penicillium spp.	44,76	30,25	36,46	33,18	50,52	47,95	42,07	37,91
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson					1,04		0,27	
Phoma eupyrena Sacc.	3,63	6,30	7,76	3,61	1,04	0,26	5,04	2,99
Phoma exiqua Desm.			5,96	2,26			3,02	0,93
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					1,73	0,51	0,46	0,19
Phoma medicaginis Malbr. et Roum.			0,54				0,27	
Phoma spp.	6,05	13,03	0,18	0,23			1,47	2,99
Pyrenochaeta decipiens Marchal			0,54				0,27	
Pythium spp.		3,78						0,84
Rhizopus nigricans Ehrenberg					0,35		0,09	
Rhizopus oryzae Went et Prinsen Geerlings				0,45	0,35		0,09	0,19
Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bain.				0,45	2,42		0,64	0,19
Thysanophora penicillioides (Roum.) Kendrick	0,40						0,09	
Torula herbarum Link				0,23				0,09
Trichocladium asperum Harz			0,36				0,18	
Trichoderma hamatum (Bon.) Bain.				3,61	0,35		0,09	1,49
Trichoderma harzianum Rifai	4,03	2,10	0,18	0,23		1,54	1,01	1,12
Trichoderma koningii Oudem.	4,84	1,26	1,44	4,29	2,08	1,03	2,38	2,43
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai			0,54				0,27	
Trichoderma pseudokoningii Rifai				0,68				0,28
Trichoderma viride Pers. ex Gray	9,27	2,52	3,43		1,04	0,77	4,12	0,84
Verticillium nigrescens Pethybr.			2,35	0,23	10,38	2,82	3,94	1,12
Verticillium tenerum (Nees ex Pers.) Link		2,10		0,45	2,42		0,64	0,65
Zygorhynchus sp.					0,35		0,09	
Kolonie niezarodnikujące			1,44	0,45			0,73	0,19
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**248**	**238**	**554**	**443**	**289**	**390**	**1091**	**1071**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

W fazie kwitnienia (tab. 20), w systemie ekologicznym do dominantów (89,04%) zaliczono grzyby rodzajów: *Penicillium* (35,81%), *Fusarium* (11,77%), *Gliocladium* (8,55%), *Geotrichum* (7,42%), *Verticillium* (6,94%), *Trichoderma* (5,81%) oraz *C. coccodes* (12,74%). Do grupy influentów (2,74%) należały *Phoma* spp. (1,61 %) oraz *M. mucedo* (1,13%). Pozostałe 24 gatunki, stanowiące 8,22% ogółu izolatów, to grzyby akcesoryczne.

W integrowanym systemie uprawy, w fazie kwitnienia, dominanty stanowiły 71,8% wyizolowanych grzybów. Należały do nich: *Penicillium* spp. (51,82%), *Fusarium* spp. (11,07%) i *C. coccodes* (8,91%). W skład influentów (22,53%) wchodziły grzyby rodzajów: *Phoma* (4,32 %), *Verticillium* (4,32%), *Paecilomyces*

(4,18%), *Gliocladium* (3,91%), *Trichoderma* (2,56%), *Mortierella* (2,16%) i *Chaetomium* (1,08%). Pozostałe 16 gatunków (5,67% ogółu izolatów) to grzyby akcesoryczne.

Tab. 20

Grzyby wyizolowane z ryzosfery ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza kwitnienia)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Absidia glauca Hagem					0,24		0,16	
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.						1,17		0,81
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis					0,24		0,16	
Aspergillus fumigatus Fresenius		10,34						0,40
Aspergillus niger van Tieghem					0,24		0,16	
Chaetomium fumicolum Cooke				3,02		0,19		0,94
Chaetomium indicum Corda	9,80	3,45					0,81	0,13
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes					0,72		0,48	
Cladosporium herbarum Link ex Fries						0,39		0,27
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes			7,19		16,35	12,87	12,74	8,91
Coniothyrium cerealis E. Müller in Zogg			2,61				0,65	
Coniothyrium fuckelii Sacc.						0,58		0,40
Cylindrocarpon radicicola Wollenweber					0,24		0,16	
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith			1,31	0,50	0,24	0,58	0,48	0,54
Doratomyces sp.		3,45						0,13
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.		3,45			0,72		0,48	0,13
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.					2,64		1,77	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.		10,34	9,15	26,13	3,61	3,70	4,68	9,99
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.			7,84	1,51	4,33	0,58	4,84	0,81
Fusarium tricinctum (Corda) Sacc.		3,45						0,13
Geotrichum candidum Link						0,39		0,27
Geotrichum spp. Link			30,07				7,42	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott					8,65	0,97	5,81	0,67
Gliocladium solani (Harting) Petch				1,01	4,09	4,29	2,74	3,24
Gliomastix murorum (Corda) Hughes					0,72	0,39	0,48	0,27
Gonytrichum macrocladum (Sacc.) Hughes					0,24		0,16	
Gymnoascus reessii Baran.	5,88	3,45					0,48	0,13
Humicola grisea Traaen			1,31	0,50	0,48		0,65	0,13
Metarrhizium anispoliae (Metsch.) Sorok					0,72		0,48	
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					0,72	1,17	0,48	0,81
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				4,52		0,19		1,35
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.					1,68	0,78	1,13	0,54
Myrothecium roridum Tode ex Fr.		3,45						0,13
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson		6,90	1,31	9,05	0,72	1,95	0,81	4,05
Paecilomyces varioti Bainier						0,19		0,13
Penicillium spp.	68,63	41,38	33,99	47,24	32,45	54,19	35,81	51,82
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson					0,72	0,19	0,48	0,13
Phoma eupyrena Sacc.	5,88	6,90				1,56	0,48	1,35

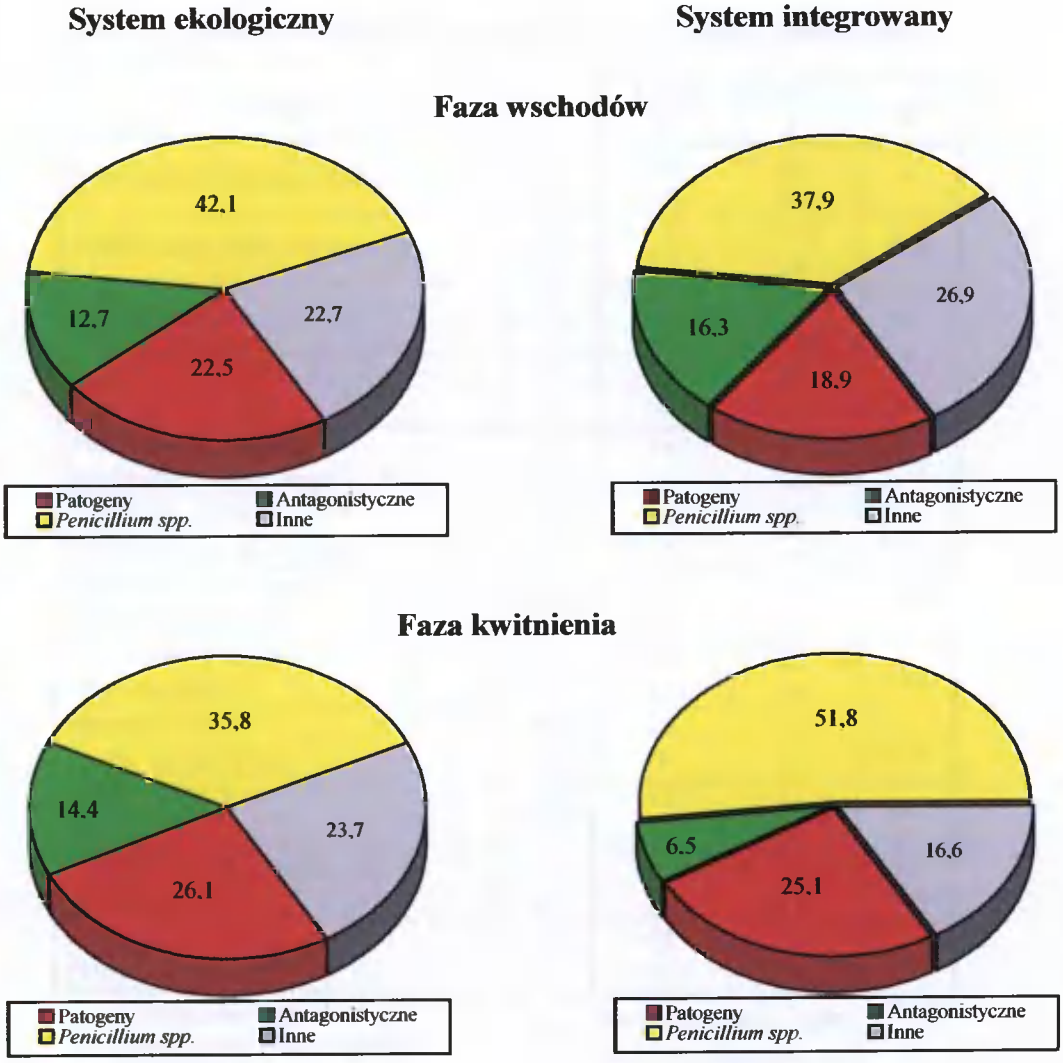
cd. tab. 20

Phoma exiqua Desm.				1,01				0,27
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					0,96	3,90	0,65	2,70
Phoma spp.			1,96				0,48	
Pythium spp.				1,01				0,27
Pyrenochaeta sp.						0,19		0,13
Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bain.				2,51	0,48		0,32	0,67
Thielavia terricola (Gilman and Abbott) Emmonos	3,92						0,32	
Thysanophora penicillioides (Roum.) Kendrick					0,72		0,48	
Trichoderma harzianum Rifai			0,65			1,17	0,16	0,81
Trichoderma koningii Oudem.	3,92		1,31	0,50	4,09	2,14	3,39	1,62
Trichoderma viride Pers. ex Gray	1,96	3,45	0,65		2,88		2,26	0,13
Verticillium nigrescens Pethybr.			0,65	1,51	8,89	5,65	6,13	4,32
Verticillium tenerum (Nees ex Pers.) Link					1,20		0,81	
Kolonie niezarodnikujące						0,58		0,40
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**51**	**29**	**153**	**199**	**416**	**513**	**620**	**741**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

Analizując wyniki uzyskane z izolacji grzybów zasiedlających ryzosferę ziemniaka stwierdzono, że bez względu na system uprawy czy fazę rozwojową ziemniaka, udział procentowy grzybów potencjalnie chorobotwórczych był wyższy od antagonistycznych. Z ekologicznego systemu uprawy wyizolowano o 9,8% w okresie wschodów i 2,6% w fazie kwitnienia, a z integrowanego odpowiednio o 11,7% i 18,6% więcej grzybów potencjalnie patogenicznych niż antagonistycznych (rys. 3).

W fazie wschodów, z ryzosfery ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym izolowano o 3,6% więcej grzybów patogenicznych i o 3,6% mniej antagonistycznych niż z integrowanego. W czasie do fazy kwitnienia, udział procentowy grzybów potencjalnie chorobotwórczych wzrósł w obu systemach uprawy: w ekologicznym o 3,6%, a w integrowanym o 6,2%. Równocześnie w systemie ekologicznym nieznacznie wzrósł (o 1,7%) udział procentowy potencjalnych antagonistów, natomiast w integrowanym zmniejszył się on aż o 9,8% (rys. 3).



Rys. 3. Procentowy udział grzybów potencjalnie patogenicznych, antagonistycznych, *Penicillium* spp. i *„innych"* w ryzosferze ziemniaka, Osiny 2005-2007

Analiza frekwencji wykazała, że istnieje związek między fazą rozwojową ziemniaka, a systemem uprawy, wpływający na liczebność grzybów występujących w ryzosferze (tab. 21). Stwierdzono, że faza wschodów w ekologicznym systemie uprawy sprzyjała rozwojowi grzybów potencjalnie chorobotwórczych oraz *Penicillium* spp., natomiast w systemie integrowanym potencjalnym antagonistom oraz grzybom zaliczanym do czwartej grupy tzw. *„innych"*. Wpływ fazy rozwojowej, w systemach uprawy na liczebność niektórych gatunków grzybów przedstawiono w tab. 21.

Tab. 21

Wpływ systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka na liczebność grzybów gleby ryzosferowej , Osiny 2005-2007.

Grzyby		Liczba izolatów		χ^2
		E[1]	I[2]	
Potencjalnie patogeniczne	W[3]	246	202	*
	K[4]	162	186	
Potencjalnie antagonistyczne	W	139	175	***
	K	89	48	
Penicillium spp.	W	459	406	***
	K	222	384	
Inne	W	247	288	*
	K	147	123	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	W	54	94	b.i.z.
	K	29	74	
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	W	64	23	b.i.z.
	K	30	6	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott	W	25	55	***
	K	36	5	
Gliocladium solani (Harting) Petch	W	28	52	b.i.z.
	K	17	24	
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.	W	25	26	b.i.z.
	K	7	4	
Phoma eupyrena Sacc.	W	55	32	**
	K	3	10	
Trichoderma koningii Oudem.	W	26	26	b.i.z.
	K	21	12	
Verticillium nigrescens Pethybr.	W	43	12	**
	K	38	32	

[1]/ ekologiczny system uprawy
[2]/ integrowany system uprawy
[3]/ faza wschodów
[4]/ faza kwitnienia

b.i.z. Brak istotnego związku
* poziom istotności p=0,05
** poziom istotności p=0,01
*** poziom istotności p=0,005

5.1.3. Grzyby wyizolowane z ryzoplany ziemniaka

Z ryzoplany ziemniaka wyizolowano ogółem 2498 grzybów, w tym 1209 z ekologicznego i 1289 z integrowanego systemu uprawy. Analiza frekwencji wykazała istotny związek pomiędzy fazą rozwojową i systemem uprawy, wpływający na ogólną liczebność populacji grzybów (tab. 22). W fazie wschodów więcej grzybów zasiedlało ryzoplanę w integrowanym systemie uprawy, a w fazie kwitnienia w ekologicznym.

Tab. 22

Liczba ogólnej populacji grzybów wyizolowanych z ryzoplany spod uprawy ziemniaka Osiny, 2005-2007

Faza rozwojowa	System uprawy		Razem	χ^2
	Ekologiczny	Integrowany		
Wschody	425	615	**1040**	***
Kwitnienie	784	674	**1458**	
Razem	**1209**	**1289**	**2498**	-

***/ poziom istotności p=0,005

W czasie wschodów (tab. 23), do grupy dominantów, stanowiących 80,71% ogółu grzybów wyizolowanych z ryzoplany ziemniaka, uprawianego w systemie ekologicznym należały rodzaje: *Penicillium* (39,53%), *Fusarium* (28,24%), *Gliocladium* (7,29%) *i Trichoderma* (5,65%). Do grupy influentów (12,47%) należały grzyby rodzajów: *Phoma* (4,94%), *Aspergillus* (2,35%) i *Mortierella* (1,41%) oraz gatunki: *Mucor mucedo* (2,12%) i *Chaetomium indicum* (1,65%). Pozostałe 6,82% ogółu izolatów, należące do 12 gatunków to grzyby akcesoryczne.

W tej fazie, w integrowanym systemie uprawy dominanty stanowiły 83,91% wyizolowanych grzybów. Należały do nich grzyby rodzajów: *Penicillium* (46,67%), *Fusarium* (18,54%), *Gliocladium* (12,68%) i *Trichoderma* (6,02%). W skład influentów (11,23%) wchodziły rodzaje: *Mortierella* (3,58%), *Phoma* (2,44%) *i Verticillium* (1,14%), oraz *Chrysosporium pannorum* (2,44%) i *M. mucedo* (1,63%). Pozostałe 13 gatunków, które stanowiły 4,86% ogółu izolatów, to grzyby akcesoryczne.

W fazie kwitnienia (tab. 24), z ryzoplany ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym najliczniej izolowano grzyby rodzajów: *Penicillium* (19,13%), *Fusarium* (16,58%) i *Gliocladium* (6,38%) oraz gatunek *C. coccodes* (43,75%). Należały one do grupy dominantów i stanowiły 85,84% ogółu wyizolowanych grzybów. Do grupy influentów (6,5%) zaliczono: *Verticillium nigrescens* (3,44%), *Trichoderma* spp. (1,91%) i *Coniothyrium* spp. (1,15%). Udział procentowy grzybów akcesorycznych, należących do 20 gatunków, wynosił 7,66%.

Tab. 23

Grzyby wyizolowane z ryzoplany ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza wschodów)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2007	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Absidia glauca Hagem				0,40				0,16
Acremonium strictum W. Gams				1,21				0,49
Aspergillus fumigatus Fresenius					1,89	0,44	0,71	0,16
Aspergillus niger van Tieghem		0,71	1,00		3,14	1,32	1,65	0,65
Chaetomium indicum Corda	10,77						1,65	
Chaetomium fumicolum Cooke						0,44		0,16
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes			0,50	6,07			0,24	2,44
Cladosporium herbarum Link ex Fries			1,49	0,40			0,71	0,16
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes	1,54						0,24	
Coniothyrium fuckelii Sacc.					0,63	0,44	0,24	0,16
Cylindrocarpon radicicola Wollenweber			1,00		0,63		0,71	
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith					2,52		0,94	
Echinobotryum atrum Corda				0,40				0,16
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.				4,86				1,95
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	1,54			2,43	3,77	0,44	1,65	1,14
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	16,92	29,29	14,93	10,53	6,92	4,39	12,24	12,52
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	7,69	3,57	15,92	4,45	15,09	0,88	14,35	2,93
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott	6,15	38,57	1,00	0,40	5,03	0,44	3,29	9,11
Gliocladium solani (Harting) Petch		10,00	4,98	1,21	4,40	2,19	4,01	3,58
Gonytrichum macrocladum (Sacc.) Hughes				0,40				0,16
Gymnoascus reessii Baran.	1,54						0,24	
Humicola grisea Traaen			0,50				0,24	
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					0,63	0,88	0,24	0,33
Mortierella stylospora Dixon-Stewart	1,54						0,24	
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				2,43				0,98
Mortierella zonata Linnemann			1,99	4,45			0,94	1,79
Mortierella sp.		2,14						0,49
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.			3,48	4,05	1,26		2,12	1,63
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson	1,54			0,40		1,32	0,24	0,65
Paecilomyces varioti Bainier						0,44		0,16
Papulaspora irregularis Hotson					0,63		0,24	
Penicillium spp.	30,77	9,29	36,82	38,46	46,54	78,51	39,53	46,67
Phoma eupyrena Sacc.	4,62	2,86	5,97	2,02		1,75	3,53	2,11
Phoma exiqua Desm.			1,99	0,40			0,94	0,16
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					1,26	0,44	0,47	0,16
Pythium sp.				0,81				0,33
Rhizoctonia solani Kühn	1,54						0,24	
Torula spp.		3,57						0,81
Trichoderma hamatum (Bon.) Bain.			0,50	6,48			0,24	2,60
Trichoderma koningii Oudem.	7,69		1,49	4,05			1,88	1,63
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai			0,50	2,02		0,88	0,24	1,14
Trichoderma viride Pers. ex Gray	6,15		1,49	1,21	4,40	0,44	3,29	0,65

cd. tab. 23

Verticillium nigrescens Pethybr.						2,63		0,98
Verticillium tenerum (Nees ex Pers.) Link						0,44		0,16
Zygorhynchus sp.					0,63		0,24	
Kolonie niezarodnikujące			4,48	0,40	0,63	1,32	2,35	0,65
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**65**	**140**	**201**	**247**	**159**	**228**	**425**	**615**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

W integrowanym systemie uprawy, w fazie kwitnienia dominanty stanowiły 84,71% wyizolowanych grzybów. Należały do nich: *Penicillium* spp. (33,68%), *Fusarium* spp. (32,34%) i *C. coccodes* (18,69%). W skład influentów (9,06%) wchodziły grzyby rodzajów: *Phoma* (2,08%), *Trichoderma* (2,08%), *Gliocladium* (1,48%), *Mortierella* (1,19%) oraz gatunki *V. nigrescens* (1,19%) i *A. fumigatus* (1,04%). Pozostałe 6,23% ogółu izolatów to grzyby akcesoryczne, należące do 15 gatunków (tab. 24).

Tab. 24

Grzyby wyizolowane z ryzoplany spod ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza kwitnienia)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2007	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Absidia glauca Hagem					0,32		0,26	
Acremonium strictum W. Gams					0,16		0,13	
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.	3,08	1,41				0,96	0,26	0,89
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis	6,15						0,51	
Aspergillus fumigatus Fresenius	4,62	1,41	1,12		0,32	1,15	0,77	1,04
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud	1,54						0,13	
Chaetomium fumicolum Cooke						0,19		0,15
Chaetomium indicum Corda		2,82						0,30
Chaetomium sp.	6,15						0,51	
Chlamydomyces sp.					0,16		0,13	
Cladosporium herbarum Link ex Fries					0,63	0,38	0,51	0,30
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes			29,21		50,32	24,09	43,75	18,69
Coniothyrium cerealis E. Müller in Zogg			2,25				0,26	
Coniothyrium fuckelii Sacc.			1,12		0,95		0,89	
Dendryphion nanum (Nees ex Fr.) Hughes						0,38		0,30
Doratomyces stemonitis (Pers. ex Fr.) Morton et G. Smith					0,32		0,26	
Epicoccum purpurascens Ehrenb. ex Schlecht.						0,38		0,30
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.				1,25		0,19		0,30
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.					2,06		1,66	
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.					1,11	0,38	0,89	0,30
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.		23,94	22,47	50,00	4,44	21,03	6,12	24,78

cd. tab. 24

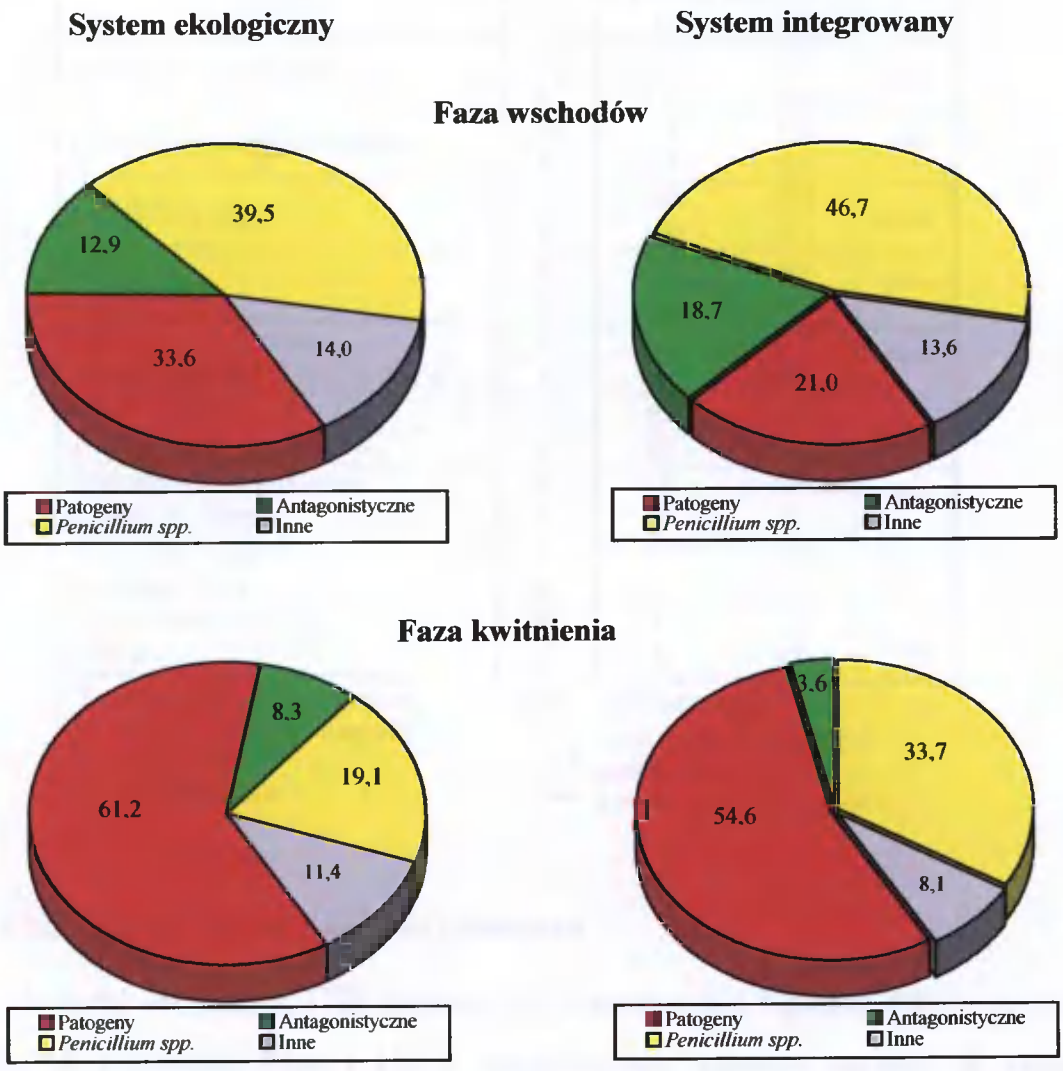
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	3,08	23,94	26,97	7,50	5,71	4,59	7,91	6,87
Geotrichum candidum Link					0,16		0,13	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott					3,97	1,34	3,19	1,04
Gliocladium solani (Harting) Petch					3,97	0,57	3,19	0,45
Gliomastix cerealis (Kart.) Dickinson			1,12				0,13	
Gymnoascus reessii Baran.		1,41						0,15
Humicola grisea Traaen	4,62		1,12			0,19	0,51	0,15
Monocillium indicum Saksena		2,82						0,30
Mortierella gracilis Linnemann			1,12				0,13	
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					0,16	0,76	0,13	0,59
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				3,75		0,19		0,59
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.					0,95	0,38	0,77	0,30
Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson	1,54	2,82	1,12	2,50		0,38	0,26	0,89
Penicillium spp.	53,85	26,76	10,11	33,75	16,83	34,61	19,13	33,68
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson		1,41						0,15
Phoma eupyrena Sacc.		1,41				0,38		0,45
Phoma glomerata (Corda) Wollenweber and Hochapfel					0,48	2,10	0,38	1,63
Phoma sp.	3,08						0,26	
Rhizoctonia solani Kühn						0,76		0,59
Rhizopus oryzae Went et Prinsen Geerlings					0,32		0,26	
Thysanophora penicillioides (Roum.) Kendrick						0,19		0,15
Torula spp.		1,41						0,15
Trichoderma koningii Oudem.	1,54		2,25		0,32	2,10	0,64	1,63
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai	4,62						0,38	
Trichoderma viride Pers. ex Gray		1,41			1,11	0,38	0,89	0,45
Verticillium nigrescens Pethybr.		1,41			4,29	1,34	3,44	1,19
Kolonie niezarodnikujące	6,15	5,63		1,25	0,95	0,57	1,28	1,19
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**65**	**71**	**89**	**80**	**630**	**523**	**784**	**674**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

Analizy mykologiczne wykazały, że w obu systemach udział procentowy grzybów chorobotwórczych, zasiedlających ryzoplanę ziemniaka, był znacznie wyższy niż antagonistów. Z ekologicznego systemu uprawy w okresie wschodów wyizolowano ich więcej o 20,7%, a w fazie kwitnienia o 52,9%. Z integrowanego systemu izolowano ich w więcej tylko o 2,3% w fazie wschodów i o 51,0% w fazie kwitnienia (rys. 4).

Porównując udział procentowy patogenów w obydwóch systemach stwierdzono, że w fazie wschodów izolowano ich o 12,6% więcej z systemu ekologicznego. Jednocześnie w tym systemie było o 5,8% mniej grzybów antagonistycznych. W czasie do fazy kwitnienia, udział procentowy patogenów wzrósł średnio za 3 lata o 27,6% w ekologicznym i o 33,6% w integrowanym systemie uprawy. Wzrost ten był spowodowany niezwykle licznym zasiedleniem

ryzoplany w trzecim roku badań grzybem *C. coccodes*, powodującym antraknozę ziemniaka (rys. 4)



Rys. 4. Procentowy udział grzybów potencjalnie patogenicznych, antagonistycznych, Penicillium spp. i *„innych"* w ryzoplanie ziemniaka, Osiny 2005-2007

Wykazano, że istniał związek między fazą rozwojową ziemniaka a systemem uprawy, wpływający na liczebność grzybów potencjalnie antagonistycznych i zaliczonych do czwartej grupy tzw. *„innych"*, zasiedlających ryzoplanę ziemniaka. Stwierdzono, że w integrowanym systemie uprawy, w fazie kwitnienia, liczba zasiedlających ryzoplanę ziemniaka grzybów antagonistycznych i tzw. *„innych"* była niższa (tab. 25).

Tab. 25

Wpływ systemu uprawy i fazy rozwojowej ziemniaka na liczebność grzybów w jego ryzoplanie , Osiny 2005-2007.

Grzyby		Liczba izolatów		χ^2
		E[1]	I[2]	
Potencjalnie patogeniczne	W[3]	143	129	b.i.z.
	K[4]	480	368	
Potencjalnie antagonistyczne	W	55	115	***
	K	65	24	
Penicillium spp.	W	168	287	b.i.z.
	K	150	227	
Inne	W	59	84	***
	K	89	55	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	W	52	77	***
	K	48	167	
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	W	61	18	***
	K	62	47	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott	W	14	56	***
	K	25	7	
Gliocladium solani (Harting) Petch	W	17	22	***
	K	25	3	
Trichoderma koningii Oudem.	W	8	10	b.i.z.
	K	5	11	

[1]/ ekologiczny system uprawy
[2]/ integrowany system uprawy
[3]/ faza wschodów
[4]/ faza kwitnienia

b.i.z. Brak istotnego związku
* poziom istotności p=0,05
** poziom istotności p=0,01
*** poziom istotności p=0,005

5.1.4. Grzyby wyizolowane z korzeni ziemniaka

Z korzeni ziemniaka (720 skrawków) wyizolowano ogółem 895 grzybów, w tym 443 z ekologicznego i 452 z integrowanego systemu uprawy. W czasie wschodów wyodrębniono 425, a w fazie kwitnienia 470 izolatów (tab. 26).

Analiza frekwencji wykazała istnienie związku pomiędzy fazą rozwojową i systemem uprawy, wpływającym na ogólną liczebność populacji grzybów. Analogicznie jak przy grzybach z ryzoplany, w fazie wschodów więcej grzybów zasiedlało korzenie w integrowanym, a w fazie kwitnienia w ekologicznym systemie uprawy (tab. 26).

Najliczniej izolowanymi z korzeni ziemniaka były grzyby rodzaju *Fusarium,* szczególnie *F. oxysporum* i *F. solani.* W czasie wschodów, z ogólnej populacji grzybów, stanowiły one: w ekologicznym systemie uprawy 63,87%, a w integrowanym 65,95% (tab. 27). W fazie kwitnienia ich udział procentowy wzrósł odpowiednio o 0,9% i 5,99% (tab.28).

Tab. 26

Liczba ogólnej populacji grzybów wyizolowanych z korzeni ziemniaka, Osiny 2005-2007

Faza rozwojowa	System uprawy		Razem	χ^2
	Ekologiczny	Integrowany		
Wschody	191	232	**432**	*
Kwitnienie	281	253	**534**	
Razem	**472**	**485**	**957**	-

**/ poziom istotności p=0,05

Tab. 27

Grzyby wyizolowane z korzeni ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza wschodów)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Acremonium strictum W. Gams		1,41						0,43
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.		2,82		1,22	1,37		0,52	1,29
Chrysosporium pannorum (Link) Hughes					5,48		2,09	
Epicoccum purpurascens Ehrenb. ex Schlecht.			1,69				0,52	
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.				3,66	1,37	1,27	0,52	1,72
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	1,69						0,52	
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	1,69		3,39			6,33	1,57	2,16
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	72,88	61,97		51,22	5,48	39,24	24,61	50,43
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.		21,13	57,63	8,54	49,32	6,33	36,65	11,64
Gliocladium roseum Bainier				2,44				0,86
Gliocladium solani (Harting) Petch	1,69	1,41					0,52	0,43
Humicola grisea Traaen		1,41						0,43
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams					2,74		1,05	
Mortierella vinacea Dixon-Stewart				2,44				0,86
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.		1,41	1,69	1,22	2,74	1,27	1,57	1,29
Paecilomyces varioti Bainier					2,74		1,05	
Penicillium spp.	15,25	8,45	20,34	10,98	28,77	44,30	21,99	21,55
Phoma eupyrena Sacc.				2,44				0,86
Phoma exiqua Desm.			1,69				0,52	
Pythium sp.			1,69				0,52	
Rhizoctonia solani Kühn				1,22				0,43
Trichoderma koningii Oudem.	5,08		5,08	7,32			3,14	2,59
Trichoderma viride Pers. ex Gray	1,69		6,78	7,32			2,62	2,59
Kolonie niezarodnikujące						1,27		0,43
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**59**	**71**	**59**	**82**	**73**	**79**	**191**	**234**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

Tab. 28

Grzyby wyizolowane z korzeni ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i integrowanym, Osiny 2005-2007. (Faza kwitnienia)

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2006	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.	3,49	1,43			0,89	2,04	1,42	1,19
Aspergillus fumigatus Fresenius			1,20				0,36	
Botrytis cinerea Persoon ex Fries						1,02		0,40
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes					25,00	4,08	9,96	1,58
Cylindrocarpon radicicola Wollenweber		1,43						0,40
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.		1,43						0,40
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	2,33				2,68		1,78	
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	2,33		1,20	1,18	3,57	1,02	2,49	0,79
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	2,33		39,76	70,59	10,71	38,78	16,73	38,74
Fusarium poae (Peck) Wollenw.	1,16					1,02	0,36	0,40
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	65,12	82,86	46,99	20,00	24,11	5,10	43,42	31,62
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott					4,46		1,78	
Gliocladium solani (Harting) Petch	3,49			1,18	0,89		1,42	0,40
Gymnoascus reessii Baran.			1,20				0,36	
Gymnoascus sp.	1,16						0,36	
Mortierella hyalina (Harz) W. Gams						1,02		0,40
Mortierella zonata Linnemann				1,18				0,40
Mucor circinelloides van Tieghem						2,04		0,79
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.						1,02		0,40
Penicillium spp.	10,47	2,86	6,02	5,88	16,96	30,61	11,74	14,62
Periconia macrospinosa Lefebvere et Johnson					0,89		0,36	
Phoma eupyrena Sacc.					0,89		0,36	
Pythium sp.			1,20		0,89		0,71	
Rhizoctonia solani Kühn						3,06		1,19
Trichoderma hamatum (Bon.) Bain.					2,68		1,07	
Trichoderma koningii Oudem.		1,43			2,68	7,14	1,07	3,16
Trichoderma polysporum (Link ex Pers.) Rifai						1,02		0,40
Trichoderma viride Pers. ex Gray	2,33				2,68	1,02	1,78	0,40
Kolonie niezarodnikujące	5,81	8,57	2,41				2,49	2,37
Ogółem	100	100	100	100	100	100	100	100
Liczba wyizolowanych grzybów	**86**	**70**	**83**	**85**	**112**	**98**	**281**	**253**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

Innym potencjalnie chorobotwórczym grzybem licznie zasiedlającym korzenie ziemniaka w 2007 roku w fazie kwitnienia był *C. coccodes.* Z ekologicznego systemu uprawy izolowano go o 20,92% więcej niż z integrowanego. Z potencjalnych patogenów powodujących choroby ziemniaka w mniejszych ilościach izolowano *A. alternata, R. solani, Botrytis cinerea.*

Antagonistami najliczniej wyodrębnianymi z korzeni były grzyby rodzaju *Trichoderma.* W fazie wschodów ich udział procentowy wynosił: w systemie ekologicznym 5,76%, a w integrowanym 5,17%. W fazie kwitnienia liczebność tych grzybów wynosiła w obu systemach uprawy poniżej 4%. W niewielkich ilościach izolowano również *Gliocladium* spp.

Do saprotrofów licznie zasiedlających korzenie należały grzyby rodzaju *Penicillium.* W miarę trwania wegetacji ich udział procentowy zmniejszał się. W czasie wschodów, w ekologicznym systemie wynosił 21,99%, a w integrowanym 21,55%, natomiast w fazie kwitnienia odpowiednio 11,74% i 14,62% (tab. 27 i 28).

Wykazano, że istniał związek między fazą rozwojową ziemniaka a systemem uprawy, wpływający na liczebność *F. solani* zasiedlających korzenie ziemniaka. Stwierdzono, że w ekologicznym systemie uprawy faza wschodów, a w integrowanym faza kwitnienia sprzyjała zasiedleniu korzeni przez tego grzyba **(tab. 29).**

Tab. 29

Wpływ systemu uprawy i fazy rozwojowej na liczebność grzybów izolowanych z korzeni ziemniaka, Osiny 2005-2007.

Grzyby		Liczba izolatów		χ^2
		E[1]	I[2]	
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	W[3]	47	117	b.i.z.
	K[4]	47	98	
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	W	70	27	*
	K	122	80	
Penicillium spp.	W	42	50	b.i.z.
	K	33	37	

[1]/ ekologiczny system uprawy
[2]/ integrowany system uprawy
[3]/ faza wschodów
[4]/ faza kwitnienia

b.i.z. Brak istotnego związku
* poziom istotności p=0,05
** poziom istotności p=0,01
*** poziom istotności p=0,005

5.2. Wpływ systemu uprawy na występowanie zgnilizny kiełków oraz porażenie bulw przez R. solani i Fusarium spp.

5.2.1. Zgnilizna kiełków (Rhizoctonia solani Kühn)

Objawy chorobowe w zależności od roku badań występowały w różnym nasileniu. W 2005 roku średni procent porażonych kiełków wynosił 31,9%, w 2006 – 16,1%, w 2007 – 24,7%, a indeks porażenia (IP) odpowiednio 18,8%, 4,5% i 10,3% (tab. 30).

Uzyskane wyniki badań wskazują, że system uprawy miał istotny wpływ na występowanie zgnilizny kiełków. Obliczenia statystyczne wykonane dla średnich z trzech lat wykazały, że zarówno liczba (%) jak i stopień porażenia (IP) kiełków były istotnie wyższe w systemie ekologicznym, niż w integrowanym. Zależność ta nie wystąpiła jednak we wszystkich latach badań. W 2005 i 2006 roku istotnie więcej objawów chorobowych zaobserwowano w systemie ekologicznym, natomiast w 2007 roku w integrowanym.

Stwierdzono występowanie zależności w nasileniu choroby pomiędzy systemem uprawy a odmianą. W ekologicznym systemie, niższe porażenie kiełków obserwowano u odmian Gracja i Bartek, w integrowanym u odmian Orlik, Drop, Triada i Zeus. Odmiana Korona, przy jednakowym procencie porażonych kiełków, istotnie niższy IP miała w ekologicznej uprawie, a 'Syrena' przy takim samym IP w obu systemach, wykazywała niższy procent porażonych kiełków w uprawie integrowanej.

Należy jednak zauważyć, że w poszczególnych latach badań wyniki były zróżnicowane. W 2005 r. istotnie mniejszy procent porażonych kiełków w ekologicznym systemie uprawy zaobserwowano tylko na odmianie Korona. Na odmianach Drop i Gracja porażenie w obu systemach było na tym samym poziomie, a na pozostałych istotnie mniej objawów chorobowych stwierdzono w systemie integrowanym. Obliczenia statystyczne nie wykazały korzystnego wpływu ekologicznego systemu uprawy na nasilenie zgnilizny kiełków wyrażone w IP. Na odmianach Drop, Gracja, Korona i Syrena nasilenie choroby w obu systemach było na tym samym poziomie, na pozostałych istotnie mniejsze w systemie integrowanym.

Tab. 30

Wpływ systemu uprawy na występowanie zgnilizny kiełków (*R. solani*) ośmiu odmian ziemniaka, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – system uprawy II czynnik - odmiana

Odmiana	Porażenie kiełków						Indeks porażenia [%]		
	%			Stopnie kątowe Blissa					
	E[1]	I[2]	Śr.	E	I	Śr.	E	I	Śr.
2005 r									
Orlik	69,7	37,4	**53,6**	56,3	37,7	**47,0**	41,2	15,4	**28,3**
Drop	21,8	15,4	**18,6**	27,8	23,0	**25,4**	5,1	7,4	**6,3**
Gracja	20,1	18,0	**19,1**	26,6	25,1	**25,9**	5,4	5,3	**5,4**
Korona	26,3	40,9	**33,6**	30,8	39,7	**35,3**	19,5	24,3	**21,9**
Bartek	37,4	25,4	**31,4**	37,7	30,2	**34,0**	25,2	19,7	**22,5**
Triada	52,6	40,2	**46,4**	46,5	39,3	**42,9**	44,3	29,7	**37,0**
Syrena	34,4	21,4	**27,9**	35,9	27,5	**31,7**	16,9	13,9	**15,4**
Zeus	34,5	14,1	**24,3**	36,0	22,0	**29,0**	19,8	8,0	**13,9**
Średnio	**37,1**	**26,6**	**31,9**	**37,2**	**30,6**	**33,9**	**22,2**	**15,5**	**18,8**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 1,50 II – 4,78	II w I – 6,76 I w II – 4,25		I – 1,71 II – 5,42	II w I – 7,67 I w II – 4,82	
2006 r									
Orlik	16,9	6,6	**11,8**	24,2	14,8	**19,5**	9,0	0,8	**4,9**
Drop	23,0	12,1	**17,6**	28,6	20,3	**24,5**	9,5	1,5	**5,5**
Gracja	12,3	10,8	**11,6**	20,5	19,2	**19,9**	1,8	3,1	**2,5**
Korona	38,7	17,6	**28,2**	38,5	24,8	**31,7**	10,4	4,3	**7,4**
Bartek	6,8	6,3	**6,6**	14,9	14,5	**14,7**	0,8	2,4	**1,6**
Triada	32,7	15,2	**24,0**	34,8	22,9	**28,9**	6,6	8,2	**7,4**
Syrena	13,3	3,9	**8,6**	21,4	11,1	**16,3**	1,7	0,5	**1,1**
Zeus	38,0	3,2	**20,6**	37,8	10,3	**24,1**	11,2	0,5	**5,9**
Średnio	**22,7**	**9,5**	**16,1**	**27,6**	**17,2**	**22,4**	**6,4**	**2,7**	**4,5**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 1,08 II – 3,42	II w I – 4,84 I w II – 3,04		I – 0,49 II – 1,55	II w I – 2,19 I w II – 1,38	
2007 r									
Orlik	10,5	22,8	**16,7**	18,9	28,5	23,7	6,7	11,1	**8,9**
Drop	33,7	25,2	**29,5**	35,5	30,1	32,8	18,0	12,7	**15,4**
Gracja	12,5	34,1	**23,3**	20,7	35,7	28,2	4,8	10,7	**7,8**
Korona	22,7	34,8	**28,8**	28,4	36,2	32,3	10,3	15,3	**12,8**
Bartek	15,5	46,2	**30,9**	23,1	42,9	33,0	7,7	15,6	**11,7**
Triada	32,7	32,2	**32,5**	34,9	34,5	34,7	11,2	15,3	**13,3**
Syrena	12,9	16,1	**14,5**	21,0	23,6	22,3	2,6	5,4	**4,0**
Zeus	19,0	23,7	**21,4**	25,8	29,1	27,5	8,6	9,4	**9,0**
Średnio	**19,9**	**29,4**	**24,7**	**26,0**	**32,6**	**29,3**	**8,7**	**11,9**	**10,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 1,14 II – 3,63	II w I – 5,14 I w II – 3,23		I – 0,79 II – 2,52	II w I – 3,56 I w II – 2,24	
2005 – 2007									
Orlik	32,4	22,3	**27,3**	33,1	27,0	**30,1**	19,0	9,1	**14,0 b**
Drop	26,2	17,6	**21,9**	30,6	24,5	**27,6**	10,9	7,2	**9,0 d**
Gracja	15,0	21,0	**18,0**	22,6	26,7	**24,6**	4,0	6,4	**5,2 f**
Korona	29,2	31,1	**30,2**	32,6	33,6	**33,1**	13,4	14,6	**14,0 b**
Bartek	19,9	26,0	**22,9**	25,2	29,2	**27,2**	11,2	12,6	**11,9 c**
Triada	39,3	29,2	**34,3**	38,7	32,2	**35,5**	20,7	17,7	**19,2 a**
Syrena	20,2	13,8	**17,0**	26,1	20,7	**23,4**	7,1	6,6	**6,8 e**
Zeus	30,5	13,7	**22,1**	33,2	20,5	**26,8**	13,2	6,0	**9,6 d**
Średnio	**26,6**	**21,8**	**24,2**	**30,3**	**26,8**	**28,5**	**12,4**	**10,0**	**11,2**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 0,44 II – 1,18	II w I – 1,67 I w II – 1,26		I – 0,31 II – 0,82	II w I – 1,16 I w II – 0,87	

1/ E – system ekologiczny, 2/ I – system integrowany

W 2006 roku na odmianach Gracja i Bartek procent porażonych kiełków w obu systemach uprawy był na tym samym poziomie, a na pozostałych sześciu, istotnie więcej objawów chorobowych stwierdzono w systemie ekologicznym. Analiza IP wykazała, że uprawa ekologiczna istotnie ograniczyła stopień nasilenia choroby u odmian Bartek i Triada, a istotnie zwiększyła u odmian Orlik, Drop, Korona i Zeus. Na pozostałych dwóch odmianach objawy chorobowe w obu systemach były na tym samym poziomie.

Nasilenie zgnilizny kiełków w 2007 roku było niższe w systemie ekologicznym. Jedynie na odmianie Drop stwierdzono więcej objawów w tym systemie uprawy.

5.2.2. Ospowatość bulw (Rhizoctonia solani Kühn)

Podobnie jak przy zgniliźnie kiełków, objawy chorobowe ospowatości bulw w zależności od roku badań występowały w różnym nasileniu. W 2005 roku liczba porażonych bulw wynosiła 26,0%, w 2006 – 44,5%, w 2007 – 28,2%, a IP odpowiednio: 5,4%, 7,9% i 5,7% (tab. 31).

Analizując średnie wartości z trzech lat badań, zarówno dla procentu porażonych bulw jak i ich IP, nie stwierdzono istotnego wpływu systemu uprawy na zanieczyszczenie bulw sklerocjami *R. solani*. Jednak wyniki uzyskane w kolejnych latach były zróżnicowane. W 2005 i 2006 roku istotnie więcej objawów chorobowych zaobserwowano w systemie ekologicznym, a w 2007 roku w integrowanym.

Stwierdzono występowanie zależności w nasileniu choroby pomiędzy systemem uprawy a odmianą. W ekologicznym systemie uprawy, niższe zanieczyszczenie bulw sklerocjami zaobserwowano u odmian Drop, Gracja i Triada, a w integrowanym u odmian Korona, Bartek, Syrena i Zeus. Odmiana Orlik w obu systemach uprawy, zarówno procent jak i IP miała na tym samym poziomie.

W 2005 r. istotnie niższy procent zanieczyszczonych bulw w ekologicznym systemie uprawy zaobserwowano tylko na odmianie Drop. Na odmianach Orlik i Gracja zanieczyszczenie w obu systemach było na tym samym poziomie, a na pozostałych istotnie mniejsze w systemie integrowanym. Obliczenia statystyczne nie wykazały korzystnego wpływu ekologicznego systemu uprawy na IP bulw.

Tab. 31

Wpływ systemu uprawy na występowanie ospowatości bulw (*R. solani*) ośmiu odmian ziemniaka, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – system uprawy II czynnik - odmiana

Odmiana	Porażenie bulw						Indeks porażenia [%]		
	%			Stopnie kątowe Blissa					
	E[1]	I[2]	Śr.	E	I	Śr.	E	I	Śr.
2005									
Orlik	19,3	18,3	**18,8**	25,9	25,3	**25,6**	4,6	3,8	**4,2**
Drop	7,0	14,0	**10,5**	15,2	21,8	**18,5**	1,6	3,0	**2,3**
Gracja	18,8	15,8	**17,3**	25,6	23,3	**24,5**	5,6	3,1	**4,4**
Korona	59,0	11,3	**35,2**	50,2	19,5	**34,9**	13,5	1,6	**7,6**
Bartek	70,8	8,8	**39,8**	57,3	17,1	**37,2**	13,5	1,5	**7,5**
Triada	62,2	54,8	**58,5**	52,1	47,8	**50,0**	10,9	12,0	**11,5**
Syrena	14,7	5,0	**9,9**	22,5	12,7	**17,6**	2,5	0,7	**1,6**
Zeus	34,0	2,0	**18,0**	35,6	8,0	**21,8**	7,7	0,4	**4,1**
Średnio	**35,7**	**16,3**	**26,0**	**35,6**	**21,9**	**28,7**	**7,5**	**3,3**	**5,4**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – 1,40 **II** – 4,42	**II w I** – 6,25 **I w II** – 3,97		**I** – 0,52 **II** – 1,63	**II w I** – 2,31 **I w II** – 1,46	
2006									
Orlik	28,0	37,5	**32,8**	31,9	37,8	**34,8**	3,8	6,1	**4,9**
Drop	27,5	21,0	**24,3**	31,6	27,2	**29,4**	4,9	3,4	**4,2**
Gracja	38,5	36,5	**37,5**	38,3	37,2	**37,8**	6,3	6,6	**6,4**
Korona	32,5	25,0	**28,8**	34,7	30,0	**32,3**	4,6	3,4	**4,0**
Bartek	83,5	73,5	**78,5**	66,1	59,1	**62,6**	19,9	14,0	**16,9**
Triada	72,0	77,0	**74,5**	58,1	61,4	**59,8**	14,3	14,1	**14,2**
Syrena	39,5	25,0	**32,3**	38,9	29,9	**34,4**	5,4	3,4	**4,4**
Zeus	54,0	41,5	**47,8**	47,3	40,1	**43,7**	8,6	6,9	**7,8**
Średnio	**46,9**	**42,1**	**44,5**	**43,4**	**40,3**	**41,9**	**8,5**	**7,2**	**7,9**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – 1,19 **II** – 3,75	**II w I** – 5,30 **I w II** – 3,36		**I** – 0,48 **II** – 1,50	**II w I** – 2,12 **I w II** – 1,35	
2007									
Orlik	16,0	8,0	**12,0**	23,6	16,4	**20,0**	3,4	1,4	**2,4**
Drop	8,5	32,5	**20,5**	16,9	34,7	**25,8**	1,9	6,2	**4,1**
Gracja	9,5	46,5	**28,0**	17,9	43,0	**30,5**	2,4	11,7	**7,1**
Korona	16,5	26,5	**21,5**	23,9	30,9	**27,4**	2,9	3,8	**3,4**
Bartek	30,0	75,0	**52,5**	33,2	60,0	**46,6**	5,1	18,8	**12,0**
Triada	9,0	65,5	**37,3**	17,4	54,1	**35,8**	2,4	14,0	**8,2**
Syrena	21,5	32,0	**26,8**	27,6	34,4	**31,0**	3,6	5,0	**4,3**
Zeus	8,5	46,0	**27,3**	16,9	42,7	**29,8**	1,5	6,3	**3,9**
Średnio	**14,9**	**41,5**	**28,2**	**22,2**	**39,5**	**30,9**	**2,9**	**8,4**	**5,7**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – 1,03 **II** – 3,24	**II w I** – 4,58 **I w II** – 2,89		**I** – 0,25 **II** – 0,78	**II w I** – 1,10 **I w II** – 0,70	
2005 – 2007									
Orlik	21,1	21,3	**21,2**	27,1	26,5	**26,8**	3,9	3,8	**3,8**
Drop	14,3	22,5	**18,4**	21,2	27,9	**24,6**	2,8	4,2	**3,5**
Gracja	22,3	32,9	**27,6**	27,3	34,5	**30,9**	4,8	7,1	**6,0**
Korona	36,0	20,9	**28,5**	36,3	26,8	**31,5**	7,0	2,9	**5,0**
Bartek	61,4	52,4	**56,9**	52,2	45,4	**48,8**	12,8	11,4	**12,1**
Triada	47,7	65,8	**56,8**	42,5	54,4	**48,5**	9,2	13,4	**11,3**
Syrena	25,2	20,7	**23,0**	29,7	25,7	**27,7**	3,8	3,0	**3,4**
Zeus	32,2	29,8	**31,0**	33,3	30,3	**31,8**	5,9	4,5	**5,3**
Średnio	**32,5**	**33,3**	**32,9**	**33,7**	**33,9**	**33,8**	**6,3**	**6,3**	**6,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – 0,40 **II** – 1,07	**II w I** – 1,51 **I w II** – 1,14		**I** – 0,10 **II** – 0,26	**II w I** – 0,36 **I w II** – 0,27	

1/ E – system ekologiczny, 2/ I – system integrowany

Na odmianach Orlik, Drop i Triada zanieczyszczenie bulw w obu systemach był na tym samym poziomie, na pozostałych istotnie mniej stwierdzono w systemie integrowanym.

W 2006 roku istotnie mniej zanieczyszczonych bulw w systemie ekologicznym obserwowano jedynie na odmianie Orlik. Nie stwierdzono wpływu systemu uprawy na liczbę bulw ze sklerocjami na odmianach Gracja i Triada, a na pozostałych pięciu uprawianych w systemie ekologicznym, stwierdzono istotnie więcej bulw zanieczyszczonych. Analogiczne wyniki otrzymano analizując IP.

W trzecim roku badań uprawa w systemie ekologicznym korzystnie wpłynęła na zdrowotność bulw. Na siedmiu odmianach, zarówno procent bulw z *R. solani*, jak i IP były istotnie niższe niż w integrowanym. Więcej objawów patogenu stwierdzono jedynie na bulwach odmiany Orlik.

5.2.3. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (Fusarium spp.)

Objawy chorobowe suchej zgnilizny bulw występowały w niewielkim nasileniu. W 2005 roku, w zależności od odmiany odnotowano od 0-0,8%, w 2006 od 0,5-8,5% i w 2007 od 0-5,0% porażonych bulw (tab. 32).

Pomimo tak niskiego porażenia zaobserwowano pewne zróżnicowanie w podatności odmian. Stwierdzono również wpływ systemu uprawy na nasilenie objawów chorobowych na poszczególnych odmianach.

Analizując średnie z trzech lat badań stwierdzono, że najbardziej podatną na patogena była odmiana Orlik. Najniższe porażenie odnotowano na odmianie Gracja. Na tym samym poziomie objawy chorobowe wystąpiły na odmianach Bartek, Triada i Syrena. Rozpatrując wpływ systemu uprawy stwierdzono, że w systemie ekologicznym uprawy, niższe porażenie bulw było na odmianach Drop i Syrena, natomiast w integrowanym na odmianie Korona.

5.2.4. Grzyby izolowane z bulw z objawami suchej zgnilizny

W celu określenia gatunków grzybów zasiedlających miejsca z objawami suchej zgnilizny, przebadano 60 bulw (po 30 z każdego systemu uprawy). Łącznie uzyskano 433 izolaty, w tym 309 kultur należących do *Fusarium* spp. i 124 kultury innych gatunków grzybów (tab. 33).

Tab. 32

Wpływ systemu uprawy na występowanie suchej zgnilizny bulw (*Fusarium* spp.) ośmiu odmian ziemniaka, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – system uprawy II czynnik - odmiana

Odmiana	Porażenie bulw					
	%			Stopnie kątowe Blissa		
	E[1]	I[2]	Śr.	E	I	Śr.
2005						
Orlik	0,5	0,8	**0,7**	2,9	3,5	**3,2**
Drop	0,3	0,0	**0,2**	1,4	0,0	**0,7**
Gracja	0,5	0,0	**0,3**	2,9	0,0	**1,5**
Korona	0,3	0,0	**0,2**	1,4	0,0	**0,7**
Bartek	0,5	0,0	**0,3**	2,0	0,0	**1,0**
Triada	0,8	0,5	**0,7**	2,5	2,9	**2,7**
Syrena	0,0	0,0	**0,0**	0,0	0,0	**0,0**
Zeus	0,5	0,0	**0,3**	2,0	0,0	**1,0**
Średnio	**0,4**	**0,2**	**0,3**	**1,9**	**0,8**	**1,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – n.i. **II** – n.i.	**II w I** – n.i. **I w II** – n.i.	
2006						
Orlik	6,5	5,0	**5,8**	14,6	12,6	**13,6**
Drop	2,5	8,5	**5,5**	7,8	16,8	**12,3**
Gracja	1,0	0,5	**0,8**	4,1	2,0	**3,1**
Korona	1,0	2,0	**1,5**	4,1	7,0	**5,6**
Bartek	0,5	1,0	**0,8**	2,0	4,1	**3,1**
Triada	1,5	1,5	**1,5**	4,9	4,9	**4,9**
Syrena	0,5	1,5	**1,0**	2,0	4,9	**3,5**
Zeus	1,0	2,5	**1,8**	4,1	7,8	**6,0**
Średnio	**1,8**	**2,8**	**2,3**	**5,5**	**7,5**	**6,5**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – n.i. **II** – 7,39	**II w I** – n.i. **I w II** – n.i.	
2007						
Orlik	1,5	0,5	**1,0**	4,9	2,0	**3,5**
Drop	0,0	0,0	**0,0**	0,0	0,0	**0,0**
Gracja	0,0	1,0	**0,5**	0,0	2,9	**1,5**
Korona	5,0	1,5	**3,2**	12,7	6,1	**9,4**
Bartek	2,0	3,0	**2,5**	7,0	9,6	**8,3**
Triada	1,0	1,0	**1,0**	4,1	4,1	**4,1**
Syrena	1,5	4,5	**3,0**	4,9	12,2	**8,6**
Zeus	2,0	3,0	**2,5**	7,0	8,5	**7,8**
Średnio	**1,6**	**1,6**	**1,6**	**5,1**	**5,7**	**5,4**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – n.i. **II** – 6,62	**II w I** – 9,37 **I w II** – 5,91	
2005 - 2007						
Orlik	2,8	2,1	**2,5**	7,5	6,0	**6,8**
Drop	0,9	2,8	**1,9**	3,1	5,6	**4,3**
Gracja	0,5	0,5	**0,5**	2,3	1,6	**2,0**
Korona	2,1	0,7	**1,4**	6,1	2,3	**4,2**
Bartek	1,0	1,3	**1,2**	3,7	4,6	**4,1**
Triada	1,1	1,0	**1,1**	3,8	4,0	**3,9**
Syrena	0,7	2,0	**1,3**	2,3	5,7	**4,0**
Zeus	1,2	1,8	**1,5**	4,4	5,4	**4,9**
Średnio	**1,3**	**1,5**	**1,4**	**4,2**	**4,4**	**4,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				**I** – n.i. **II** – 2,18	**II w I** – 3,09 **I w II** – 2,33	

1/ E – system ekologiczny, 2/ I – system integrowany

Tab. 33

Grzyby wyizolowane z bulw z objawami suchej zgnilizny w latach 2005-2007.

Nazwa grzyba	Procent wyizolowanych grzybów							
	2005		2006		2007		2005-2007	
	E[1]	I[2]	E	I	E	I	E	I
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.	8,62		2,63	1,23	1,27		**3,76**	**0,45**
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	1,72	6,15		2,47	1,27	2,70	**0,94**	**3,64**
Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	5,17		3,95	4,94	5,06	4,05	**4,69**	**3,18**
Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Snyd. et Hans.	22,41	26,15	19,74	16,05	27,85	20,27	**23,47**	**20,45**
*F. sambucinum*Fuckel	15,52	20,00	15,79	11,11	13,92	17,57	**15,02**	**15,91**
Fusarium solani (Mart.) Appel et Wollenw.	25,86	24,62	25,00	33,33	22,78	21,62	**24,41**	**26,82**
Acremonium roseum (Oud W. Gams				2,47		4,05		**2,27**
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.	1,72		10,53	13,58			**4,23**	**5,00**
Arthrinium phaeospermum (Corda) M.B. Ellis	1,72						**0,47**	
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud			1,32				**0,47**	
Colletotrichum coccodes (Wallr.) S.J. Hughes			5,26		11,39	9,46	**6,10**	**3,18**
Cylindrocarpon radicicola Wollenweber		1,54						**0,45**
Geotrichum candidum Link	1,72						**0,47**	
Gliocladium catenulatum Gilman et Abbott	3,45	7,69	1,32		2,53	2,70	**2,35**	**3,18**
Gliocladium roseum Bainier	1,72	1,54	1,32			1,35	**0,94**	**0,91**
Gliocladium solani (Harting) Petch		1,54	2,63		3,80	5,41	**2,35**	**2,27**
Humicola grisea Traaen	1,72						**0,47**	
Melanospora lagenaria (Persoon) Fuckel				1,23				**0,45**
Mucor mucedo (L. ex Corda) Fres.		1,54	1,32				**0,47**	**0,45**
Penicillium spp.	1,72				2,53	4,05	**1,41**	**1,36**
Phoma eupyrena Sacc.		1,54	1,32				**0,47**	**0,45**
Phoma spp.			1,32	2,47			**0,47**	**0,91**
Rhizoctonia solani Kühn	1,72		2,63	4,94	2,53	4,05	**2,35**	**3,18**
Trichoderma koningii Oudem.		3,08	1,32	4,94	5,06		**2,35**	**2,73**
Trichoderma viride Pers. ex Gray	5,17	4,62	2,63			2,70	**2,35**	**2,27**
Kolonie niezarodnikujące				1,23				**0,45**
Ogółem	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**
Liczba wyizolowanych grzybów	**58**	**65**	**76**	**81**	**79**	**74**	**213**	**220**

1/ system ekologiczny 2/ system integrowany

Z sucho gnijących bulw pochodzących z ekologicznego systemu uprawy wyodrębniono 213 izolatów, z kórych grzyby rodzaju *Fusarium* stanowiły 72,3% (głównie *F. solani* – 24,41% , *F. oxysporum* – 23,47% i *F. sambucinum* – 15,02%). Z gatunków innych rodzajów najliczniej wystąpiły *C. coccodes* (6,1%) i *A. alternata* (4,23%).

Z bulw z objawami suchej zgnilizny zebranych z integrowanego systemu uprawy wyizolowano 220 kultur grzybów. Udział procentowy *Fusarium* spp. wynosił 70,45%. Podobnie jak z bulw z systemu ekologicznego, najliczniej wystąpiły: *F. solani* – 26,82%, *F. oxysporum* – 20,45% i *F. sambucinum* – 15,91%). Z innych rodzajów najczęściej izolowano gatunki: *A. alternata* (5,0%) oraz *C. coccodes, G. catenulatum i R. solani* – każdego 3,18% (tab. 33).

5.3. Wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na występowanie zgnilizny kiełków oraz porażenie bulw przez R. solani i Fusarium spp.

W 2005 i 2006r wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na zdrowotność kiełków i bulw ziemniaka badano na 8 odmianach (Orlik, Drop, Gracja, Korona, Bartek, Triada, Syrena, Zeus). W trzecim roku, ze względu na brak w doświadczeniu kombinacji z podkiełkowywaniem sadzeniaków odmiany Orlik, badania wykonano na pozostałych siedmiu odmianach. Obliczenia statystyczne wyników otrzymanych w dwóch pierwszych latach badań dotyczyć będą ośmiu odmian, natomiast dla 2007 roku i syntezy za trzy lata – siedmiu odmian.

5.3.1. Zgnilizna kiełków (Rhizoctonia solani Kühn)

Objawy chorobowe w zależności od roku badań występowały w różnym nasileniu. W 2005 roku średnie porażenie kiełków wynosiło 38,5%, w 2006 – 25,7%, w 2007 – 18,0%, a ich IP odpowiednio 21,7%, 8,3% i 6,7% (tab. 34).

Obliczenia statystyczne wykonane dla średnich z trzech lat badań wykazały, że podkiełkowywanie sadzeniaków istotnie zwiększyło procent porażonych kiełków, natomiast nie miało wpływu na ich IP.

Zależność ta nie wystąpiła jednak we wszystkich latach badań. Wyniki w 2005 roku były analogiczne do uzyskanych średnich trzyletnich. W 2006 roku istotnie więcej objawów chorobowych, zarówno w procencie jak i IP, zaobserwowano na kiełkach sadzeniaków podkiełkowywanych, natomiast w 2007 roku w tej kombinacji, było ich istotnie mniej.

Analizując porażenie kiełków poszczególnych odmian za cały okres badań, stwierdzono, że podkiełkowywanie sadzeniaków istotnie obniżyło, zarówno procent porażonych kiełków jak ich IP u odmian Korona i Syrena, natomiast u odmian Drop

i Zeus tylko IP. Na pozostałych odmianach więcej objawów chorobowych obserwowano na kiełkach po zabiegu. W poszczególnych latach badań wyniki były zróżnicowane. W 2005 roku podkiełkowywanie istotnie obniżyło procent porażonych kiełków na odmianach Orlik i Syrena, istotnie zwiększyło na odmianach Drop, Korona, Bartek i Triada, natomiast na pozostałe dwie nie miało wpływu. Rozpatrując nasilenie objawów chorobowych wyrażone IP stwierdzono, że podkiełkowywanie istotnie ograniczyło rozwój choroby jedynie na odmianie Orlik. Na odmianach Bartek i Triada niższy IP obserwowano w kombinacji bez podkiełkowywania, natomiast na występowanie zgnilizny kiełków u pozostałych odmian, zabieg nie miał istotnego wpływu.

W 2006 roku podkiełkowywanie sadzeniaków nie wpłynęło istotnie na występowanie zgnilizny kiełków odmian Drop, Gracja, Bartek i Triada. Więcej objawów chorobowych w kombinacji po zabiegu stwierdzono na odmianach Orlik, Syrena i Zeus. Odmiana Korona miała wprawdzie statystycznie niższy procent chorych kiełków w kombinacji po zabiegu, jednak ich IP był na tym samym poziomie co w kombinacji bez podkiełkowywania.

W 2007 roku istotnie niższy, zarówno procent porażonych kiełków jak i ich IP po podkiełkowywaniu, obserwowano u odmian Drop, Korona i Triada. U odmian Gracja i Syrena były one istotnie wyższe. Odmiany Bartek i Zeus, przy takim samym procencie chorych kiełków, miały statystycznie niższy IP.

Określono również przydatność poszczególnych odmian do uprawy systemem ekologicznym pod kątem występowania zgnilizny kiełków. Analiza trzyletnich wyników wykazała, że najmniej objawów *R. solani* wystąpiło na odmianach Gracja i Syrena. Mniejsze porażenie u tych odmian obserwowano we wszystkich trzech latach. *Dobrymi* odmianami do uprawy ekologicznej wydają się również Korona i Bartek. W kolejnych okresach wegetacyjnych objawy chorobowe na ich kiełkach wystąpiły na takim samym lub nieco wyższym poziomie jak na odmianach Gracja i Syrena. Analiza średnich wartości za trzy lata badań wskazuje również odmianę Drop, jako *zdatną* do uprawy ekologicznej. Należy jednak zwrócić uwagę, że wynik ten jest pochodną bardzo niskiego porażenia kiełków jedynie w 2005 roku. W pozostałych okresach wegetacyjnych (2006, 2007) objawy chorobowe wystąpiły w wysokim nasileniu. Były one zbliżone do wyników uzyskanych dla najbardziej porażonej odmiany Triada.

Tab. 34

Wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na występowanie zgnilizny kiełków (*R. solani*) ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – odmiana II czynnik - zabieg

Odmiana	Porażenie kiełków						Indeks porażenia [%]		
	%			Stopnie kątowe Blissa					
	P[1]	N[2]	Śr.	P	N	Śr.	P	N	Śr.
2005 r									
Orlik	53,6	69,7	**61,7**	47,1	56,3	**51,7**	23,9	41,2	**32,6**
Drop	29,5	21,8	**25,7**	32,9	27,8	**30,4**	8,6	5,1	**6,9**
Gracja	23,4	20,1	**21,8**	28,8	26,6	**27,7**	9,0	5,4	**7,2**
Korona	38,8	26,3	**32,6**	38,5	30,8	**34,7**	16,2	19,5	**17,9**
Bartek	47,2	37,4	**42,3**	43,4	37,7	**40,6**	34,0	25,2	**29,6**
Triada	65,5	52,6	**59,1**	54,0	46,5	**50,3**	48,6	44,3	**46,5**
Syrena	24,2	34,4	**29,3**	29,4	35,9	**32,7**	10,3	16,9	**13,6**
Zeus	37,1	34,5	**35,8**	37,5	36,0	**36,8**	18,6	19,8	**19,2**
Średnio	**39,9**	**37,1**	**38,5**	**39,0**	**37,2**	**38,1**	**21,2**	**22,2**	**21,7**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 4,66 II – 1,44		II w I – 4,14 I w II – 6,59	I – 4,57 II – n.i.		II w I – 4,06 I w II – 6,46
2006 r									
Orlik	20,7	16,9	**18,8**	27,0	24,2	**25,6**	9,9	9,0	**9,5**
Drop	40,4	23,0	**31,7**	39,5	28,6	**34,1**	16,7	9,5	**13,1**
Gracja	23,2	12,3	**17,8**	28,7	20,5	**24,6**	5,1	1,8	**3,5**
Korona	21,8	38,7	**30,3**	27,8	38,5	**33,2**	9,4	10,4	**9,9**
Bartek	26,1	6,8	**16,5**	30,7	14,9	**22,8**	9,4	0,8	**5,1**
Triada	44,7	32,7	**38,7**	42,0	34,8	**38,4**	18,8	6,6	**12,7**
Syrena	10,3	13,3	**11,8**	18,7	21,4	**20,1**	2,5	1,7	**2,**
Zeus	42,7	38,0	**40,4**	40,8	37,8	**39,3**	10,5	11,2	**10,9**
Średnio	**28,7**	**22,7**	**25,7**	**31,9**	**27,6**	**29,7**	**10,3**	**6,4**	**8,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 3,61 II – 1,13		II w I – 3,21 I w II – 5,10	I – 2,18 II – 0,68		II w I – 1,94 I w II – 3,08
2007 r									
Orlik	-	*10,5*	-	-	*18,9*	-	-	*6,7*	-
Drop	9,8	33,7	**21,8**	18,2	35,5	**26,9**	3,3	18,0	**10,7**
Gracja	15,3	12,5	**13,9**	23,0	20,7	**21,9**	4,6	4,8	**4,7**
Korona	10,9	22,7	**16,8**	19,3	28,4	**23,9**	3,8	10,3	**7,1**
Bartek	14,0	15,5	**14,8**	22,0	23,1	**22,6**	4,3	7,7	**6,0**
Triada	23,2	32,7	**28,0**	28,7	34,9	**31,8**	6,4	11,2	**8,8**
Syrena	11,2	12,9	**12,1**	19,5	21,0	**20,3**	3,1	2,6	**2,9**
Zeus	18,3	19,0	**18,7**	25,3	25,8	**25,6**	4,6	8,6	**6,6**
Średnio	**14,7**	**21,3**	**18,0**	**22,3**	**27,1**	**24,7**	**4,3**	**9,0**	**6,7**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 3,55 II – 1,23		II w I – 3,25 I w II – 5,03	I – 1,76 II – 0,61		II w I – 1,61 I w II – 2,49
2005 – 2007									
Orlik	-	*32,4*	-	-	*33,1*	-	-	*19,0*	-
Drop	26,6	26,2	**26,4**	30,2	30,6	**30,4**	9,5	10,9	**10,2**
Gracja	20,6	15,0	**17,8**	26,8	22,6	**24,7**	6,2	4,0	**5,1**
Korona	23,8	29,2	**26,5**	28,5	32,6	**30,6**	9,8	13,4	**11,6**
Bartek	29,1	19,9	**24,5**	32,0	25,2	**28,6**	15,9	11,2	**13,6**
Triada	44,5	39,3	**41,9**	41,6	38,7	**40,2**	24,6	20,7	**22,7**
Syrena	15,2	20,2	**17,7**	22,5	26,1	**24,3**	5,3	7,1	**6,2**
Zeus	32,7	30,5	**31,6**	34,5	33,2	**33,9**	11,2	13,2	**12,2**
Średnio	**27,5**	**25,8**	**26,6**	**30,9**	**29,9**	**30,4**	**11,8**	**11,5**	**11,6**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 1,15 II – 0,47		II w I – 1,26 I w II – 1,63	I – 0,67 II – 0,34		II w I – 0,72 I w II – 0,91

1/ P – podkiełkowywane, 2/ N – nie podkiełkowywane

5.3.2. Ospowatość bulw (Rhizoctonia solani Kühn)

Objawy chorobowe w zależności od roku badań występowały w różnym nasileniu. W 2005 roku zanieczyszczenie bulw sklerocjami wynosiło średnio 39,2%, w 2006 – 48,6%, w 2007 – 21,9%, a IP odpowiednio 8,6%, 8,4% i 4,3% (tab. 35).

Analizując średnie wyniki uzyskane za trzy lata badań stwierdzono, że podkiełkowywanie sadzeniaków istotnie zwiększyło, zarówno procent ospowatych bulw, jak ich IP wszystkich badanych odmian. W poszczególnych latach badań wyniki były jednak zróżnicowane.

W 2005 roku z podkiełkowywanych sadzeniaków istotnie wyższy procent i IP bulw obserwowano na odmianach Gracja, Triada i Syrena. Odmiany Korona i Zeus, przy istotnie wyższej liczbie bulw ospowatych, IP miały na tym samym poziomie co ziemniaki w kombinacji z niepodkiełkowywanymi sadzeniakami. Na odmiany Orlik, Drop zabieg nie miał wpływu.

W 2006 roku u odmian Orlik i Korona obserwowano istotnie wyższy zarówno procent zanieczyszczonych sklerocjami bulw jak i ich IP. Odmiana Gracja, przy takim samym procencie ospowatych bulw, miała statystycznie wyższy IP. Na odmiany Drop i Syrena zabieg nie miał wpływu, natomiast u odmiany Bartek stwierdzono istotnie niższy procent i IP.

W 2007 roku na pięciu odmianach z kombinacji podkiełkowywanych (Drop, Gracja, Bartek, Triada i Zeus) istotnie wyższy był zarówno procent porażonych bulw jak i ich IP. Odmiana Syrena, przy takiej samej liczbie ospowatych bulw, miała statystycznie wyższy IP. Zabieg nie miał wpływu na występowanie patogenu u odmiany Korona.

Najmniej objawów chorobowych wystąpiło na odmianie Drop, co może wskazywać na jej większą przydatność do uprawy w systemie ekologicznym. Odmianami *przydatnymi* wydają się również Gracja i Syrena, u których objawy chorobowe wystąpiły takim samym lub na nieco wyższym poziomie jak na odmianie Drop. Najwięcej sklerocjów *R. solani* obserwowano na odmianie Bartek.

Tab. 35

Wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na występowanie ospowatości bulw (*R. solani*) ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – odmiana II czynnik - zabieg

Odmiana	Porażenie bulw						Indeks porażenia [%]		
	%			Stopnie kątowe Blissa					
	P[1]	N[2]	Śr.	P	N	Śr.	P	N	Śr.
2005r									
Orlik	21,3	19,3	**20,3**	27,4	25,9	**26,7**	4,7	4,6	**4,7**
Drop	3,5	7,0	**5,3**	10,7	15,2	**13,0**	0,7	1,6	**1,2**
Gracja	24,8	18,8	**21,8**	29,8	25,6	**27,7**	9,1	5,6	**7,4**
Korona	66,8	59,0	**62,9**	54,8	50,2	**52,5**	14,0	13,5	**13,8**
Bartek	73,8	70,8	**72,3**	59,3	57,3	**58,3**	18,8	13,5	**16,2**
Triada	82,2	62,2	**72,2**	65,1	52,1	**58,6**	18,7	10,9	**14,8**
Syrena	29,5	14,7	**22,1**	32,8	22,5	**27,7**	5,3	2,5	**3,9**
Zeus	38,8	34,0	**36,4**	38,5	35,6	**37,1**	6,9	7,7	**7,3**
Średnio	**42,6**	**35,7**	**39,2**	**39,8**	**35,6**	**37,7**	**9,8**	**7,5**	**8,6**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 4,66 II – 1,48		II w I – 4,18 I w II – 6,58	I – 1,84 II – 0,58		II w I – 1,65 I w II – 2,60
2006r									
Orlik	47,0	28,0	**37,5**	43,3	31,9	**37,6**	7,6	3,8	**5,7**
Drop	30,5	27,5	**29,0**	33,5	31,6	**32,5**	4,7	4,9	**4,8**
Gracja	42,5	38,5	**40,5**	40,7	38,3	**39,5**	8,1	6,3	**7,2**
Korona	48,0	32,5	**40,3**	43,9	34,7	**39,3**	8,6	4,6	**6,6**
Bartek	74,5	83,5	**79,0**	59,7	66,1	**62,9**	12,2	19,9	**16,1**
Triada	78,5	72,0	**75,3**	62,4	58,1	**60,3**	12,9	14,3	**13,6**
Syrena	34,5	39,5	**37,0**	36,0	38,9	**37,4**	4,8	5,4	**5,1**
Zeus	47,0	54,0	**50,5**	43,3	47,3	**45,3**	7,4	8,6	**8,0**
Średnio	**50,3**	**46,9**	**48,6**	**45,4**	**43,4**	**44,4**	**8,3**	**8,5**	**8,4**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 3,60 II – 1,14		II w I – 3,23 I w II – 5,09	I – 1,50 II – n.i.		II w I – 1,35 I w II – 2,13
2007									
Orlik	-	*16,0*	-	-	*23,6*	-	-	*3,4*	-
Drop	26,0	8,5	**17,3**	30,6	16,9	**23,8**	5,1	1,9	**3,5**
Gracja	16,5	9,5	**13,0**	23,9	17,9	**20,9**	3,9	2,4	**3,2**
Korona	14,5	16,5	**15,5**	22,3	23,9	**23,1**	2,6	2,9	**2,8**
Bartek	56,5	30,0	**43,3**	48,7	33,2	**41,0**	10,4	5,1	**7,8**
Triada	41,5	9,0	**25,3**	40,1	17,4	**28,8**	10,6	2,4	**6,5**
Syrena	21,0	21,5	**21,3**	27,2	27,6	**27,4**	3,8	3,6	**3,7**
Zeus	27,5	8,5	**18,0**	31,6	16,9	**24,3**	4,5	1,5	**3,0**
Średnio	**29,1**	**14,8**	**21,9**	**32,1**	**22,0**	**27,0**	**5,8**	**2,8**	**4,3**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 3,05 II – 1,07		II w I – 2,83 I w II – 4,25	I – 0,70 II – 0,24		II w I – 0,65 I w II – 0,97
2005 – 2007									
Orlik	-	*21,1*	-	-	*27,1*	-	-	*3,9*	-
Drop	20,0	14,3	**17,2**	24,9	21,2	**23,1**	3,5	2,8	**3,2**
Gracja	27,9	22,3	**25,1**	31,5	27,3	**29,4**	7,0	4,8	**5,9**
Korona	43,1	36,0	**39,6**	40,3	36,3	**38,3**	8,4	7,0	**7,7**
Bartek	68,3	61,4	**64,9**	55,9	52,2	**54,1**	13,8	12,8	**13,4**
Triada	67,4	47,7	**57,6**	55,9	42,5	**49,2**	14,1	9,2	**11,6**
Syrena	28,3	25,2	**26,8**	32,0	29,7	**30,8**	4,6	3,8	**4,2**
Zeus	37,8	32,2	**35,0**	37,8	33,3	**35,6**	6,3	5,9	**6,1**
Średnio	**40,7**	**32,5**	**36,6**	**39,1**	**33,7**	**36,4**	**8,0**	**6,3**	**7,1**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 1,01 II – 0,42		II w I – 1,10 I w II – 1,43	I – 0,23 II – 0,10		II w I – 0,25 I w II – 0,33

1/ P – podkiełkowywane, 2/ N – nie podkiełkowywane

5.3.3. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka (Fusarium spp.)

Sucha zgnilizna bulw występowała w niewielkim nasileniu. W 2005 roku średnie porażenie bulw ziemniaka uprawianego wynosiło 0,4%, w 2006 – 1,9%, a w 2007 – 1,4% (tab. 36).

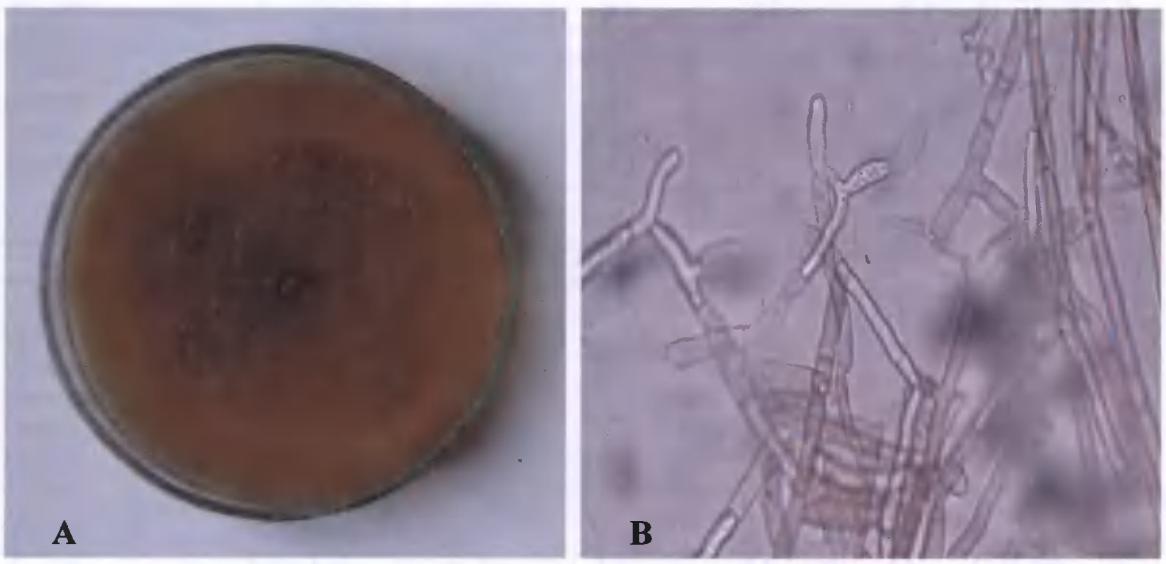
Analiza statystyczna wyników nie wykazała istotnego wpływu podkiełkowywania sadzeniaków badanych odmian na występowanie suchej zgnilizny bulw. Jedynie na odmianie Orlik, średnie trzyletnie wskazują istotnie wyższy procent bulw z objawami chorobowymi z kombinacji po zabiegu.

Pomimo tak niewielkiego nasilenia choroby, zaobserwowano pewne zróżnicowanie w podatności odmian. Na podstawie analizy średnich z trzech lat badań stwierdzono, że najbardziej podatnymi na chorobę były odmiany Orlik i Korona. Najniższe porażenie odnotowano na odmianie Gracja i na tym samym poziomie objawy chorobowe wystąpiły na odmianach Triada i Syrena.

5.4. Badania molekularne metodą PCR

5.4.1. Określanie przynależności gatunkowej i grup anastomozowych R. solani

Badania przeprowadzono na 123 jednostrzępkowych izolatach pochodzących z bulw i kiełków ziemniaka uprawianego w różnych rejonach Polski oraz 1 z miejscowości Bilitt (Norwegia). Pochodzenie izolatów przedstawiono w tab. 37.



Fot. 5. A –jednostrzępkowa kultura *Rhizoctonia solani*; B – strzępki

Tab. 36

Wpływ podkiełkowywania sadzeniaków na występowanie suchej zgnilizny bulw (*Fusarium* spp.) uprawianego w systemie ekologicznym, Osiny 2005 – 2007

I czynnik – odmiana II czynnik - zabieg

Odmiana	Porażenie bulw					
	%			Stopnie kątowe Blissa		
	P[1]	N[2]	Śr.	P	N	Śr.
2005						
Orlik	0,0	0,5	**0,3**	0,0	2,9	**1,5**
Drop	0,3	0,3	**0,3**	1,4	1,4	**1,4**
Gracja	0,8	0,5	**0,7**	3,5	2,9	**3,2**
Korona	0,3	0,3	**0,3**	1,4	1,4	**1,4**
Bartek	0,5	0,5	**0,5**	2,9	2,0	**2,5**
Triada	0,0	0,8	**0,4**	0,0	2,5	**1,3**
Syrena	0,0	0,0	**0,0**	0,0	0,0	**0,0**
Zeus	0,5	0,5	**0,5**	2,0	2,0	**2,0**
Średnio	**0,3**	**0,4**	**0,4**	**1,4**	**1,9**	**1,6**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – n.i. II – n.i.	II w I – n.i. I w II – n.i.	
2006						
Orlik	2,0	6,5	**4,3**	5,8	14,6	**10,2**
Drop	6,0	2,5	**4,3**	14,1	7,8	**10,9**
Gracja	1,0	1,0	**1,0**	4,1	4,1	**4,1**
Korona	1,0	1,0	**1,0**	4,1	4,1	**4,1**
Bartek	1,5	0,5	**1,0**	4,9	2,0	**3,5**
Triada	1,5	1,5	**1,5**	4,9	4,9	**4,9**
Syrena	3,5	0,5	**2,0**	10,5	2,0	**6,3**
Zeus	0,0	1,0	**0,5**	0,0	4,1	**2,0**
Średnio	**2,1**	**1,8**	**1,9**	**6,0**	**5,5**	**5,7**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 7,28 II – n.i.	II w I – 6,54 I w II – 10,29	
2007						
Orlik	-	*1,5*	-	-	*4,9*	-
Drop	1,0	0,0	**0,5**	2,9	0,0	**1,5**
Gracja	0,0	0,0	**0,0**	0,0	0,0	**0,0**
Korona	2,5	5,0	**3,8**	7,8	12,7	**10,3**
Bartek	2,0	2,0	**2,0**	7,0	7,0	**7,0**
Triada	0,0	1,0	**0,5**	0,0	4,1	**2,1**
Syrena	0,0	1,5	**0,8**	0,0	4,9	**2,5**
Zeus	2,0	2,0	**2,0**	5,6	7,0	**6,3**
Średnio	**1,1**	**1,6**	**1,4**	**3,3**	**5,1**	**4,2**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 6,41 II – n.i.	II w I – n.i. I w II – 8,92	
2005 - 2007						
Orlik	-	*2,8*	-	-	7,5	-
Drop	2,4	0,9	**1,7**	6,1	3,1	**4,6**
Gracja	0,6	0,5	**0,6**	2,5	2,3	**2,4**
Korona	1,3	2,1	**1,7**	4,4	6,1	**5,3**
Bartek	1,3	1,0	**1,2**	4,9	3,7	**4,3**
Triada	0,5	1,1	**0,8**	1,6	3,8	**2,8**
Syrena	1,2	0,7	**0,9**	3,5	2,3	**2,9**
Zeus	0,8	1,2	**1,0**	2,5	4,4	**3,4**
Średnio	**1,2**	**1,3**	**1,2**	**3,6**	**4,2**	**3,8**
$NIR_{\alpha=0,05}$				I – 2,13 II – 0,88	II w I – 2,32 I w II – 3,01	

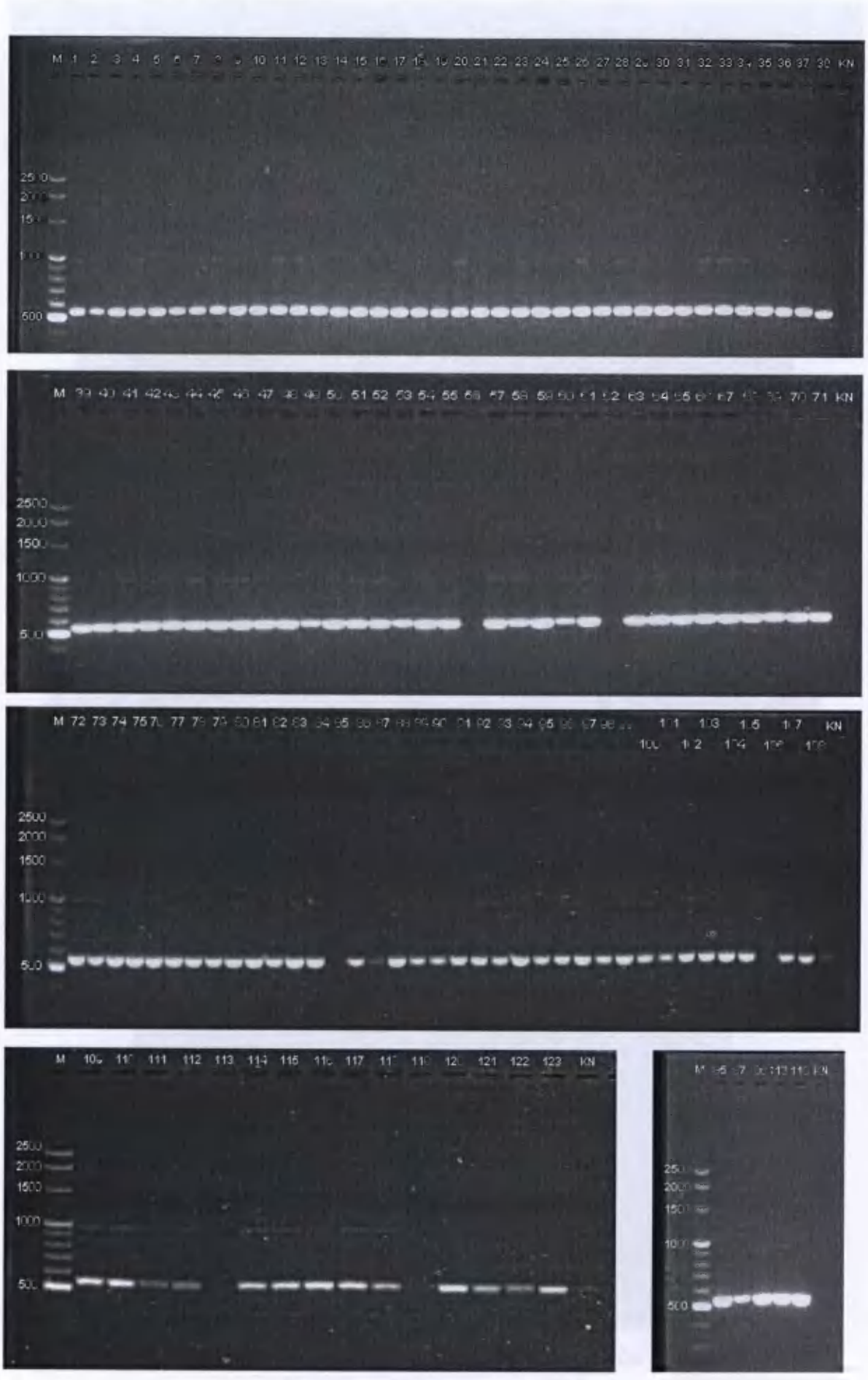
1/ P – podkiełkowywane, 2/ N – nie podkiełkowywane

Tab. 37

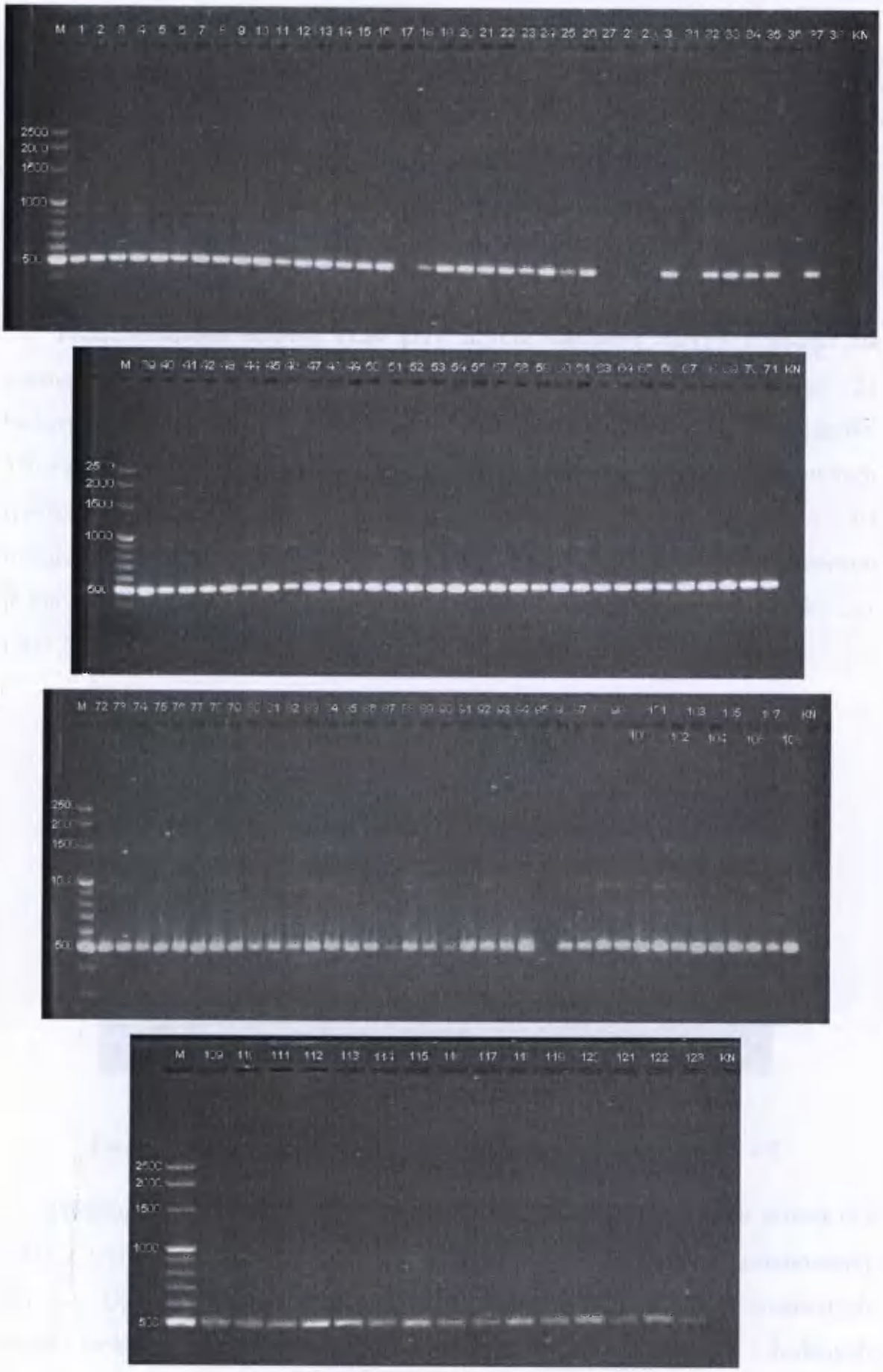
Izolaty wykorzystane do molekularnego testowania przynależności gatunkowej i grup anastomozowych [2005 – 2007]

Nr	Symbol izolatu	Odmiana	Miejscowość	Województwo	System uprawy
2005 - bulwy					
1	R_S-05-01	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
2	R_S-05-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
3	R_S-05-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
4	R_S-05-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
5	R_S-05-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
6	R_S-05-06	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
7	R_S-05-07	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
8	R_S-05-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
9	R_S-05-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
10	R_S-05-10	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
11	R_S-05-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
12	R_S-05-12	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
13	R_S-05-13	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
14	R_S-05-14	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
15	R_S-05-15	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
16	R_S-05-16	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
17	R_S-05-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
18	R_S-05-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
19	R_S-05-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
20	R_S-05-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
21	R_S-05-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
22	R_S-05-22	Triada	Osiny	lubelskie	integrowany
23	R_S-05-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
24	R_S-05-24	Zeus	Osiny	lubelskie	integrowany
25	R_S-05-25	Vineta	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
26	R_S-05-26	Kuklik	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
27	R_S-05-27	Mors	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
28	R_S-05-30	Albina	Bonin	zachodniopomorskie	konwencjonalny
29	R_S-05-31	Bard	Bonin	zachodniopomorskie	konwencjonalny
30	R_S-05-33	Asterix	Wałdowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
31	R_S-05-35	Irys	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny
32	R_S-05-36	Vineta	Tuchola	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
33	R_S-05-42	Dorota	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
34	R_S-05-44	Denar	Kiełpin	kujawsko-pomorskie	ekologiczny
35	R_S-05-53	Kuklik	Mrocza	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
36	R_S-05-54	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
37	R_S-05-55	Ibis	Jankowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
38	R_S-05-56	Kuklik	Jadwisin	mazowieckie	konwencjonalny
39	R_S-05-57	Bila	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
40	R_S-05-71	Folva	Bilitt	Norwegia	konwencjonalny
2006 - bulwy					
41	R_S-06-01	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
42	R_S-06-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
43	R_S-06-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
44	R_S-06-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
45	R_S-06-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
46	R_S-06-06	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
47	R_S-06-07	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
48	R_S-06-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
49	R_S-06-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
50	R_S-06-10	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
51	R_S-06-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
52	R_S-06-12	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
53	R_S-06-13	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
54	R_S-06-14	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
55	R_S-06-15	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
56	R_S-06-16	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
57	R_S-06-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
58	R_S-06-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany

59	R_S-06-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
60	R_S-06-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
61	R_S-06-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
62	R_S-06-22	Triada	Osiny	lubelskie	integrowany
63	R_S-06-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
64	R_S-06-24	Zeus	Osiny	lubelskie	integrowany
65	R_S-06-25	Bila	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
66	R_S-06-29	Dorota	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
67	R_S-06-30	Bryza	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
68	R_S-06-31	Asterix	Radostowo	pomorskie	konwencjonalny
69	R_S-06-33	Asterix	Bilitt	Norwegia	konwencjonalny
70	R_S-06-37	Gracja	Kruszyn Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
71	R_S-06-39	Bila	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
2007 - bulwy					
72	R_S-07-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
73	R_S-07-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
74	R_S-07-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
75	R_S-07-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
76	R_S-07-06	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
77	R_S-07-07	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
78	R_S-07-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
79	R_S-07-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
80	R_S-07-10	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
81	R_S-07-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
82	R_S-07-12	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
83	R_S-07-13	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
84	R_S-07-14	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
85	R_S-07-15	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
86	R_S-07-16	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
87	R_S-07-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
88	R_S-07-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
89	R_S-07-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
90	R_S-07-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
91	R_S-07-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
92	R_S-07-22	Triada	Osiny	lubelskie	integrowany
93	R_S-07-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
94	R_S-07-24	Zeus	Osiny	lubelskie	integrowany
95	R_S-07-25	Vineta	Kamień Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
96	R_S-07-26	Vineta	Włościbórz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
97	R_S-07-27	Denar	Wiśniewka	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
98	R_S-07-28	Jelly	Płocicz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
99	R_S-07-29	Jasia	Łaziska	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
100	R_S-07-30	Umiak	Gozdanin	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
101	R_S-07-31	Hinga	Twierdzeń	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
102	R_S-07-32	Innowator	Słupsk	pomorskie	konwencjonalny
103	R_S-07-33	Rumpel	Danica	pomoskie	konwencjonalny
104	R_S-07-34	Lord	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
105	R_S-07-37	Bard	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
106	R_S-07-39	Satina	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
107	R_S-07-40	Korona	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
108	R_S-07-41	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
2007 - kiełki					
109	R_S-K-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
110	R_S-K-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
111	R_S-K-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
112	R_S-K-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
113	R_S-K-06	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
114	R_S-K-07	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
115	R_S-K-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
116	R_S-K-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
117	R_S-K-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
118	R_S-K-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
119	R_S-K-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
120	R_S-K-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
121	R_S-K-22	Triada	Osiny	lubelskie	integrowany
122	R_S-K-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
123	R_S-K-24	Zeus	Osiny	lubelskie	integrowany



Fot 6. Potwierdzenie przynależności gatunkowej *R. solani* metodą PCR



Fot. 7. Molekularna analiza przynależności izolatów *R. solani* do grupy anastomozowej AG 3

W celu potwierdzenia przynależności gatunkowej przeprowadzono reakcję PCR przy użyciu starterów ITS1 i GMRS-3. Przeprowadzony test wykazał obecność oczekiwanego produktu amplifikacji o długości 550 pz w 121 próbach DNA. Ze względu na negatywny lub niejednoznaczny wynik testu, izolaty nr *56* i *62* (wyosobnione w 2006r) oraz *85, 87, 106, 113* i *119* (2007r), poddano ponownemu testowaniu i potwierdzono przynależność gatunkową pięciu izolatów – *85, 87, 106, 113* i *119* (fot. 6).

Przeprowadzona reakcja PCR przy użyciu starterów Rs1F2 i Rs2R1 na przynależność *R. solani* do grupy anastomozowej AG 3 wykazała, że na 121 badanych izolatów, 114 posiadało oczekiwany produkt amplifikacji o długości 550 pz (fot. 7). Ponowne testowanie, dla potwierdzenia poprawności otrzymanych wyników siedmiu izolatów oznaczonych numerami *17, 27, 28, 29, 31, 38* i *95* również nie wykazało obecności oczekiwanego produktu. Z tego względu poddano je innym testom, sprawdzającym przynależność do grup anastomozowych AG 2-1 i AG 2-2.

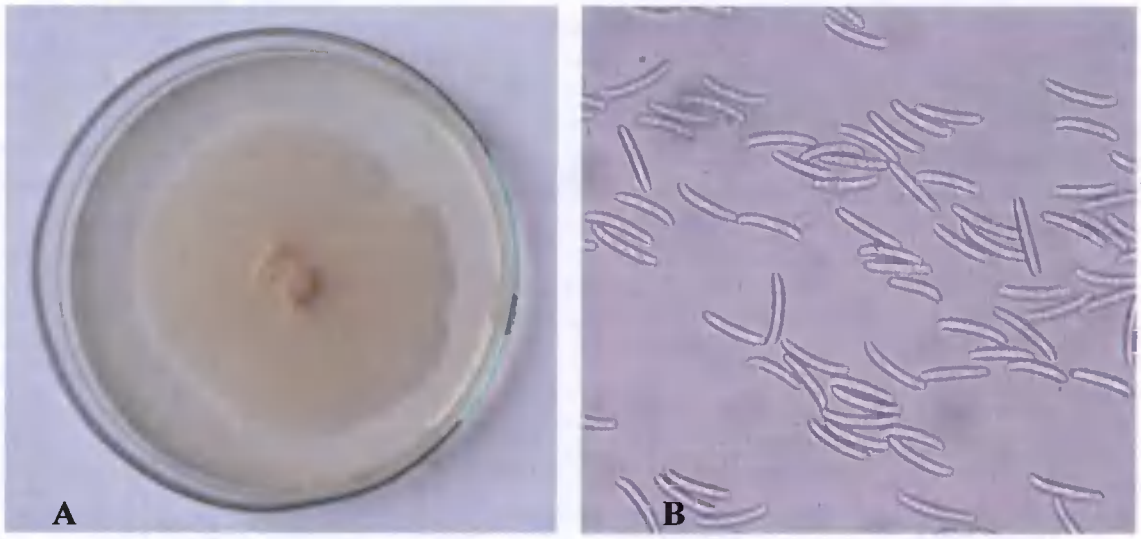
AG 2-1 **AG 2-2**

Fot. 8. Testowanie przynależność *R. solani* do grup AG 2-1 i AG 2-2

Przeprowadzona reakcja PCR przy użyciu starterów AG-common primer (F) i AG 2-1 (F) wykazała przynależność jednego izolatu do grupy anastomozowej AG 2-1. Uzyskano produkt amplifikacji o długości 250 pz. Przy pozostałych sześciu izolatach nie otrzymano oczekiwanego produktu. U żadnego z badanych izolatów nie otrzymano produktu amplifikacji kwalifikującego do grupy AG 2-2 (fot. 8).. Ponowna weryfikacja badań potwierdziła wcześniej otrzymany wynik.

5.4.2. Określanie potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów przez F. solani

Badania przeprowadzono na 77 jednozarodnikowych kulturach *F. solani* wyizolowanych z sucho gnijących bulw ziemniaka, uprawianego w różnych rejonach Polski i 1 pochodzącym z miejscowości Bilitt (Norwegia). Opis uzyskanych izolatów przedstawiono w tab. 38.



Fot. 9. A – kultura jednozarodnikowa *Fusarium solani*, B – zarodniki

Tab. 38

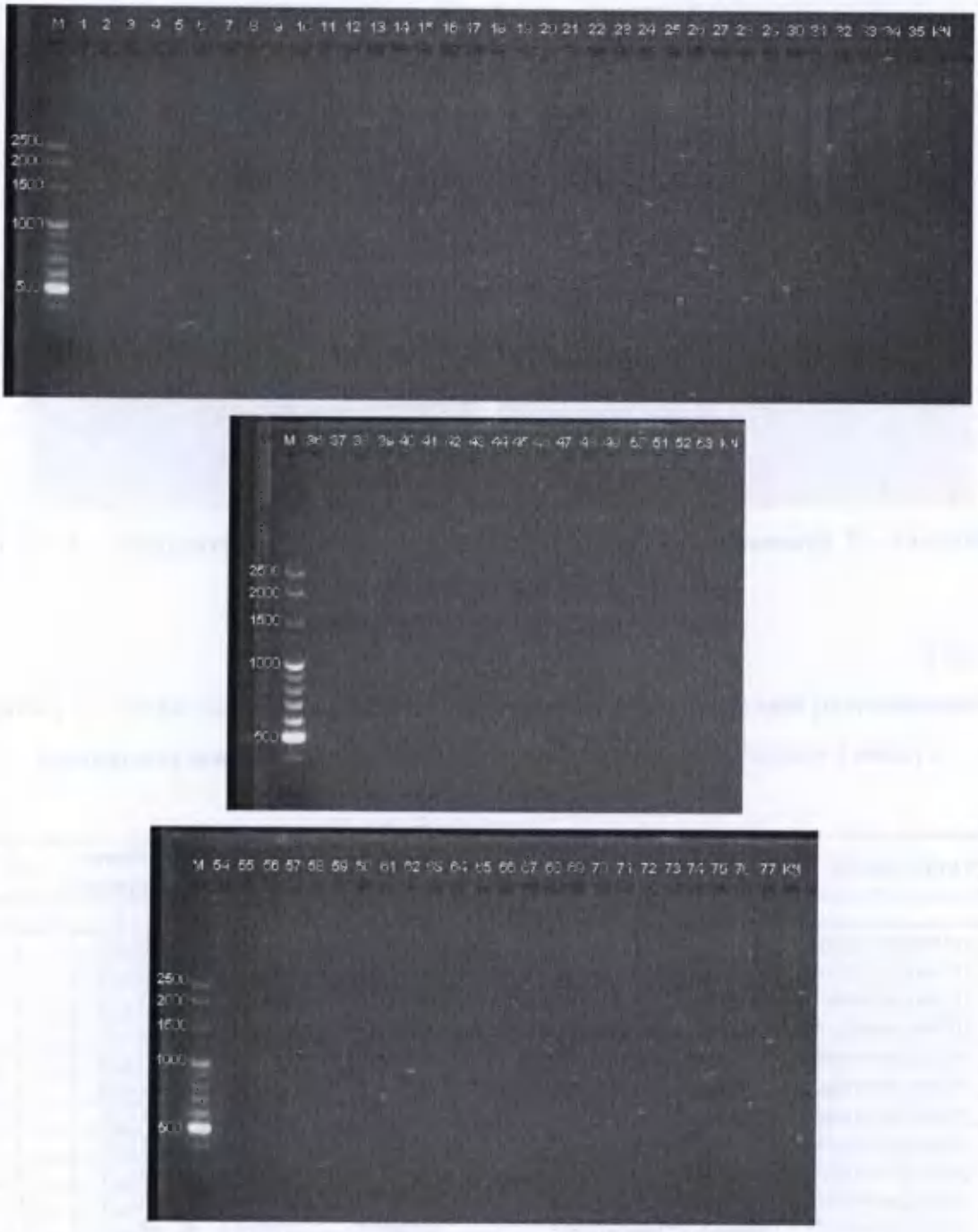
Izolaty *F. solani* wykorzystane do molekularnego testowania potencjalnej zdolności tworzenia mykotoksyn z grupy trichotecenów [2005 – 2007]

Nr	Symbol izolatu	Odmiana	Miejscowość	Województwo	System uprawy
2005					
1	F_S-05-01	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
2	F_S-05-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
3	F_S-05-40	Bila	Niewieścin	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
4	F_S-05-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
5	F_S-05-25	Vineta	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
6	F_S-05-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
7	F_S-05-44	Denar	Kiełpin	kujawsko-pomorskie	ekologiczny
8	F_S-05-55	Ibis	Jankowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
9	F_S-05-59	Irga	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
10	F_S-05-10	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
11	F_S-05-30	Albina	Bonin	zachodniopomorskie	konwencjonalny
12	F_S-05-58	Victoria	Mielno	Warmińsko-mazurskie	konwencjonalny
13	F_S-05-15	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
14	F_S-05-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
15	F_S-05-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
16	F_S-05-27	Mors	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
17	F_S-05-26	Kuklik	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
18	F_S-05-33	Asterix	Wałdowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
19	F_S-05-29	Cedron	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
20	F_S-05-37	Dorota	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny

cd. tab. 38

21	F_S-05-39	Victoria	Mielno	Warmińsko-mazurskie	konwencjonalny
22	F_S-05-35	Irys	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny
23	F_S-05-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
24	F_S-05-45	Salto	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
25	F_S-05-56	Kuklik	Jadwisin	mazowieckie	konwencjonalny
26	F_S-05-34	Bryza	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny
27	F_S-05-62	Bryza	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
28	F_S-05-28	Ibis	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
29	F_S-05-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
30	F_S-05-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
31	F_S-05-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
32	F_S-05-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
33	F_S-05-56	Neptun	Jadwisin	mazowieckie	konwencjonalny
34	F_S-05-53	Kuklik	Mrocza	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
35	F_S-05-57	Bila	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
2006					
36	F_S-06-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
37	F_S-06-06	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
38	F_S-06-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
39	F_S-06-29	Dorota	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
40	F_S-06-31	Asterix	Radostowo	pomorskie	konwencjonalny
41	F_S-06-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
42	F_S-06-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
43	F_S-06-25	Bila	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
44	F_S-06-27	Bila	Wałdowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
45	F_S-06-35	Kerrs Pink	Bilitt	Norwegia	konwencjonalny
46	F_S-06-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
47	F_S-06-12	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
48	F_S-06-14	Triada	Osiny	lubelskie	ekologiczny
49	F_S-06-15	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
50	F_S-06-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
51	F_S-06-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
52	F_S-06-28	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
53	F_S-06-37	Gracja	Kruszyn Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
2007					
54	F_S-07-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
55	F_S-07-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
56	F_S-07-05	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
57	F_S-07-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
58	F_S-07-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
59	F_S-07-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
60	F_S-07-12	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
61	F_S-07-29	Jasia	Łaziska	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
62	F_S-07-16	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
63	F_S-07-32	Innowator	Słupsk	pomorskie	konwencjonalny
64	F_S-07-37	Bard	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
65	F_S-07-24	Zeus	Osiny	lubelskie	integrowany
66	F_S-07-39	Satina	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
67	F_S-07-41	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
68	F_S-07-34	Lord	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
69	F_S-07-26	Vineta	Włościbórz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
70	F_S-07-31	Hinga	Twierdzeń	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
71	F_S-07-27	Denar	Wiśniewka	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
72	F_S-07-25	Vineta	Kamień Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
73	F_S-07-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
74	F_S-07-30	Umiak	Gozdanin	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
75	F_S-07-38	Rozalind	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
76	F_S-07-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
77	F_S-07-33	Rumpel	Danica	pomoskie	konwencjonalny

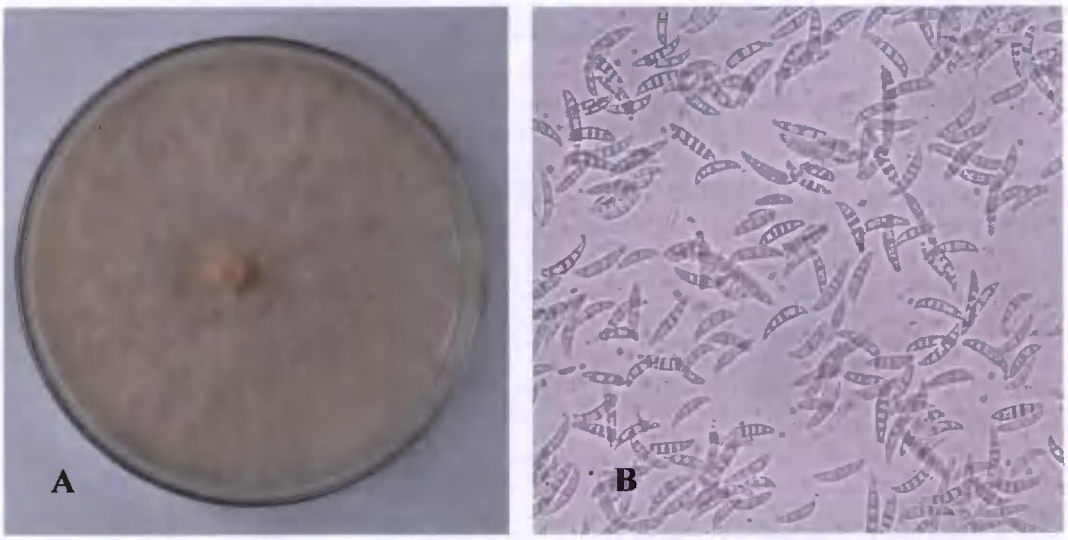
Po rozdzieleniu produktów amplifikacji za pomocą elektroforezy stwierdzono, że test PCR nie wykazał obecności fragmentu genu *Tri*5 wielkości 260 pz, co jednoznacznie wskazuje, że żaden z badanych izolatów nie posiadał zdolności do syntezy trichotecenów (fot. 10).



Fot. 10 Molekularna analiza potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów przez *F. solani* wyizolowanego z sucho gnijących bulw

5.4.3. Określanie potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów i eniatyn przez F. sambucinum

Badania przeprowadzono na 71 jednozarodnikowych izolatach uzyskanych z sucho gnijących bulw ziemniaka. Pochodzenie grzybów przedstawiono w tab. 39.



Fot. 11. A – jednozarodnikowe kultury *F.sambucinum (F. sulphureum)*, B – zarodniki

Tab. 39

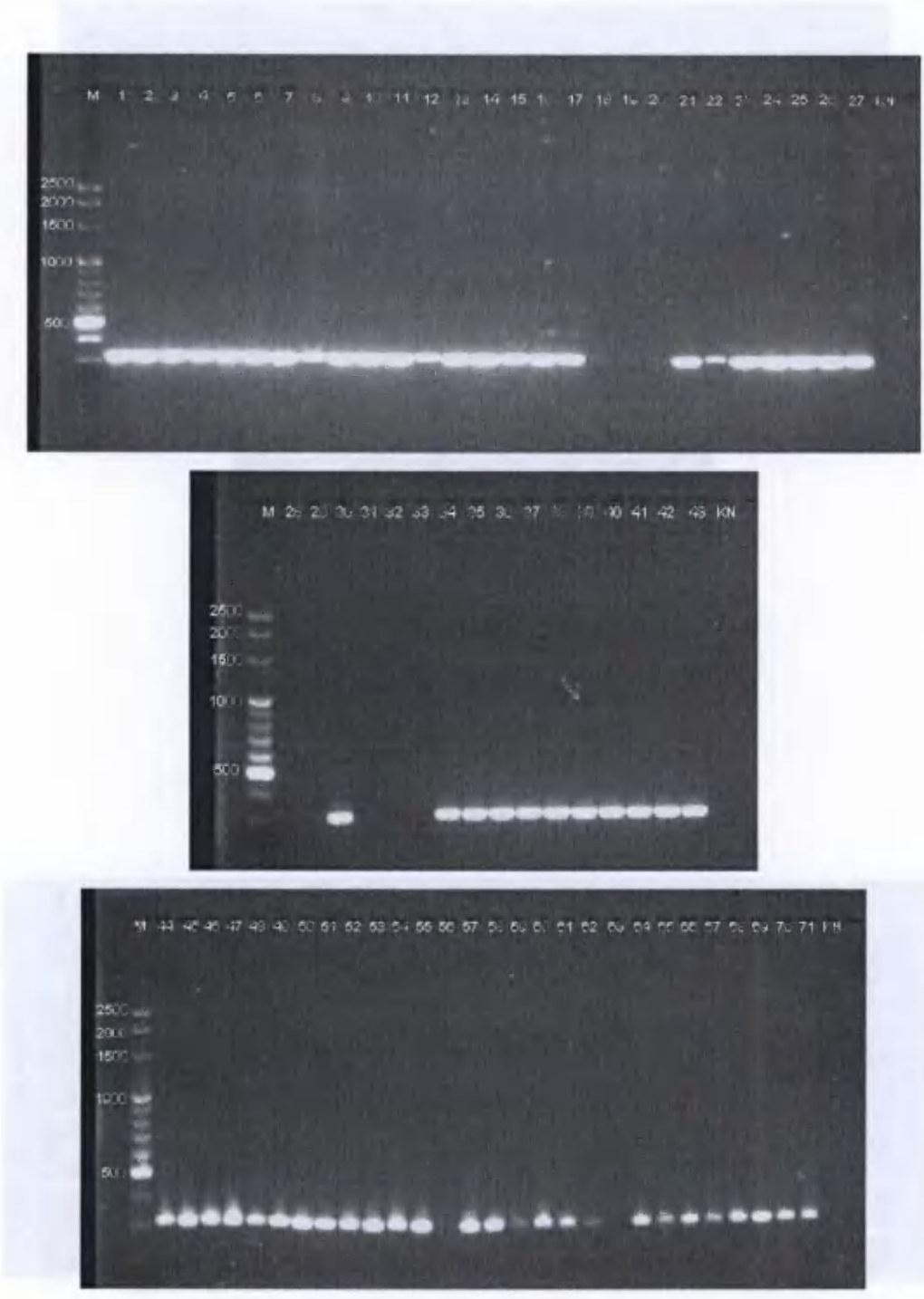
Izolaty *F. sambucinum* wykorzystane do molekularnego testowania przynależności gatunkowej oraz potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów i eniatyn [2005-2007]

Nr	Symbol izolatu	Odmiana	Miejscowość	Województwo	System uprawy
2005					
1	F_{SA}-05-54	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
2	F_{SA}-05-26	Kuklik	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
3	F_{SA}-05-51	Neptun	Jadwisin	mazowieckie	konwencjonalny
4	F_{SA}-05-52	Irga	Jadwisin	mazowieckie	konwencjonalny
5	F_{SA}-05-53	Kuklik	Mrocza	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
6	F_{SA}-05-57	Bila	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
7	F_{SA}-05-25	Vineta	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
8	F_{SA}-05-28	Ibis	Słabomierz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
9	F_{SA}-05-36	Vineta	Tuchola	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
10	F_{SA}-05-37	Dorota	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
11	F_{SA}-05-38	Asterix	Mielno	warmińsko-mazurskie	konwencjonalny
12	F_{SA}-05-39	Victoria	Mielno	warmińsko-mazurskie	konwencjonalny
13	F_{SA}-05-35	Irys	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny
14	F_{SA}-05-62	Bryza	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
15	F_{SA}-05-42	Dorota	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
16	F_{SA}-05-43	Asterix	Gościnno	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
17	F_{SA}-05-40	Bila	Niewieścin	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
18	F_{SA}-05-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
19	F_{SA}-05-33	Asterix	Wałdowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny

cd. tab. 39

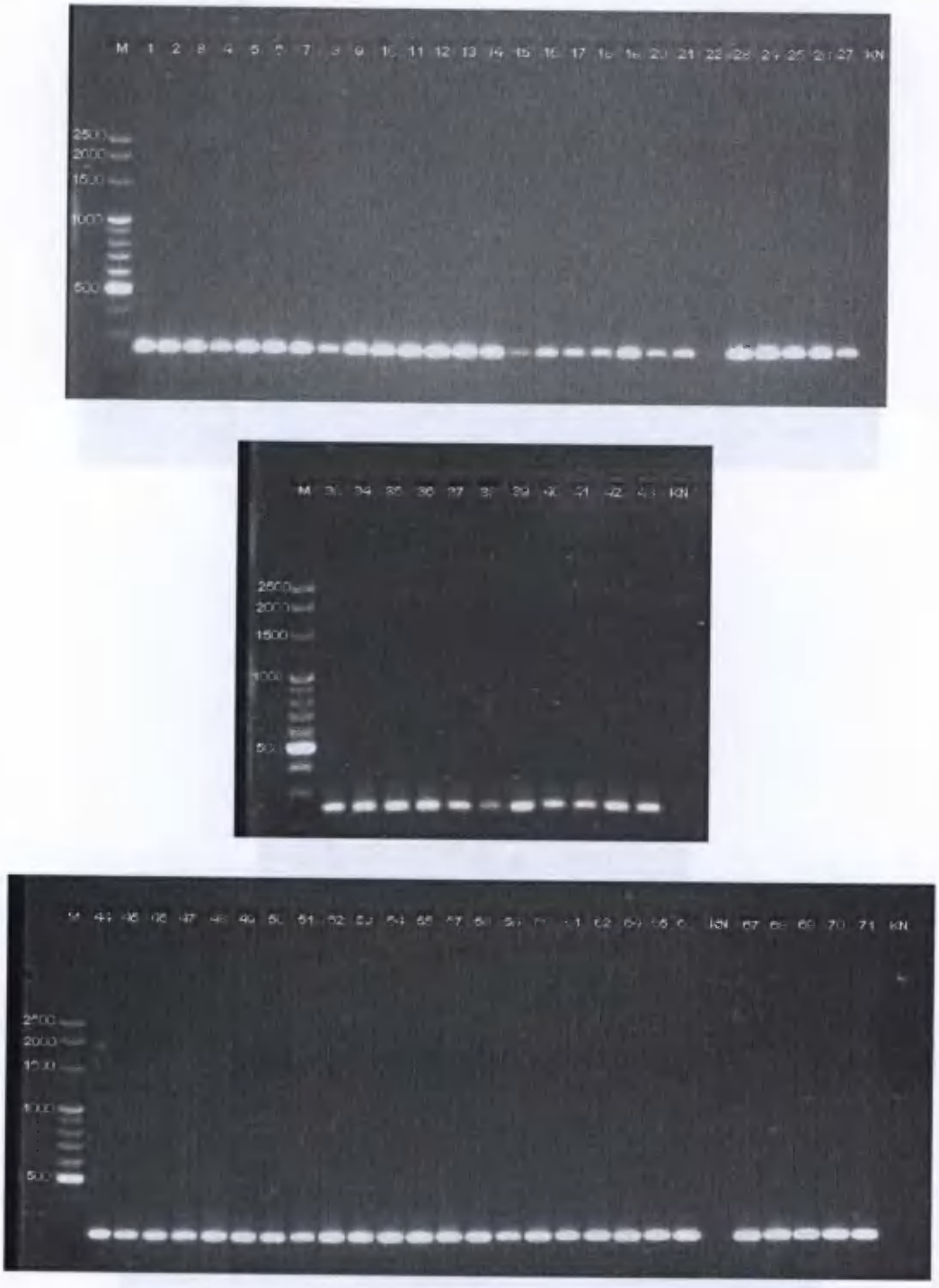
20	F_{SA}-05-45	Salto	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
21	F_{SA}-05-31	Bard	Bonin	zachodniopomorskie	konwencjonalny
22	F_{SA}-05-22	Triada	Osiny	lubelskie	integrowany
23	F_{SA}-05-55	Ibis	Jankowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
24	F_{SA}-05-07	Syrena	Osiny	lubelskie	ekologiczny
25	F_{SA}-05-34	Bryza	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny
26	F_{SA}-05-01	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
27	F_{SA}-05-30	Albina	Bonin	zachodniopomorskie	konwencjonalny
2006					
28	F_{SA}-06-08	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
29	F_{SA}-06-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
30	F_{SA}-06-13	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
31	F_{SA}-06-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
32	F_{SA}-06-28	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
33	F_{SA}-06-38	Asterix	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
34	F_{SA}-06-03	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
35	F_{SA}-06-17	Orlik	Osiny	lubelskie	integrowany
36	F_{SA}-06-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
37	F_{SA}-06-02	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
38	F_{SA}-06-25	Bila	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
39	F_{SA}-06-30	Bryza	Pruszcz Pom.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
40	F_{SA}-06-26	Irga	Iława	warmińsko-mazurskie	konwencjonalny
41	F_{SA}-06-31	Asterix	Radostowo	pomorskie	konwencjonalny
42	F_{SA}-06-27	Bila	Wałdowo	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
43	F_{SA}-06-37	Gracja	Kruszyn Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
2007					
44	F_{SA}-07-30	Umiak	Gozdanin	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
45	F_{SA}-07-31	Hinga	Twierdzeń	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
46	F_{SA}-07-36	Kuba	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
47	F_{SA}-07-33	Rumpel	Danica	pomoskie	konwencjonalny
48	F_{SA}-07-04	Korona	Osiny	lubelskie	ekologiczny
49	F_{SA}-07-38	Rozalind	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
50	F_{SA}-07-28	Jelly	Płocicz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
51	F_{SA}-07-27	Denar	Wiśniewka	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
52	F_{SA}-07-40	Korona	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
53	F_{SA}-07-29	Jasia	Łaziska	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
54	F_{SA}-07-11	Gracja	Osiny	lubelskie	ekologiczny
55	F_{SA}-07-39	Satina	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
56	F_{SA}-07-18	Drop	Osiny	lubelskie	integrowany
57	F_{SA}-07-32	Innowator	Słupsk	pomorskie	konwencjonalny
58	F_{SA}-07-21	Bartek	Osiny	lubelskie	integrowany
59	F_{SA}-07-26	Vineta	Włościbórz	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
60	F_{SA}-07-41	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
61	F_{SA}-07-34	Lord	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
62	F_{SA}-07-23	Syrena	Osiny	lubelskie	integrowany
63	F_{SA}-07-25	Vineta	Kamień Kraj.	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
64	F_{SA}-07-10	Drop	Osiny	lubelskie	ekologiczny
65	F_{SA}-07-37	Bard	Mochełek	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
66	F_{SA}-07-20	Korona	Osiny	lubelskie	integrowany
67	F_{SA}-07-09	Orlik	Osiny	lubelskie	ekologiczny
68	F_{SA}-07-16	Zeus	Osiny	lubelskie	ekologiczny
69	F_{SA}-07-19	Gracja	Osiny	lubelskie	integrowany
70	F_{SA}-K-01	brak danych	Bonin	zachodniopomorskie	brak danych
71	F_{SA}-B-01	brak danych	Bonin	zachodniopomorskie	brak danych

W celu potwierdzenia przynależności gatunkowej przeprowadzono reakcję PCR przy użyciu starterów FSF1 i FSR1. Test wykazał obecność oczekiwanego produktu amplifikacji o długości 315 pz w 64 badanych izolatach (fot. 12). Ponownie przeprowadzona reakcja dla izolatów oznaczonych numerami *28, 29, 31, 32, 33, 56, 63* dających negatywny lub budzący wątpliwości wynik, potwierdziła brak produktu warunkującego przynależność do *F. sambucinum*.



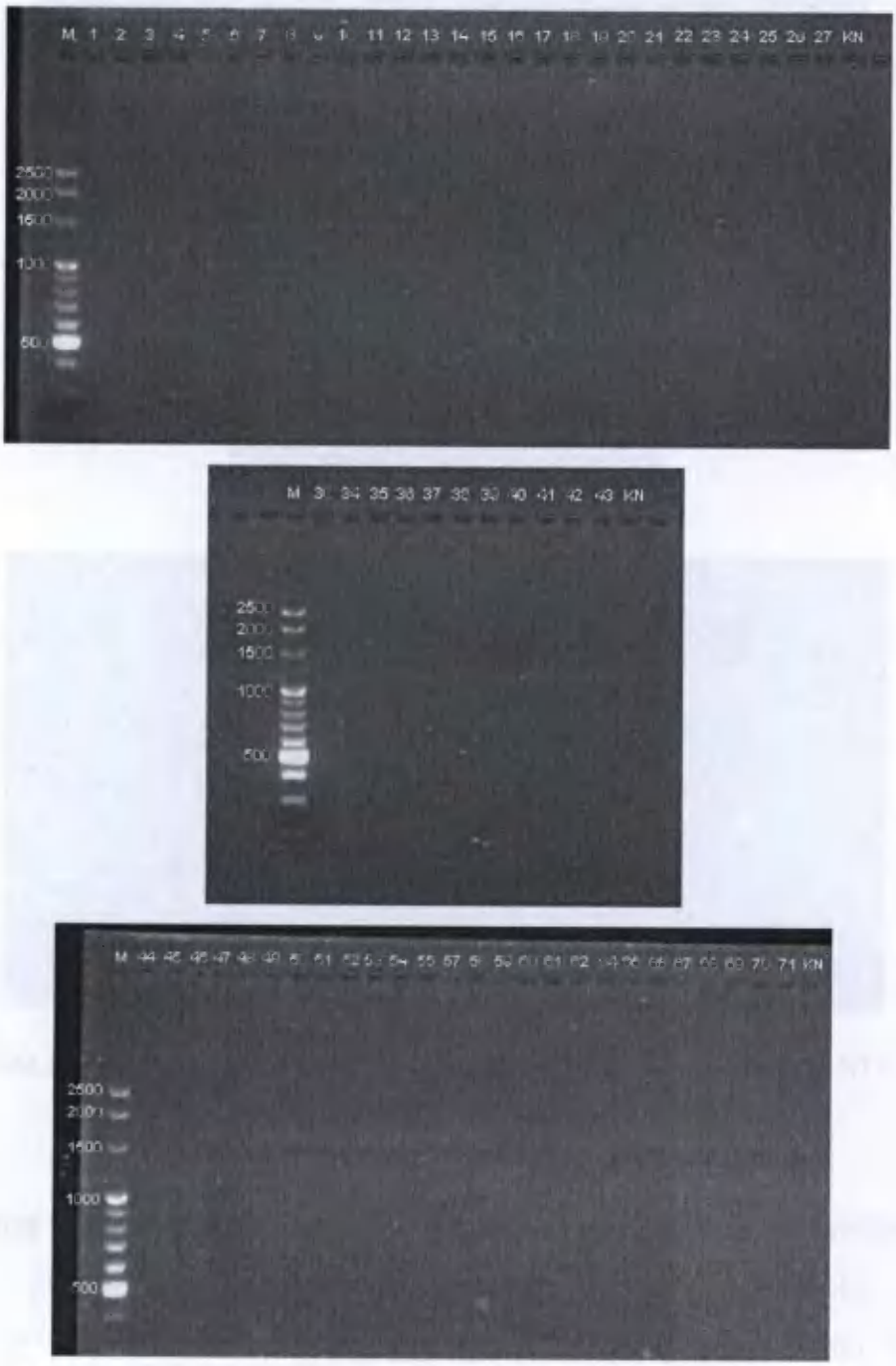
Fot. 12. Potwierdzenie przynależności gatunkowej *F. sambucinum* metodą PCR

Badania potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów, przeprowadzono przy użyciu starterów HA*Tri*/F i HA*Tri*/R na 64 uprzednio pozytywnie zweryfikowanych izolatach. We wszystkich przypadkach uzyskano pozytywny wynik na obecność genu *Tri*5, warunkującego zdolność do syntezy mykotoksyn z grupy trichotecenów **(fot. 13)**.

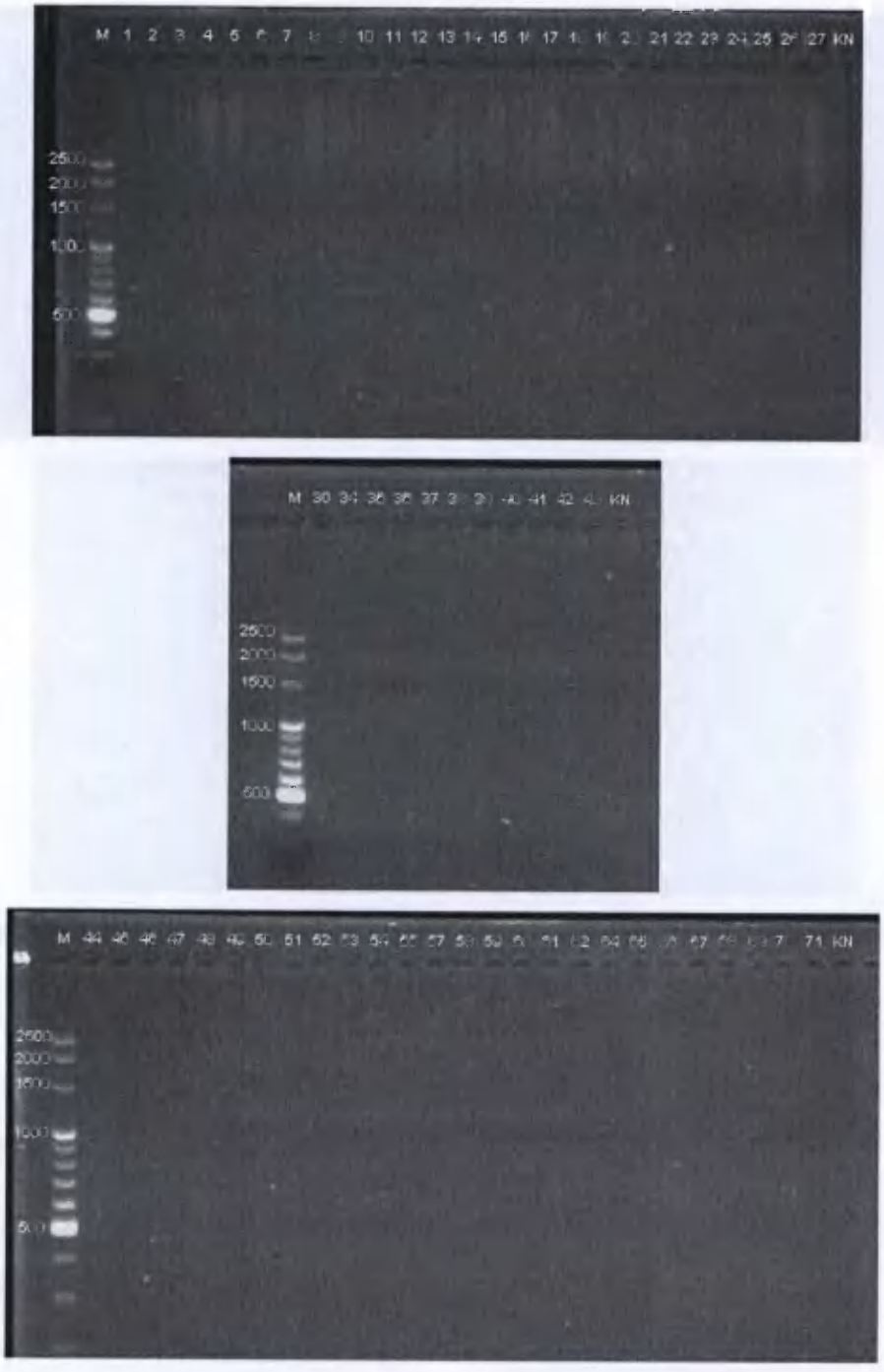


Fot. 13. Molekularna analiza potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów przez *F. sambucinum*

Dalsze analizy dotyczyły rodzaju tworzonych trichotecenów. Wykonano test PCR przy użyciu starterów *Tri*13F i *Tri*13DONR oraz *Tri*13NIVF i *Tri*13R na występowanie genu warunkującego możliwość syntezy trichotecenów z grupy B (DON i NIV). W żadnym z przypadków nie uzyskano oczekiwanego produktu amplifikacji o długości 282 pz dla deoksyniwalenolu (fot. 14) i 312 pz dla niwalenolu (fot. 15).

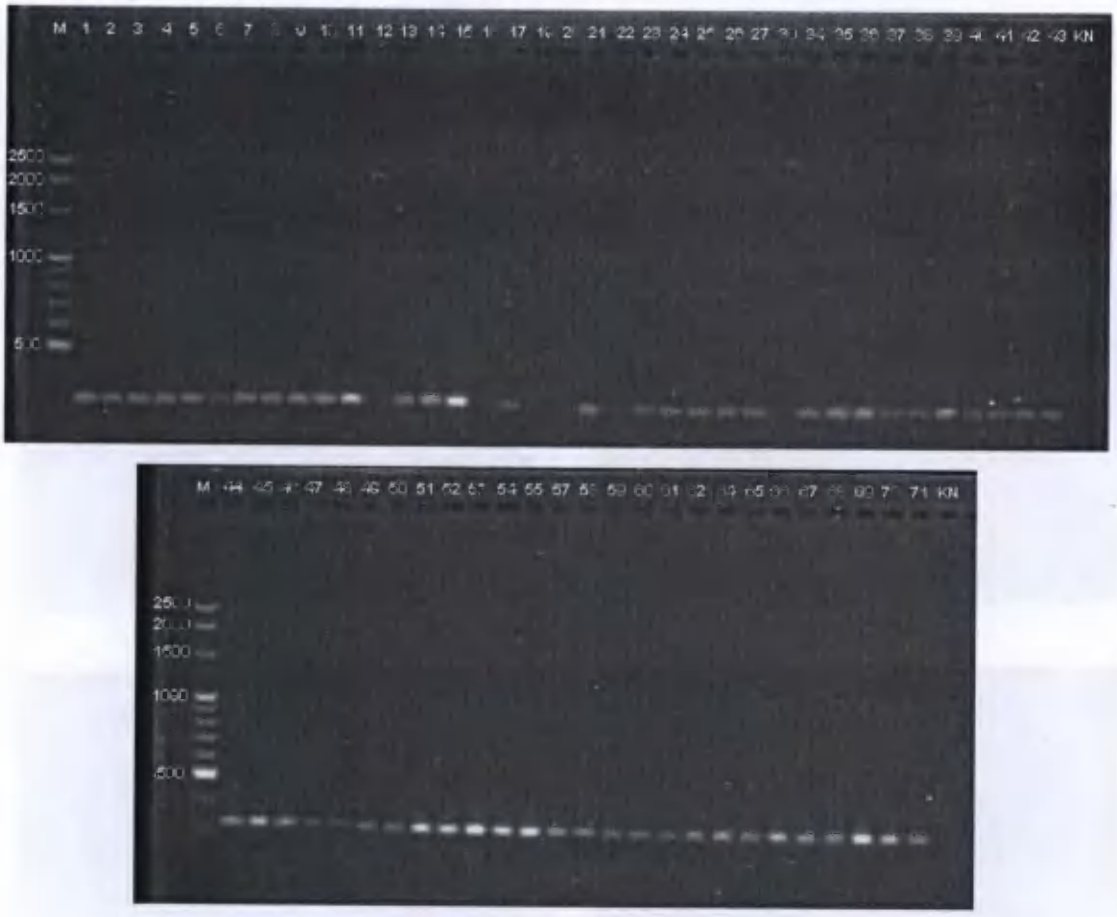


Fot. 14. Molekularna analiza potencjalnej zdolności tworzenia DON przez *F. sambucinum*



Fot.15. Molekularna analiza potencjalnej zdolności tworzenia NIV przez *F. sambucinum*

Analiza potencjalnej zdolności 64 izolatów *F. sambucinum* do syntezy eniatyn wykazała, że w 58 przypadkach uzyskano produkt wielkości długości 332 pz, co jednoznacznie świadczy o posiadaniu tej właściwości (fot. 16). Ponownie przeprowadzone testowanie izolatów oznaczonych nr *12, 16, 19, 20, 22* i *30* potwierdziły wcześniejsze badania.



Fot. 16. Molekularna analiza potencjalnej zdolności tworzenia eniatyn przez *F. sambucinum*

5.5. Patogeniczność i toksynotwórczość F. sambucinum i F. solani

Do inokulacji bulw użyto po 5 izolatów *F. sambucinum* i *F. solani* pochodzących z różnych odmian oraz rejonów Polski (tab. 40).

Tab. 40

Pochodzenie izolatów wykorzystanych do sztucznej inokulacji bulw

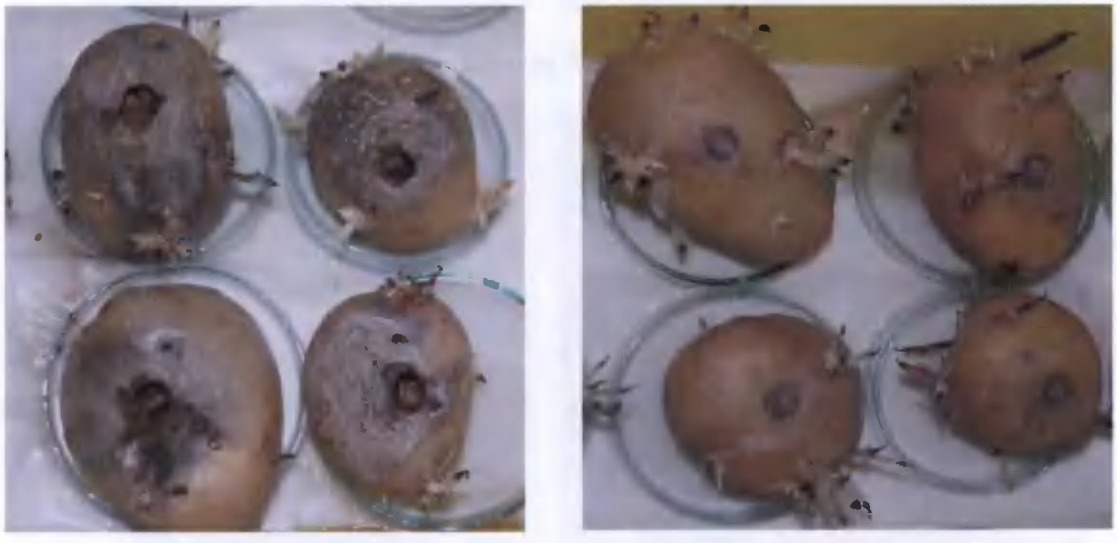
Symbol izolatu		Odmiana	Miejscowość	Województwo	System uprawy
F. sambucinum	*F. solani*				
F_{SA}-07-41	F_S-07-41	Vineta	Zawidz Mały	mazowieckie	konwencjonalny
F_{SA}-06-31	F_S-06-31	Asterix	Radostowo	pomorskie	konwencjonalny
F_{SA}-06-13	F_S-05-21	Bartek	Osiny	lubelskie	ekologiczny
F_{SA}-05-42	F_S-05-37	Dorota	Zamarte	kujawsko-pomorskie	konwencjonalny
F_{SA}-05-34	F_S-05-34	Bryza	Koło	wielkopolskie	konwencjonalny

W wyniku przeprowadzonych badań zaobserwowano znaczne różnice w wielkości zgnilizny powodowanej przez poszczególne gatunki grzybów (fot. 17).

F. sambucinum ***F. solani***

Po 10 dniach od inokulacji

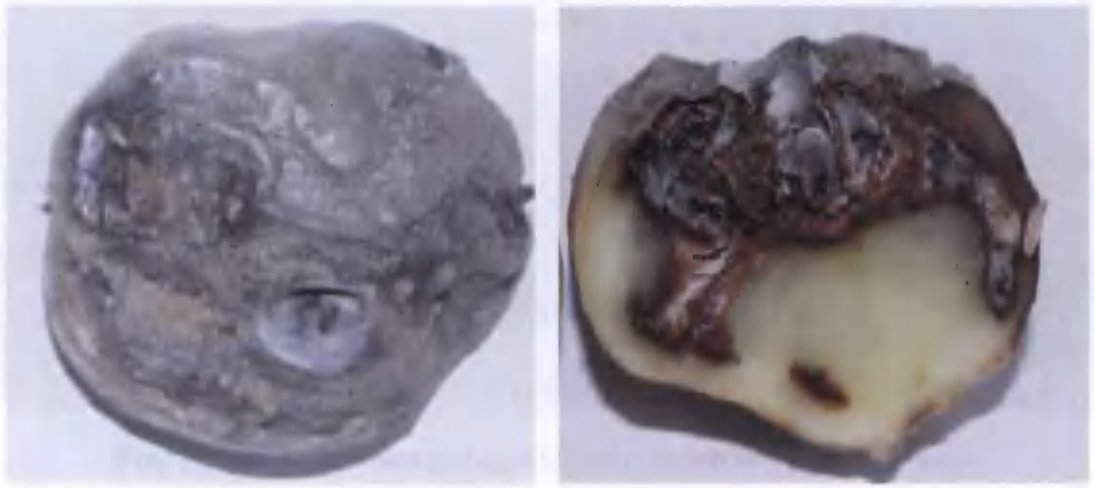
Po 20 dniach od inokulacji



Po 30 dniach od inokulacji

Fot.17. Objawy chorobowe na bulwach po 10, 20, 30 dniach od sztucznej inokulacji

Pomiary rozległości zgnilizn powodowanych przez *F. sambucinum*, *F. solani* oraz w próbie kontrolnej wykazały znaczne różnice w patogeniczności badanych gatunków grzybów (fot.18).



Inokulacja *F. sambucinum*

Inokulacja *F. solani*

Próba kontrolna

Fot. 18. Porównanie objawów chorobowych na badanych bulwach po 30 dniach od inokulacji

Zaobserwowano również, że izolaty tego samego gatunku wykazują zróżnicowaną patogeniczność (fot. 19).

Fot. 19. Zróżnicowana patogeniczność izolatów *F. sambucinum*

Obliczenia statystyczne wykazały, że wszystkie badane izolaty *F. sambucinum* powodowały istotnie rozleglejsze objawy chorobowe suchej zgnilizny niż *F. solani*. Analiza nie wykazała istotnych różnic pomiędzy izolatami *F. solani*, natomiast stwierdzono zróżnicowanie w patogeniczności *F. sambucinum*. Izolat F_{SA}-05-34 powodował istotnie większe objawy chorobowe niż F_{SA}-06-13, F_{SA}-06-31 i F_{SA}-07-41 (tab. 41).

Tab. 41

Średnia wielkość zgnilizny powodowana przez poszczególne izolaty *F. sambucinum* i *F. solani*

F. sambucinum		*F. solani*	
Symbol	**Wielkość [cm]**	**Wielkość [cm]**	**Symbol**
F_{SA}-07-41	37,8	2,8	F_S-07-41
F_{SA}-06-31	35,7	4,0	F_S-06-31
F_{SA}-06-13	37,9	2,9	F_S-05-21
F_{SA}-05-42	41,5	3,4	F_S-05-37
F_{SA}-05-34	45,7	2,5	F_S-05-34
Średnio	**40,4**	**3,1**	-
$NIR_{\alpha=0,05}$	I = 2,11	II/I = 6,77	I/II = 4,72

Bulwy inokulowane trzema izolatami *F. sambucinum* (F_{SA}-06-13, F_{SA}-05-34, F_{SA}-07-41) poddano analizom chemicznym na występowanie w nich mykotoksyn. Okazało się, że w żadnej nie wykryto trichotecenów grupy B (DON, NIV), stwierdzono natomiast wysokie stężenie monoacetoksyscirpenolu (MAS)

i obecność diacetoksyscirpenolu (DAS), trichotecenów należących do grupy A (tab.42). Potwierdza to wcześniej wykonane reakcjami PCR badania, dotyczące potencjalnej zdolności tworzenia trichotecenów przez *F. sambucinum*.

Tab. 42

Stężenie mykotoksyn w bulwach ziemniaka inokulowanych izolatami *F. sambucinum*

Izolat	Toksyna	Wynik [ppb]
F_{SA}-06-31	deoksyniwalenol	nie wykryto
	niwalenol	nie wykryto
	toksyna T-2	nie wykryto
	toksyna HT-2	nie wykryto
	3-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	15-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	monoacetoksyscirpenol	1146,0
	diacetoksyscirpenol	10,6
F_{SA}-05-42	deoksyniwalenol	nie wykryto
	niwalenol	nie wykryto
	toksyna T-2	nie wykryto
	toksyna HT-2	nie wykryto
	3-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	15-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	monoacetoksyscirpenol	6404,0
	diacetoksyscirpenol	427,0
F_{SA}-05-34	deoksyniwalenol	nie wykryto
	niwalenol	nie wykryto
	toksyna T-2	nie wykryto
	toksyna HT-2	nie wykryto
	3-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	15-acetylodeoksyniwalenol	nie wykryto
	monoacetoksyscirpenol	382,0
	diacetoksyscirpenol	14,8

Analizując wyniki określające stężenie mykotoksyn, można zauważyć że nie zależą one wielkości zgniłej tkanki bulw ziemniaka. Izolat F_{SA}-05-34, który spowodował najsilniejsze objawy chorobowe, wytworzył niewielką ilość mykotoksyn.

6. Dyskusja wyników

Badając aspekt fitopatologiczny grzybów zasiedlających *Solanum tuberosum,* ważnym z punktu widzenia biologicznej ochrony roślin, jest określenie zbiorowiska grzybów występujących w środowisku glebowym.

Przyczynami ich zróżnicowania mogą być przede wszystkim warunki pogodowe, poprzedzające pobieranie prób do badań, system uprawy, związane z tym nawożenie i zabiegi ochronne oraz oddziaływanie roślin na środowisko glebowe (Kurzawińska 1994).

Termin analiz mikologicznych w fazie wschodów przypadał na początek trzeciej dekady maja. W okresie poprzedzającym pobieranie prób średnia temperatura powietrza i ilość opadów zbliżone były do średnich z wielolecia. Należy zaznaczyć, że opady szczególnie w drugiej dekadzie maja, występowały regularnie, co 1-3 dni, co zapewne miało korzystny wpływ na rozwój mikroorganizmów glebowych. Drugi termin analiz mikologicznych, w czasie kwitnienia, przypadał na koniec pierwszej dekady lipca. W tej fazie rozwojowej, w dwóch pierwszych latach badań, z ryzosfery i ryzoplany ziemniaka wyizolowano znacznie mniej grzybów, w porównaniu do fazy wschodów. Przyczyną były niewątpliwie warunki pogodowe, a w szczególności ilość opadów. W 2005 i 2006 roku, w ciągu trzech tygodni poprzedzających pobranie prób, opady były małe i nieregularne (odpowiednio 13 mm i 0,5 mm). W trzecim roku badań liczebność grzybów w fazie kwitnienia była większa, co mogły spowodować wprawdzie niewielkie (37,6 mm) ale częste (co 1-3 dni) opady.

System uprawy wpływa na liczebność i aktywność drobnoustrojów glebowych. Wprowadzanie do gleby dużych ilości substancji organicznej, wzbogaca ilościowo i jakościowo mikroorganizmy danej gleby (Perucci i in. 1997, Wyczółkowski i in. 1999). W prezentowanych w pracy badaniach, z integrowanego systemu uprawy izolowano tylko o 4,6% więcej grzybów (5632) niż z ekologicznego (5374). Niewielki wzrost ogólnej populacji grzybów, pomimo nawożenia mineralnego, mógł wynikać z zastosowanych, zgodnie z założeniami tego systemu, niskich dawek NPK. W badaniach Myśkowa i in. (1996) stosowanie nawozów organicznych wpływało na silniejszy rozwój bakterii i promieniowców,

natomiast nawożenie mineralne stymulowało rozwój grzybów.

Martyniuk i in (1999) wykazali, że gleba systemu ekologicznego charakteryzowała się większą aktywnością biologiczną niż integrowanego czy konwencjonalnego. Utrzymywanie się tych różnic przez wszystkie lata badań świadczy, wg autorów, że zmiany mają charakter trwały. O lepszym rozwoju drobnoustrojów glebowych i ich wyższej aktywności w ekologicznym systemie uprawy zapewne decydowała większa ilość zróżnicowanej materii organicznej. Wpływ tego systemu na rozwój pożytecznych mikroorganizmów glebowych, w badaniach nad antagonistycznymi właściwościami *Streptomyces scabies* stwierdziła Breza-Boruta (2002).

Uzyskane z prowadzonych badań własnych wyniki wskazują, że wpływ na skład ilościowy i jakościowy grzybów strefy korzeniowej (ryzosfery i ryzoplany), może mieć również faza rozwojowa ziemniaka. Z gleby ryzosferowej obu systemów uprawy izolowano więcej grzybów w okresie wschodów, aniżeli w czasie kwitnienia. Odwrotną sytuację obserwowano w ryzoplanie ziemniaka. Z prób pobranych w czasie wschodów izolowano mniej grzybów aniżeli z prób pobranych podczas kwitnienia. O zróżnicowanej aktywności biologicznej gleby i liczebności drobnoustrojów w zależności od fazy rozwoju roślin donoszą Wyczółkowski i in. (1999).

Wpływ na zbiorowiska grzybów w środowisku glebowym mają nie tylko warunki termiczno-wilgotnościowe i faza fenologiczna ale również oddziaływanie samych roślin (Choroszewski 1989). Wyniki uzyskane podczas badań własnych wykazały liczniejsze zasiedlenie grzybów w strefie korzeniowej tylko w fazie wschodów. W okresie kwitnienia więcej grzybów wyizolowano z gleby pozaryzosferowej, gdzie wpływ rośliny jest już mniejszy. Rezultaty te są zbieżne z wynikami Jeziorskiej (1974), która wykazała, że wraz z rozwojem rośliny, zmniejsza się liczba kolonii izolowanych ze strefy korzeniowej. Z kolei badania Pięty i Patkowskiej (2001) wykazały stymulujący wpływ wydzielin korzeniowych na rozwój grzybów. Stwierdziły one, że grzyby liczniej zasiedlają strefę korzeniową niż glebę pozaryzosferową. Podobne wyniki w okresie 3-letnich badań zbiorowisk grzybów środowiska glebowego z uprawy ziemniaka uzyskała Kurzawińska (1994). Z gleby pozaryzosferowej wyizolowała 8054, natomiast z ryzosfery 9427 kolonii

grzybów.

Spośród grzybów patogenicznych najliczniej izolowano grzyby rodzaju *Fusarium,* szczególnie *F. solani* i *F. oxysporum.* W analizowanych zbiorowiskach grzybów z gleby pozaryzosferowej i ze strefy korzeniowej były one zawsze w grupie dominantów. Również w badaniach Pięty i Patkowskiej (2001) najczęściej izolowanymi patogenami z ryzosfery ziemniaka były grzyby rodzaju *Fusarium,* a największy udział stanowił *F. solani.* Wśród żyjących w glebie saprotroficznych form tego rodzaju, występują szczepy patogeniczne i niepatogeniczne, które w sprzyjających warunkach zdolne są do infekowania roślin (Schneider 1984). Poza tym, wytwarzając stadia przetrwalnikowe, stwarzają niebezpieczeństwo wystąpienia choroby dla podatnej rośliny uprawianej w zmianowaniu.

Na podstawie otrzymanych wyników z izolacji grzybów stwierdzono, że w glebie pozaryzosferowej, w obu badanych fazach rozwojowych ziemniaka, *Fusarium* spp. liczniej występowały w ekologicznym systemie uprawy. W glebie ryzosferowej jego udział procentowy ogólnej populacji grzybów, zarówno w obu systemach uprawy jak i obu fazach rozwojowych był podobny. Duże zróżnicowanie składu ilościowego obserwowano w ryzoplanie. Z ekologicznego systemu uprawy więcej *Fusarium* spp. wyizolowano w czasie wschodów ziemniaka i w miarę rozwoju rośliny, do fazy kwitnienia, ich liczebność zmalała. Odwrotne wyniki otrzymano z integrowanego systemu uprawy. Mniejsza, niż w ekologicznym liczebność grzybów tego rodzaju w okresie wschodów, w czasie do fazy kwitnienia znacznie wzrosła. Wagner (1995) badając grzyby środowiska glebowego pszenicy ozimej i bobiku w monokulturze i prawidłowym zmianowaniu stwierdziła, że w we wszystkich zbiorowiskach dominowały grzyby rodzaju *Fusarium* oraz, że więcej izolatów uzyskiwano z prób pobieranych latem aniżeli wiosną. Baturo-Czajkowska i in. (1999) obserwowali większe nasilenie występowania tych patogenów na pszenicy ozimej uprawianej w systemie konwencjonalnym niż w ekologicznym. Ponadto stwierdzili, że niektóre gatunki grzybów bardziej stymulowała uprawa ekologiczna, a inne jak np. *Fusarium,* uprawa konwencjonalna.

Problemem w uprawie ziemniaka może być *Colletotrichum coccodes,* powodujący jego antraknozę. W fazie kwitnienia w 2006 roku, gatunek ten należał do grupy dominantów, zasiedlających glebę ryzosferową ekologicznego systemu

uprawy. Masowo wystąpił 2007 roku. W fazie kwitnienia, w strefie korzeniowej (ryzosfera, ryzoplana) ziemniaka obu systemów uprawy, również został zaliczony do grupy dominantów. Jego udział procentowy w ryzoplanie z systemu ekologicznego (50,32%) był aż trzykrotnie wyższy niż *Penicillium* spp. (16,83%). O coraz liczniejszym zasiedleniu bulw przez tego patogena donoszą: Kurzawińska (1997), Cwalina i in. (2000) i Cwalina-Ambroziak (2002).

Ważną rolę w środowisku glebowym pełnią grzyby rodzaju *Penicillium*, które nie będąc na ogół patogenami, wykazują właściwości antagonistyczne. Ich uzdolnienia konkurencyjne i zdolność do tworzenia antybiotyków mogą zmniejszać liczebność patogenów. Ponadto znacząco wpływają na rozkład celulozy oraz mogą uwalniać potas i fosfor z minerałów w glebie (Müller i Fröster 1961, Wolfgang 1963).

W wykonanych badaniach *Penicillium* spp. stanowiły najliczniejszą grupę populacji wszystkich grzybów (19,1 do 51,8%). Poza jednym przypadkiem (ryzosfera w fazie wschodów), zdecydowanie więcej izolowano ich z prób pochodzących z systemu integrowanego, w którym stosowano oprócz obornika, nawożenie NPK. Stymulujący wpływ azotu na *Penicillium* spp. wykazała Maciejewska-Pokacka (1971). Nie potwierdza to powszechnie panującej opinii, że uprawa w systemie ekologicznym wpływa na rozwój gatunków saprotroficznych, zmniejszając jednocześnie liczebność patogenów do poziomu małej ich szkodliwości dla uprawianych roślin.

Wśród grzybów potencjalnie antagonistycznych, na szczególną uwagę zasługują *Trichoderma* spp. i *Gliocladium* spp. W przeprowadzonych badaniach, grzyby rodzaju *Trichoderma* izolowano w ilościach kwalifikujących je do grupy dominantów lub influentów. Częściej występowały w strefie pozaryzosferowej. Ich udział procentowy w systemie ekologicznym był nieznacznie wyższy w porównaniu do systemu integrowanego. Do najczęściej wyodrębnianych gatunków tego rodzaju należały *T. viride* i *T. koningii.*

Grzyby rodzaju *Gliocladium* izolowane z gleby pozakorzeniowej zaliczono do grupy influentów lub grzybów akcesorycznych, natomiast ze strefy korzeniowej do dominantów lub influentów. Porównując ich procentowy udział w zbiorowiskach badanych systemów stwierdzono, że w uprawie integrowanej był on wyższy

w okresie wschodów, natomiast w ekologicznej w fazie kwitnienia.

Kurzawińska (1994), badając zbiorowiska grzybów spod uprawy ziemniaka w zależności od nawożenia azotowego stwierdziła, że grzyby rodzaju *Trichoderma* najliczniej występowały wiosną, a ich liczba była odwrotnie proporcjonalna do dawek nawożenia azotem, natomiast *Gliocladium* spp. należały do grupy influentów lub grzybów akcesorycznych. Podobne wyniki uzyskała Wagner (1995), która z badanych zbiorowisk spod pszenicy ozimej i bobiku, grzyby rodzaju *Gliocladium* izolowała sporadycznie, natomiast *Trichoderma* spp. stanowiły 8,8-20,6% ogółu populacji wyosobnionych kolonii.

To liczne występowanie grzybów potencjalnie antagonistycznych w badanym środowisku glebowym jest elementem pozytywnym, gdyż są one ważnym czynnikiem w biologicznej ochronie roślin przed patogenami glebowymi (Łacicowa i Pięta 1988, Mańka 1990, Bojarczuk i in. 1991, Moliszewska 1997). *Trichoderma* spp. efektywnie hamowały rozwój patogenicznych grzybów glebowych, takich jak: *R. solani, Sclerotium rolfsii, Pytium* spp., *Fusarium* spp. (Sivan i Chet 1986, Samuels 1996). O silnych właściwościach grzybów *Trichoderma* spp., *Mucor circinelloides*, *Mucor hiemalis, Mucor spinescens* i *Sordaria himicola* w ograniczaniu rozwoju patogenów grzybowych powodujących zgnilizny ziemniaka, donosi Kurzawińska (1992). W badaniach Kwok i in. (1987) oraz Nelson i Hoitink (1983), antagonistycznymi właściwościami w stosunku do *R. solani* charakteryzowały się *T. harzianum, G. virens, Penicillium* spp. Wagner (1996) badając wpływ zbiorowisk grzybów ze środowiska glebowego pszenicy ozimej na *R. solani* stwierdziła, że *T. harzianum, T. koningii, T. viride, Gliocladium roseum* oraz *Mucor hiemalis* i *Mucor racemosus* antagonistycznie oddziaływały na tego patogena. Pląskowska (1997) prowadziła obserwacje nad wpływem zbiorowisk grzybów ze środowiska glebowego pszenicy, w uprawie po jęczmieniu jarym, bobiku i koniczynie czerwonej na wzrost *F. culmorum, F. avenaceum, R. solani* i *R. cerealis.* W badanych zbiorowiskach zdecydowanym antagonizmem w stosunku do wszystkich patogenów charakteryzowały się grzyby z rodzaju *Trichoderma.* Wzrost niektórych patogenów hamowały również *A. alternata, Apiospora montagnei, F. oxysporum* i *Sclerotinia sclerotiorum.* Pozytywne wyniki w ochronie fasoli przed *R. solani, F. solani* i *P. ultimum* uzyskał Tu (1991) stosując

mieszaninę *Gliocladium virens* i *Bacillus subtilis.* Wzajemnie potęgowane działanie ochronne wystąpiło również w przypadku mieszaniny *Trichoderma* spp. i *Bacillus subtilis* z fungicydem (Lorito i in. 1994).

Antagonistyczne właściwości grzybów w obrębie jednego gatunku zaobserwował Tsor i in 2001. W doświadczeniach polowych, wykazał skuteczność stosowania niepatogenicznego izolatu *R. solani* w redukowaniu sklerocjów na bulwach potomnych przy infekcji gleby i wysadzaniu zanieczyszczonych bulw przez patogenicznego *R. solani.*

Dużą rolę w środowisku glebowym spełniają grzyby rozkładające ligninę. Już w 1952 roku Fischer zaobserwował występowanie takich właściwości u *Alternaria alternata* i *Fusarium nivale* (obecnie *Microdochim nivale*). Domsch (1960) za takie uznał *Verticillium lateritium*, *Phoma* sp., i *Scopulariopsis brumptii* stwierdzając jednocześnie brak tych uzdolnień u grzybów *T. viride*, *Botrytis cinerea*, *Chaetomium* sp. i *Mucor hiemalis*. Gołębiewska (1982) natomiast podaje, że grzyby rodzaju *Trichoderma*, szczególnie *T. viride*, wykazują aktywność w rozkładzie ligniny. W warunkach prowadzonego doświadczenia rolę tę mogły spełniać *Trichoderma* spp., *Phoma* spp., *A. alternata.*

Z badanego środowiska glebowego obu systemów uprawy wyizolowano również gatunki rozkładające celulozę: *Coniothyrium fuckelli, Humicola grisea, Humicola fusco-atra* oraz grzyby rodzaju *Acremonium* i *Torula.* Należały one do grupy influentów lub grzybów akcesorycznych. O celulolitycznych właściwościach tych grzybów donosi Domsch i Gams (1970).

Na uwagę zasługuje również fakt izolowania z badanego środowiska glebowego grzybów entomopatogenicznych rodzaju *Paecilomyces.* Te owadobójcze grzyby wystąpiły w obu systemach uprawy i obu badanych fazach rozwojowych. Ze względu na liczebność zaliczano je do grupy influentów lub grzybów akcesorycznych. Z gleby pobranej z pól ziemniaczanych znajdujących się w okolicy Krakowa, entomopatogeniczne gatunki *Paecilomyces farinosus, P. fumosoroseus, Beauveria bassiana, Metarhizium anisopliae* i *Verticillium lecanii* izolowała również Kurzawińska (1997).

Niezależnie od wykonywanych analiz mikologicznych składu grzybów

środowiska glebowego ziemniaka, prowadzone były obserwacje porażenia roślin przez *R. solani* i *Fusarium* spp.

Analizy molekularne PCR wykazały, że 93,4% izolatów *R. solani* uzyskanych z bulw i kiełków ziemniaka należało do najbardziej patogenicznej dla tej rośliny grupy anastomozowej AG 3. Podobne wyniki uzyskano w stanie Michigan (USA), gdzie określono trzy grupy anastomozowe (AG 2-2, AG 3 , AG 4). Izolaty uzyskane ze sklerocjów pochodzących z bulw należały przede wszystkim do AG 3. Izolaty z grup AG 2-2 i AG 4 wykazywały niewielką patogeniczność w stosunku do ziemniaka, powodowały natomiast zgorzel siewek buraka (Wharton i in. 2007).

Występowanie zgnilizny kiełków i ospowatości bulw ziemniaka obserwowano we wszystkich latach prowadzenia badań. Stopień nasilenia chorób zależał od systemu uprawy, odmiany, przeprowadzonego zabiegu podkiełkowywania sadzeniaków oraz warunków pogodowych panujących w fazie wschodów ziemniaka.

Silniejsze porażenie kiełków przez *R. solani* zaobserwowano w 2005 roku. Przyczyną tego mogły być korzystniejsze dla rozwoju patogenu warunki pogodowe. Ilość opadów w I i II dekadzie maja pierwszego roku badań była większa (66,9mm) niż w dwóch pozostałych (33,3mm i 43,0mm). Należy tu również zaznaczyć, że w tym czasie średnie temperatury powietrza wynosiły odpowiednio w 2005 roku – 11,2^{0}C, w 2006 – 14,0^{0}C i w 2007 – 13,0^{0}C. Wpływ warunków pogodowych na zwiększenie objawów chorobowych na kiełkach wykazali Weber (1976), Sadowski i in. (2002). Stwierdzają, że chłodny i wilgotny okres w maju opóźnia wschody, co sprzyja gniciu kiełków, a także dalszemu rozwojowi choroby.

Warunki pogodowe miały również wpływ na występowanie ospowatości bulw po zbiorach. Najwięcej objawów chorobowych rizoktoniozy na bulwach zaobserwowano w drugim roku badań. Zbyt obfite opady w sierpniu 2006 roku (239,7mm), a tym samym wysoka wilgotność gleby w okresie dojrzewania bulw, sprzyjały powstawaniu sklerocjów. Na wpływ wilgotności gleby na występowanie zanieczyszczeń na bulwach wskazują m. in. Weber (1976), Kapsa (1996) oraz Sadowski i in (2003).

Zdrowotność kiełków okazała się również zależna od systemu uprawy. Analizując średnie trzyletnie wyniki badań stwierdzono, że istotnie więcej

porażonych kiełków przez *R. solani* było w systemie ekologicznym. Nieliczne w Polsce doniesienia dotyczące porównania zdrowotności kiełków w uprawie ekologicznej na tle innych systemów są zróżnicowane. Wcześniejsze badania własne autora niniejszej pracy, wykonane w latach 2002- 04 również w Osinach, dały odmienne wyniki. W systemie ekologicznym średnio w okresie trzech lat, porażenie kiełków było istotnie niższe (IP=23,9) aniżeli w integrowanym (IP=27,6%) (Lenc 2006). Zaznaczyć należy, ze były to jednak inne odmiany. Z kolei Sadowski i in. (2002) więcej objawów zgnilizny kiełków zaobserwowali w systemie ekologicznym aniżeli w konwencjonalnym.

Duży wpływ na rozwój tego grzyba ma nawożenie azotowe (Czajka i in. 1999). W prowadzonych doświadczeniach zastosowanie dodatkowej dawki azotu w integrowanym systemie uprawy, mogło mieć wpływ na częściowe zahamowanie rozwoju patogenu, a tym samym na zmniejszenie porażenia kiełków. Wyższe nasilenie *R. solani* na ziemniakach w systemie ekologicznym może wynikać z mniejszej zawartości tego pierwiastka w glebie. Stosuje się tu tylko nawożenie organiczne, stąd zawartość tego składnika przy tym systemie uprawy zapewne jest z reguły niższa.

Ocena bulw po zbiorach nie wykazała istotnego wpływu systemu uprawy na zanieczyszczenie ich przez *R. solani.* Przyczyny braku zróżnicowania mogą być różne. Patogen wykazuje słabe właściwości konkurencyjne w stosunku do innych mikroorganizmów glebowych (Wharton i in. 2007a). W systemie ekologicznym sprzyjające warunki dla promieniowców i bakterii mogły ograniczać jego rozwój. W systemie integrowanym czynnikiem ograniczającym mogły być liczniejsze zbiorowiska grzybów. Wielu autorów wskazuje system ekologiczny, jako system stwarzający korzystne warunki do rozwoju pożytecznych mikroorganizmów, antagonistycznie działających w stosunku do czynników chorobotwórczych. Jednak nieliczne dotychczas badania obejmują głównie bakterie (Perucci i in. 1997, Breza-Boruta 2002). Sadowski i in. (2002) stwierdzili, że występowanie chorób ziemniaka powodowanych przez *R. solani, Streptomyces scabies* i *Fusarium* spp. w systemie ekologicznym nie było mniejsze aniżeli w systemie konwencjonalnym i wysuwa wniosek, że w glebie tego systemu pomimo wyeliminowania substancji chemicznych nie wytworzyły się mechanizmy obronne przed tymi patogenami.

Jedną z ważniejszych agrotechnicznych metod ograniczania porażenia kiełków i bulw przez *R. solani* jest zabieg podkiełkowywania lub pobudzania sadzeniaków (Bernat i Osowski 2006). O celowości, a nawet konieczności podkiełkowywania sadzeniaków ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym donoszą Ceglarek i Zarzecka (1999), Wierzejska-Bujakowska (2000), Zarzyńska (2002). Stwierdzają oni, że zabieg nie tylko powoduje przyspieszenie wschodów, lepsze wyrównanie plantacji czy przyspieszenie zbiorów, ale wpływa również na rozwój systemu korzeniowego, a więc lepsze wykorzystanie wody i składników pokarmowych, zwiększenie odporności na choroby a tym samym uzyskanie wyższych plonów. Przeprowadzone przez autora niniejszej rozprawy badania dotyczące zdrowotności kiełków, nie w pełni potwierdziły ogólnie panującą opinię. Na siedem badanych odmian, podkiełkowywanie istotnie zmniejszyło liczbę gnijących kiełków tylko u dwóch odmian (Korona i Syrena), natomiast indeks porażenia u czterech odmian (Drop, Korona, Syrena, Zeus).

Zabieg podkiełkowywania w tym doświadczeniu okazał się nieskuteczny w ograniczeniu zanieczyszczeń przez *R. solani* bulw po zbiorach. Jak donosi Fiedorow i Weber (1994), *sklerocja są tym większe i tym jest ich więcej, im bardziej opóźniony jest zbiór względem momentu dojrzewania bulw*. Podkiełkowywanie sadzeniaków przesuwa całą wegetację roślin na wcześniejszy okres, a więc i wcześniejsze dojrzewanie bulw (Ceglarek i Zarzecka 1999). W prowadzonym doświadczeniu zbiór ziemniaków podkiełkowywanych i nie podkiełkowywanych wykonany był w tym samym terminie, właściwym dla danej odmiany, co mogło wpłynąć na większe porażenie bulw po wykonanym zabiegu.

Badane w doświadczeniu odmiany, w poszczególnych w latach, różniły się porażeniem kiełków i zanieczyszczeniem bulw przez *R. solani*. Niektóre, w jednym roku prowadzonych doświadczeń wykazywały silne objawy chorobowe, w innym niewielkie. Zróżnicowane w latach porażenie odmian zaobserwowali również Kućmierz i in. (1993), Bogucka (1993), Sadowski i in. (2003). Wprawdzie brak jest odmian odpornych, ale jak podają Kućmierz i Piec 1997, Czajka i in 1999, Chrzanowska (2002), Sadowski i in. (2004) wśród odmian jest zróżnicowanie podatności. Analizując trzyletnie wyniki badań stwierdzono, że odmiany Drop, Gracja i Syrena charakteryzowały się stosunkowo niskim porażeniem kiełków

i zanieczyszczeniem bulw przez *R. solani*, co może wskazywać na większą ich przydatność do uprawy ekologicznej.

Ważną nie tylko z ekonomicznego punku widzenia, ale również z powodu zagrożenia dla zdrowia ludzi i zwierząt jest sucha zgnilizna bulw ziemniaka (*Fusarium* spp.). W prowadzonym doświadczeniu polowym odnotowano niewielki procent bulw z objawami tej choroby. Należy jednak podkreślić, że ocenę wykonano 4 tygodnie po zbiorach, a prawidłowa pielęgnacja, właściwie wykonany w optymalnym terminie i warunkach pogodowych zbiór, zapewne były przyczyną tak niskiego porażenia bulw.

Głównymi sprawcami choroby są grzyby rodzaju *Fusarium,* mające zdolność tworzenia mykotoksyn. Odkrycie przez Hohna i Bernarda (1989) u *F. sporotrichioides* genu *Tri5* zapoczątkowało badania związane z biosyntezą trichotecenów. W 1992 roku, Hohn i Desjardins wyizolowali z *F. sambucinum* gen *Tri5* kodujący enzym – syntetazę trichodienu, pierwszego produktu pośredniego w szlaku metabolicznym syntezy trichotecenów, a w 2001 Edwards i in. potwierdzili przy użyciu PCR zdolność tworzenia trichotecenów przez *F. sambucinum, Fusarium sporotrichioides, F. graminearum, F. crookwellense, F. culmorum* i *F. poae.*

Identyfikacja grzybów rodzaju Fusarium na podstawie cech morfologicznych sprawia wiele trudności i nie daje pewności prawidłowej klasyfikacji. Bardzo przydatne okazało się badanie metodą PCR przynależności gatunkowej *F. sambucinum*. W wykonanych badaniach w ramach prezentowanej pracy okazało się, że 6 z 71 izolatów oznaczonych na podstawie dostępnych kluczy mykologicznych i mikroskopu, nie należały do gatunku *F. sambucinum*. Dalsze badania z tymi sześcioma izolatami, oznaczonymi jedynie metodami tradycyjnymi, mogłyby prowadzić do błędnych wyników i wniosków.

Prowadzone metodą PCR badania własne wykazały, że wszystkie izolaty *F. sambucinum* posiadały gen *Tri*5, a więc miały potencjalną zdolność produkcji trichotecenów. W przypadku *F. solani* nie zaobserwowano produktu amplifikacji tego genu, co świadczy o braku zdolności do tworzenia tych mykotoksyn.

Następny etap badań dotyczył możliwości tworzenia przez *F. sambucinum* trichotecenów grupy B – niwalenolu (NIV) i deoksyniwalenolu (DON).

Przeprowadzone testy wykazały, że badane izolaty nie posiadały zdolności biosyntezy tych mykotoksyn. Wynik ten potwierdziły analizy chemiczne sztucznie inokulowanych przez *F. sambucinum* bulw ziemniaka. Stwierdzono wysokie stężenie trichotecenów grupy A, szczególnie monoacetoksyscirpenolu (MAS). W żadnej z badanych prób nie wykryto niwalenolu, deoksyniwalenolu i jego pochodnych (3-acetylodeoksyniwalenolu, 15-acetylodeoksyniwalenolu) oraz toksyny T-2 i toksyny HT-2. Według wiedzy autora niniejszej pracy, dotychczas w Polsce nie podejmowano próby określenia metodą molekularną potencjalnej zdolności do tworzenia toksyn grzybów rodzaju *Fusarium* izolowanych z ziemniaka.

Toksynotwórczość tych grzybów przy wykorzystaniu chromatografii cienkowarstwowej (HPTLC) badała Latus-Ziętkiewicz (1993). Stwierdziła, że wszystkie izolaty *F. sambucinum* produkowały trichoteceny grupy A, szczególnie diacetoksyscirpenol (DAS), nie tworzyły natomiast trichotecenów grupy B. Wykazała, podobnie jak w niniejszej pracy, że *F. solani* nie produkuje trichotecenów.

Badania nad tworzeniem mykotoksyn przez grzyby rodzaju *Fusarium* nie są jednoznaczne i budzą pewne wątpliwości. El-Banna i in. (1984) podają, ze gatunki *F. solani* var.*coeruleum* i *F. sambucinum* mogą tworzyć trichoteceny zarówno z grupy A (HT-2,) jak i grupy B (DON, ADON, NIV). Ich tworzenie, według autorów, zależało od długości i warunków, w jakich przechowywane były ziemniaki. Stwierdzili oni obecność trichotecenów grupy B na bulwach porażonych *F. sambucinum* po 60, 67 i 71 przechowywanych w temperaturze 4^0C i po 4 dniach w temperaturze 23^0C. Ponadto podają, że *F. solani* var. *coeruleum* tworzy na ziemniakach i w płynnej pożywce deoksyniwalenol (DON). Zaobserwowali również, że koncentracja toksyn w porażonych bulwach, przechowywanych w tych samych temperaturach była zróżnicowana, co może świadczyć, że właściwości danej bulwy mają wpływ na stężenie toksyn.

Desjardins i Plattner (1989) uważają, że *F. sambucinum* może produkować trichoteceny grupy A, głównie DAS, w mniejszych ilościach MAS, T-2 toksynę, neosolaniol. Jeleń i in. (1995) we wszystkich badanych izolatach *F. sambucinum* uzyskanych z ziemniaka wykryli trichoteceny grupy A (DAS, 15-MAS, 4-MAS),

przy czym zawartość ich była zróżnicowana w zależności od izolatu (DAS od 107,9 do 395,8 ppm; 15-MAS od 2,9 do 14,3ppm; a 4-MAS od 0,9-1,6ppm). Autorzy podkreślają, że z izolatów *F. sambucinum* pozyskanych z innych roślin nie wykryto tych toksyn. Wcześniej Ripperger i in. (1975) oraz Steyn i in. (1978) podali, że *F.solani* i *F sambucinum* tworzą tylko trichoteceny typu A (DAS), natomiast nie tworzą toksyn typu B.

W niniejszej pracy wykazano także potencjalną zdolność *F. sambucinum* do tworzenia eniatyn. Na 64 badane izolaty, 58 posiadało zdolność do syntezy tej toksyny. Potwierdza to wcześniejsze doniesienia Altomare i in. (1995), którzy podają, że na 14 badanych izolatów tego gatunku, 5 produkowało eniatyny.

Warto tu zauważyć, że nie wszystkie izolaty gatunków uznanych za potencjalnie mykotoksynotwórcze muszą je produkować. Jest to uzależnione od właściwości genetycznych danego szczepu (Ward i in. 2002) oraz warunków środowiska, w których bytują, jak temperatura, wilgotność oraz zawartość składników pokarmowych w podłożu (Mateo i in. 2002). Lõiveke (2006) analizując toksyczność *Fusarium* spp. izolowanych z ziemniaka wykazała, że na 15 izolatów, 1 był bardzo toksyczny, 9 średnio toksycznych dla *Bacillus stearothermaophilus*, natomiast Kim i Lee (1994) stwierdzili, że wśród 80 izolatów *F. sambucinum*, *F. oxysporum* i *F. solani*, 16 powodowało śmierć krewetek. Toksyczne działanie metabolitów *F. sulphureum i F. solani* var. *coeruleum* na krewetki wykazali także Rotkiewicz i in. (1993).

Oprócz prezentowanych w pracy wyników dotyczących chorób powodowanych przez *R. solani* i *Fusarium* spp., wspomnieć należy o nierzadko obserwowanym podczas oceny porażeniu bulw przez *Helminthosporium solani.* O coraz częstszym pojawianiu się objawów parcha srebrzystego w Polsce wcześniej informowała Kurzawińska (1989 i 1989a) oraz Kapsa i in (1998). Jak podają Osowski i Bernat (2005), indeks porażenia parchem srebrzystym, w sprzyjających dla jego rozwoju warunkach, może wynosić nawet ponad 50%. Przytaczając dane Cuningtona i in (2002), straty powodowane przez choroby skórki, głównie przez parcha srebrzystego wynosiły 325 euro na tonę ziemniaków mytych i pakowanych.

7. Wnioski

1. Skład jakościowy i ilościowy poznanych zbiorowisk grzybów zależał od systemu uprawy, stadium rozwojowego rośliny i warunków pogodowych panujących
   w okresie przed pobraniem prób.
2. W okresie prowadzenia doświadczenia system ekologiczny sprzyjał rozwojowi grzybów patogenicznych we wszystkich badanych frakcjach środowiska glebowego ziemniaka.
3. Wykazano wpływ systemu uprawy na występowanie zgnilizny kiełków (*R. solani*). Więcej objawów chorobowych wystąpiło w systemie ekologicznym. Takiego wpływu nie zaobserwowano badając zanieczyszczenia bulw sklerocjami.
4. Zróżnicowanie porażenia odmian sugeruje konieczność ich doboru do uprawy w danym systemie. W ekologicznym systemie mniej objawów *R. solani* obserwowano u odmian Syrena i Gracja, a w integrowanym u odmian Syrena i Zeus.
5. Podkiełkowywanie sadzeniaków istotnie zwiększyło porażenie kiełków i zanieczyszczenie bulw sklerotami *R. solani*, przy czym obserwowano istotne różnice odmianowe. Zależności te nie wystąpiły jednak we wszystkich latach badań.
6. Analiza składu grzybów środowiska glebowego jak i nasilenie występowania rizoktoniozy ziemniaka (*R. solani*) wskazują, że w systemie ekologicznym nie wytworzyły się zbiorowiska grzybów mogących skutecznie ograniczać czynniki chorobotwórcze.
7. Z sucho gnijących bulw, pochodzących zarówno z ekologicznego systemu uprawy jak i integrowanego, udział procentowy głównych sprawców (*Fusarium* spp.) choroby był podobny i wynosił odpowiednio: 72,3 i 70,45%. Dominowały gatunki *F. solani*, *F. oxysporum* i *F. sambucinum*.

8. W badaniach biologii i właściwości grzybów konieczne jest potwierdzenie identyfikacji metodami molekularnymi. Przy znacznym podobieństwie grzybów, korzystanie wyłącznie z metod tradycyjnych, może prowadzić do błędnych wyników i wniosków. W wykonanych badaniach w ramach prezentowanej pracy okazało się, że 6 z 71 izolatów oznaczonych na podstawie dostępnych kluczy mykologicznych i mikroskopu, nie należało do gatunku *F. sambucinum*.
9. Większość z badanych izolatów *R. solani* (94%) należała do grupy anastomozowej AG 3, co świadczy o silnej ich patogeniczności w stosunku do ziemniaka.
10. *Fusarium sambucinum* posiada potencjalną zdolność produkcji trichotecenów. Wszystkie badane metodą PCR izolaty posiadały gen *Tri5*, warunkujący ich syntezę. Analizy chemiczne sztucznie inokulowanych bulw wykazały wysokie stężenie (od 382 do 6404 ppb) monoacetoksyscirpenolu (MAS) i obecność (od 10,6 do 427 ppb) diacetoksyscirpenolu (DAS). Właściwości syntezy trichotecenów nie wykryto u *F. solani*.
11. Badane izolaty *F. sambucinum* nie posiadały potencjalnej zdolności do syntezy trichotecenów z grupy B (DON i NIV). W żadnym z przypadków nie uzyskano oczekiwanego produktu amplifikacji o długości 282 pz dla deoksyniwalenolu i 312 pz dla niwalenolu.
12. Badania 64 izolatów *F. sambucinum* wykazały, że 58 z nich posiadało potencjalną zdolność do syntezy mykotoksyn z grupy enniatyn.
13. Ziemniaki nawet z lekkimi objawami suchej zgnilizny bulw nie powinny być przeznaczane na paszę dla zwierząt. Mogą w nich występować toksyny fuzaryjne

    z grupy trichotecenów. Zawartość tych toksyn nie zawsze zależy od wielkości objawów chorobowych.

8. Spis literatury

1. Ahvenniemi P.M., Lehtonen M.J., Wilson P.S., Valkonen J.P.T. 2005. Influence of farming system and black scurf infestation level of seed tubers on stem canker and black scurf (*Rhizoctonia solani*) of potato. Abstracts of 16th Triennial Conference EAPR, Bilbao, 17-22.07.2005: 335-338.
2. Alabouvette C. 1995. Biological control of fusarium wilts. In: Environmental biotic factors in integrated plant disease control. The Polish Phytopathological Society, Poznań, PL: 61-68.
3. Allison M., Foeler J.H., Allen E.J. 2001. Responses of potato (*Solanum tuberosum*) to potassium fertilizers. J. Agricult. Sci. Lond. 136: 407–426.
4. Altomare C., Logrieco A., Bottalico A., Mule G., Moretti A., Evidente A. 1995. Production of type A trichothecenes and enniatin B by *Fusarium sambucinum* Fuckel sensu lato. Mycopathologia 129: 177–181.
5. Ayers G.W. 1972. *Fusarium* decay in potatoes. Can. Agricult. 17 (2): 38-39.
6. Badura L. 1985. Mikroorganizmy w ekopodsystemach glebowych – ich występowanie i funkcje. Post. Mikrobiol. 24/3: 153-183.
7. Bains P.S., Bisht V.S. 1995. Anastomosis group identity and virulence of *Rhizoctonia solani* isolates collected from potato plants in Alberta, Canada. Plant Disease 79: 241–242.
8. Balicka N. 1983. Niektóre aspekty wzajemnego oddziaływania roślin i drobnoustrojów. Post. Mikrobiol. 22/1: 87-94.
9. Barabasz W., Marcinkowska K., Bis H., Chmiel M., Galus A., Paśmionka I., Grzyb J., Frączek K., Barabasz J., Opalińska-Piskorz J., Różycki E., Smyk B., Vořišek K., Šiša R., Růžek L. 1997. Wpływ nawożenia mineralnego NPK i dolomitu na kształtowanie się drobnoustrojów glebowych górskich ekosystemów trawiastych. W: Drobnoustroje w środowisku, występowanie, aktywność i znaczenie. AR Kraków: 39-49.
10. Barabasz W., Smyk B., Chmiel M.J., Vořišek K. 1998. Zmęczenie gleby a skład mikroflory glebowej. W: Ekologiczne aspekty mikrobiologii gleby. Katedra Mikrobiologii Rolnej WR, AR Poznań: 43-56.
11. Bartkowiak G., Ślizak W. 1979. Wpływ wieloletniego nawożenia na dynamikę rozwoju niektórych grup drobnoustrojów w glebie. Zesz. Nauk. ATR Bydgoszcz: 76.
12. Bateman G.L., Kwaśna H. 1999. Effects of number of winter wheat crops grown successively on fungal communities on wheat roots. Elsevier, Applied Soil Ecology 13: 271–282.
13. Benhamou N., Chet I. 1996. Parasitism of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* by *Trichoderma harzianum*: ultrastructural and cytochemical aspect of the interaction. Phytopathology 86: 405–416.
14. Bennett J.W., Klich M., 2003: Mycotoxins. Clinical Microbiology Reviews 16 (3): 497-516.
15. Berliński K. 1973. Metody i technika zwalczania rizoktoniozy ziemniaka. Biul. Inst. Ochr. Rośl. 56, Poznań: 345 – 360.

16. Bernat E., Osowski J. 2006. Wpływ różnych terminów zaprawiania na tempo wschodów i zdrowotność ziemniaka. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 46 (1): 401-408.

17. Berry D., Wharton P.S., Kirk W.w, Schafer L. R., Tumbalam P. 2006. Developing prediction and management systems for the control of *Rhizoctonia* diseases based on varietal susceptibility and soil temperature. Michigan Potato Diseases, www.potatodiseases.org/recentpubs.html

18. 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.

19. Błaszczak W. 1978. Agrotechniczne metody zwalczania chorób roślin a środowisko. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 213: 21–35.

20. Bogucka H. 1993. Rizoctonioza ziemniaka. Ziemniak Polski, Bonin, 2: 18-20.

21. Bojarczuk K., Rudawska M., Przybył K. 1991. Zwalczanie zgorzeli korzeniowej roślin wrzosowatych przy zastosowaniu antagonistycznych grzybów z rodzaju *Trichoderma.* Arboretum Kórnickie 36: 97-112.

22. Borecki Z. 1987. Field susceptibility of 13 scab-resistant apple cultivars to apple powdery mildew (*Podosphaera leucotricha*) (Ell. et Ev.) Salomon. Acta Agrobot. 40 (1-2): 87–98.

23. Borecki Z. 1996. Nauka o chorobach roślin. PWRiL, Warszawa: 302–304.

24. Boyd A.E.W., Tickle J.H. 1972. Dry rot of potato tubers caused by *Fusarium sulphureum*. Plant Pathol. 21 (4): 195.

25. Breza-Boruta B. 2002. Właściwości antagonistyczne promieniowców z rodzaju *Streptomyces* w stosunku do wybranych mikroorganizmów w uprawie ziemniaka. Rozprawa doktorska, Akademia Techniczno-Rolnicza w Bydgoszczy.

26. Campion C., Chatot C., Perraton B., DAndrivon D. 2003. Anastomosis groups, pathogenicity and sensitivity to fungicides of *Rhizoctonia solani* isolates collected on potato crops in France. European Journal of Plant Pathology 109: 983–992.

27. Carling D.E., Baird R.E., Gitaitis R.D., Brainard K.A., Kuninaga S. 2002. Characterization of AG-13 a newly reported Anastomosis Group of *Rhizoctonia solani*. Phytopathology 92: 893–899.

28. Carling D.E., Leiner R.H., Westphale P.C. 1989 Symptoms, signs and yield reduction associated with Rhizoctonia disease of potato induced by tuberborne inoculum of *Rhizoctonia solani* AG-3. American Potato Journal 66: 693–701.

29. Carling D.E., Leiner R.H., Westphale P.C. 1989. Symptoms, signs, and yield reduction associated with *Rhizoctonia* disease of potato reduced by tuberborne inoculum of *Rhizoctonia solani* AG-3. Am. Potato J. 66: 693-701.

30. Ceglarek F., Zarzecka K. 1999. Szczegółowa uprawa roślin. Wyd. Akademii Rolniczej we Wrocławiu, T.1: 315-373.

31. Chandler E.A., Duncan R.S., Thomsett M.A., Nicholson P. 2003. Development of PCR assays to *Tri7* and *Tri13* trichothecene biosynthetic genes, and characterisation of chemotypes of *Fusarium graminearum*, *Fusarium culmorum* and *Fusarium cerealis*. Physiological and Molecular Plant Pathology 62: 355-367.

32. Chełkowski J. 1985. Mikotoksyny, wytwarzające je grzyby i mikotoksykozy. Wyd. SGGW-AR, Warszawa.

33. Choroszewski P. 1989. Mikoflora środowiska glebowego pól ziemniaczanych. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 374: 101-118.

34. Choroszewski P. 1991. Współzależność między mechanicznymi uszkodzeniami bulw a występowaniem suchej zgnilizny. Ochrona Roślin 8: 21–22.

35. Choroszewski P. 1993. Grzyby występujące na bulwach ziemniaka z objawami suchej zgnilizny. Biul. Inst. Ziemn. 43: 105–111.

36. Chrzanowska M. 2002. Wykorzystanie odporności odmian na choroby w ekologicznej uprawie odmian ziemniaka. Mat. konf. „Ziemniak spożywczy i jego przetwarzanie" 13-16 maja 2002 Polanica Zdrój: 11-17.

37. Conbrink N.I.I., Prinsoloo K.P., Jandrell A.C. 1975. The effect of calcium phosphate and boran on the keeping quality determining tuber characteristics of potatoes. Agroplantae 7 (4): 81-84.

38. Cunnincton A.C., Gray D., Ross D.W., Stroud G.P., Peters J.C. 2002. Quality demandsfor pre-packing. Abstr. 15^0 Conf. EAPR. Hamburg 14-19: 223.

39. Curl E.A. 1982. The rhizosphere: relation to patogen behavior and root disease. Plant Disease 66: 624–630.

40. Cwalina B., Czajka W., Fabisiewicz M. 2000. Porażenie odmiany ziemniaka Mila niektórymi patogenami w okresie wegetacji w zależności od zróżnicowanego nawożenia azotem. Biul. IHAR, 214: 239-244.

41. Cwalina-Ambroziak B. 2002. Grzyby zasiedlające bulwy ziemniaka (*Solanum tuberosum* L.) bezpośrednio po zbiorze i po przechowywaniu. Acta Agrobot. 56: 133-140.

42. Cwalina-Ambroziak B. 2004. Wybrane zagadnienia z patogenezy i epidemiologii antraknozy ziemniaka (*Colletotrichum coccodes*/Wallr./Hughes) oraz ochrony przed tą chorobą. Rozprawy i monografie 94. Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie.

43. Cwalina-Ambroziak B., Wróbel E. 2005. Wpływ nawożenia azotem na występowanie ważniejszych chorób na bulwach ziemniaka. Biul. IHAR 237/238: 169-176.

44. Czajka W. 1990. Nasilenie występowania rizoktoniozy i alternariozy ziemniaka na tle nawożenia azotowego. Rocz. Nauk Roln., Ser. E, 20 (1/2): 31-39.

45. Czajka W., Cwalina B., Czajka M., Fabisiewicz M. 1999. Porażenie bulw ziemniaka patogenami w zależności od nawożenia mineralnego. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 39 (2): 852-855.

46. Czajka W., Wojciechowska-Kot H., Ciećko Z. 1977. Próba określenia wpływu nawożenia ziemniaków zwiększonymi dawkami azotu na rozwój suchej zgnilizny bulw. Zesz. Nauk. AR-T Olsztyn, Rolnictwo 22: 89-94.

47. De K., Gupta M.K. 1991. Antifungal activity of some soil actinomycetes. Indian J. Microbiol. 31: 53-54.

48. Desjardins A.E., Plattner R.D. 1989. Trichothecene toxin production by strains of *Gibberella pulicaris* (*Fusarium sambucinum*) in liquid culture and in potato tubers. J. Agricult. Food Chem. 37 (2): 388-392.

49. Desjardins A.E., Proctor R.H. 2007. Molecular biology of *Fusarium* mycotoxins. International Journal of Food Microbiology 119: 47–50.
50. Domsch K.H., Gams W. 1972. Fungi in agricultural soils. G. Fischer Verlag, Stuttgart. English Translation: Longman Group Limited: ss 289.
51. Domsch K.H. 1960. Das Pilzspektrum einer Bodenprobe. Arch. Mikrobial. 35: 229-247.
52. Domsch K.H., Gams W. 1970. Pilze aus Agrarböden G. Fischer Verlag, Stuttgart.
53. Dorenda M. 1974. Badania fitopatologicznego aspektu mikroflory kształtującej się w środowisku uprawnym pod wpływem zmianowania. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 160: 112-150.
54. Dorožkin N.A., Belskaja S.I. 1979. Potato diseases. Akademija Nauk BSSR. Minsk: pp. 245 (In Russian).
55. Edwards S.G., Pirgozliev S.R., Hare M.C., Jenkinson P. 2001. Quantification of trichothecene-producing *Fusarium* species in harvested grain by competitive PCR to determine the efficacies of fungicides against *Fusarium* Head Blight of winter wheat. Applied and Environmental Microbiology 67: 1575–1580.
56. El Bakali A.M., Martin M.P. 2006. Black scurf of potato. Mycologist 20: 130-132.
57. El Bakali1 A.M., Lilja A., Hantula J., Martín M.P. 2003. Identification of Spanish isolates of *Rhizoctonia solani* from potato by anastomosis grouping, ITS-RFLP and RAMS-fingerprinting. Phytopathol. Mediterr 42: 167–176.
58. El-Banna A. A., Scott P. M., Lau P. Y., Sakuma T., Platt H: W. & Campbell V. 1984. Formation of trichothecenes by *Fusarium solani* var. *coeruleum* and *Fusarium sambucinum* in potatoes. Applied and Environmental Microbiology 47 (5): 1169-1171.
59. Farrokhi-Nejad R., Cromey M.G., Moosawi-Jorf A. 2007. Determination of the anastomosis grouping and virulence of *Rhizoctonia* spp. associated with potato in Lincoln, New Zealand. Pakistan Journal of Biological Sciences 10 (21): 3786-6793.
60. Fassatiova O. 1983. Grzyby mikroskopowe w mikrobiologii technicznej. Wyd. Nauk Techn. Warszawa: ss 268.
61. Fiedorow Z., Weber Z. 1994. Choroby buraka i ziemniaka. Wyd. Akademii Rolniczej w Poznaniu: 43–110.
62. Finckh M.R., Bruns C. 2005. Challenges to organic potato farming: disease and nutrient menagment. Abstracts of 16th Triennial Conference EAPR, Bilbao, 17-22.07.2005: 41-43.
63. Fischer G. 1952. Untersuchengen über den biologischen Abbau des Lignins durch Microorganismen. Arch. f. Mikrob. 18 (4): 397-424.
64. Floyd R. 1991. Fungal diseasesof potatotes. Farmnote 74. (http://www.agric.wa.gov.au/agency/pubns/farmnote/1991/f07491.htm).
65. Fox R. 2006. *Rhizoctonia* stem and stolon canker of potato. Mycologist 20: 116–117.
66. Furgał-Węgrzycka H. 1984. Przegląd badań nad grzybami *Aphanomyces euteiches* (Drechs) i *Pythium ultimum* (Traw.) powodującymi choroby zgorzelowe grochu i peluszki. Biuletyn IHR 155: 13-19.

67. Furgał-Węgrzycka H. 1984a. Przegląd badań nad *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi*, *Fusarium solani* f.sp. *pisi*. Biuletyn Instytutu Hodowli Roślin 155: 7-9.

68. Gajda I., Kurzawińska H. 2004. Biological protection potato against *Helminthosporium solani* i *Rhizoctonia solani.* Phytopathol. Pol.34: 51–58.

69. Gąsiorowska B., Makarewicz A. 2006. Wpływ Reglone 200 SL zastosowanego na plantacji ziemniaka na trwałość przechowalniczą bulw. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 46 (2): 309-311.

70. Gastoł J., Lutomirska B. 1988. Wydajność ziemniaka w zależności od jego koncentracji w płodozmianie. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 331: 171-186.

71. Gäumann, E., Roth, S., Ettlinger, L., Plattner, P. A., & Nager, U. (1947). Enniatin, ein neues gegen Mykobakterien wirksames Antibiotikum. Experimentia, 3, 202.

72. Gerhardson B., Alström S., Rämert B. 1985. Plant reactions to inoculation of roots with fungi and bacteria. Phytopathol. Zeit. 114: 108–117.

73. Gilman J.C. 1971. A manual of soil fungi. The Iowa State University Pres Ames, Iowa, USA: ss 450.

74. Gołębiewska J. 1982. Mikrobiologia rolnicza. PWRiL, Warszawa.

75. Gołębiowska J., Pajewska M., Sierpowski J. 1968. Dynamika mikroflory pod różnymi roślinami w płodozmianie. Pamiętnik Puławski 31.

76. Gorlach K. 1995. Antagonistyczna i chorobotwórcza mikroflora gleby ryzosferowej i pozakorzeniowej wybranych roślin uprawianych w monokulturze i zmianowaniu. Rozprawa doktorska ATR w Bydgoszczy.

77. Gotz J., Pett B. 1977. Zum Auftreten pathogener Fusarien an Kartoffelknollen in der DDR. Nachr. – Bl. Deut. Pflanzenschutz., DDR, 31: 7-8.

78. Grosch R., Scherwinski K., Lottmann J., Berg G. 2006. Fungal antagonists of the plant patogen *Rhizoctonia solani:* selection, control efficacy and influence on the indigenous microbial community. Mycol. Res. 110: 1464-1474.

79. Grzybowski G., Baranowski A. 2003. Mikotoksyny i ich wpływ na jakość produktów rolno- spożywczych. Prace i materiały zootechniczne 4: 14-43.

80. Hadar G.H., Chet I., Henis G. 1979. Biological control of *Rhizoctonia solani* dampind-off with wheat bran culture of *Trichoderma harzianum*. Phytopathology 69: 64-68.

81. Häni F., Popow G., Reinhard A. 1998. Ochrona roślin rolniczych w uprawie integrowanej. PWRiL, Warszawa: 130-131.

82. Harikrshnan R., Yang X.B. 2004. Recovery of anatomosis groups *Rhizoctonia solani* from different latitudinal positions and influence of temperature on thier growth and survival. Plant Dis.: 817-823.

83. Herrmann, M., Zocher, R., & Haese, A. (1996). Enniatin production by *Fusarium* strains and its effect on potato tuber tissue. Applied and Environmental Microbiology, 62, 393–398.

84. Hide G.A. 1986. *Phoma* and *Fusarium* rots on imported new potatoes. Plant Pathol. 35 (1): 126-127.

85. Higersberger J. 1979. W obronie prawidłowego zmianowania. Nowe Rolnictwo 19/20: 31-32.

86. Hohn T.M., Beremand M.N. 1989. Isolation and nucleotide sequence of a sesquiterpene cyclase gene from trichothecene-producing fungus *Fusarium sporotrichioides*. Gene 79: 131-138.

87. Hohn T.M., Desjardins A.E. 1992. Isolation and gene disruption of the *Tox5* geneencoding trichodiene synthase in *Gibberella pulicaris.* Mol. Plant-Microb. Interact. 5:149-156.

88. Hoornstra, D., Andersson, M. A., Mikkola, R., & Salkinoja-Salonen, M. S. (2003). A new method for in vitro detection of microbially produced mitochondrial toxins. Toxicology in Vitro, 17, 745–751.

89. Hornbogen T., Glinski M., Zocher R. 2002 .Biosynthesis of depsipeptide mycotoxins in *Fusarium. European Journal of Plant Pathology* 108: 713–718

90. Hornok L. 1982. Dry rot of potato tubers caused *Fusarium trichothecioides* Wollenw., a fungus newly recorded in Hungary. Acta Phytopath. Ac. Sci. Hungar. 17: 81-83.

91. 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 phenylacetit acid and sodium phenylacetate from *Streptomyces humidus*. Appl. Environ. Microbiol. 67: 3739-3745.

92. Jeleń H.H., Mirocha C. J., Wąsowicz E., Kamiński E. 1995. Production of volatile sesquiterpenes by *Fusarium sambucinum* strains with different abilities to synthesize trichothecenes. Applied and Environmental Microbiology 61 (11): 3815-3820.

93. Jeziorska Z. 1974. Mikoflora ryzosferowa wybranych gatunków roślin uprawnych. Pamiętnik Puławski 60: 177-186.

94. Johanson A., Turner H.C., McKay G.J., Brown A.E. 1998. A PCR-based method to distinguish fungi of the rice sheath-blight complex, *Rhizoctonia solani*, *R. oryzae* and *R. oryzae-sativae*. FEMS Microbiology Letters 162: 289-294.

95. Jurzysta M. 1998. Saponiny, ich występowanie w roślinach uprawnych, znaczenie i wykorzystanie. Biul. Inf. IUNG 9: 37-41.

96. Kapsa J. 1993. Rizoktonioza ziemniaka i jej zwalczanie. Ziemniak Polski 5: 25–29.

97. Kapsa J. 1993a. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka. Ziemn. Pol. 2: 15-17.

98. Kapsa J. 1996. Ważniejsze choroby grzybowe, bakteryjne oraz niepatogeniczne, występujące na plantacjach nasiennych. Ziemniak Polski 4: 37-45.

99. Kapsa J. 2000. Ważniejsze choroby grzybowe, bakteryjne oraz nie patogeniczne, występujące na plantacjach nasiennych. Ziemniak Polski 4: 37–45.

100. Kapsa J. 2004. Zmiany stanu zagrożenia i ochrony plantacji ziemniaka przed zarazą (*Phytophthora infestans*) w Polsce na tle krajów europejskich. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 44(1): 129-137.

101. Kapsa J., Lewosz W., Osowski J., Gawińska-Urbanowicz H. 1998. Parch srebrzysty (*Helminthosporium solani*) i jego występowanie w Polsce. Mat. Konf. „Nasiennictwo i ochrona ziemniaka". Kołobrzeg 4-5 marca: 97-99.

102. Karimi A. 1970. Wilt of potato plants and dry rot of potato tubers. Iran. J. Plant. Pathol. 6 (2): 35-52.

103. Kaszubiak H., Kaczmarkowa W., Pędziwilk Z., Sawicka A., Muszyńska M., Durska G. 1990. Zespoły drobnoustrojów pod uprawami roślin w monokulturze i w zmianowaniu. W: Ekologiczne procesy w monokulturowych uprawach zbóż. Wyd. Nauk. UAM Poznań: 77-90.

104. Kim J. C., Lee Y. W. 1994. Sambutoxin, a New Mycotoxin Produced by toxic Fusarium Isolates Obtained from Rotter Potato Tubers. Applied and Environmental Microbiology 60 (12): 4380-4386.

105. Klikocka H. 2001. Wpływ sposobów uprawy roli i metod pielęgnowania roślin na porażenie bulw ziemniaka przez *Rhizoctonia solani* Kühn. Biuletyn IHAR 217:243-247.

106. Knudsen I., Debosz K., Hockenhull J., Jensen D.F., Elmholt S. 1999. Suppressiveness of organically and conventionally managed soils towards brown foot root of barley. Elsevier Science Ltd., Applied Soil Ecology 12: 61–72.

107. Kobus J. 1996. Rola mikroorganizmów w przemianach azotu w glebie. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 440: 151–172.

108. Kobus J., Czaban J., Gajda A., Masiak D., Księżniak A. 1993. Wheat rhizosheremicroflora and its effect on plant nutrition and some pathogenic fungi. Part I. Changes of rhizobacterial population with development of winter wheat. Roczniki gleboznawcze T. XLIV, 3/4: 45-53.

109. Kornër W. 1973. Behandlung und Abwicklung von Fusariumschäden. Kartoffelbau 24 (5): 112-113.

110. Kościk B., Bociąg A., Kowalczyk-Juśko A. 1999. Dobór metod wyceny skutków zmian w środowisku przyrodniczym powstających w wyniku stosowania środków ochrony roślin. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 39(1): 212-217.

111. Kostiw M. 2004. Zwalczanie chorób i szkodników w ziemniakach. Wieś Jutra 2(20): 24-26.

112. Kowalik M. 1993. Grzyby gleby inicjalnej industroziemnej rekultywowanego w kierunku rolnym i leśnym zwałowiska Kopalni Siarki „Machów". Zesz. Nauk AR w Krakowie, Rozprawa 180.

113. Krska R., Baumgartner S., Josephs R. 2001. Review: The state-of-art in the analisis of type-A and –B trichothecene mycotoxins in cereals. Fresenius' J. Anal. Chem. 371: 285-299.

114. Kucharski J., Nowicki J., Wanic M. 1996. Wpływ różnego udziału roślin zbożowych w płodozmianie na liczebność drobnoustrojów w glebie. Acta Acad. Agricult. Tech. Olst., Agricult. 63: 67-75.

115. Kućmierz J., Kurzawińska H., Wesołowska J. 1993. Wpływ terminu i gęstości sadzenia na występowanie rizoktoniozy (*Rhizoctonia solani*) na kilku odmianach ziemniaka. Zesz. Nauk. AR Wrocław 287: 105-114.

116. Kućmierz J., Piec K. 1997. O podatności kilku odmian ziemniaków na rizoktoniozę (*Rhizoctonia solani* Kühn). Ochrona Roślin: 8-10.

117. Kulik T., Pszczółkowska A., Fordoński G., Olszewski J. 2007. PCR approach based on the esyn1 gene for the detection of potential enniatin-producing *Fusarium* species. International Journal of Food Microbiology 116: 319–324.

118. Kurek E., Kobus J. 1990. Korzystne i szkodliwe oddziaływanie mikroflory ryzosferowej na wzrost i rozwój roślin. Post. Mikrobiol. 29 (1/2): 103–123.

119. Kurzawińska H. 1989. Wpływ trzech terminów sadzenia i czterech poziomów nawożenia azotowego na porażenie bulw wybranych odmian ziemniaka przez *Helminthosporium solani* (Dur. et Mont.). Zesz. Nauk. AR w Krakowie. Ogrodnictwo 18:127-136.

120. Kurzawińska H. 1989a. Wpływ niektórych czynników agrotechnicznych na porażenie bulw wybranych odmian ziemniaka przez *Helminthosporium solani* (Dur. et Mont). Zesz. Nauk. ATR 159 (28): 63-74.

121. Kurzawińska H. 1992. Oddziaływanie zbiorowisk grzybów środowiska glebowego na niektóre grzyby patogeniczne dla ziemniaka. Mat. XXXII Sesji Nauk. IOR, cz. II: 82-87.

122. Kurzawińska H. 1994. Zbiorowiska grzybów środowiska glebowego z uprawy ziemniaka i ich wpływ na sprawców suchej zgnilizny bulw w zależności od nawożenia azotowego. Zesz. Nauk AR w Krakowie, Rozprawa habilitacyjna 192.

123. Kurzawińska H. 1995. Wpływ nawożenia azotowego i okresu przechowywania ziemniaka na występowanie suchej zgnilizny bulw. Mat. Ogólnopolskiej Konf. Nauk. „Nauka Praktyce Ogrodniczej, AR Lublin: 319-321.

124. Kurzawińska H. 1996. Sucha zgnilizna bulw ziemniaka a nawożenie azotowe i okres ich przechowywania. Mat. Symp. „Nowe kierunki w Fitopatologii" Kraków, 11-13 IX 1996: 261-264.

125. Kurzawińska H. 1997. Fungi occurring in potato tubers with dry rot symptoms. Phytopath. Pol. 13: 79-84.

126. Kuś J., Fotyma M. 1992. Stan i perspektywy rolnictwa ekologicznego. Fragm. Agron. No 2 (34): 75–86.

127. Kwaśna H., Chełkowski J., Zajkowski P. 1991. Grzyby, T.XII: Polska Akademia Nauk, Warszawa-Kraków: ss 136.

128. Kwok O.C.H., Fahy P.C., Hoitink H.A.J., Kuter G.A. 1987. Interactions between bacterial and *Trichoderma harzianum* in suppression of *Rhizoctonia* damping in a bark compost media. Phytopathology 77: 1206-1212.

129. Lacey J. 1986. Factors affecting mycotoxin production. Steyn P.S., Vleggaar R. (Eds.), Mycotoxins and phytotoxins. A collection of invited papers presented at the 6th Int. IUPAC Symp. On Mycotoxins and Phytotoxins, Pretoria, RPA, 22-25 July, 1985: Science Publisher B.V., Elsevier: 65-75.

130. Langerfeld E. 1970. Lagerfaulen an Kartoffeln 1969/1970. Nachr. Bl. Deut. Pflanzenschutz. 23: 109-110.

131. Latus-Ziętkiwicz D. 1993. Toksynotwórczość grzybów rodzaju *Fusarium* powodujących suchą zgniliznę bulw ziemniaka podczas przechowywania. Rozprawa doktorska, AR Poznań.

132. Lees A.K., Cullen D.W., Sullivan L., Nicolson M. J. 2002. Development of conventional and quantitative real-time PCR assays for the detection and identification of *Rhizoctonia solani* AG-3 in potato and soil. Plant Pathology 51: 293–302.

133. Lemańczyk G. 2001. Health status of stem base of winter wheat cultivated after lupine and its mixtures and associated fungal communities. Phytopathol. Pol. 21: 129-141.

134. Lemańczyk G., 2001a: Impact of forecrop on health status of winter wheat roots cultivated on the soil of good wheat complex. Phytopathol. Pol. 21: 119-128.

135. Lenc L. 2006. *Rhizoctonia solani* and *Streptomyces scabies* on sproyts and tubers of potato grown in organic and integrated systems, and fungal communities in the soil habitat. Phytopathol. Pol. 42: 13-28.

136. Lepiarczyk A. 1997. Zależność między koncentracją związków fenolowych w glebie a liczebnością mikroorganizmów w płodozmianach zbożowo-pastewnych. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 452: 109-122.

137. Leslie J.F., Zeller K.A., Summerel A. 2001. Icebergs and species in populations of *Fusarium*. Physiological and Molecular Plant Pathology 59: 107-117.

138. Lewis J.A., Lumsden R.D. 2001. Biocontrol of damping-off of greenhouse-grown crops caused by *Rhizoctonia solani* with a formulation of *Trichoderma* spp. Elsevier Science Ltd., Crop Protection 20: 49-56.

139. Linderman R.G. 1988. Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: The mycorrhizosphere effect. Phytopathology 78: 366-371.

140. Liu D., Anderson N.A., Kinkel L.L. 1995. Biological control of potato scab in the field with antagonistic *Streptomyces scsbies.* Phytopathology 78: 366–371.

141. Logrieco A., Bottalico A., Solfrizzo M. 1987. Toxigenic *Fusarium* species isolated from rotted potato tubers. Mycotoxin Res., First European Seminar: *Fusarium* – Mycotoxins, Taxonomy, Pathogenicity. Sept. 1987, Warsaw, Poland: 105-110.

142. Lõiveke H. 2006. Incidence of *Fusarium* spp. On several field crops in Estonia and their toxicity towards *Bacillus stearothermophilus*. Agronomy Research 4 (Special issue): 273-280.

143. Lorens A., Hinojo M.J., Mateo R., Medina A., Valle-Algarra F.M., Gonzalez-Jean M.T., Jimenez M. 2006. Variability and characterization of mycotoxin-producing *Fusarium* spp. isolates by PCR-RFLP analysis of the IGS-rDNA region. Antonie van Leeuwenhoek 89: 465-478.

144. 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.

145. Lumsden R.D., Locke J.C. 1989. Biological control of damping-off caused by *Pythium ultimum* and *Rhizoctonia solani* with *Glocladium virens* in soilless mix. Phytopathology 79: 361-366.

146. Lutomirska B. 2007. Wpływ odmiany i czynników meteorologicznych okresu wegetacji na ospowatość bulw ziemniaka. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 47(2): 173-177.

147. Lutomirska B., Szutkowska M. 2000. Choroby i szkodniki okresu wegetacji. Metody zwalczania (fungicydy i insektycydy). Poradnik producentów ziemniaka: 63–76.

148. Łacicowa B. 1972. Znaczenie płodozmianu w ochronie roślin przed chorobami. Ochrona Roślin 10: 9-10.

149. Łacicowa B. 1977. Wpływ uprawy lnu na mikroflorę środowiska glebowego. Ochrona Roślin 8/9.

150. Łacicowa B. 1989. Systemy ochrony roślin rolniczych przed chorobami. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 374: 21–29.

151. Łacicowa B., Machowicz-Stefaniak Z. 1983. Wpływ niektórych roślin uprawnych na poprawę fitosanitarnego stanu gleby zakażonej przez *Fusarium oxysporum* f. sp. *lini.* Roczniki Nauk Rolniczych, seria E, t. 13, z. 1-2: 135-145.

152. Łacicowa B., Pięta D. 1985. Szkodliwość niektórych mikopasożytów dla fitopatogenicznych *Fusarium* spp. Rocz. Nauk Roln., ser. E, t. 15, z.1/2: 87-97.

153. Łacicowa B., Pięta D. 1988. Zaprawianie nasion fasoli *Trichoderma* spp. i *Gliocladium* spp. przeciwko niektórym grzybom chorobotwórczym. Rocz. Nauk Roln., ser. E, t. 18, z.2: 71-83.

154. Maciejewska-Pokacka Z. 1971. Reakcja mikroflory glebowej i innych drobnoustrojów na różne poziomy nawożenia azotem przy uprawie kupkówki (*Dactylis glomerata* L.). Acta Mycol. 7, 1: 41-57.

155. Majchrzak B. 1985. Wpływ zespołów grzybów glebowych na patogeny powodujące zgorzele podstawy źdźbła i korzeni pszenicy ozimej. Roczn. Nauk Roln., ser. E, t. 15, z.1-2: 39-49.

156. Malinowska E. 2004. Reakcja odmian ziemniaka na infekcję *Synchytrium endobioticum* (Schilb.) Perc. patotyp 1(D_1) sprowadzonych do kraju na podstawie decyzji Ministra Rolnictwa. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 500: 359 – 365.

157. Mańka K. 1974. Zbiorowiska grzybów jako kryterium oceny wpływu środowiska na choroby roślin. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 160: 9-23.

158. Mańka K. 1990. Saprofityczna mikroflora środowiska glebowego a zdrowotność roślin. Phytopath. Pol. 11: 122-134.

159. Mańka K., Salmanowicz B. 1987. Udoskonalenie niektórych technik zmodyfikowanej metody płytek glebowych do izolowania grzybów z gleby z punktu widzenia potrzeb mikologii fitopatologicznej. Roczniki Nauk Rolniczych, ser. E 17 (1): 35-46.

160. Maplestone P.A., Whipps J.M., Lynch J.M. 1991. Effect of peat-bran inoculum of *Trichoderma* species on biological control of *Rhozoctonia solani* in lettuce. Plant Soil 136: 257-263.

161. 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 września 1999: 267-268.

162. Mateo J.J., Mateo R., Jiménez M. 2002. Accumulation of type A trichothecenes in maize, wheat and rice by *Fusarium sporotrichioides* isolates under diverse culture conditions. International Journal of Food Microbiology 72: 115–123.

163. Matsumoto M. 2002. Trials of direct detection and identification of *Rhizoctonia solani* AG 1 and AG 2 subgroups using specifically primed PCR analysis. Mycoscience 43: 185–189.

164. McKee R.K., Boyd A.E.W. 1952. Dry rot disease of the potato. II. Fungi causing dry rot of seed potatoes in Britain. Ann. Appl. Biol. 39: 38-43.

165. Mecteau M. R., Arul J., Tweddellr.J. 2002. Effect of organic and inorganic salts on the growth and development of *Fusarium sambucinum*, a causal agent of potato dry rot. Mycol. Res. 106 (6): 688-696.

166. Metting F. 1992. Soil Microbial Ecology. Marcel Dekker, Inc., New York: 646.

167. Mills A.A.S., Platt H.W., Hurta R.A.R. 2004. Effect of salt compounds on mycelial growth, sporulation and spore germination of various potato pathogens. Postharvest Biology and Technology 34 (3): 341-350.

168. Mishra P.K., Fox R.T.V., Culham A. 2003. Development of a PCR-based assay for rapid and reliable identification of pathogenic *Fusaria*. FEMS Microbiology Letters 218: 329-332.

169. Moliszewska E.B. 1997. The protective activity of *Trichoderma hamatum* (Bonord.) Bain., *Gliocladium catenulatum* Gilm. & Abbot and *G. roseum* Bain against sugar beet dumping-off under the influence of herbicides. Mat. Konferencji *Trichoderma* spp., other microorganisms and plant extracts in plant disease control, Skierniewice: 106-111.

170. Moss M.O., Thrane U. 2004. *Fusarium* taxonomy with relation to trichothecene formation. Toxicology Letters 153: 23-28.

171. Müller G., Fröster I. 1961. Einige methodische Versuche zum Problem der Nahrstoffreisetzung aus Mineralien durch Bodenpilze. Zentralblatt für Bakteriologie, 114: 1-10.

172. Myśkow W. 1979. Wpływ głębokiej uprawy i zmianowania roślin na właściwości biologiczne gleby. Pam. Puławski 90: 7-9.

173. Myśkow W. 1981. Próby wykorzystania wskaźników aktywności mikrobiologicznej dooceny żyzności gleb. Post. Mikrobiol. 20: 173-192.

174. Myśkow W., Stachyra A., Zięba S., Masiak D. 1996. Aktywność biologiczna gleby jako wskaźnik jej żyzności i urodzajności. Rocz. Glebozn. 47 (1/2): 89–99.

175. Myśkow W., Zięba S. 1997. Aktywność biologiczna gleby w aspekcie jej żyzności i urodzajności. Biul. Inform. IUNG, 5: 24-26.

176. Nedstam B. 1973. *Fusarium* rotor potatis. Vaxtskyddsnotiser 37: 50-54.

177. Nelson E.B., Hoitink H.A.J. 1983. The role of microorganisms in the suppression of *Rhizoctonia solani* in container media amended with composted hardwood bark. Phytopathology 73: 274-278.

178. Nelson P.E., Toussoun T.A., Marasas W.F.O. 1983. *Fusarium* species The Pennsylvania State University Press, University Park and London.

179. O'Donnell K., Cigelnik E., Nirenberg H.I. 1998. Molecular systematics and phylogeography of the *Gibberella fujikuroi* species complex. Mycologia 90: 465-493.

180. Olofson J. 1976. Viktiga sjukdomar i potatislager. Vaxtskyddsnotiser 40: 40-45.

181. Osbourn A.E., Carter J., Papadopoulous K., Haralampidis K., Trojanowska M., Melton R. 1999. Oat root saponins and root-infecting fungi. Saponins in food feedstuffs and medicinal plants. Book of Abstracts, Puławy: 62.

182. Osowski J. 2002. Wpływ zaprawiania na zdrowotność bulw ziemniaka. Biul. IHAR 223/224: 369-373

183. Osowski J. 2004. Wpływ wiosennego zaprawiania bulw ziemniaka na występowanie rizoktoniozy oraz wielkość i jakość plonu. Biul. IHAR 232: 295-300.

184. Osowski J., Bernat E. 2005. Problem parcha srebrzystego na odmianach ziemniaka zarejestrowanych w Polsce. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 45 (1): 336-342.

185. Osowski J., Kapsa J., Gawińska-Urbanowicz H. 2000. Występowanie ospowatości bulw ziemniaka w Polsce w latach 1987–1998. Bonin Wyd. Oddz. IHAR. Konferencja Kołobrzeg 4–5 luty: 59-63.

186. Packa D. 2006. Mikotoksyny zagrożeniem dla ludzi i zwierząt. Rolnicze ABC 11(196).

187. Pańka D., Pińska M. 2004. Wpływ zróżnicowanego nawożenia potasowego na zdrowotność bulw ziemniaka odmian Barycz i Triada. Pr. Komis. Nauk Rol. I Biol. BTN: 261-269.

188. Paul E.A., Clark F.E. 2000. Mikrobiologia i biochemia gleb. Wyd. UMCS Lublin.

189. 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.

190. Petkowski J.E., Czerniakowski B., deBoer R.F. 2003. *Rhizoctonia solani* anastomosis groups associated with potato in Victoria, Australia. In: 8th International Congres of Plant Pathology, vol. 2, Abstracts of Offered Papers, 27 Feb. – 2 March Christchurch, New Zealand: ss 127

191. Petkowski J.E., deBoer R.F. 2001. *Rhizoctonia solani* anastomosis groups AG 3 and AG 2-1 as pathogens of potato and other crops in potato production systems. In: Proceedings of the Second Australasian Soilborne Diseases Symposium, Lorne, March 2001. Eds. I.J. Porter i in.

192. Pięta D., Patkowska E. 2001. Wpływ wydzielin korzeniowych różnych roślin uprawnych na skład populacji bakterii i grzybów ze szczególnym uwzględnieniem grzybów patogenicznych przeżywających w glebie. Acta Agrobot. 54 (1): 95-102.

193. Pietr S. 1990. Wpływ saprofitycznej mikroflory ryzosfery na wzrost roślin. Post. Nauk Roln. 3: 19–38.

194. Pląskowska E. 1997. Effect of communities of soil fungi on the growth of some pathogens which cause foot-rot complex in wheat cultivated after different forecrops. Phytopathologia Polonica 13: 109 – 132.

195. Platt H. W. 1997. Resistance to thiabendazole in *Fusarium* species and *Helminthosporium solani* in potato tubers treated commercially in eastern Canada. Phytoprotection 78: 1-10.

196. Prusiński J., Jaskulski D., Skinder Z. 1999. Agrotechnika i technologie w integrowanej produkcji roślinnej. W: Praca zbiorowa pod red. Rudnicki F., Skinder Z. „Zrównoważony rozwój produkcji rolniczej i kształtowanie krajobrazu wiejskiego w regionie kujawsko-pomorskim". Wyd. ATR.

197. Radtke W. 1994. *Rhizoctonia solani:* Ein Pilz, der die Kartoffelqualität auffalling minder. Der Kartoffelbau 45: 92-96.

198. Rafai P., Bata A., Vanyi A., Papp Z., Brydl E., Jakab L., Tuboly S., Tury E. 1995. Effect of various levels of T-2 toxin on the clinical status, performance and metabolism of growing pigs. Vet. Rec. 136: 485-489.

199. Rahkonen A., Pietilä L., Kuisma P. 1999. Controlling *Rhizoctonia solani* by seed dressing in Finland. 14thTriennail Conference of the European Association for Potato Research. Abstract of conference papers, Posters and Demonstrations. Sorrento, May 2-7: 178-179.

200. Rai R.P. 1981. *Fusarium redolens* a new pathogen of potato. Curr. Sci. 50 (8): 379-380.

201. Rheeder J.P., Marasas W., Vismer H.F. 2002. Production of fumonisin analogs by *Fusarium* species. Applied and Environmental Microbiology 68 (5): 2101-2105.

202. Ripperger H., Seifert K., Römer A., Rulkötter J. 1975. Isolierung von Diacetoxyscirpenol aus *Fusarium solani* var. *coeruleum*.. Phytochemistry, 14:2298-2299.

203. Robinson D.B., Ayers G.W. 1953. Fusarium storage rot of potatoes in Prince Edward Island. Canad. J. Agric. Sc. 33: 566.

204. Rotkiewicz T., Szarek J., Tarkowian S. 1993. Pathogenic effects of *Fusarium sulphureum, Fusarium solani* var. *coeruleum* and dry rot affected potatoes on the internal organs of rats. Acta Microbiol. Pol. 42 (1): 51-57.

205. Rotter R.G., Thompson B.K., Trenholm H.L., Prelusky D.B., Hartin K.E., Miller J.D. 1992. A preliminaryexamination of potential interaction between deoxynivalenol (DON) and other selected *Fusarium* metabolites in growing pigs. Can. J. Anim. Sci. 72: 107-116.

206. Russel S. 1974. Drobnoustroje a życie gleby. PWN, Warszawa.

207. Ryan A.D., Kinkel L.L. 1997. Inoculum density and population dynamics of superessive and pathogenic *Streptomyces* strains and their relationship to biological control of potato scab. Biological Control 10: 180–186.

208. Rychcik B. 2000. Rośliny fitosanitarne w płodozmianach a zdrowotność i plonowanie ziemniaka. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 470: 153-161.

209. Rzeszutek I. 1992. Wpływ częstotliwości uprawy ziemniaka na jego zdrowotność. Fragm. Agron. 4: 43-56.

210. Sadowski Cz. 2006. Stan zdrowotności polskiego ziemniaka i jej zagrożenia. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 511: 37-51.

211. Sadowski Cz., Klepin J., Baturo A., Lenc L. 2002. Zdrowotność bulw i kiełków ziemniaka uprawianego w systemie ekologicznym i konwencjonalnym. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 489: 95-102.

212. Sadowski Cz., Korpal W., Lenc L., Kawalec A. 2003. Health status of tubers of potato cultivated under organic and integrated conditions. Monografia „Obieg pierwiastków w przyrodzie" t.II: 682-686.

213. Sadowski Cz., Pańka D., Lenc L. 2004. Porównanie zdrowotności bulw i kiełków wybranych odmian ziemniaka uprawianych w systemie ekologicznym. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 500: 373-381.

214. Sadowski S., Krzysiak A. 1991. Trial using *Trichoderma harzianum* i *Trichoderma lignorum* to control root diseases of lentil (*Lens esculenta Moench*) Phytopathol. Polonica 2 (14): 83–87.

215. Sadowski S., Zawiślak K. 1976. *Rhizoctonia solani* Kühn w monokulturze ziemniaków. Biul. Inst. Ziemn. 16: 89-102.

216. Sadowski S., Zawiślak K. 1980. Wpływ sposobów regeneracji gleby w monokulturze ziemniaka na występowanie rizoktoniozy (*Rhizoctonia solani* Kühn). Zesz. Nauk. AR-T Olszt., Rolnictwo 29: 121-130.

217. Samuels G.J. 1996. *Trichoderma*: a review of biology and systematic of the genus. Mycol. Res. 100: 923-935.

218. Sawicka B. 1994. Effects of application terms of Sencor 70 WP on salubrity of 44 potato varietes. Part. II. *Rhizoctonia solani* Kühn infection of potato tubers. Rocz. Nauk Rol. Ser. A, 24 (1/2): 117-126.

219. Sawicka B., Kuś J. 2000. Plon i jakość ziemniaka w zależności od systemu produkcji. W: Mat. Konf. „Gospodarowanie w Rolnictwie Zrównoważonym u Progu XXI Wieku. Pam. Puł. 120/II: 391–401.

220. Schlezing A., Habermayer J., Zinkernagel V. 1999. Serological detection of latent infection with *Phytophthora infestans* in potato stems. Zeitschr. Pflanzenkrank. Pflanzensch. 106: 221-230.

221. Schneider R.W. 1984. Effects of nonpathogenic strains of *Fusarium oxysporum* on celery root infection by *F. oxysporum* f. sp. *apii* and a novel use of the Lineweaver-Burk. double reciprocal plot technique. Phytopathology 74: 646-653.

222. Schwarz H.F., Gent D. H. 2005. Potato XXII – *Fusarium* Dry Rot. http://highplainsipm.org/HplPMSearch/Docs/FusariumDryRot-Potato.htm

223. Secor G. A., Gudmestad, N. C. 1999. Managing fungal diseases of potato. Canadian Journal of Plant Pathology 21: 213-221.

224. Seminario B., French E.R., Nielsen L.W. 1970. Resistencia de tubercules a las *Fusaria* que afectan papa en el Peru. Potato J.: 47.

225. Seppänen E. 1981. Fusariums of the potato in Finland. I. On the *Fusarium* species causing dry rot in potatoes. Ann. Agric. Fenn. 20: 156-160.

226. Shety K.K., Frazier M.J., Kleinkopf G.E., Nolte P. 1996. Managing silver scurf. www.uidaho.edu/ag/plantdisease/sscurf.htm

227. Sivan A., Chet I., 1986. Biological control of *Fusarium* spp. in cotton, wheat and muskmelon by *Trichoderma harzianum*. J. Phytopathol. 116: 39-47.

228. 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.

229. Smyk B. 1985. Mikroorganizmy a stabilność ekosystemów polowych. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 306: 127-139.

230. Sneh B., Jabaji-Hare S., Neate S., Dijst G. 1996. Rhizoctonia Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Netherlands.

231. Snyder W.C., Hansen H.N. 1940. The species concept in *Fusarium*. Ann. J. Bot. 27:64-67.

232. Sowa-Niedziałkowska G. 2004. Określanie strat przechowalniczych nowych odmian ziemniaka. Biul. IHAR 232: 249-258.

233. Sowa-Niedziałkowska G., Gruczek T. 2002. Wpływ sposobu zbioru ziemniaka na straty przechowalnicze. Ziemn. Pol. 4: 21-26.

234. Stachewicz H., Pett B., Pett B., Kleinhempel D., Brazda G., Effmert M. 1978. Zur Bedeutung der Mischinffektion (*Erwinia carotovora* var. *atroseptica*, *Fusarium* spp., *Phoma exiqua* var. *exiqua)* bei der Kartoffel. Tagungsber. Akad. Landwirtsch. DDR, 157: 101-111.

235. Starczewski J., Skrzyczyński T., Skrzyczyńska J. 1998. Wpływ częstotliwości uprawy ziemniaka na plony bulw i wystepowanie chorób. Zesz. Nauk. AR-T Olszt., Rolnictwo 66: 221-225.

236. Steyn P.S., Vleggaar R., Rabie C.J., Kriek N.P.J., Harington J.S. 1978. Trichotecene mycotoxins from *Fusarium sulphureum.* Phytochemistry.17: 949-951.

237. Strzelec A. 1995. Wpływ drobnoustrojów glebowych na rozwój *Rhizobium* i *Bradyrhyzobium* i ich symbiozę z roślinami motylkowymi. Cz. I. Wpływ autochtonicznej mikroflory glebowej i wolnożyjących asymilatów N_2 rodzajów *Azospirillum* i *Azotobacter*. Post. Nauk Roln. 2: 23-34.

238. Sudakin D.L. 2003. Trichothecenes in the environment: relevance to human health. Toxicology Letters 143: 97-107.

239. Summer D.R., Smittle D.A., Threadgill E.D., Johnson A.W. and Chalfant R.B. 1986. Interactions of tillage and soil fertility with root diseases in snap bean and lima bean in irrigated multiple-cropping systems. Plant Dis. 70: 730–735.

240. Suslow T.V., Schroth M.N. 1982. Rhizobacteria of sugar beets: Effects of seed application and root colonization on yeld. Phytopathology 72: 199-206.

241. 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.

242. Sweeney M.J., Dobson A.D.W. 1999. Molecular biology of mycotoxin biosynthesis. FEMS Microbiology Letters 175: 149-163.

243. Theron D.J., Holz G. 1989. *Fusarium* species associated with dry and stem-end rot of potatoes in South Africa. Phytophylactica 21: 175-181.

244. Tivoli B., Jouan B. 1981. Importance and pathogenicity of the different *Fusarium* species and varietas causing dry rot in potato tubers. Agronomie I: 787-794.

245. Tsror L. (Lahkim), Barak R., Sneh B. 2001. Biological control of black scurf on potato under organic management. Crop Protection 20. 145-150.

246. 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.

247. Vančura V., Kunc F. 1988. Soil microbial associations. Academia, Praha.

248. Vilgalys R., Cubeta M.A. 1994. Molecular systematics and population biology of *Rhizoctonia.* Annu. Rev. Phytopathol. 32: 135-155.

249. Visconti, A., Blais, L.A., ApSimon, J.W., Greenhalgh, E., Miller, J.D., 1992. Production of enniatins by *Fusarium acuminatum* and *Fusarium compactum* in liquid culture: isolation and characterization of three new enniatins B2, B3 and B4. Journal of Agricultural and Food Chemistry 40, 1076–1082.

250. Wagner A. 1995. Zbiorowiska grzybów spod uprawy pszenicy ozimej (*Triticum aestivum* L.) i bobiku (*Vicia faba* L. *var. minor* Harz) w monokulturze i prawidłowym zmianowaniu ze szczególnym uwzględnieniem *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. Rozprawa habilitacyjna, Wydawnictwo Akademii Rolniczej Lublin.

251. Wagner A. 1996. Effect of fungal communities from soil environment of winter what (*Triticum aestivum* L.) grown in crop rotation and monoculture on the growth of *Rhizoctonia solani* Kühn. Phytopathologia Polonica 11: 67-83.

252. Wainwright A., Nicholson T., Mann D.H. 1996. Control of silver scurf and black scurf in potatoes with a pencycuron/tolyleluanid seed tuber treatment. The BCBC Conference – Pest & Diseases: 275-300.

253. Ward T.J., Bielawski J.P., Kistler H.C., Sullivan E., O'Donnell K. 2002. Ancestral polymorphism and adaptive evolution in the trichothecene mycotoxin gene cluster of phytopathogenic *Fusarium.* Proceedings of the National Academy of Sciences 99: 9278–9283.

254. Weber Z. 1976. Wpływ przedplonu i innych czynników na występowanie rizoktoniozy ziemniaka (*Rhizoctonia solani*). Rocz. Nauk Roln., Ser. E, 6 (2): 45-65.

255. Weber Z., Werner M., Frużyńska-Jóźwiak D. 2000. Wpływ terminu wprowadzania do ziemi grzybów z rodzaju *Trichoderma* na skuteczność ochrony roślin przed *Fusarium oxysporum* Schlecht. Rocz. AR Poznań, CCCXXI, Ogrodn. 30: 171-176.

256. Wenzel H. 1948. Zur erfassung des schadenausmasses in pflanzenschutzversuchen. Pflanzenschuzberichte 15: 81-84.

257. Wharton P.S., Kirk W.W. 2007a. Evaluation of novel fungicide seed treatments in combination with management practices for the control of seed – borne diseases of potato. Michigan State University. Sympozium "Enhancing the nutritional value of potato tubers. University of Idaho. Poster 086

258. Wharton P.S., Kirk W.W., Berry D., Snapp S. 2007. *Rhizoctonia* stem canker and black scurf of potato. Michigan Potato Diseases. Extension Bulletin, E-2994: 1-6.

259. Wierzejska-Bujakowska A. 2000. Rola podkiełkowywania w podwyższaniu plonów i efektywnosci nawożenia azotem u nowych odmian ziemniaka. Biul. Inst. Ziemn., 26: 51-73.

260. Wojciechowska-Kot H., Bardzicka B. 1980. Podatność bulw ziemniaka na suchą zgniliznę (*Fusarium sulphureum* Schl., *F. solani* var. *coeruleum* (Sacc.) Booth w zależności od wapnowania i nawożenia cynkiem. Zesz. Nauk. A R-T Olsztyn, Rolnictwo 30: 327-333.

261. Wojciechowska-Kot H., Kiszczak E., Markiewicz E. 1983. Patogeniczność izolatów *Fusarium solani* var. *coeruleum* (Sacc.) Both. Zesz. Nauk. AR-T Olsztyn, Rolnictwo 38: 143-149.

262. Wojciechowska-Kot H., Krauze A. 1980. Wpływ wapnowania i nawożenia mineralnego z mikroelementami na podatność bulw ziemniaka na suchą zgniliznę. Zesz. Nauk. A R-T Olsztyn, Rolnictwo 30: 317-325.

263. Wójcik-Wojtkowiak D. 1980. Rozkładające się resztki pożniwne jako jedna z przyczyn zmęczenia gleb uprawnych. Post. Nauk Roln. 4/5: 61-74.

264. Wolfgang H. 1963. Der Einfluss von Mikroorganismen auf die Phosphoatmobilisierung in Niedermoorböd. Zentralblatt für Bakteriologie, 2, 116: 485-501.

265. Wollenweber H., Reinking O.A. 1935. Die Fusarien ihre Beschreibung Schadwirkung und Bekampfung. Berlin.

266. Wróbel S. 2006. Ocena wpływu podkiełkowywania sadzeniaków ziemniaka w ochronie bulw przed porażeniem wirusami Y i M. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 46 (2): 692-695.

267. Wróbel S., Erlichowski T. 1998. Możliwości zastosowania zaprawy fungicydowo-insektycydowej Pestige 290 FS w uprawie ziemniaka. Mat. Konf. „Ochrona Ziemniaka", Kołobrzeg, 21-22 kwietnia, IHAR Oddz. Bonin: 29-32.

268. 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.

269. Zarzyńska K. 2002. Przygotowanie sadzeniaków ziemniaka z uwzględnieniem produkcji ekologicznej. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 489: 103-111.

270. Zawiślak K., Niewiadomski W., Krzymuski J. 1975. Studia nad uprawą ziemniaka w monokulturze. Biul. Inst. Ziemn. 16: 115-133.

271. Zimny L., Wacławowicz R., Oliwa T. 2006. Porażenie bulw przez *Rhizoctonia solani* w zależności od systemów uprawy ziemniaka. Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin 46 (1): 388-395.

Biblioteka Główna UTP w Bydgoszczy
D 321