

Severity of root and stem base diseases of spring cereals as affected by chemical control of weeds

Chemiczne zwalczanie chwastów a nasilenie chorób korzeni i podstawy źdźbła zbóż jarych

Grzegorz Lemańczyk

Summary

The research was performed over 2002–2004, at the Mochełek Experimental Station. The aim was to compare, under the same environmental and agrotechnical conditions, the effect of weed control on the occurrence of diseases on roots and stem bases of spring forms of barley, oats, wheat and triticale and comparison of fungal community composition on healthy and infected tissues of these cereals. The lowest intensity of foot and root rot disease symptoms was observed in oats. The highest intensity of root and stem base infection symptoms was recorded in wheat and barley, respectively. A significant effect of weed control was observed only at the milk maturity stage. The application of herbicide increased the root infection of barley, oats and wheat and reduced root infection of triticale. The herbicide application resulted in increased stem infection with *Fusarium* spp. in all cereals and increased stem infection of barley and triticale with *Oculimacula* spp. *Gaeumannomyces graminis* was a dominant species isolated from diseased wheat roots. The roots of the other cereals were most often colonized with *Haematonectria haematococca*, *Fusarium culmorum* and *Gibberella intricans*. A fairly high share of *Cochliobolus sativus* was stated for barley. Diseased stems were highly infected with *F. culmorum* followed by *G. intricans* and *Gibberella avenacea* isolated from wheat and oats. *Oculimacula yallundae* and *Rhizoctonia* spp. were isolated much less frequently. Healthy roots and stems were mostly colonized by saprotrophic fungi.

Key words: root rot, eyespot, *Fusarium* foot rot, sharp eyespot, fungi, herbicide

Streszczenie

Badania polowe przeprowadzono w latach 2002–2004 w Stacji Badawczej Mochełek. W tych samych warunkach środowiskowych i agrotechnicznych porównywano: wpływ stosowania herbicydu na porażenie korzeni i podstawy źdźbła form jarych jęczmienia, owsa, pszenicy i pszenżyta oraz skład zbiorowisk grzybów zasiedlających zdrowe oraz porażone tkanki tych zbóż. Najmniej objawów chorób podsuszkowych stwierdzono na owsie. Najsilniejsze porażenie korzeni obserwowano na pszenicy, a podstawy źdźbła na jęczmieniu. Istotny wpływ zwalczania chwastów obserwowano dopiero w stadium dojrzałości młecznej. Po zastosowaniu herbicydu odnotowano wzrost porażenia korzeni jęczmienia, owsa i pszenicy oraz spadek porażenia korzeni pszenżyta. Stosowanie herbicydu powodowało wzrost porażenia źdźbeł wszystkich zbóż przez *Fusarium* spp. oraz wzrost porażenia jęczmienia i pszenżyta przez *Oculimacula* spp. Z porażonych korzeni pszenicy izolowano głównie *Gaeumannomyces graminis*. Na korzeniach pozostałych zbóż dominowały *Haematonectria haematococca*, *Fusarium culmorum* i *Gibberella intricans*. Duży udział *Cochliobolus sativus* zanotowano w przypadku jęczmienia. Z porażonych źdźbeł przeważnie izolowano *F. culmorum*, a z pszenicy i owsa także *G. intricans* i *Gibberella avenacea*. Znacznie rzadziej wyodrębniano *Oculimacula yallundae* i *Rhizoctonia* spp. Ze zdrowych korzeni i źdźbeł izolowano głównie grzyby saprotroficzne.

Słowa kluczowe: zgorzel korzeni, łamliwość źdźbła, fuzaryjna zgorzel podstawy źdźbła, ostra plamistość oczkowa, grzyby, herbicydy

Uniwersytet Technologiczno-Przyrodniczy im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich w Bydgoszczy
Katedra Fitopatologii i Mikologii Molekularnej
Kordeckiego 20, 85-225 Bydgoszcz
Grzegorz.Lemanczyk@utp.edu.pl

Wstęp / Introduction

Nieprzestrzeganie przyrodniczych zasad zmianowania roślin, wymuszone najczęściej względami ekonomicznymi i organizacyjnymi, przyczynia się do kompensacji oraz zmian w strukturze gatunkowej niektórych gatunków patogenów, a także chwastów. Zmniejsza się także efektywność metod oraz zabiegów ograniczających występowanie tych agrofagów, w tym skuteczność działania fungicydów i herbicydów. Powszechnie stosowane herbicydy nie są obojętne również dla organizmów glebowych (Lévesque i Rahe 1992; Wisler i Norris 2005; Lemańczyk 2012). Wpływ herbicydów na patogeny nie jest jednoznaczny. Stosowanie herbicydów może powodować zarówno spadek nasilenia chorób, jak i ich wzrost (Lévesque i Rahe 1992; Velini i wsp. 2010).

Mechanizm działania herbicydów na patogeny roślin jest bardzo złożony. Herbicydy mogą wpływać bezpośrednio na samego patogena, jak również pośrednio, poprzez oddziaływanie: na roślinę uprawną, chwasty, mikoryzę, antagonizm oraz skuteczność działania fungicydów (Wisler i Norris 2005). Są one w stanie stymulować procesy odpornościowe rośliny przeciwko patogenom (Lévesque i Rahe 1992). Ponadto zaobserwowano, iż niektóre herbicydy stosowane łącznie z fungicydami znacznie podnoszą skuteczność tych drugich (Kataria i Gisi 1990). Herbicydy wpływają korzystnie na rozwój mikroorganizmów glebowych (Altman i Rovira 1989). Lepszy rozwój mikroorganizmów w glebie obserwowany po zastosowaniu herbicydów może być powodowany wzmożonym wydzielaniem przez korzenie roślin substancji stymulujących ich rozwój (Lévesque i Rahe 1992).

Stosowanie herbicydów nie zawsze hamuje rozwój patogenów w glebie, może też go stymulować (Lévesque i Rahe 1992; Velini i wsp. 2010). Według Katan i Eshel (1973) istnieją cztery mechanizmy mogące powodować wzrost nasilenia chorób, tj.: poprzez bezpośredni wpływ herbicydów na rozwój patogenów, wirulencję patogenów, wrażliwość żywiciela i/lub zmiany zależności pomiędzy patogenem a innymi organizmami glebowymi.

Dotychczasowe badania najczęściej uwzględniały pojedyncze gatunki roślin. Celem badań było porównanie, w tych samych warunkach środowiskowych i agrotechnicznych, wpływu stosowania herbicydu na porażenie korzeni i podstawy źdźbła form jarych pszenicy, pszenżyta, jęczmienia i owsa, a także porównanie składu zbiorowisk grzybów zasiedlających zdrowe oraz porażone tkanki tych zbóż, z uwzględnieniem zróżnicowanych objawów chorobowych.

Materiały i metody / Materials and methods

Ścisłe doświadczenie polowe przeprowadzono w latach 2002–2004, w Stacji Badawczej Mochełek (17°51'E, 53°13'N), na obiektach doświadczalnych Katedry Podstaw Produkcji Roślinnej i Doświadczalnictwa Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego w Bydgoszczy. Doświadczenia założono w układzie losowanych bloków, w 4 powtórzeniach, na glebie płowej typowej, kompleksu żytniego

dobrego, po pszenicy ozimej. Materiałem badawczym były cztery podstawowe zboża jare, tj. jęczmień (odmiana Rodion), owies (odmiana Szakał), pszenica (odmiana Nawra) i pszenżyto (odmiana Mieszko).

Dla wszystkich zbóż zróżnicowano zachwaszczenie (chemiczne zwalczanie chwastów, chwasty nie zwalczane). Na obiektach z chemicznym zwalczaniem chwastów, w fazie pełni krzewienia zbóż stosowano herbicyd Chwastox Trio 540 SL (300 g/l mekoprop + 200 g/l MCPA + 40 g/l dikamba) w dawce 1,5 l/ha. Nawożenie mineralne, jednakowe na wszystkich obiektach, stosowano przed-siewnie: 50 kg/ha N, 13,2 kg/ha P i 49,8 kg/ha K oraz w fazie strzelania zbóż w żdźbło – 30 kg/ha N. Stosowanie fungicydów ograniczone zostało do zaprawiania ziarna zaprawą Funaben T 480 FS (332 g/l tiuram + 148 g/l karbendazym). W momencie pojawienia się skrzypionki zastosowano Fastac 100 EC (100 g/l alfa-cypermetyryna).

Obserwacje zdrowotności korzeni i podstawy źdźbła prowadzono w fazie strzelania w żdźbło (BBCH 35) i dojrzałości mleczej (BBCH 75). Oceniano porażenie korzeni przez kompleks patogenów oraz podstawy źdźbła przez *Fusarium* spp., *Oculimacula* spp. i *Rhizoctonia* spp., w skali 0–4°, gdzie 0 – oznaczało brak porażenia, a 4 – bardzo silne porażenie. Każdorazowo analizowano zdrowotność 25 losowo wybranych roślin z każdego powtórzenia. Stopnie porażenia przeliczano na indeks chorobowy (DI – disease indeks) według przekształcenia Townsenda i Heubergera (Wenzel 1948). Uzyskane wyniki opracowano statystycznie, metodą analizy wariancji przy użyciu programu AWAR, a stwierdzone różnice szacowano testem Tukeya na poziomie istotności $p = 0,05$.

Ocenę zdrowotności roślin uzupełniono analizą mikologiczną zdrowych oraz porażonych korzeni i podstawy źdźbeł. Izolację z korzeni przeprowadzono w fazie strzelania w żdźbło, a z podstawy źdźbła w stadium dojrzałości mleczej. Każdorazowo ze zdrowych źdźbeł oraz korzeni izolację grzybów przeprowadzono z 30 skrawków, a z chorych korzeni przygotowano po 100 skrawków, o długości 5 mm. Z chorych źdźbeł izolację wykonano oddzielenie dla źdźbeł wykazujących objawy fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła, łamliwości źdźbła i ostrej plamistości oczkowej. Tak przygotowany materiał płukano przez 45 minut pod bieżącą wodą, a następnie odfakowano w 1% roztworze AgNO_3 przez 15 sekund, po czym płukano trzykrotnie w sterylnej wodzie destylowanej 1 minutę i wkładano na pożywkę PDA z dodatkiem streptomycyny, znajdującą się w płytkach Petriego. Wyrastające kolonie grzybów odczyszczano na kosy agarowe i oznaczano według mikologicznych kluczy. By potwierdzić przynależność gatunkową izolatów wstępnie oznaczonych jako *Rhizoctonia* spp. i *Oculimacula* spp. przeprowadzono reakcję PCR (polymerase chain reaction). W tym celu zastosowano startery typu SCAR ITS1/GMRS-3 specyficzne gatunkowo dla *R. solani* (Johanson i wsp. 1998), Rc2 F/R dla *R. cerealis* (Nicholson i Parry 1996), TyV5F/R dla *O. yallundae* oraz Ta05F/R dla *O. acufomis* (Nicholson i wsp. 1997). Izolację całkowitego DNA wykonano według zmodyfikowanej metody Doyle i Doyle (1990). Do przeprowadzenia reakcji PCR zastosowano zestaw Taq PCR Core Kit (QIAGEN Inc., USA).

Wyniki i dyskusja / Results and discussion

Najwięcej objawów porażenia korzeni odnotowano na pszenicy, w znacznie mniejszym stopniu na pszenżycie, jęczmieniu i owsie (tab. 1). Stosunkowo duże nasilenie porażenia korzeni pszenicy mogło wynikać z faktu, iż przedplonem dla badanych zbóż jarych była pszenica ozima. Uprawa zbóż po przedplonie zbożowym szczególnie sprzyja porażeniu korzeni, zwłaszcza w przypadku pszenicy (Płaskowska 2005). Na owsie stwierdzono również najmniej objawów porażenia podstawy źdźbła, natomiast najwięcej było ich na jęczmieniu, następnie na pszenicy i pszenżycie. Korzenie i podstawa źdźbła owsa zazwyczaj nie jest porażana w większym stopniu przez patogeny grzybowe, dlatego uchodzi on za roślinę fitosanitarną (Lemańczyk 2010). Na podstawie źdźbła zbóż jarych obserwowano głównie objawy fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła, w znacznie mniejszym stopniu łamliwości źdźbła, a najmniej było ostrej plamistości oczkowej. Według Korbasa (2008) zboża jare mają zbyt krótki okres uprawy by mogły ulec porażeniu w silniejszym stopniu przez *Oculimacula* spp. To samo stwierdzenie może dotyczyć również porażenia przez *R. cerealis* (Lemańczyk 2010). Długość okresu wegetacji nie odgrywa większej roli przy porażeniu zbóż przez *Fusarium* spp., zwłaszcza że grzyby te zasiedlają tkanki roślin w późniejszych fazach rozwojowych zbóż (Płaskowska 2005).

Porażenie korzeni wszystkich badanych zbóż jarych statystycznie istotnie zależało od chemicznego zwalczania chwastów. Stosowanie herbicydu wpływało korzystnie na zdrowotność korzeni pszenżyta oraz sprzyjało porażeniu korzeni jęczmienia, owsa i pszenicy. Według Kurowskiego i wsp. (2010) stosowanie herbicydów może prowadzić do wzrostu porażenia korzeni, co obserwowali na pszenżycie ozimym. Geddens i wsp. (1990) stwierdzili wyraźny spadek porażenia korzeni pszenicy przez *Gaeumannomyces graminis* po zastosowaniu wszystkich badanych herbicydów, zwłaszcza mekopropu. Altman i Rovira (1989) podają natomiast, iż po zastosowaniu mekopropu nastąpił wzrost porażenia korzeni pszenicy jarej przez *G. graminis*. Według Lévesque i Rahe (1992) wzrost porażenia korzeni przez *G. graminis* po zastosowaniu herbicydów wynika z ograniczenia rozwoju populacji antagonistycznych mikroorganizmów. Jednocześnie zaznaczają, iż herbicydy mogą przyczynić się do spadku porażenia zbóż poprzez eliminację chwastów będących żywicielami pośrednimi.

Stosowanie herbicydu przyczyniło się do nasilenia fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła na wszystkich badanych zbożach, a także łamliwości źdźbła na jęczmieniu i pszenżycie. Statystycznie istotne różnicowanie stwierdzono tylko w fazie dojrzałości młecznej. Stosowanie herbicydu nie wpływało na występowanie ostrej plamistości oczkowej. Istotny wpływ herbicydów na nasilenie występowania tej choroby obserwowano natomiast w zbożach ozimych. Po zastosowaniu herbicydów stwierdzono znacznie więcej objawów chorobowych na pszenżycie ozimym i pszenicy ozimej, a na pszenicy jarej nastąpił spadek porażenia w porównaniu z kontrolą (Lemańczyk 2012). Kurowski i wsp. (2010) po zastosowaniu chemicznego zwalczania chwastów stwierdzili spadek

nasilenia występowania na pszenżycie ozimym ostrej plamistości oczkowej i fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła. Nie obserwowali natomiast różnicowania w nasileniu łamliwości źdźbła. Kataria i Gisi (1990) odnotowali spadek nasilenia występowania łamliwości źdźbła i ostrej plamistości oczkowej na pszenicy ozimej stosując dikambę.

Wielu autorów podaje, iż herbicydy wpływają korzystnie na rozwój mikroorganizmów glebowych (Altman i Rovira 1989). Lepszy rozwój mikroorganizmów w glebie po zastosowaniu herbicydów może być powodowany wzmożonym wydzielaniem przez korzenie roślin traktowanych herbicydami różnych substancji stymulujących rozwój organizmów antagonistycznych. Nalistne stosowanie mekopropu, który aplikowano również w badaniach własnych, może przyczynić się do istotnego wzrostu populacji fluoroscencyjnych *Pseudomonas* spp. w glebie, co skutkuje słabszym porażeniem przez patogeny (Lévesque i Rahe 1992). Według Busse i wsp. (2004) stosowanie herbicydów na glebie słabszej, takiej jaka jest w Stacji Badawczej Mochełek, może przyczynić się do spadku zawartości w niej biomasy mikroorganizmów i być może dlatego w badaniach własnych nie nastąpił wzrost populacji organizmów antagonistycznych i nie obserwowano jednoznacznego efektu działania herbicydu. Ponadto okres wegetacji zbóż jarych prawdopodobnie był zbyt krótki by herbicyd mógł przyczynić się do rozwoju mikroorganizmów antagonistycznych. Eshel i Katan (1972) stwierdzili, iż wzrost porażenia roślin po zastosowaniu herbicydów nie wynika z większej podatności żywiciela po zastosowaniu herbicydów, ale z ograniczenia rozwoju organizmów antagonistycznych w glebie.

Według Colbach i wsp. (1997) na występowanie chorób podsuszkowych istotny wpływ ma gęstość roślin. Im rośliny są bliżej siebie, tym większe prawdopodobieństwo porażenia, gdyż rozrastająca się grzybnia patogena ma krótszą drogę do pokonania. Według Lévesque i Rahe (1992) istnieje wyraźna korelacja pomiędzy nasileniem chorób podsuszkowych a zagęszczeniem żywicieli pośrednich. Potencjalnymi żywicielami *Fusarium* spp. i *R. solani* mogą być liczne gatunki chwastów, należących do różnych rodzin (Peltier 1916), natomiast dla *G. graminis*, *Oculimacula* spp. i *R. cerealis* głównie chwasty jednoliścienne (Bockus i wsp. 2010). Black i wsp. (1996) stwierdzili, iż usunięcie chwastów będących potencjalnymi żywicielami patogenów nie musi powodować spadku porażenia zbóż.

W oznaczaniu grzybów, których gatunek trudno jest jednoznacznie ustalić tradycyjnymi metodami, tj. grzybów z rodzajów *Oculimacula* i *Rhizoctonia*, zastosowano technikę PCR. W ciągu trzech lat badań ze wszystkich zbóż wyizolowano łącznie 24 izolaty wstępnie zdiagnozowane jako *Oculimacula* spp. W wyniku reakcji PCR z zastosowaniem specyficznych dla *O. yallundae* starterów TyV5F/R, wszystkie izolaty zaliczono do tego gatunku, uzyskując produkt o wielkości 600 par zasad. Zastosowanie starterów Ta05F/R specyficznych dla *O. acutiformis* nie dało oczekiwanej wielkości produktu 330 pz. Podaje się, iż zawartość DNA tych patogenów w tkankach zbóż wzrasta wraz z rozwojem rośliny (Nicholson i wsp. 2002; Ray i wsp. 2004). Być może dlatego w przypadku zbóż

Tabela 1. Nasilenie chorób korzeni i podstawy źdźbła zbóż jarych w warunkach zróżnicowanego zwalczania chwastów – indeks chorobowy [%]

Table 1. The occurrence of root rot and foot rot diseases on spring cereals depending on weed control in two stages – disease index [%]

Zwalczanie chwastów Weed control	Jęczmień – Barley		Owies – Oats		Pszenica – Wheat		Pszenżyto – Triticale	
	BBCH 35	BBCH 75	BBCH 35	BBCH 75	BBCH 35	BBCH 75	BBCH 35	BBCH 75
Zgorzel korzeni – <i>Cochliobolus sativus</i> , <i>Gaeumannomyces graminis</i> , <i>Fusarium</i> spp., <i>Rhizoctonia</i> spp.								
Herbicyd – Herbicide	8,15	20,32	2,75	8,16	16,01	49,50	9,86	16,69
Kontrola – Untreated	8,54	14,25	2,87	6,13	16,30	28,75	10,99	19,75
Średnio – Mean	8,35	17,29	2,81	7,15	16,16	39,13	10,43	18,22
NIR (0,05) – LSD (0.05)	r.n.	3,533	r.n.	1,15	r.n.	1,435	r.n.	3,698
Fuzaryjna zgorzel podstawy źdźbła – <i>Fusarium</i> spp.								
Herbicyd – Herbicide	1,62	24,90	0,08	1,50	4,61	19,56	0,76	12,19
Kontrola – Untreated	1,51	23,84	0,08	1,00	5,78	13,81	0,76	11,81
Średnio – Mean	1,57	24,37	0,08	1,25	5,20	16,69	0,76	12,00
NIR (0,05) – LSD (0.05)	r.n.	0,791	r.n.	0,034	r.n.	0,966	r.n.	0,222
Łamliwość źdźbła – <i>Oculimacula acufornis</i> , <i>O. yallundae</i>								
Herbicyd – Herbicide	0,93	1,51	0,13	0,26	2,97	3,25	0,91	2,63
Kontrola – Untreated	1,01	0,82	0,00	0,13	3,32	3,13	1,03	2,25
Średnio – Mean	0,97	1,17	0,07	0,20	3,15	3,19	0,97	2,44
NIR (0,05) – LSD (0.05)	r.n.	0,544	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	0,191
Ostra plamistość oczkowa – <i>Rhizoctonia cerealis</i>								
Herbicyd – Herbicide	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,25	0,00	0,08
Kontrola – Untreated	0,22	0,17	0,00	0,17	0,17	0,33	0,00	0,00
Średnio – Mean	0,11	0,09	0,00	0,09	0,09	0,29	0,00	0,04
NIR (0,05) – LSD (0.05)	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.	r.n.

r.n. – różnice nieistotne – not significant differences

Tabela 2. Procentowy udział grzybów wyizolowanych z porażonych i zdrowych korzeni zbóż jarych

Table 2. Percentage share of fungi isolated from infected and healthy roots of spring cereals

Takson – Taxon	Jęczmień Barley		Owies Oats		Pszenica Wheat		Pszenżyto Triticale	
	K	KZ	K	KZ	K	KZ	K	KZ
1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl.	1,4	–	–	–	0,8	–	4,9	–
<i>Arthrinium phaeospermum</i> (Corda) M.B. Ellis	–	–	–	–	0,8	–	–	–
<i>Chaetomium funicola</i> Cooke	–	–	0,6	–	0,8	–	–	–
<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link	0,7	–	–	–	0,8	–	–	–
<i>Clonostachys rosea</i> (Link) Schroers, Samuels, Seifert & W. Gams	4,1	–	3,2	–	0,8	–	–	–
<i>C. rosea</i> f. <i>catenulata</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) Schroers	–	–	0,6	–	0,8	–	0,7	–
<i>Cochliobolus sativus</i> (S. Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur	14,8	–	–	–	1,2	–	1,4	–
<i>Epicoccum nigrum</i> Link	1,4	–	–	–	–	–	2,1	–
<i>Fusarium culmorum</i> (W.G. Sm.) Sacc.	12,7	–	11,1	8,7	6,0	–	18,8	–
<i>F. oxysporum</i> Schltdl.	8,7	–	1,3	–	3,6	–	3,5	–
<i>F. poae</i> (Peck.) Wollenw.	5,4	–	–	–	2,0	–	–	–
<i>Gibberella avenacea</i> R.J. Cook	4,1	–	3,9	–	2,0	–	–	–
<i>G. intricans</i> Wollenw.	8,0	–	22,1	–	10,3	–	4,2	–
<i>Gaeumannomyces graminis</i> var. <i>tritici</i> J. Walker	1,4	–	–	–	35,5	–	5,6	–
<i>Gymnoascus reessii</i> Baran.	–	–	0,6	–	0,4	–	–	–
<i>Haematonectria haematococca</i> (Berk. & Broome) Samuels & Rossman	10,7	–	16,2	4,3	7,1	6,1	20,1	6,5
<i>Microdochium bolleyi</i> (R. Sprague) de Hoog & Herm.-Nijh.	9,5	–	20,1	–	7,1	–	–	–

1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>Mucor</i> spp.	1,4	3,1	0,6	4,3	1,2	12,1	8,3	12,9
<i>Penicillium</i> spp.	1,4	46,8	0,6	39,2	0,8	30,3	12,2	32,2
<i>Periconia macrospinos</i> a Lefebvre & Aar. G. Johnson	1,4	–	9,0	–	0,8	–	–	–
<i>Phoma</i> sp.	–	–	–	–	0,4	–	0,7	–
<i>Purpureocillium lilacinum</i> (Thom) Luangsa-ard, Hywel-Jones & Samson	–	–	1,9	–	–	–	2,8	–
<i>Rhizoctonia solani</i> Kühn	0,7	–	0,6	–	0,8	–	4,9	–
<i>Sarocladium strictum</i> (W. Gams) Summerb.	2,0	9,4	–	–	–	–	–	–
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	1,4	6,3	0,6	4,3	0,8	3,0	0,7	3,2
<i>T. koningii</i> Oudem.	4,7	12,5	1,3	13,1	2,8	12,1	0,7	19,4
<i>T. polysporum</i> (Link) Rifai	0,7	12,5	1,9	13,1	4,4	18,2	2,1	16,1
<i>T. viride</i> Pers.	0,7	6,3	0,6	8,7	2,4	9,1	2,1	6,5
Grzybnia nie zarodnikujące – Non-sporulating mycelia	2,7	3,1	3,2	4,3	5,6	9,1	4,2	3,2
Łączna liczba izolatów – Total number of isolates	148	32	155	23	252	33	144	31

K – korzenie porażone – diseased roots; KZ – korzenie zdrowe – healthy roots

Tabela 3. Procentowy udział grzybów wyizolowanych z porażonych podstaw źdźbeł zbóż jarych

Table 3. Percentage share of fungi isolated from infected stem basis of spring cereals

Taxon	Jęczmień Barley				Owies Oats				Pszenica Wheat				Pszennyto Triticale			
	F	O	R	PZ	F	O	R	PZ	F	O	R	PZ	F	O	R	PZ
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
<i>Arthrinium phaeospermum</i> (Corda) M.B. Ellis	–	–	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–	–	–	–	–
<i>Aureobasidium pullulans</i> (de Bary) G. Arnaud	–	–	–	–	–	–	–	–	–	3,1	–	–	–	–	–	–
<i>Chaetomium funicola</i> Cooke	–	–	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–	–	–	–	–
<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link	1,4	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Clonostachys rosea</i> (Link) Schroers, Samuels, Seifert & W. Gams	–	4,7	12,5	–	–	–	–	8,6	5,6	2,1	–	–	3,5	6,7	–	4,3
<i>C. rosea</i> f. <i>catenulata</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) Schroers	0,9	–	–	–	–	–	–	–	1,0	–	–	–	–	–	–	–
<i>Cochliobolus sativus</i> (S. Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur	26,2	1,6	–	–	–	–	–	–	2,5	10,3	–	–	–	–	–	–
<i>Fusarium culmorum</i> (W.G. Sm.) Sacc.	27,6	34,4	12,5	10,5	34,3	40,5	–	8,6	22,3	20,6	–	16,1	56,4	33,3	33,3	13,0
<i>F. oxysporum</i> Schltdl.	0,5	–	–	–	–	–	–	–	1,5	2,1	–	–	–	–	–	–
<i>F. poae</i> (Peck.) Wollenw.	–	3,1	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–	–	4,0	–	–
<i>F. sporotrichioides</i> Sherb.	–	–	–	–	1,2	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Gaeumannomyces graminis</i> var. <i>tritici</i> J. Walker	–	–	–	–	–	–	–	–	1,0	2,1	–	1,6	–	–	–	–
<i>Gibberella avenacea</i> R.J. Cook	2,8	–	–	–	16,9	16,5	25,0	–	16,8	7,2	–	3,2	3,0	–	–	–
<i>G. intricans</i> Wollenw.	22,4	10,9	–	–	33,7	38,0	25,0	–	19,8	24,7	14,3	11,3	12,4	10,7	–	–
<i>G. tricineta</i> El-Gholl, McRitchie, Schoult. & Ridings	–	–	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–	–	1,3	–	–
<i>Gliocladium virens</i> J.H. Mill., Giddens & A.A. Foster	–	–	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–	–	–	–	–
<i>Haematonectria haematococca</i> (Berk. & Broome) Samuels & Rossman	12,6	12,5	–	–	1,7	–	–	5,7	5,6	6,2	–	11,3	7,9	4,0	–	8,7
<i>Microdochium bolleyi</i> (R. Sprague) de Hoog & Herm.-Nijh.	1,4	–	–	–	4,1	–	–	–	7,6	2,1	–	–	–	1,3	–	–
<i>Mucor</i> spp.	0,5	14,1	12,5	–	0,6	1,3	25,0	25,7	3,6	1,0	–	14,5	3,5	–	33,3	21,7
<i>Oculimacula yallundae</i> (Wallwork & Spooner) Crous & W. Gams	–	4,7	–	–	–	1,3	–	–	–	9,3	–	–	–	14,7	–	–
<i>Penicillium</i> spp.	0,5	3,1	12,5	36,8	–	–	–	20,0	–	1,0	14,3	14,5	3,5	1,3	–	34,8
<i>Periconia macrospinos</i> a Lefebvre & Aar. G. Johnson	–	–	–	–	–	–	–	–	1,0	–	–	–	–	1,3	–	–

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
<i>Phoma</i> sp.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	1,0	–	–	–
<i>Purpureocillium lilacinum</i> (Thom) Luangsa-ard, Hywel-Jones & Samson	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	0,5	–	–	–
<i>Rhizoctonia cerealis</i> van der Hoeven	–	–	37,5	–	–	–	25,0	2,9	–	–	57,1	–	–	–	33,3	–
<i>R. solani</i> Kühn	–	–	12,5	–	–	–	–	–	–	–	14,3	–	–	–	–	–
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	–	–	–	5,3	–	–	–	2,9	0,5	–	–	1,6	–	1,3	–	–
<i>T. koningii</i> Oudem.	1,4	3,1	–	15,8	1,7	–	–	11,4	3,0	5,2	–	8,1	–	5,3	–	–
<i>T. polysporum</i> (Link) Rifai	0,5	–	–	21,1	1,7	–	–	8,6	2,5	3,1	–	6,5	1,5	4,0	–	4,3
<i>T. viride</i> Pers.	0,5	1,6	–	5,3	0,6	–	–	2,9	1,0	–	–	3,2	–	2,7	–	–
Grzybnia nie zarodnikująca Non-sporulating mycelia	0,9	6,3	–	5,3	3,5	2,5	–	2,9	2,0	–	–	8,1	6,9	8,0	–	13,0
Łączna liczba izolatów Total number of isolates	214	64	8	19	172	79	4	35	197	97	7	62	202	75	3	23

F – źdźbła z objawami fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła – stems with symptoms of Fusarium foot rot; O – źdźbła z objawami łamliwości źdźbła – stems with symptoms of eyespot; R – źdźbła z objawami ostrej plamistości oczkowej – stems with symptoms of sharp eyespot; PZ – zdrowe źdźbła – healthy stems

jarych, które cechują się znacznie krótszym okres wegetacji niż ozime nie stwierdzono *O. acuformis*. Według Głazek (2009) na plantacjach pszenicy ozimej w południowej i środkowej Polsce przeważa *O. acuformis* w porównaniu z *O. yallundae*, co wyjaśnia późne pojawianie się symptomów chorobowych. Korbas (2008) prowadzący obserwacje w Polsce środkowej i północnej na pszenicy ozimej znacznie częściej stwierdzał *O. yallundae*. Podaje, iż *O. yallundae* szybciej zasiedla tkanki niż *O. acuformis*, co wynika między innymi z jego szybszego wzrostu liniowego. Na wolniejszy rozwój *O. acuformis* w tkankach roślin żywicielskich wskazują również Nicholson i wsp. (2002) oraz Ray i wsp. (2004), którzy we wcześniejszych fazach rozwojowych w tkankach pszenicy stwierdzili większe stężenie DNA *O. yallundae* niż DNA *O. acuformis*.

Przynależność wszystkich 10 dwujądrowych izolatów *Rhizoctonia* została potwierdzona jako *R. cerealis*, w wyniku przeprowadzonej reakcji PCR przy użyciu specyficznych gatunkowo starterów Rc2F/R, uzyskując oczekiwany produkt amplifikacji o długości 800 pz. Przy użyciu starterów ITS1/GMRS-3 potwierdzono przynależność wszystkich 13 wielojądrowych izolatów *Rhizoctonia* do gatunku *R. solani*, uzyskując oczekiwany produkt o wielkości 550 pz. Również w badaniach Lemańczyka (2010) prowadzonych na plantacjach towarowych zbóż jarych potwierdzono obecność zarówno *R. cerealis*, jak i *R. solani* na źdźbłach z objawami ostrej plamistości oczkowej. Za głównego sprawcę tej choroby uważa się *R. cerealis*, jednak Boerema i Verhoeven (1977) zaznaczyli, iż może być też powodowana przez *R. solani*. Małą liczbę uzyskanych izolatów *Rhizoctonia* w badaniach własnych można tłumaczyć krótkim okresem wegetacji zbóż jarych, w którym grzyby te nie zdążyły dokonać poważniejszych zmian chorobowych. Nicholson i wsp. (2002) oraz Ray i wsp. (2004) podają, iż ilość DNA *R. cerealis* w tkankach pszenicy ozimej wzrastała wraz z rozwojem rośliny. Patogen ten zazwyczaj pojawia się w późniejszych fazach rozwojowych.

Z porażonych korzeni pszenicy izolowano głównie *G. graminis* (tab. 2). Na korzeniach pozostałych zbóż dominowały grzyby, które w stadium konidialnym zaliczane są do rodzaju *Fusarium*, zwłaszcza *Haematococcus haematococca* (anamorfa *F. solani*) i *Fusarium culmorum*, a na owsie przede wszystkim *Gibberella intricans* (anamorfa *F. equiseti*). Na porażonych korzeniach jęczmienia dominował jednak *Cochliobolus sativus* (anamorfa *Bipolaris sorokiniana*). *R. solani* izolowano sporadycznie. Ze zdrowych korzeni uzyskano głównie grzyby uznawane powszechnie za saprotroficzne dla zbóż, zwłaszcza z rodzajów *Penicillium* i *Trichoderma*. Spośród potencjalnych patogenów izolowano przede wszystkim *H. haematococca*, a także *F. culmorum*.

Również Bockus i wsp. (2010) za głównego sprawcę zgorzeli korzeni pszenicy uznali *G. graminis*. Płaskowska (2005) dodaje, iż sprawcą ich porażenia mogą być również grzyby z rodzaju *Fusarium* oraz *R. solani*. *Fusarium* spp. występują w glebie powszechnie, cechują się dużą konkurencyjnością w stosunku do innych patogenów i dobrze rozwijają się na roślinach w obecności innych grzybów. Często opanowują rośliny porażone pierwotnie przez inne patogeny (Płaskowska 2005). *C. sativus* w Polsce infekuje głównie korzenie jęczmienia, rzadko innych zbóż (Baturo-Ciesniewska 2011). Porażone tkanki roślinne znajdujące się w glebie, często opanowane są wtórnie przez mniej wyspecjalizowane patogeny, np. *Fusarium* spp. oraz przez grzyby saprotroficzne. Z tego powodu bardzo trudno jest wyizolować głównego sprawcę choroby, gdyż może być on przerastany przez inne czynniki chorobotwórcze lub saprotroficzne, np. *Penicillium* spp., *Trichoderma* spp. i *Mucor* (Bateman i Kwaśna 1999). Grzyby te często izolowano również w badaniach własnych.

Ze źdźbeł zbóż z objawami fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła najczęściej izolowano grzyby z rodzaju *Fusarium* (tab. 3). Na wszystkich zbożach dominował *F. culmorum*, co szczególnie dotyczyło pszenżyta, a także *G. intricans*. Z pszenicy i owsa uzyskano także dużo *Gibberella avenacea* (anamorfa *F. avenaceum*). Ze źdźbeł jęczmienia z charakterystycznymi zbrunatnieniami, bądź

smugami często izolowano również *C. sativus*. Mimo wyraźnych objawów łamliwości, udział *O. yallundae* wśród grzybów uzyskanych z takich źdźbł wynosił od 1,3% (na owsie) do 14,7% (na pszenicy). Na źdźbłach z objawami łamliwości źdźbła często występowały *Fusarium* spp., zwłaszcza *F. culmorum*, a także *G. intricans* i *G. avenacea*. Ze źdźbł z objawami ostrej plamistości oczkowej izolowano głównie *R. cerealis*, a *R. solani* uzyskano tylko z pszenicy i jęczmienia.

Z porażonej podstawy źdźbła zbóż jarych izolowano głównie grzyby z rodzaju *Fusarium*, znacznie rzadziej *Oculimacula* spp. i *Rhizoctonia* spp. (Płaskowska 2005; Lemańczyk 2010). *C. sativus* izoluje się głównie z jęczmienia (Batur-Ciesniewska 2011). Czasami, pomimo widocznych objawów chorobowych charakterystycznych dla konkretnego patogena, izoluje się inne gatunki, wtórnie zasiedlające porażone tkanki lub biorące udział w infekcji mieszanej, w tym również *Fusarium* spp. *Oculimacula* spp. oraz *R. cerealis* jako patogeny wyspecjalizowane w porażaniu zbóż, na pożywkach sztucznych rosną stosunkowo wolno i często są zarastane przez *Fusarium* spp. oraz grzyby saprotroficzne (Bateman i Kwaśna 1999). Być może dlatego nie wyizolowano *O. aciformis*, który cechuje się wyjątkowo wolnym wzrostem (Głazek 2009).

Ze zdrowych źdźbł izolowano głównie grzyby saprotroficzne, zwłaszcza z rodzajów *Penicillium*, *Trichoderma* i *Mucor*, a także *F. culmorum*, którego obecność mogła wynikać stąd, iż *Fusarium* spp. często zasiedlają tkanki

roślinne pod koniec okresu ich wegetacji (Płaskowska 2005).

Wnioski / Conclusions

1. Po zastosowaniu herbicydu obserwowano wzrost nasilenia fuzaryjnej zgorzeli podstawy źdźbła na wszystkich zbożach, a także łamliwości źdźbła na jęczmieniu i pszenicy. W obiektach opryskiwanych herbicydem stwierdzono znaczny spadek porażenia korzeni pszenicy, a w przypadku pozostałych zbóż nastąpił wzrost porażenia korzeni.
2. Z porażonych korzeni pszenicy izolowano głównie *G. graminis*. Na korzeniach pozostałych zbóż dominowały *H. haematococca*, *F. culmorum* i *G. intricans*. Z jęczmienia uzyskano również dużo *C. sativus*.
3. Na porażonych źdźbłach dominował *F. culmorum*. Ze źdźbł pszenicy i owsa często izolowano również *G. intricans* i *G. avenacea*, a jęczmienia – *C. sativus*. Znacznie rzadziej izolowano *O. yallundae* oraz *R. solani* i *R. cerealis*.
4. Na zdrowych korzeniach i źdźbłach występowały głównie grzyby uznawane za saprotroficzne dla zbóż. Spośród potencjalnych patogenów najczęściej izolowano *F. culmorum*.

Literatura / References

- Altman J., Rovira A.D. 1989. Herbicide-pathogen interactions in soil-borne root diseases. *Can. J. Plant Pathol.* 11 (2): 166–172.
- Bateman G.L., Kwaśna H. 1999. Effects of number of winter wheat crops grown successively on fungal communities on wheat roots. *Appl. Soil Ecol.* 13 (3): 271–282.
- Batur-Ciesniewska A. 2011. Genetic variability and pathogenicity among Polish isolates of *Bipolaris sorokiniana* (*Cochliobolus sativus*) derived from spring barley (*Hordeum vulgare* L.). *J. Plant Pathol.* 93 (2): 291–302.
- Black B.D., Griffin J.L., Russin J.S., Snow J.P. 1996. Herbicide effects on *Rhizoctonia solani* in vitro and *Rhizoctonia* foliar blight of soybean (*Glycine max*). *Weed Sci.* 44 (3): 711–716.
- Bockus W.W., Bowden R.L., Hunger R.M., Morrill W.L., Murray T.D., Smiley R.W. (eds.) 2010. *Compendium of Wheat Diseases and Pests*. 3-rd ed. APS Press, St. Paul, MN, 171 pp.
- Boerema G.H., Verhoeven A.A. 1977. Check-list for scientific names of common parasitic fungi. Series 26: Fungi on field crops: Cereals and grasses. *Neth. J. Plant Pathol.* 83 (5): 165–204.
- Busse M.D., Fiddler G.O., Ratcliff A.W. 2004. Ectomycorrhizal formation in herbicide-treated soils of differing clay and organic matter content. *Water Air Soil Poll.* 152 (1–4): 23–34.
- Colbach H., Lucas P., Cavellier N., Cavellier A. 1997. Influence of cropping system on sharp eyespot in winter wheat. *Crop Prot.* 16 (5): 415–422.
- Doyle J.J., Doyle J.L. 1990. Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus* 12 (1): 13–15.
- Eshel Y., Katan J. 1972. Effect of time of application of diphenamid on pepper, weeds and disease. *Weed Sci.* 20 (5): 468–471.
- Geddens R.M., Appleby A.P., Powelson R.L. 1990. Effect of herbicides on take-all disease (*Gaeumannomyces graminis*) in winter wheat (*Triticum aestivum*). *Weed Technol.* 4 (3): 478–481.
- Głazek M. 2009. Occurrence of eyespot on winter wheat in the Central-Southern region of Poland. *J. Plant Prot. Res.* 49 (4): 426–433.
- 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 Microbiol. Lett.* 162 (2): 289–294.
- Katan J., Eshel Y. 1973. Interactions between herbicides and plant pathogens. *Residue Rev.* 45: 145–177.
- Kataria H.R., Gisi U. 1990. Interactions of fungicide-herbicide combinations against plant pathogens and weeds. *Crop Prot.* 9 (6): 403–409.
- Korbas M. 2008. Epidemiologia łamliwości źdźbła pszenicy ozimej w Polsce. *Rozpr. Nauk. Inst. Ochr. Roślin*, 18, 68 ss.
- Kurowski T.P., Brzozowska I., Brzozowski J., Kurowska A. 2010. Zdrowotność pszenicy ozimej w zależności od sposobu regulacji zachwaszczenia, nawożenia azotem i ochrony przed patogenami. *Ann. UMCS, Sec. E, Agricultura* 65 (2): 10–22.
- Lemańczyk G. 2010. Occurrence of sharp eyespot in spring cereals grown in some regions of Poland. *J. Plant Prot. Res.* 50 (4): 505–512.
- Lemańczyk G. 2012. The role of the preceding crop and weed control in the transmission of *Rhizoctonia cerealis* and *R. solani* to winter cereals. *J. Plant Prot. Res.* 52 (1): 93–105.
- Lévesque C.A., Rahe J.E. 1992. Herbicide interactions with fungal root pathogens, with special reference to glyphosate. *Annu. Rev. Phytopathol.* 30: 579–602.

- Nicholson P., Parry D.W. 1996. Development and use of a PCR assay to detect *Rhizoctonia cerealis*, the cause of sharp eyespot in wheat. *Plant Pathol.* 45 (5): 872–883.
- Nicholson P., Rezanoor H.N., Simpson D.R., Joyce D. 1997. Differentiation and quantification of the cereal eyespot fungi *Tapesia yallundae* and *Tapesia acuformis* using a PCR assay. *Plant Pathol.* 46 (6): 842–856.
- Nicholson P., Turner A.S., Edwards S.G., Bateman G.L., Morgan L.W., Parry D.W., Marshall J., Nuttall M. 2002. Development of stem-base pathogens on different cultivars of winter wheat determined by quantitative PCR. *Eur. J. Plant Pathol.* 108 (2): 163–177.
- Peltier G.L. 1916. Parasitic *Rhizoctonias* in America. Urbana, University of Illinois, Bull. No. 189, 108 pp.
- Pląskowska E. 2005. Zdrowotność pszenicy jarej uprawianej w siewie czystym i w mieszaninach odmian. *Rozpr. Nauk. AR Wrocław*, Rozprawa 236, 528, 142 ss.
- Ray R.V., Jenkinson P., Edwards S.G. 2004. Effects of fungicides on eyespot, caused predominantly by *Oculimacula acuformis*, and yield of early-drilled winter wheat. *Crop Prot.* 23 (12): 1199–1207.
- Velini E.D., Trindade M.L.B., Barberis L.R.M., Duke S.O. 2010. Growth regulation and other secondary effects of herbicides. *Weed Sci.* 58 (3): 351–354.
- Wenzel H. 1948. Zur Erfassung des Schadenausmasses in Pflanzenschutzversuchen. *Pflanzenschutz-Ber.* 15: 81–84.
- Wisler G.C., Norris R.F. 2005. Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. *Weed Sci.* 53 (6): 914–917.