

Entomopatogeniczne grzyby z rodzaju *Fusarium* i ich znaczenie w regulacji liczebności szkodliwych owadów

Anna Wenda-Piesik

*Katedra Podstaw Produkcji Roślinnej i Doświadczalnictwa,
Uniwersytet Technologiczno-Przyrodniczy w Bydgoszczy
ul. Ks. Kordeckiego 20e, 85-225 Bydgoszcz
e-mail: apiesik@utp.edu.pl*

Słowa kluczowe: *Fusarium* sp., owady, entomopatogeny, regulacja
szkodników

Wprowadzenie

Fitopatologia i entomologia, zajmujące się oddzielnymi przedmiotami badawczymi w naukach agronomicznych, stanowią odrębne dyscypliny naukowe. Pewnego rodzaju pomostem pomiędzy tymi dyscyplinami są niektóre gatunki z rodzaju *Fusarium*, które mogą odgrywać w układach trójtroficznych (roślina – owad – grzyb) podwójną rolę, zarówno patogenów roślin jak i patogenów roślinożernych owadów. Zagadnienia te nie były dotychczas zbyt szeroko omawiane w literaturze krajowej, są natomiast liczne doniesienia z badań prowadzonych w różnych częściach świata, które dowodzą istnienia takich właśnie powiązań.

Stanowisko systematyczne. Rodzaj *Fusarium* utworzony w roku 1908 przez Linka obejmuje grzyby strzępkowe, których stanowisko w systematyce jest następujące: gromada: Grzyby właściwe (*Eumycota*); podgromada: Grzyby niedoskonałe (*Fungi imperfecti*); klasa: Strzępczaki (*Hyphomycetes*); rząd: Moniliowce (*Moniliales*); rodzina: Gruźelkowate (*Tuberculariaceae*) [47].

Morfologia i rozmnażanie. Grzyby z rodzaju *Fusarium* tworzą obfitą grzybnię o jasnych barwach, z rewersem zabarwionym pomarańczowo, czerwono lub fioletowo, kiedy wzrost kolonii odbywa się na pożywce PDA. Konidiofory są wolno rozmieszczone w strzępkach powietrznych, mogą być rozgałęzione lub proste. Na ich osi głównej powstają fialidy, a na nich konidia w łańcuchach lub skupieniach. Wyróżnia się trzy typy zarodników bezpłciowych, za pomocą których grzyby te

rozprzestrzeniają się w środowisku naturalnym; są to: makrokonidia (sierpiki), mikrokonidia oraz chlamydospory. Wielkość i kształt makrokonidiów jest cechą względnie stałą i służy do identyfikacji gatunkowej. Mikrokonidia, rosnące na pojedynczych fialidach w skupieniach, są mniejsze od makrokonidiów, a ponieważ nie wszystkie gatunki je wytwarzają ich obecność jest cechą diagnostyczną w izolacji i identyfikacji gatunków. Chlamydospory, podobnie jak mikrokonidia, są wytwarzane tylko przez niektóre gatunki [47]. Patogeny z rodzaju *Fusarium* mogą przetrwać i zachować biologiczną aktywność przez lata, nawet w bardzo niekorzystnych warunkach temperatury i wilgotności dzięki zarodnikom makrokonidialnym i chlamydosporom [80]. Niektóre gatunki z rodzaju *Fusarium* przechodzą metagenezę od formy bezpłciowej (niedoskonałej = anamorficznej) do formy płciowej (doskonałej = telemorficznej). Przykładem jest *Fusarium graminearum* SCHWABE gr. 2, którego stadium doskonałe to workowiec *Gibberella zae* (typ: *Ascomycota*, klasa: *Ascomycetes*) tworzący perytecja na dojrzałych roślinach pszenicy i resztkach poźniwnych, z których wydostają się askosopry uczestniczące w infekcjach pierwotnych pszenicy [33].

Występowanie i rola w środowisku. Gatunki z rodzaju *Fusarium* występują w różnych szerokościach geograficznych. Ich obecność jest rejestrowana w glebie, na podziemnych i nadziemnych częściach roślin, na materii organicznej pochodzenia roślinnego i zwierzęcego, na żywych stawonogach, kręgowcach i ludziach, w powietrzu oraz jako składnik biofilmu wody [9, 54, 61, 22]. Większość gatunków to saprotroficzne organizmy, mające względnie duży udział w zbiorowości mikroorganizmów glebowych. Saprotroficzne gatunki z rodzaju *Fusarium* „energicznie” kolonizują resztki roślin na polu, dzięki celulolitycznej aktywności wierzchołka strzępki infekcyjnej, co powoduje enzymatyczną degradację ścian komórkowych żywiciela [39]. W sytuacji niedoboru azotu różne gatunki z rodzaju *Fusarium* mogą produkować chitynazę w celu pozyskiwania azotu z chityny oraz innych związków azotowych zawartych w słomie zbóż [63]. Patogeniczne dla roślin gatunki z tego rodzaju wywołują szereg chorób, które nazywane są fuzariozami danego gatunku rośliny, np. fuzarioza kłosa pszenicy czy fuzaryjne więdnienie pomidora. Do najczęściej występujących fuzarioz roślinnych należą: zgorzele siewek, korzeni i różnych części pędu, więdnienia roślin, porażenie kłosa [46, 77]. Przykładami grzybów z rodzaju *Fusarium* o saprotroficznych i patogenicznych właściwościach są gatunki często izolowane z różnych części roślin zbożowych (korzenie, podstawa źdźbła, węzły i źdźbło, kłosa): *F. graminearum* SCHWABE gr.1 (syn. *pseudograminearum*), *F. culmorum* (W.G. SMITH) SACC., *F. avenaceum* (FR.) SACC., *F. equiseti* (CORDA) SACC. SENSU GORDON i *F. acuminatum* ELL. & EV. SENSU GORDON [43, 50].

Istnieją szczepy licznych gatunków z rodzaju *Fusarium*, które są patogeniczne w odniesieniu do zwierząt niższych i wyższych. Wiedza na temat grzybów rodzaju *Fusarium* powiązanych z owadami stale się pogłębia, odkąd Booth [8] sklasyfikował 15 gatunków w 10 sekcjach znalezionych na owadach, a 9 z nich uznał za patogeniczne w stosunku do owadów. W wykazie grzybów entomopatogenicznych Humbera

[40] znajduje się 13 gatunków *Fusarium* sp. opisanych jako patogeny owadów z rzędów: chrząszczy, muchówek, motyli, pluskwiaków równoskrzydłych i błonkówek. Najnowsze odkrycia istotnie przyczyniły się do poszerzenia wiedzy na temat entomopatogenicznych gatunków *Fusarium* sp. jak i żywicielskich owadów – szkodników roślin uprawnych [11, 27, 30, 52, 55, 58, 60, 65, 73, 79].

Metody stosowane w badaniach nad entomopatogenicznymi właściwościami grzybów z rodzaju *Fusarium*

Techniki *in vitro* w doświadczeniach laboratoryjnych ze strukturami grzybów z rodzaju *Fusarium* obejmują:

1. Bezpośrednie stosowanie inokulum grzyba na jaja, larwy, poczwarki lub imago. Inokulum mogą stanowić zawiesiny wodne o określonym stężeniu zarodników konidialnych, zazwyczaj testowane w szerokim zakresie stężeń [79] lub grzybnia powietrzna zarodnikujących kultur do bezpośredniego kontaktu z ciałem owada [76].
2. Stosowanie sztucznej diety do karmienia larw z dodatkiem grzybni lub metabolitów grzybowych, w tym mikotoksyn [1, 71].

Badania *in vivo* polegają na aplikacji inokulum do naturalnego środowiska, w celu sprowokowania bezpośredniej infekcji [66] lub poprzez zakażenie roślin żywicielskich dla owada [78]. Poza tym prowadzone są badania *in situ* polegające na kolekcjonowaniu martwych osobników i monitoringu epizooocji fuzaryjnych w celu określenia ich zasięgu i intensywności [52]. Ważnym aspektem wszystkich badań jest spełnienie czterech postulatów Kocha.

Mikozy i letalne reakcje szkodliwych owadów z różnych rzędów powodowane przez grzyby z rodzaju *Fusarium*

Larwy motyla słonecznicy *Heliothis virescens* F. (*Lepidoptera: Noctuidae*), powszechnie występującego w obydwu Amerykach i na Karaibach szkodnika lucerny, koniczyny, bawełny oraz wielu gatunków roślin ozdobnych i warzyw, są żywicielem dla trzech gatunków z rodzaju *Fusarium*: *F. moniliforme*, *F. oxysporum* i *F. solani* [1]. Larwy słonecznicy karmione sztuczną dietą z dodatkiem grzybni tych gatunków wykazywały szereg nieprawidłowości w rozwoju. Ich masa ciała po 7 dniach karmienia sztuczną dietą z dodatkiem grzybni, była w 90–99% mniejsza niż masa larw karmionych bez dodatku grzyba, a proces przepoczwarzania został całkowicie zahamowany. Larwom tym podawano także dietę z dodatkiem mikotoksyn T-2 i DAS produkowanych przez *F. moniliforme* i wówczas ograniczenie wzrostu masy ciała wyniosło odpowiednio 87% i 62%, zaś masy poczwarki o jedną trzecią. Ponadto przepoczwarzanie słonecznicy było o tydzień opóźnione [1]. Szczep *F. pallidoroseum* (syn. *F. semitectum*), który wyizolowano z obumarłych gąsienic brudnicy *Lymantria obfus-*

cata WALKER (*Lepidoptera: Noctuidae*), szkodnika lasów oraz upraw wierzby i topoli w Indiach, przebadano, jako potencjalnego wroga naturalnego. Testy, w których zastosowano inokulum zarodników konidialnych w zakresie stężeń od 10^1 do 10^{10} w 1 ml pokazały, że w 4 dniu po aplikacji największego stężenia inokulum na gąsienice, ich śmiertelność wyniosła 43%, natomiast w 9 dobie wyniosła 100% [60]. Inny szczep *F. pallidroseum* badano także pod kątem ograniczenia populacji komara *Culex quinquefasciatus* SAY (*Diptera: Culicidae*), wektora filariozy limfatycznej (choroby znanej pod nazwą słoniowatości) i japońskiego zapalenia mózgu. Obydwie choroby są poważnym problemem dużych skupisk ludności w Azji. Poszukując wrogów naturalnych niebezpiecznych komarów odkryto w ciele obumarłych muchówek szczep *F. pallidroseum* wyjątkowo wirulentny w stosunku do dorosłych osobników. Powodował on śmiertelność połowy badanej populacji (LT_{50}) w ciągu 2 dni przy 4-godzinowym kontakcie owadów z inokulum grzyba, natomiast podczas godzinnej inokulacji LT_{50} populacji komarów wyniosło 12 dni. Podobnie jak w poprzednich badaniach, stężenie zarodników konidialnych w roztworze do aplikacji na komary musiało być wysokie, co najmniej 10^{10} w 1 ml cieczy. Jest to pierwszy przypadek grzyba entomopatogenicznego, którego zarodniki efektywnie uśmiercają owada w czasie krótszym niż okres inkubacji filariozy limfatycznej i japońskiego zapalenia mózgu u ludzi (13–22 dni) [58]. *F. proliferatum*, *F. larvarum* i *F. semitectum* były badane pod kątem patogeniczności w stosunku do różnych stadiów rozwojowych mszycy zbożowej *Schizaphis graminum* ROND (*Homoptera: Aphididae*). Najszybszą reakcję letalną wywołały szczepy *F. proliferatum*, które spowodowały śmierć 5-dniowych nimf, 5-dniowych bezskrzydłych mszyc oraz 15-godzinowych nimf już po 10 minutach od zastosowania zawiesiny inokulum w wodzie [30]. W ramach poszukiwań grzybów entomopatogenicznych dla różnych szkodników trzciny cukrowej, odkryto w Azji szczep z gatunku *Fusarium oxysporum* SCHLECHT. Pozyskano go z obumarłych larw *Chilo auricilius* DUDGEON (*Lepidoptera: Pyralidae*) i przebadano w stosunku do 11 szkodników trzciny cukrowej [76]. W testach laboratoryjnych wykorzystano metodę bezpośredniego kontaktu larw oraz osobników dorosłych z zarodnikującymi kulturami grzyba, umożliwiając im poruszanie się po grzybni w ciągu 20 minut. *F. oxysporum* wywołało reakcje letalne w odniesieniu do 4 gatunków szkodników, powodując po 7 dniach od zakażenia 100% śmiertelności larw L_1 i 50% larw L_5 *Chilo auricilius* DUDGEON (*Lepidoptera: Pyralidae*) [76]. *Fusarium verticillioides* okazało się patogeniczne dla konika polnego *Tropidacris collaris* STOLL (*Orthoptera: Acridoidea*). Śmiertelność nimf L_3 po zastosowaniu stężenia zarodników w dawce 10^6 osiągnęła po 10 dniach poziom 58% populacji [65]. Przebieg mikoz fuzaryjnych u diapauzujących larw ździeblarza pszenicznego *Cephus cinctus* NORTON (*Hymenoptera: Cephidae*) był różny w zależności od gatunku grzyba *Fusarium*, którego zarodniki aplikowano bezpośrednio na ciało larw, a dotyczyły one stopnia i tempa przebarwień ciała, rozwoju mycelium na integumencie, sztywnienia ciała i w konsekwencji zamierania larw ździeblarza. Bardzo silną korelację między tempem tworzenia się

przebarwień integumentu a śmiertelnością larw ździeblarza stwierdzono pod wpływem zarodników konidialnych gatunków: *F. culmorum* i *F. avenaceum* [79]. Wywoływanie reakcji śmiertelnych u owadów zależy od czynników leżących zarówno po stronie owada, jak i grzyba. Stadium rozwojowe owada i możliwość kontaktu z grzybem patogenicznym oraz stężenie inokulum i sposób wnikania w struktury ciała żywiciela są najczęściej badanymi aspektami patogenезy. Fuzariozy zostały zidentyfikowane również u innych stawonogów (np. homarów i krewetek), robaków (pijawki) oraz zwierząt wyższych (myszy, psy), a także ludzi [26, 48, 66]. Infekcje fuzaryjne u ludzi rozwijają się na paznokciach, na rogówce oka (keratitis), a także wewnątrzustrojowo głównie u osób z zaburzeniami układu odpornościowego [62].

Mechanizmy wywoływania entomopatogenезy przez różne gatunki grzybów z rodzaju *Fusarium*

Entomopatogeniczne grzyby mogły wyewoluować od fitopatogenicznych form poprzez dostosowanie zewnątrzkomórkowych enzymów hydrolitycznych tak, aby przeprowadzały hydrolizę związków proteinowych zawartych w kutikuli owadów. Wiele z patogenów roślin posiada adaptację strukturalną i behawioralną, które są bardzo podobne do tych, jakie wykazują entomopatogeny. Dlatego mechanizmy grzybowej patogenезy mogą być podobne u owadów i u roślin. Gatunki z rodzaju *Fusarium* produkują szerokie spektrum enzymów rozpuszczających białka i polisacharydy, które są użyteczne w rozkładzie złożonych substancji organicznych zarówno żywych jak i martwych ścianek komórkowych roślin oraz kutikuli owadów. Wszechstronność grzybów z rodzaju *Fusarium* w przekształcaniu się z roślinnych patogenów na owadzie umożliwia tym organizmom wywoływanie chorób roślin i epizoocji owadów w warunkach polowych [68]. Poza aktywnością enzymatyczną istotną rolę w wywoływaniu reakcji letalnych owadów odgrywają miktotoksyny, które są specyficznymi produktami metabolizy wielu gatunków z rodzaju *Fusarium*. W środowisku naturalnym wykrywa się obecność kilku klas miktotoksyn fuzaryjnych: trichotecenów, zearalenonu, fumonizyn, moniliforminy oraz bowarycyny. Związki te są wytwarzane przeważnie przez: *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. avenaceum*, *F. nivale*, *F. oxysporum*, *F. sporotrichoides*, *F. poae* i *F. verticillioides* [56], a do szybkiej oceny ich obecności służą techniki molekularne oparte o reakcję PCR [72]. Niektóre z wymienionych toksyn, np. z grupy trichotecen, fumonizyn czy bowerycyna są aktywne zarówno w stosunku do roślin jak i owadów [1, 19, 30]. Wykaz gatunków entomopatogenicznych oraz miktotoksyn przez nie produkowanych, znajduje się w tabeli 1. Przykładem gatunku o uzdolnieniach entomopatogenicznych jest *Fusarium graminearum* SCHWABE. Jest on także odpowiedzialny m.in. za zgorzel koronową (ang. crown rot) pszenicy, przyczynia się do kompleksu zgorzeli korzeni (ang. root rot complex) różnych gatunków zbóż oraz wywołuje fuzariozę kłosów (ang. head blight) w strefie

Tabela 1. Wykaz entomopatogenicznych gatunków z rodzaju *Fusarium* oraz produkowanych toksyn o działaniu owadobójczym

Gatunek	Toksyna	Działanie owadobójcze w stosunku do:	Źródło
<i>F. acuminatum</i>	HT-2, T-2	mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>) Col., <i>Tenebrionidae</i>	[16]
<i>F. avenaceum</i>	enniatyna, bowercyna	zwójki (<i>Choristoneura fumiferana</i>) Lep., <i>Tortricidae</i>	[70]
<i>F. culmorum</i>	DON, AcDON zearalenon	ździeblarz pszeniczny (<i>Cephus cinctus</i>) Hym. <i>Cephidae</i>	[73]
<i>F. equiseti</i>	trichoteceny, zearalenon	motyle (<i>Lepidoptera</i>)	[41]
<i>F. graminearum</i>	DON, kulmoryna, zearalenon, dihydroksykalonektryna	rolnica gwoździówka (<i>Spodoptera frugiperda</i>) Lep., <i>Noctuidae</i> , słonecznica (<i>Heliothis zea</i>) Lep., <i>Noctuidae</i> , trojszyk ulec (<i>Tribolium confusum</i>) Col., <i>Tenebrionidae</i> ździeblarz pszeniczny (<i>Cephus cinctus</i>) Hym. <i>Cephidae</i>	[21, 37, 25, 73]
<i>F. lateritium</i>	enniatyna, trichoteceny	skrzypionka błękitek (<i>Oulema gallaeciana</i>) Col., <i>Chrysomelidae</i> tarczniki (<i>Hemiberlesia rapax</i>) Hem. <i>Diaspididae</i> mucha zielona (<i>Lucilla sericata</i>) Dipt., <i>Calliphoridae</i>	[57, 10,14]
<i>F. larvarum</i>	fusarenon, monoceryn, dihydroisokumaryna, 6-metyl eteru, 6,7-dimetyl eteru	ochojnik jodłowy korowy (<i>Adelges piceae</i>) <i>Homopt.</i> , <i>Chermesidae</i> mszyca zbożowa (<i>Schizaphis graminum</i>)	[13, 30]
<i>F. moniliforme</i>	bowercyna, DAS	stonka ziemniaczana (<i>Leptinotarsa decemlineata</i>) Col., <i>Chrysomelidae</i> , chrząszcze z rodz. majkowate (<i>Mylabris pustulata</i>) Col., <i>Meloidae</i> omacnica (<i>Leucinodes orbonalis</i>) Lep., <i>Pyralidae</i> (<i>Scirpophaga incertulas</i>) Lep., <i>Crambidae</i> słonecznica (<i>Heliothis virescens</i>) Lep., <i>Noctuidae</i>	[7, 34, 81, 1]
<i>F. nivale</i>	DON, T-2	mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>) Col., <i>Tenebrionidae</i>	[16]
<i>F. oxysporum</i>	trichoteceny, T-2, AAL, DAS, moniliformina	komar (<i>Aedes detritus</i>), <i>Dipt.</i> , <i>Culicidae</i> omacnica prosowianka (<i>Ostrinia nubilalis</i>), Lep., <i>Pyralidae</i> słonecznica (<i>Heliothis virescens</i>) Lep., <i>Noctuidae</i> , <i>Chilo auricilius</i> , <i>Ch. infuscatellus</i> , Lep., <i>Pyralidae</i> <i>Sesamia inferens</i> , Lep., <i>Noctuidae</i>	[38, 51, 1, 76]
<i>F. polyphialidicum</i>	fumonizyny	brudnica nieparka (<i>Lymantria dispar</i>) Lep., <i>Lymantriidae</i>	[35]
<i>F. proliferatum</i>	fumonizyna B1, bowercyna	mszyca zbożowa południowa (<i>Schizaphis</i> <i>graminum</i>), <i>Homopt.</i> <i>Aphididae</i>	[30]
<i>F. sambacinum</i>	trichoteceny	brudnica nieparka (<i>Lymantria dispar</i>) Lep., <i>Lymantriidae</i>	[36]
<i>F. semitectum</i>	bowercyna	stonka ziemniaczana (<i>Leptinotarsa decemlineata</i>) Col., <i>Chrysomelidae</i> różne owady z rzędów <i>Hymenoptera</i> i <i>Lepidoptera</i>	[32, 41]
<i>F. solani</i>	fusarubina, jawanicyna, kwas fuzariowy, DAS	Ogłodek wiązowiec (<i>Scolytus scolytus</i>) Col., <i>Scolytidae</i> plujka rudogłowa (<i>Calliphora erythrocephala</i>) Dipt., <i>Calliphoridae</i> słonecznica (<i>Heliothis virescens</i>) Lep., <i>Noctuidae</i>	[5, 12, 1, 66]
<i>F. sporotrichoides</i>	trichoteceny, T-2	zwójki (<i>Choristoneura fumiferana</i>) Lep., <i>Tortricidae</i> , mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>) Col., <i>Tenebrionidae</i>	[71, 17]
<i>F. verticillioides</i>	fumonizyny	omacnica (<i>Eldana saccharina</i>) Lep., <i>Pyralidae</i>	[55]

klimatu umiarkowanego, również w Polsce [15, 53]. Porażenie kłosów przez ten gatunek obniża jakość ziarna pszenicy ze względu na produkowane fitotoksyny, włączając trichoteceny (DON), zearalenon i około 40 innych wtórnych metabolitów, które są toksyczne zarówno dla roślin jak i owadów [20, 44]. Zawartość DON produkowanego przez izolaty *F. graminearum* w częściach wegetatywnych pszenicy (głównie węzłów krzewienia) może osiągać $111 \mu\text{g} \cdot \text{ml}^{-1}$ zainfekowanej tkanki [59]. Wysoką toksyczność DON wykazał m.in. Fornelli i in. [27] w odniesieniu do larw motyli rolnicy gwoździówki (*Spodoptera frugiperda* (SMITH) *Lepidoptera: Noctuidae*). Ogólnie uważa się, że trichoteceny (w tym DON) są najsilniejszymi toksynami, które hamują odporność komórkową i humoralną w organizmach zwierzęcych, a także prowadzą do rozpadu tkanek żywiciela [61]. Bowerycyna, cykliczny heksadepsipeptyd, izolowana z gatunków *F. semitectum* BREK. ex. RAV. i *F. subglutinans* (WOLLENW. et REINKING) była stosowana przeciwko stonco ziemniaczanej (*Leptinotarsa decemlineata* SAY *Coleoptera: Chrysomelidae*). Ma ona silne właściwości owadobójcze, ale odgrywa również istotną rolę w etiologii chorób roślinnych, ponieważ jest toksyczna dla protoplastów i powoduje śmierć komórek roślinnych [49, 64]. Kwas fuzaryjny jest dobrze rozpoznaną fitotoksyną produkowaną przez gatunki z rodzaju *Fusarium* odpowiedzialne za więdnienie wielu rodzajów roślin wyższych. Ma on słabe właściwości insektycydowe, ale może oddziaływać synergicznie wraz ze związkami allelochemicznymi [20]. Dowd wykazał, że kwas fuzaryjny uwydatnia toksyczne działanie gossypolu (pigmentującego polifenolu $\text{C}_{30}\text{H}_{30}\text{O}_8$ [28]). Obydwa związki obecne w bawełnie spowodowały wysoką śmiertelność larw słonecznicy *Heliothis zea* (BODDIE) *Lepidoptera: Noctuide*. Najprawdopodobniej kwas fuzaryjny hamował enzymy oksydacyjne odpowiedzialne za detoksykację gossypolu w ciele larw owada [20]. Śmiertelność u różnych stadiów mszycy została spowodowana zarówno działaniem fitotoksycznej fumonizyny FB1, jak i enzymów proteolitycznych oraz chitynazy. Niektóre szczepy gatunku *F. proliferatum* produkowały tę toksynę w ilości $1250 \mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$, efekt letalny dla mszyc zaś był całkowity [30]. Odmienną reakcję opisano dla szczepów *F. larvarum*, które w zależności od pochodzenia powodowały różną śmiertelność u różnych stadiów mszyc. Szczep, który w najsilniejszym stopniu przyczyniał się do śmierci nimf mszycy, produkował substancje wtórne o silnych właściwościach insektycydowych, tj. dihydroisokumarynę, 6-metyl eteru oraz 6,7-dimetyl eteru i został także opisany jako patogeniczny dla *Saissetia oleae* (OLIVIER) *Hemiptera: Coccidae* [69]. Ważnym aspektem, podkreślanym przez badaczy, wykorzystania tego grzyba w praktyce jest fakt, że jego metabolity nie są toksyczne ani dla ludzi, ani dla zwierząt kręgowych. *F. avenaceum* to gatunek występujący w glebie i powodujący zgorzele korzeni i źdźbła wielu roślin zbożowych, mający także zdolności saprotroficzne [9, 54]. O tym, że izolowano go z ciała szkodników zbóż donosili Miczulski i Machowicz-Stefaniak [57], a jego entomopatogeniczne właściwości zostały potwierdzone w późniejszych pracach [70, 79]. Testy laboratoryjne, w których karmiono larwy zwójki (*Choristoneura fumiferana* (CLEMENS) *Lepidoptera: Tortricidae*) pożywką z dodatkami grzybni *F. avenaceum* lub ekstraktem z tej

grzybni, wykazały dużą aktywność insektycydową. Za najbardziej toksyczną substancję uznano enniatynę, antybiotyk z grupy cykloheksadepsipeptydów, który produkowany jest przez kilka gatunków, w tym *F. lateritium* i *F. sambacinum*. Enniatyna podawana w ilości 400 ppm do diety larw zwójki spowodowała zatrucie u 60% osobników i zahamowanie rozwoju larw od 3 pokolenia. Stwierdzono istotne zaburzenia w przewodzie trawiennym larw, które doprowadziły do reakcji deterentnych [70]. Owady nie pozostają bierne na ataki ze strony grzybów patogenicznych. W miarę ewolucyjnego rozwoju one także rozwinęły wiele mechanizmów odpornościowych. W pewnym stopniu ich odporność na toksyny patogena zależy od rezerw tłuszczu w ciele. Interesujący opis tych zagadnień można znaleźć w pracy Schmidt-Hampel [67].

Dualistyczne właściwości różnych gatunków z rodzaju *Fusarium* w relacjach trójtroficznych (roślina – owad – patogen)

Wśród saprotrofów, niektóre gatunki wykazują selektywne właściwości patogeniczne w stosunku do określonych gatunków roślin czy zwierząt (w tym owadów), jeśli napotkają odpowiedniego żywiciela. Przykładem jest gatunek *F. oxysporum* SCHLECHTEND. FR., saprotrof glebowy, który od ponad 50 lat zwraca szczególną uwagę zarówno fitopatologów jak i entomologów ze względu na swoje dualistyczne właściwości – patogena roślin, a także niektórych stawonogów, w tym owadów. Reakcją różnych gatunków roślin na porażenie przez ten grzyb jest naczyniowe wędnięcie lub choroba zgorzelowa korzeni [31]. Szczegółowy przegląd genetycznego zróżnicowania form specjalistycznych tego gatunku oraz patogenicznych właściwości znajduje się w pracy Kistler [42]. Niektóre szczepy *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* okazały się selektywnie wirulentne dla chwastów w uprawach rolniczych, głównie dla zarazy *Orobanche cumana* WALLR., pasożyta korzeniowego słonecznika, którego populację próbowano ograniczać poprzez inokulację gleby *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* [75]. Dalsze badania nad miko-herbicydowym zastosowaniem szczepów *F. oxysporum* w ochronie roślin przed zarazą i szczecinką *Striga hermonthica* (DEL.) BENTH. z rodziny *Scrophulariaceae* (szczecinki) prowadzono na szeroką skalę w Afryce i w Azji (tab. 2), w stosunku do tych chwastów wykazują bowiem selektywną wirulencję [24]. O zdolnościach niepatogenicznego szczepu *F. oxysporum*

Tabela 2. Izolaty *Fusarium oxysporum* stosowane w biologicznym zwalczaniu różnych gatunków chwastów z rodzaju *Striga* i *Orobanche*

Izolat <i>Fusarium oxysporum</i>	Gatunek zwalczanego chwastu	Źródło
M12-4A	<i>S. hermonthica</i>	[11]
Foxy 2	<i>S. hermonthica</i> , <i>S. asiatica</i>	[23, 45]
FOO	<i>O. cumana</i> , <i>O. cernua</i> , <i>O. aegyptiaca</i>	[6]
FOXY	<i>O. aegyptiaca</i> , <i>O. ramosa</i> , <i>O. cernua</i>	[2]

do ochrony pomidorów przeciwko fuzaryjnemu więdnieniu donoszą Fuchs i in. [29] podkreślając jednak, że skuteczność ochrony przez ten czynnik biologiczny jest możliwa i opłacalna tylko w umiarkowanym natężeniu czynnika chorobotwórczego. *F. oxysporum* było również przedmiotem badań w biologicznym zwalczaniu larw komarów [38], okazało się bowiem że gatunek ten ma szczepy wyjątkowo wirulentne dla niektórych komarów występujących we Francji, Indiach i w Rosji. Natomiast Athman i in. [3] odkryli w Afryce szczep *F. oxysporum*, który występował bezobjawowo (endofitycznie) na populacji bananów, a powodował śmiertelność nicieni *Radopholus similis*, które uszkadzają banany. Inne gatunki z rodzaju *Fusarium* również występują na roślinach jako endofity i prawdopodobnie mogą wzmacniać wzrost zainfekowanych roślin [4, 82].

Współpatogeniczność grzybów z rodzaju *Fusarium* w stosunku do rośliny i jej szkodnika była przedmiotem badań na pszenicy zwyczajnej i ździeblarzu pszenicznym [78, 79]. Kilkanaście izolatów 5 gatunków: *F. graminearum* SCHWABE gr.1 (syn. *pseudograminearum*), *F. culmorum* (W.G. SMITH) SACC., *F. avenaceum* (FR.), *F. equiseti* (CORDA) SACC. sensu GORDON oraz *F. acuminatum* ELL. & EV. sensu GORDON pochodzących z obumarłych larw ździeblarza pszenicznego, poddano ocenie patogeniczności w stosunku do larw tegoż szkodnika w warunkach *in vivo*. Ponieważ larwy ździeblarza przez cały okres rozwoju żerują wewnątrz źdźbła pszenicy, stąd jedyną możliwością spowodowania ich bezpośredniego kontaktu z patogenem jest zakażenie rośliny żywicielskiej. W doświadczeniach szklarniowych i polowych, w których wprowadzano dogłębowo inokulum badanych izolatów, określano wpływ zakażenia zarówno na rośliny pszenicy, jak i na larwy ździeblarza. Śmiertelność larw w roślinach zainfekowanych w szklarni wynosiła, odpowiednio dla gatunków *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. avenaceum*, *F. equiseti* i *F. acuminatum*: 99%, 89%, 78%, 77%, 78%, 59%, przy naturalnej śmiertelności larw 8%. Stwierdzono, że gatunki z rodzaju *Fusarium* w różnym stopniu wykazują właściwości patogeniczne w stosunku do roślin pszenicy. Szczepy *F. culmorum* i *F. graminearum* okazały się silnymi patogenami zarówno pszenicy jak i ździeblarza. W warunkach polowych rozwój zgorzeli na pszenicy (ang. crown rot disease) w bardzo wysokim stopniu korespondował ze śmiertelnością larw ździeblarza żyjących wewnątrz chorych źdźbeł sięgającą 49% i 46% odpowiednio dla gatunków *F. graminearum* i *F. culmorum* [78].

Czy gatunki z rodzaju *Fusarium* mogą mieć praktyczne zastosowanie w regulacji szkodliwych owadów?

Strategie w zastosowaniu grzybów entomopatogenicznych w ograniczaniu populacji szkodników są takie same jak w przypadku wszystkich innych wrogów naturalnych. Mogą to być zabiegi stosowane w celu powiększenia jego populacji, poprzez wprowadzanie dodatkowego inokulum grzyba do środowiska, w którym żyje szkodnik. Inne zabiegi mogą służyć zachowaniu zasobów populacji grzyba, czyli różnego

rodzaju praktyki podtrzymujące jego inokulum w środowisku. W celu rozszerzenia spektrum wrogów naturalnych szkodnika praktykuje się także introdukcję nowego gatunku grzyba entomopatogenicznego do środowiska, w którym występuje żywiciel-szkodnik [60]. Spektakularnym przykładem wprowadzenia dodatkowego inokulum do środowiska żywiciela jest *F. solani*, które skutecznie ograniczyło populację pijawek *Haemadipsa zeylanica* var. *japonica* WHITMAN w ich naturalnym siedlisku leśno-bagiennym [66]. Obiecujące są próby zastosowania w praktyce szczepu ARSEF 7382 *F. solani* przeciwko larwom muchówki *Tetanops myopaeformis* (RODER) w uprawach buraka cukrowego [52] a także aplikacja *F. pallidorozeum* w Tanzanii w celu redukcji komarów *Culex* sp. [58].

Wnioski

Biorąc pod uwagę potencjalne możliwości grzybów z rodzaju *Fusarium* i bezpieczeństwo podczas ewentualnej introdukcji do środowiska naturalnego lub agrocenoz należy rozważyć korzyści i zagrożenia:

Korzyści. W wielu przypadkach testy na patogeniczność pokazują, że szczepy różnych gatunków z rodzaju *Fusarium* są silnymi patogenami owadów oraz że różne stadia rozwojowe danego gatunku owada są na nie podatne. Masowa hodowla grzybni i zarodników gatunków z rodzaju *Fusarium* jest stosunkowo łatwa, należy jednak odpowiednio pasażować kultury i sprawdzać wirulentność odmładzanych kultur. Przy obecnie dostępnym instrumentarium zaawansowanych technik biologii molekularnej real-time PCR możliwe są badania nad podniesieniem wirulencji szczepów entomopatogenicznych. Szczepy selektywnie patogeniczne dla owadów, które nie są patogenami roślin, lub prowadzą endofityczny tryb życia dają potencjalnie największą szansę w komercyjnym zastosowaniu. Fakultatywne patogeny z tego rodzaju mają zapewne ogromne znaczenie w naturalnej regulacji agrocenoz. Bez monitoringu i badań in situ trudno jest nawet oszacować jej skalę.

Zagrożenia. Każdy wykryty przypadek szczepu gatunków z rodzaju *Fusarium* znalezionej na owadach musi zostać dokładnie przebadany testami na patogeniczność w celu potwierdzenia (postulaty Kocha) reakcji letalnej u owada, a wykluczenia saprotroficznego zasiedlenia. Gatunki o właściwościach współpatogenicznych (owad-roślina) nie mogą być brane pod uwagę w aktywnej regulacji szkodników roślin uprawnych. Fitotoksyny produkowane przez wiele gatunków z rodzaju *Fusarium* są niebezpieczne dla ludzi i zwierząt, stąd należy wykluczać szczepy entomopatogeniczne produkujące związki toksyczne dla zwierząt, a poszukiwać i badać takie, które szkodzą jedynie owadom.

Literatura

- [1] Abbas H.K., Mulrooney J.E. 1994. Effect of some phytopathogenic fungi and their metabolites on growth of *Heliothis virescens* (F.) and its host plants. *Biocontrol Sci. Techn.* 4: 77–87.
- [2] Amsellem Z., Kleifeld Y., Kerenyi Z., Hornok L., Goldwasser Y., Gressel, J. 2001. Isolation, identification, and activity of mycoherbicidal pathogens from juvenile broomrape plants. *Biol. Control* 21: 274–284.
- [3] Athman S.Y., Dubois T., Coyne D., Gold C.S., Labuschagne N., Viljoen, A. 2006. Effect of endophytic *Fusarium oxysporum* on host preference of *Radopholus similis* to tissue culture banana plants. *J. Nematol.* 38: 455–460.
- [4] Bacon C.W., Hinton D.M. 1996. Symptomless endophytic colonization of maize by *Fusarium moniliforme*. *Can. J. Botany* 74: 1195–1202.
- [5] Barson G. 1976. *Fusarium solani*, a weak pathogen of the larval stages of the large elm bark beetle *Scolytus scolytus* (Coleoptera: Scolytidae). *J. Invertebr. Path.* 27: 307–309.
- [6] Bedi J.S., Donchev N. 1991. Results on mycoherbicides control of sunflower broomrape (*Orobanche cumana* WALL.) under glasshouse and field conditions. W: Ransom J.K., Musselman L.J., Worsham A.D., Parker C. (red.) Proc. 5th Int. Symp. on Parasitic Weeds. CIMMYT, Nairobi, Kenya: 76–82.
- [7] Beevi S.N., Jacob A. 1982. Susceptibility of different pests and plants to infection by *Fusarium moniliformae* var. *subglutinans*. Department of Entomology, College of Agriculture, Vellayani, Kerala, India. *Entomon.* 7: 235–236.
- [8] Booth C. 1971. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey: 237 ss.
- [9] Burgess L.W. 1981. General ecology of the fusaria. W: P.E. Nelson, T.A. Toussoun, R.J. Cook (red.), *Fusarium: diseases, biology, and taxonomy*. Pennsylvania State University Press, Philadelphia, PA: 225–235.
- [10] Burmeister H.K., Plattner R.D. 1987. Enniatin production by *Fusarium tricinctum* and its effect on germinating wheat seeds. *Phytopathology* 77: 1483–1487.
- [11] Ciotola M., Di Tommaso A., Watson A.K. 2000. Chlamydospore production, inoculation methods and pathogenicity of *Fusarium oxysporum* M12-4A, a biocontrol for *Striga hermonthica*. *Biocontrol Sci. Techn.* 10: 129–145.
- [12] Claydon N., Grove J.F., Pople M. 1976. Insecticidal secondary metabolic products from the entomogenous fungus *Fusarium solani*. *J. Invertebr. Path.* 30: 216–223.
- [13] Claydon N., Grove J.F., Pople M. 1979. Insecticidal secondary metabolic products from the entomogenous fungus *Fusarium larvarum*. *J. Invertebr. Path.* 33: 364–367.
- [14] Cole M., Rolinson G.N. 1972. Microbial metabolites with insecticidal properties. *Appl. Microbiol.* 24: 660–662.
- [15] Cook R.J. 1980. *Fusarium* foot rot of wheat and its control in the Pacific Northwest. *Plant Dis.* 64: 1061–1066.
- [16] Davis G.R.F., Smith J.D. 1977. Effect of temperature on production of fungal metabolites toxic to larvae of *Tenebrio molitor*. *J. Invertebr. Path.* 30: 325–329.
- [17] Davis G.R.F., Smith J.D. 1981. Effect of light and incubation temperature on production by species of *Fusarium* of metabolites toxic to larvae of *Tenebrio molitor* L. *Arch. Int. Physiol. Bio.* 89: 81–84.
- [18] Davis G.R.F., Smith J.D., Schiefer B., Loew F.M. 1975. Screening for mycotoxins with larvae of *Tenebrio molitor*. *J. Invertebr. Path.* 26: 299–303.
- [19] Diener U.L., Cole R.J., Sanders T.H., Payne G.A., Lee S.S., Klich M.A. 1987. Epidemiology of aflatoxin formation by *Aspergillus flavus*. *Ann. Rev. Phytopathol.* 25: 249–270.
- [20] Dowd J.F. 1989. Fusaric acid a secondary fungal metabolites that synergizes toxicity of co-occurring host allelochemicals to corn earworm, *Heliothis zea* (Lepidoptera). *J. Chem. Ecol.* 15: 249–254.
- [21] Dowd P.F., Miller J.D., Greenhalgh R. 1989. Toxicity and interactions of some *Fusarium graminearum* metabolites to caterpillars. *Mycologia* 81: 646–650.
- [22] Elvers K.T., Leeming K., Moore C.P., Lappin-Scott H.M. 1998. Bacterial-fungal biofilms in flowing water photo-processing tanks. *J. Appl. Microbiol.* 84: 607–618.
- [23] Elzein A., Kroschel J. 2006. Development and efficacy of granular formulations of *Fusarium oxysporum* Foxy 2 for *Striga* control: an essential step towards practical field application in Africa. *J. Plant Dis. Protect.* 20: 889–905.
- [24] Elzein A., Kroschel J., Leth V. 2006. Seed treatment technology: An attractive delivery system for controlling root parasitic weed *Striga* with mycoherbicide. *Biocontrol Sci. Techn.* 16: 3–26.
- [25] Eugenio C., De las Casas E., Harein P.K., Mirocha C.J. 1970. Detection of the mycotoxin F-2 in the confused flour beetle and the lesser mealworm. *J. Econ. Entomol.* 63: 412–415.

- [26] Evans J., Levesque L.A., Jensen H.E. 2004. Intracranial fusariosis: a novel cause of fungal meningoencephalitis in a dog. *Vet. Pathol.* 41: 510–514.
- [27] Fornelli F., Minervini F., Logrieco A. 2004. Cytotoxicity of fungal metabolites to *Lepidopteran* (*Spodoptera frugiperda*) cell line (SF-9). *J. Invertebr. Path.* 85: 74–79.
- [28] Francis G., Makkar H.P.S., Becker K. 2001. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. *Aquaculture* 199: 197–227.
- [29] Fuchs J.G., Moenne-Loccoz Y., Defago G. 1999. Ability of nonpathogenic *Fusarium oxysporum* Fo47 to protect tomato against *Fusarium* wilt. *Biol. Control* 14: 105–110.
- [30] Ganassi S., Moretti A., Stornelli C., Fratello B., Bonvicini P.A.M., Logrieco A., Sabatini M.A. 2001. Effect of *Fusarium paecilomyces* and *Trichoderma* formulations against aphid *Schizapis graminum*. *Mycopathologia* 151: 131–138.
- [31] Gordon T.R., Martyn R.D. 1997. The evolutionary biology of *Fusarium oxysporum*. *Annu. Rev. Phytopathol.* 35: 111–128.
- [32] Grove J.F., Pople M. 1980. The insecticidal activity of beauvericin and the enniatin complex. *Mycopathologia* 70: 103–105.
- [33] Guenther J.C., Trail F. 2005. The development and differentiation of *Gibberella zeae* (anamorph: *Fusarium graminearum*) during colonization of wheat. *Mycologia* 97: 229–237.
- [34] Gupta S., Krasnoff S.B., Underwood N.L., Renwick J.A.A., Roberts D.W. 1991. Isolation of beauvericin as an insect toxin from *Fusarium semitectum* and *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans*. *Mycopathologia* 115: 185–189.
- [35] Hajek A.E., Carruthers R.I., Soper R.S. 1990. Temperature and moisture relation of sporulation and germination by *Entomophaga maimaiga* (Zygomycetes: Entomophthoraceae), a fungal pathogen of *Lymantria dispar* (Lepidoptera: Lymontriidae). *Environ. Entomol.* 19: 85–90.
- [36] Hajek A.E., Nelson P.E., Humber R.A. 1993. 2 *Fusarium* species pathogenic to gypsy moth, *Lymantria dispar*. *Mycologia* 85: 937–940.
- [37] Harein P.K., De Las Casa E., Eugenio C.P., Mirocha C.J. 1970. Reproduction and survival of confused flour beetles exposed to metabolites produced by *Fusarium roseum* var. *graminearum*. *J. Econ. Entomol.* 64: 975–976.
- [38] Hasan S., Vago C. 1972. The pathogenicity of *Fusarium oxysporum* to mosquito larvae. *J. Invertebr. Path.* 20: 268–271.
- [39] Hogg A.C., Johnston R.H., Dyer A.T. 2007. Applying real-time PCR to *Fusarium* crown rot of wheat. *Plant Dis.* 91: 1021–1028.
- [40] Humber R.A. 1992. Collection of entomopathogenic fungal cultures: catalog of strains. U.S. department of Agriculture, Agricultural Research Service, Bulletin ARS–110.
- [41] Kalvish T.K. 1979. Entomophilous fungi of pests from protective forest belts of Kulanda steppe. *Entomology Abstracts* 6478.
- [42] Kistler H.C. 1997. Genetic diversity in the plant pathogenic fungus *Fusarium oxysporum*. *Phytopathology* 87: 474–479.
- [43] Klaasen J.A., Matthee F.N., Marasas W.F.O., Schalkwyk D.J. 1991. Comparative isolation of *Fusarium* species from plant debris in soil and wheat stubble and crowns at different locations in the southern and western Cape. *Phytophylactica* 23: 299–307.
- [44] Korbas M., Horoszkiewicz-Janka J. 2007. Znaczenie i możliwości ograniczania szkodliwych metabolitów pochodzenia grzybowego. *Prog. in Plant Prot./Post w Ochr. Rośl.* 47: 141–148.
- [45] Kroschel J., Mueller-Stoeber D., Elzein A., Sauerborn J. 2000. The development of mycoherbicides for the management of parasitic weeds of the genus *Striga* and *Orobanche* – a review and recent results. W: Spencer, N.R. (red.) Proc. of the Xth Int. Symposium on Biological Control of Weeds. 4–14 July 1999, Bozeman, Montana, USA: 139 ss.
- [46] Kurowski T.P. 2002. Studia nad chorobami podsuszkowymi zbóż uprawianych w wieloletnich monokulturach. Wyd. UWM Olsztyn, Rozpr. Monog. 56: 86 ss.
- [47] Leslie J.F., Summerell B.A. 2006. The *Fusarium* Laboratory Manual. Blackwell Pub. Prof. first ed.: 369 ss.
- [48] Lightner D.V., Fontaine C.T. 1975. A mycosis of the American lobster, *Homarus americanus*. *Ann. Invertebrate Pathol.* 25: 239–245.
- [49] Logrieco A., Moretti A., Castella G., KostECKI M., Golinski P., Ritieni A., Chełkowski J. 1998. Beauvericin production by *Fusarium* species. *J. Appl. Environ. Microbiol.* 64: 3084–3088.

- [50] Luque A.G., Pioli R., Bonel B., Alvarez E.P. 2005. Cellulolytic fungi populations in stubble and soil as affected by agricultural management practices. *Biol. Agric. Hortic.* 23: 121–142.
- [51] Lynch R.E., Lewis L.C. 1978. Fungi associated with eggs and first instar larvae of the European corn borer. *J. Invertebr. Path.* 32: 6–11.
- [52] Majumdar A., Boetel M.A., Jaronski S.T. 2008. Discovery of *Fusarium solani* as a naturally occurring pathogen of sugarbeet root maggot (*Diptera: Ulidiidae*) pupae: prevalence and baseline susceptibility. *J. Invertebr. Path.* 97: 1–8.
- [53] Mańka M., Chełkowski J., Brayford D., Visconti A., Kwaśna H., Perkowski J. 1989. *Fusarium graminearum* SCHWABE (Telomorph *Gibberella zeae* SCHW. PETCH) – cultural characteristics, pathogenicity towards cereal seedlings and ability to produce mycotoxins. *J. Phytopathology* 124: 143–148.
- [54] Marasas W.F.O., Nelson P.E., Toussoun T.A. 1984. Toxigenic *Fusarium* species: identity and mycotoxicology. Pennsylvania State University Press, University Park, PA: 328 ss.
- [55] McFarlane S.A., Rutherford R.S. 2005. *Fusarium* species isolated from sugarcane in KwaZulu-Natal and their effect on *Eldana saccharina* (*Lepidoptera: Pyralidae*) development in vitro. Proc. of the 79th Annual Congress of South African Sugar Technologists' Association: 120–123.
- [56] Megan N., Hope R., Colleate A., Baxter E.S. 2002. Relationships between growth and mycotoxin production by *Fusarium* species, biocides and environment. *Eur. J. Plant Pathol.* 108: 685–690.
- [57] Miczulski B., Machowicz-Stefaniak Z. 1977. Fungi associated with the cereal leaf beetle, *Oulema gallaeciana* (*Coleoptera: Chrysomelidae*). *J. Invertebr. Path.* 29: 386–387.
- [58] Mohanty S.S., Raghavendra K., Rai U., Dash A.P. 2008. Efficacy of female *Culex quinquefasciatus* with entomopathogenic fungus *Fusarium pallidoroseum*. *Parasitol. Res.* 103: 171–174.
- [59] Mudge A.M., Dill-Macky R., Dong Y.H., Gardiner D.M., White R.G., Manners J.M. 2006. A role for the mycotoxin deoxynivalenol in stem colonization during crown rot disease of wheat caused by *Fusarium graminearum* and *Fusarium pseudograminearum*. *Physiol. Mol. Plant P.* 69: 73–85.
- [60] Munshi N.A., Hussain B., Malik G.N., Yousuf M., Fatima N. 2008. Efficacy of entomopathogenic fungus *Fusarium pallidoroseum* (COOKE) SACC. against gypsy moth (*Lymantria obfuscata* WALKER). *J. Entomol.* 5: 59–61.
- [61] Nelson P.E., Dignani M.C., Anaissie E.J. 1994. Taxonomy, biology, and clinical aspects of *Fusarium* species. *Clin. Microbiol. Rev.* 7: 479–504.
- [62] Nucci M., Anaissie E. 2007. *Fusarium* infections in immunocompromised patients. *Clin. Microbiol. Rev.* 4: 695–704.
- [63] Nuero O.M. 1995. Production of chitinase by *Fusarium* species. *Curr. Microbiol.* 30: 287–289.
- [64] Paciolla C., Dipierro N., Mule G., Logrieco A., Dipierro S. 2004. The mycotoxins beauvericin and T-2 induce cell death and alteration to the ascorbate metabolism in tomato protoplasts. *Physiol. Mol. Plant P.* 65: 49–56.
- [65] Pelizza S.A., Stenglein S.A., Cabello M.N., Dinolfo M.I., Lange C.E. 2010. First record of *Fusarium verticillioides* as an entomopathogenic fungus of grasshoppers. *J. Insect Sci.* 11: 1–8.
- [66] Sasaki O., Tani S. 1997. Chemical and biological control of land-dwelling leech, *Haemadipsa japonica*. *Med. Entomol. Zool.* 48: 303–309.
- [67] Schmid-Hempel P. 2005. Evolutionary ecology of insect immune defenses. *Annu. Rev. Entomol.* 50: 529–551.
- [68] St Leger R.J., Joshi L., Roberts D.W. 1997. Adaptation of proteases and carbohydrases of saprophytic, phytopathogenic and entomopathogenic fungi to the requirements of their ecological niches. *Microbiology* 143: 1983–1992.
- [69] Stornelli C., Porcelli F., Moretti A., Logrieco A. 1998. Prove di controllo delle popolazioni di *Saissetia oleae* (OLIVIER) in Puglia, mediante distribuzione di funghi isolate nell'area mediterranea. *Micol. Ital.* 2: 11–18.
- [70] Strongman D.B., Strunz G.M., Gogiere P., Yu C.M., Calhoun L. 1988. Enniatins from *Fusarium avenaceum* isolated from balsam fir foliage and their toxicity to spruce budworm larvae, *Choristoneura fumiferana* (CLEM.) (*Lepidoptera: Tortricidae*). *J. Chem. Ecol.* 14: 753–764.
- [71] Strongman D.B., Strunz G.M., Yu C.M. 1990. Trichothecene mycotoxins produced by *Fusarium sporotrichioides* Daom 197255 and their effects on spruce budworm, *Choristoneura fumiferana*. *J. Chem. Ecol.* 16: 1605–1609.
- [72] Suchorzynska M., Misiewicz A. 2009. Mikotoksynotwórcze grzyby fitopatogeniczne z rodzaju *Fusarium* i ich wykrywanie technikami PCR. *Post. Mikrobiol.* 48: 221–230.
- [73] Sun Z. 2008. Toxicity and sublethal effects of deoxynivalenol to larvae of the wheat stem sawfly, *Cephus cinctus* NORTON. W: The pathogenicity of *Fusarium* spp. to wheat stem sawfly, *Cephus cinctus* NORTON (*Hymenoptera: Cephidae*), MSU, Bozeman: 154.

- [74] Teetor-Barsch G.H., Roberts D.W. 1983. Entomogenous *Fusarium* species. *Mycopathologia* 84: 3–16.
- [75] Thomas H., Sauerborn J., Muller-Stover D., Ziegler A., Bedi J. S., Kroschel J. 1998. The potential of *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* as a biological control agent for *Orobanche cumana* in sunflower. *Biol. Control* 13: 41–48.
- [76] Varma A., Tandan B.K. 1996. Pathogenicity of three entomogenous fungi against insect pests of sugarcane. *J. Biol. Control* 10: 87–91.
- [77] Weber R. 2007. Zagrożenie i sposoby ograniczania chorób fuzaryjnych pszenicy. *Post. Nauk Rol.* 2: 19–31.
- [78] Wenda-Piesik A., Morrill W.L., Grey W.E., Weaver D.K. 2006. Patogeniczne właściwości zgorzelowych fuzariów pszenicy dla żdzieblarza pszenicznego. *Progr. in Plant Protect./Post. w Ochr. Rośl.* 46: 339–347.
- [79] Wenda-Piesik A., Sun Z., Grey W.E., Weaver D.K., Morrill W.L. 2009. Mycoses of wheat stem sawfly (*Hymenoptera: Cephidae*) larvae by *Fusarium* spp. isolates. *Environ. Entomol.* 38: 387–394.
- [80] Wilcock J., Megan N. 2001. Impact of environmental factors on fungal respiration and dry matter losses in wheat straw. *J. Stored Prod. Res.* 37: 35–45.
- [81] Yasodha P., Narayanasamy P. 2004. Report of entomopathogenic fungi on adults of Lepidopteran pests in rice. *J. Biol. Control* 18: 87–90.
- [82] Yate I.E., Bacon C.W., Hinton D.M. 1997. Effects of endophytic infection by *Fusarium moniliforme* on corn growth and cellular morphology. *Plant Dis.* 81: 723–728.

Entomopathogenic fungi of *Fusarium* sp. and their role in pest control

Key words: *Fusarium* sp., insects, entomopathogens, pest control

Summary

The purpose of this paper was to refer the literature review on entomopathogenic abilities of fungi from *Fusarium* genera. Plant pathology and entomology have been traditionally pursued as independent disciplines although certain *Fusarium* spp. possess the dual role of acting as both plant and insect pathogens. The mycosis and lethal responses of insects from many orders e.g.: *Diptera*, *Lepidoptera*, *Hymenoptera*, *Heteroptera*, *Orthoptera* have been reported all over the world by various *Fusarium* species. The mechanisms of pathogenesis caused by *Fusariums* proved that many of the plant pathogens possess structural and behavioral adaptations which are very similar to entomopathogens, and the underlying mechanisms of fungal pathogenesis may be similar in insects and plants. *Fusarium* spp. are known to produce the protein and polysaccharide-hydrolysing enzymes, which could be useful in complete hydrolysis of complex organic substances, including plant cell walls and insect cuticles. They also produce a broad spectrum of insecticidal mycotoxins that are toxic to invertebrates and humans. The use of *Fusarium* sp. as insect control agents require of the scientists to consider the advantages as well as potential threads.