

ARTYKUŁ PRZEGLĄDOWY

Rizoktonioza ziemniaka – sprawca, przyczyny, objawy i zwalczanie

Rhizoctonia canker and black scurf of potato – the culprit of the disease, causes, symptoms and control

Jerzy Osowski*

Streszczenie

Ziemniak zajmuje obecnie czwarte miejsce wśród roślin wykorzystywanych do wyżywienia ludzi na świecie. Jednak jego produkcja jest zagrożona przez liczne choroby pochodzenia biotycznego i abiotycznego. Jedną z groźniejszych, występujących powszechnie we wszystkich rejonach uprawy ziemniaka jest rizoktonioza ziemniaka wywołwana przez grzyb *Rhizoctonia solani*. Choroba ze względu na liczne źródła materiału infekcyjnego (porażona bulwa, gleba, resztki roślin, alternatywni żywicieli), zmienność genetyczną, długi cykl uprawy ziemniaka, w którym występuje wiele etapów w łańcuchu jej przenoszenia oraz ograniczone praktyczne środki zwalczania jest trudna do zwalczania. W pracy przedstawiono cykl rozwoju choroby i jej epidemiologię, objawy jakie wywołuje w zależności od formy choroby i organu na jakim występują (bulwa, łodyga, stolon, liście). Zawarto także informacje o różnych metodach zalecanych w integrowanej ochronie do zwalczania rizoktoniozy.

Słowa kluczowe: grzyb, ospowatość bulw, próchnienie podstawy łodygi, *Rhizoctonia solani*, zaprawianie bulw

Abstract

The potato is currently the fourth largest crop used to feed people worldwide. However, its production faces significant threats from biotic and abiotic diseases. One of the most dangerous diseases affecting potato crops is black scurf and rhizoctonia canker, caused by the fungus *Rhizoctonia solani*. This disease is challenging to control due to factors such as its presence in soil, numerous sources of infection (including infected tubers, soil, plant debris, and alternative hosts), genetic and pathogenic variability, and the long cultivation cycle of potatoes, which involves several stages that facilitate the disease's transmission. Additionally, there are limited practical control measures available. This paper outlines the disease development cycle, its epidemiology, and the symptoms it causes depending on the specific form of the disease and the plant organ affected (such as tubers, stems, stolons, or leaves). It also includes information on recommended methods for integrated protection to manage *R. solani* effectively.

Keywords: fungus, black scurf, stem canker, *Rhizoctonia solani*, seed treatment

Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin – Państwowy Instytut Badawczy

Zakład Nasiennictwa i Ochrony Ziemniaka

Bonin 3, 76-009 Bonin

*corresponding author: j.osowski@ihar.edu.pl

Wstęp / Introduction

Rizoktonioza ziemniaka jest jedną z groźniejszych chorób ziemniaka, powszechnie występującą w większości regionów, w których uprawiany jest ten gatunek rośliny należącej do rodziny psiankowatych na całym świecie (Banville i wsp. 1996). Jest ona wywoływana przez grzyb *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn. Choroba ta powoduje szkody zarówno jakościowe, jak i ilościowe oraz ogromne straty ekonomiczne, i tym samym stała się poważnym zagrożeniem dla światowych upraw ziemniaka. Ze względu na poziom strat jest ona zaliczana do chorób o znaczeniu ekonomicznym (tab. 1). Występując na plantacjach wpływa na rozwój ziemniaka od wschodów do zbiorów, uszkadzając zarówno części nadziemne, jak i podziemne. Główną jej cechą rozpoznawczą są sklerocja – przetrwalniki grzyba przyłączone do powierzchni bulw. Rozprzestrzenianiu się tej choroby sprzyja zdolność grzyba do przetrwania w glebie przez długi okres jako sklerocja lub w szczątkach roślinnych jako grzybnia. Ponadto chłodne i wilgotne warunki w okresie uprawy oraz wysoka wilgotność gleby tworzą bardziej sprzyjające środowisko dla rozwoju infekcji. Skuteczne sposoby zwalczania tej choroby wymagają stosowania integrowanych metod obejmujących zabiegi agrotechniczne (wybór stanowiska, zmianowanie, termin sadzenia), zastosowania środków ochrony roślin oraz coraz powszechniejszego wykorzystania środków pochodzenia biologicznego (Kharel i wsp. 2023).

W artykule omówiono szczegółowo objawy, epidemiologię, cykl chorobowy i sposoby zwalczania tej powszechnej występującej choroby.

Sprawca, cykl życia i warunki sprzyjające / Pathogen, life cycle and favorable conditions

Uprawa ziemniaka (*Solanum tuberosum* L.) jest jedną z głównych upraw dotkniętych poważnymi problemami patologicznymi, takimi jak infekcje bakteryjne, wirusowe, porażenie przez grzyby i nicienie (Atiq i wsp. 2014; Kiptoo i wsp. 2021; Chaudhary i wsp. 2023). W większości regionów, w których produkuje się ziemniaka na całym świecie jedną z ważniejszych chorób jest rizoktonioza ziemniaka (El Bakali i Martín 2006) (tab. 2). Za główne formy tej choroby Virgen-Calleros i wsp. (2000) oraz Tsrer (2010) uznali próchnienie podstawy łodygi oraz ospowatość bulw, a ich objawy obserwuje się na podziemnych i nadziemnych częściach roślin. Objawy próchnienia łodygi występują na początku sezonu i obejmują martwicze zmiany na wierzchołkach pędów, które mogą hamować lub opóźniać wschody, powodując osłabienie roślin lub brak ich rozwoju i mniejszą ilość łodyg. Brązowe do ciemnobrązowych, suche i zwykle lekko zapadnięte zmiany chorobowe mogą się również rozwijać na łodygach, stolonach i korzeniach. Rozwijając się u podstawy łodygi hamują jej rozwój (Banville 1978). Druga z form choroby to ospowatość bulw, która jest najbardziej widocznym jej objawem i rozwija się później w okresie wegetacji, a charakteryzuje się tworzeniem się na bulwie czarnych nieregularnych sklerocji o różnych rozmiarach (Tsrer 2010). Ze względu na główny charakterystyczny objaw tej choroby jest ona często nazywana ospowatością bulw (black scurf of potato).

Sprawcą choroby jest grzyb *R. solani* J.G. Kühn. Jest to anamorfa (postać rozwojowa rozmnażająca się bez-

Tabela 1. Straty plonu spowodowane rizoktoniozą ziemniaka

Table 1. Yield losses due to potato black scurf

Straty plonu Yield losses [%]	Kraj – Country	Literatura – Literature
15–20	Finlandia Finland	Lehtonen (2009)
10–50	Indie India	Kumar i wsp. (2013, 2017), Sharma i Sohi (1965)
30	Wielka Brytania Great Britain	Walker (2021)
30	Kanada, Urugwaj, USA Canada, Uruguay, USA	Weinhold i wsp. (1982), Banville (1989), Carling i wsp. (1989), Read i wsp. (1989), Platt i wsp. (1993)
30	Izrael Israel	Tsrer (2010)
20	Nowa Zelandia New Zealand	Das (2013)
15–20	Polska Poland	Lutomirska i Szutkowska (2000)
50	Szwajcaria Switzerland	Häni i wsp. (1998)

Tabela 2. Znaczenie gospodarcze wybranych chorób ziemniaka wywoływanych przez grzyby (Osowski i Kapsa 2013)
Table 2. Economic importance of selected potato diseases caused by fungi (Osowski i Kapsa 2013)

Choroba Disease		Patogen Pathogen	Sadzeniaki Seed potatoes	Frytki i chipsy French fries and chips	Jadalne Edible	Przemysłowe Industrial
Alternarioza Early blight	sucha plamistość liści dry leaf spot	<i>Alternaria solani</i> (Fries) Keissler	+++	+++	+++	+++
	brunatna plamistość liści brown leaf spot	<i>Alternaria alternata</i> (Ellis & Martin) Jones & Grout	+++	+++	+++	+++
Antraknoza Black dot		<i>Colletotrichum coccodes</i> (Wallr.) Hughes	++	+++	+++	++
Parch srebrzysty Silver scab		<i>Helminthosporium solani</i> Durieu & Montagne	+++	+++	+++	++
Parch zwykły Common scab		głównie – mainly <i>Streptomyces scabies</i> (Thaxt.) Waksman & Henrici, inne gatunki z rodzaju – other species of the genus <i>Streptomyces</i>	++	+++	+++	++
Rizoktonioza ziemniaka Black scurf of potato		<i>Rhizoctonia solani</i> Kühn	+++	+++	+++	+++
Pustowatość bulw Emptiness of tubers		czynniki nieinfekcyjne non-infectious factors	+	+++	+++	++
Rdzawa plamistość bulw Internal rust spot		czynniki nieinfekcyjne non-infectious factors	+	+++	+++	++
Wirus smugowatości PVY PVY virus		wirus Y ziemniaka potato virus PVY	+++	+++	+++	+
Sucha zgnilizna Dry rot		grzyby z rodzaju – fungi of the genus <i>Fusarium</i> : <i>F. sulphureum</i> , <i>F. coeruleum</i> , <i>F. sambucinum</i>	++	+++	+++	+++
Zaraza ziemniaka Late blight		<i>Phytophthora infestans</i> (Montagne) de Bary	+++	+++	+++	+++

+ małe – small, ++ duże – large, +++ bardzo duże – very large

płciowo), której postać płciowa (telemorfa) należy do rzędu Cantharellales, rodziny Ceratobasidiaceae i gatunku *Thanatephorus cucumeris* (A.B. Frank) Donk (Tsrör 2010; Weber 2011). Pierwszego opisu tej choroby na świecie dokonał Julius Kühn (Kühn 1858) na roślinie ziemniaka (Atiq i wsp. 2014). *Rhizoctonia solani* nie wytwarza zarodników bezpłciowych, natomiast pojawiają się zwarte skupienia grubościennych strzępek przetrwalnikowych zwanych sklerocjami. Badania nad dokładną morfologiczną charakterystyką nie mogły być przeprowadzone ze względu na brak zarodnikowania, a rekombinacja genetyczna *R. solani* jest możliwa wyłącznie przez anastomozy (fuzje) tworzące się między strzępkami izolatów bardzo bliskich genetycznie oraz podczas rozmnażania płciowego. Na podstawie zdolności grzybni do anastomozowania dokonano podziału na tzw. grupy anastomozowe (AGs – anastomosis groups), inaczej określane jako kojarzeniowe (Stępniewska-Jarosz 2012).

Klasyfikacja anamorficzna *Rhizoctonia* spp. opiera się na stanie jądrowym komórki (wielo-, dwu-, jedno- lub trzy-

jądrowym) oraz zdolności do zespolenia strzępek z testowymi szczepami wyznaczonych grup zespożeń (AG) (Sneh i wsp. 1991; Moliszewska i wsp. 2023). Na tej podstawie wyróżnia się *R. solani* oraz tzw. dwujądrowe *Rhizoctonia* spp. (BNR – binucleate *Rhizoctonia*). Typowe gatunki *R. solani* zawierają od czterech do kilkunastu jąder w komórce.

Do chwili obecnej wyróżniono na podstawie cech fenotypowych i genotypowych w tym kulturowych, morfologicznych, zakresu żywiciela, zjadliwości, wymagań żywieniowych oraz charakterystyki molekularnej i biochemicznej 13 grup anastomozowych obejmujących grupy od AG1 do AG13 oraz AG B1 (Carling i wsp. 2002; Gónzalez i wsp. 2016).

Rhizoctonia solani zaliczany do grupy AG3 jest uważany za głównego sprawcę choroby ziemniaka (Virgen-Calleros i wsp. 2000) i poraża korzenie, stolony i podziemne części łodygi (Bains i Bisht 1995), chociaż przedstawiciele innych AG, w tym np. AG5 i BNR mogą występować na ziemniakach.

rofilu. Przy optymalnej temperaturze 20–25°C i wilgotności 20% dla wzrostu patogenu (Kiptoo i wsp. 2021), grzyb może znacząco zmienić rozkład wielkości bulw i spowodować spadek plonów nawet o 34% w ciągu kilku lat (Kumar i wsp. 2017).

Rizoktonioza ziemniaka jest uważana za chorobę objawiającą się w postaci wielu zmian, której objawy obserwowane są na podziemnych i nadziemnych częściach roślin (rys. 1). Pogląd Virgena-Callerosa i wsp. (2000) oraz Tsrora (2010) o występowaniu dwóch głównych form choroby potwierdzili także Wharton i wsp. (2007), Das (2013), Brierley i wsp. (2016) oraz Wright i wsp. (2022). W Polsce Lutomirska i Szutkowska (2000) oraz Weber (2011) określili, że chorobę można podzielić na 3 fazy: gnicie kielków, próchnienie podstawy łodygi oraz osadzanie się sklerocjów i zakażenie bulw. Lutomirska i Szutkowska (2000) stwierdziły, że gnicie kielków może być najgroźniejszą z faz rizoktoniozy, bo ubytki w obsadzie plantacji sięgają wówczas nawet 25%.

Objawy choroby na roślinach i bulwach ziemniaka / Symptoms of the disease on plants and potato tubers

Rizoktonioza ziemniaka wpływa na rozwój ziemniaka od wschodów do zbioru. Objawy choroby są widoczne na podziemnych i nadziemnych częściach roślin. Najbardziej charakterystycznym objawem tej choroby jest występowanie sklerocji na bulwach ziemniaka. Są to zwarte skupienia grubościennych strzępek przetrwalnikowych, które mają barwę od beżowej poprzez brązową do czarnej, nieregularny kształt i ściśle przylegają do powierzchni bulw z bryłą gleby (Stępniewska-Jarosz 2012; Kiptoo i wsp. 2021) (fot. 1, 2). Pomimo, że przylegają one ściśle do skórki bulwy, nie przebijają ani nie uszkadzają jej nawet podczas przechowywania (Sharma i KC 2014), mogą jednak rozprzestrzeniać chorobę, jeśli zainfekowane bulwy zostaną wykorzystane jako materiał do sadzenia (Kharel i wsp. 2023).



Fot. 1. Skupiska sklerocjów na bulwach ziemniaka
Photo 1. Clusters of sclerotia on potato tubers



Fot. 2. Skupiska sklerocjów na bulwach ziemniaka
Photo 2. Clusters of sclerotia on potato tubers

Skupiska sklerocjów mogą osiągać grubość i szerokość od 1 do 5 mm oraz długość do 10 i więcej milimetrów. Osadzanie się sklerocjów, ich liczba i wielkość powiększa się do momentu zbioru (Weber 2011; Johnson i Leach 2020). Sklerocja kielkują, a strzępki wnikają do łodyg, korzeni i rozłogów, gdy gleba ma odpowiednią temperaturę (18°C) i jest wilgotna. Na glebach słabo przepuszczalnych proces osadzania się sklerocjów jest bardziej widoczny (Sharma i KC 2014).

Ponieważ sklerocja są głównym widocznym objawem na powierzchni bulw, stąd termin ospowatość bulw. Prawdopodobnie stąd też pochodzi nazwa choroby na świecie – black scurf of potato. Często funkcjonuje ona jako nazwa potoczna, a osadzające się na powierzchni bulw sklerocja są określane jako „brud, który się nie zmywa” (ang. dirt that doesn't wash off), ponieważ są trudne do usunięcia wodą. Nie mają one także wpływu na bulwy, na których są osadzone (El Bakali i Martín 2006).

Sklerocja osadzające się na bulwach negatywnie wpływają na wygląd bulw oraz powodują obniżenie ich atrakcyjności handlowej (Tsrora 2010). Jednak największe znaczenie osadzonych na bulwach sklerocjów wynika z faktu, że są one jedną z głównych form przenoszenia choroby na sezon następny (Tsrora 2010; van der Brink i Wustman 2014; Kharel i wsp. 2023; Osowski 2024).

Po wysadzeniu bulw do gleby pierwsze objawy rozwoju choroby można zaobserwować na rozwijających się kielkach, których penetracja przez sprawcę choroby powoduje znaczne szkody w uprawie oceniane przez Lutomirską i Szutkowską (2000) na 25% obsady roślin. Źródłem infekcji są sklerocja znajdujące się bezpośrednio na bulwie oraz w mniejszym stopniu inokulum w glebie lub znajdujące się na resztkach roślin, które w warunkach wilgotnej i chłodnej gleby kielkują i tworzą strzępki porażając rozwijające się kielki (El Bakali i Martín 2006). Rozwój choroby na kielkach powoduje opóźnienie wschodów, osłabienie roślin lub w skrajnym przypadku całkowity brak ich rozwoju. Na kielkach początkowo widoczne są czerwono-brązowe do brązo-

wych, lekko zapadnięte plamy (Weber 2011; van der Brink i Wustman 2014) (fot. 3–5). Objawy choroby na kielkach można pomylić z objawami porażenia przez bakterie powodujące czarną nóżkę. W odróżnieniu od rizoktoniozy plamy gnilne są rozległe, wilgotne, barwy brązowej, których brzegi są rozmyte (fot. 6).

Także inne objawy na kielkach mogą być mylnie rozpoznawane jako gnicie kielków spowodowane rizoktoniozą. W trakcie podkielkowania, zwłaszcza kiedy prowadzone jest w warunkach niedostatecznej wilgotności może pojawić się objaw zamierania wierzchołków wzrostu. Początkowo pojawia się drobna plamka, która powiększając się obejmuje cały wierzchołek kielka i doprowadza do zahamowania jego wzrostu i rozgałęzienia się. Van der Brink



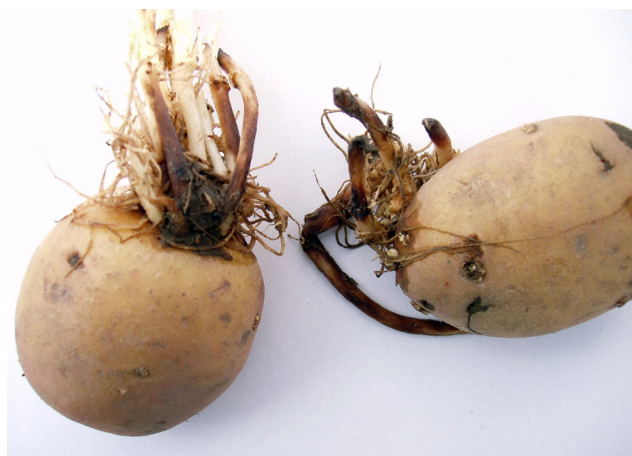
Fot. 3. Zamieranie kielków
Photo 3. Dying of sprouts



Fot. 4. Zamieranie kielków na skutek zniszczenia stożka wzrostu
Photo 4. Dying of sprouts due to destruction of the growth



Fot. 5. Charakterystyczne uszkodzenia kielków
Photo 5. Characteristic damage to sprouts



Fot. 6. Objawy porażenia kielków przez bakterie
Photo 6. Symptoms of bacterial infection of sprouts

i Wustman (2014) podają jeszcze jeden objaw, który pojawiając się podczas wschodów może utrudnić rozpoznanie rizoktoniozy. Zmiany jakie pojawiają się pod wierzchołkiem kielka, mają podobną barwę, lecz nie są zapadnięte. Przyczyną tego rodzaju objawów są niedobory wapnia (Ca).

Objawy rizoktoniozy obserwuje się także na podziemnych częściach wzeszłych roślin (Tsrer 2010). Jest to jedna z form choroby określana jako próchnienie podstawy łodygi (Weber 2011). Na łodygach są widoczne początkowo suche zmiany chorobowe barwy czerwono-brązowej do brązowej (van der Brink i Wustman 2014) o brzegach wyraźnie od-

graniczonych od zdrowej części łodygi (fot. 7). W wyniku dalszego rozwoju procesu chorobotwórczego ulega zmianie barwa zaatakowanej tkanki i staje się ona brązowa do



Fot. 7. Początkowa faza rozwoju próchnienia podstawy łodygi
Photo 7. The initial stage of development of rot at the base of the stem



Fot. 8. Charakterystyczne brązowe do ciemnobrązowych, lekko zagłębione nekrozy

Photo 8. Characteristic brown to dark brown, slightly recessed necroses

ciemnobrązowej (fot. 8). Porażone fragmenty łodygi przypominają próchniejące drewno i dlatego tę fazę choroby nazywa się próchnieniem podstawy łodygi (Weber 2011) (fot. 9). Objawy podobne do wyżej opisanych mogą występować także na stolonach (fot. 10). Negatywnym efektem rozwoju tej fazy choroby na stolonach jest całkowity brak ich dalszego rozwoju lub skrócenie ich długości, co wpływa na liczbę zawiązywanych bulw, ich zdrobnienie oraz często obserwowany efekt wysadzania bulw ponad powierzchnię redliny i ich zazielenienie (fot. 11). Rozwój tej formy choroby, zwłaszcza w jej początkowej fazie (fot. 7) może być mylony z porażaniem podziemnych części roślin przez grzyb *Colletotrichum coccodes* powodujący antraknozę ziemniaka. W przypadku antraknozy objawy są rozleglejsze, a ich brzegi nie są wyraźnie odgraniczone od zdrowej części łodygi (fot. 12).



Fot. 9. Rozwój objawów na podziemnych częściach łodygi i stolonach

Photo 9. Development of symptoms on underground parts of stems and stolons



Fot. 10. Suchy proces gnilny przypominający próchnienie drewna
Photo 10. Dry rotting process resembling wood decay



Fot. 11. Skrócenie stolonów i zdrobnienie bulw jako efekt próchnienia podstawy łodygi

Photo 11. Shortening of stolons and diminution of tubers as a result of rotting of the stem base



Fot. 13. Opilśń łodygowa – nasilenie w zależności od warunków atmosferycznych

Photo 13. Stem symptoms – depending on weather conditions



Fot. 12. Objawy antraknozy ziemniaka na podziemnych częściach łodyg

Photo 12. Symptoms of potato black dot on the underground parts of the stems

Kiedy rośliny wchodzą w fazę zwierania się w rzędach i międzyrzędziach, na styku łodygi z redliną, zwykle po opadach deszczu podczas wysokiej wilgotności, tworzy się biały, skórzasty nalot (Weber 2011; Borodyenko i wsp. 2016) lub jak określili to Banville i Carling (2001) szaro-biały płat grzybni. Jest to opilśń łodygowa, stadium płciowe grzyba *Thanatephorus cucumeris* (fot. 13, 14). Chaudhary i wsp. (2023) zauważyli, że objaw ten może być mylony z objawami białej zgnilizny korzeni wywoływanej przez *Rosellinia necatrix*. Jednak objawy te występują nie nad powierzchnią gleby jak u rizoktoniozy, lecz tuż pod jej powierzchnią.

Rozwijający się proces chorobowy na podziemnych częściach roślin (próchnienie podstawy łodygi) doprowadza na skutek niszczenia wiązek przewodzących do za-



Fot. 14. Opilśń łodygowa – nasilenie w zależności od warunków atmosferycznych

Photo 14. Stem symptoms – depending on weather conditions

burzeń w transporcie wody i asymilatów. Widocznym objawem tego rodzaju zaburzeń jest tworzenie się w kątach liści tzw. bulwek powietrznych (Wale i wsp. 2008; Osowski i Gawińska-Urbanowicz 2018). W zależności od odmiany tworzące się bulwki powietrzne mogą mieć barwę zieloną do ciemnoczerwonej (fot. 15, 16).

Innym objawem, czy raczej negatywnym efektem rozwoju fazy próchnienia podstawy łodygi jest zwijanie się liści górnego piętra (fot. 17). Objaw ten może przypominać zwijanie się liści wywołane rozwojem wirusa liściozwoju (fot. 18, 19). Jednak w odróżnieniu od objawów liściozwoju, liście z objawami rizoktoniozy są miękkie, nie szeleszczą i nie pękają przy nacisku (Wale i wsp. 2008; Weber 2011; Osowski i Gawińska-Urbanowicz 2018). Objaw ten często określa się mianem miękkiego liściozwoju. Na spodniej stronie liścia może wystąpić fioletoworóżowe przebarwienie (fot. 20).



Fot. 15. Bulwki powietrzne na łodygach ziemniaka
Photo 15. Aerial tubers on potato stems



Fot. 16. Bulwki powietrzne na łodygach ziemniaka
Photo 16. Aerial tubers on potato stems



Fot. 17. Zwijanie się młodych liści na skutek uszkodzenia wiązek przewodzących
Photo 17. Curling of young leaves due to damage conductive bundles



Fot. 18. Zwijanie się liści do środka – charakterystyczny objaw PLRV
Photo 18. Leaf curling – a characteristic symptom of PLRV



Fot. 19. PLRV – silnie porażone liście
Photo 19. PLRV – strongly infected leaves



Fot. 20. Przebarwienia brzegów liści
Photo 20. Leaf edge discoloration

Na bulwach pod koniec wegetacji można obserwować nie tylko osadzanie się sklerocjów tworzących jedną z faz rizoktoniozy, ale także pojawiają się inne objawy (deformacje, uszkodzenia, korkowatość), które obniżają jakość bulw oraz ułatwiają wtórne infekowanie bulw przez inne patogeny. Na powierzchni bulwy tworzą się mniej lub bardziej rozległe powierzchniowe zmiany (fot. 21, 22), pod powierzchnią których zahamowany jest normalny rozwój tkanek. Wygląd tych zmian jest często porównywany do parcha siatkowatego (fot. 23, 24) lub umaszczenia skóry na szyi żyrafy (Baker 1970). Czasem, przy dużym nasileniu zmian można zaobserwować pękanie bulw lub tworzenie się głębokich otworów, których brzegi są pokryte tym charakterystycznym „parchem siatkowatym” (*Streptomyces reticuliscabies*).

Coraz częściej na bulwach można zaobserwować jeszcze inne objawy, które określane są jako korkowatość (ang. dry core) (fot. 25), a które wyglądem mogą przypominać uszkodzenia spowodowane żerowaniem drutowców (fot. 26).



Fot. 21. Charakterystyczne zmiany na powierzchni bulwy nazywane często „szyją żyrafy”
Photo 21. Characteristic lesions on the surface of the tuber are often called „giraffe neck”



Fot. 22. Charakterystyczne zmiany na powierzchni bulwy nazywane często „szyją żyrafy”
Photo 22. Characteristic lesions on the surface of the tuber are often called „giraffe neck”



Fot. 23. Spękania i deformacje bulw
Photo 23. Cracks and deformations of tubers



Fot. 24. Spękania i deformacje bulw
Photo 24. Cracks and deformations of tubers



Fot. 25. Objawy korkowatości
Photo 25. Symptoms of dry core



Fot. 26. Objawy żerowania drutowców
Photo 26. Symptoms of wireworm feeding

Jednak w odróżnieniu od uszkodzeń spowodowanych przez sprawcę choroby kanały drążone przez drutowce mają mniejszą średnicę i osiągają głębokość od kilku do kilkunastu milimetrów. Ponadto otwór wlotowy kanału drążonego przez drutowce nie jest dodatkowo osłonięty błoną, jak w przypadku korkowatości (fot. 25).

Ograniczanie szkodliwości choroby / Limiting the harmfulness of the disease

Rizoktonioza ziemniaka uznawana jest za zespół chorób, który powszechnie występuje w rejonach uprawy ziemniaków na całym świecie (Banville i Carling 2001). Zwalczanie tego kompleksu chorobowego ze względu na liczne źródła materiału infekcyjnego (sadzeniaki, gleba, pozostałości roślin oraz żywiele pośredni), występowanie na każdym z etapów uprawy ziemniaka, złożony i pracochłonny cykl zbioru i przechowywania oraz skomplikowaną ochronę

wymaga do skutecznego zwalczania zastosowania wszystkich dostępnych metod (Tsrar 2010).

Metody agrotechniczne / Agrotechnical methods

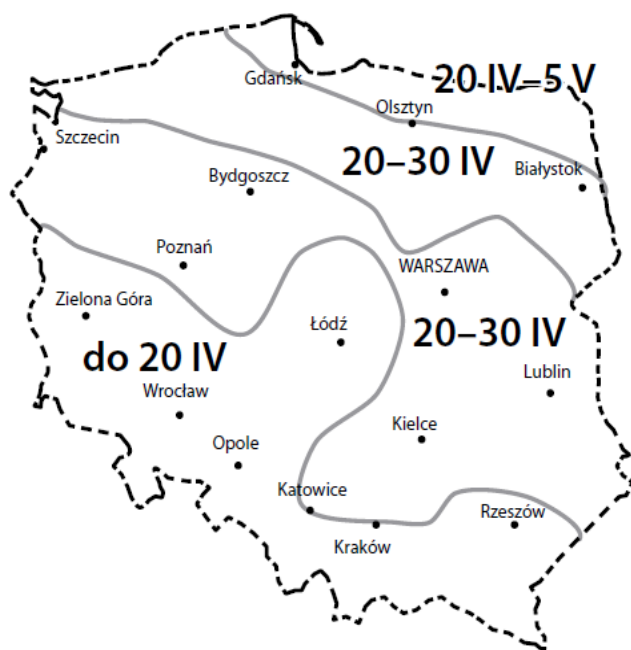
Jedną z agrotechnicznych metod ograniczania szkodliwości chorób jest wybór stanowiska pod uprawę. Według Jagera i Velvisa (1983), Lutomirskiej (2009) oraz Fiersa i wsp. (2012) za gleby sprzyjające rozwojowi rizoktoniozy ziemniaka uważane są gleby ciężkie i gliniaste oraz lekkie piaszczyste, gdzie istotne znaczenie ma stan napowietrzenia. Lootsma i Scholte (1997) wykazali, że na rozwój porażenia łodyg oraz tworzenie się i osadzanie sklerocjów duży wpływ ma wilgotność gleby. Według nich rizoktonioza ma ostrzejszy przebieg, kiedy gleba jest bardziej sucha (około 45% polowej pojemności wodnej) niż mokra (polowa pojemność wodna > 75%). Gleby korzystne do uprawy ziemniaka powinny się szybko ogrzewać i nie posiadać tendencji do nadmiernego gromadzenia wody (Wnękowski i Błaszczak 1997).

Agrios (2005) podkreślił znaczenie temperatury stwierdzając, że odgrywa ona ważną rolę we wzajemnych relacjach roślina–patogen. Kiedy występuje optymalna temperatura dla rozwoju roślin następuje zahamowanie rozwoju patogenu i odwrotnie w temperaturach niskich rozwój roślin jest zahamowany a wzrasta aktywność sprawcy choroby. Sneh i wsp. (1996) za optymalne temperatury dla roślin uznali 20–25°C, a dla patogenu 10–15°C. Także odczyn gleby zawierający się w granicach od 4,5 do 6,5 sprzyja chorobie (Johnson i Leach 2020).

Kolejnym elementem agrotechnicznego zapobiegania chorobie jest termin sadzenia. Zarzyńska (2012) wyraziła pogląd, że o terminie sadzenia powinna przede wszystkim decydować temperatura gleby na głębokości 10 cm. Optymalny termin sadzenia w Polsce to okres od 2. dekady kwietnia do 1. dekady maja (rys. 2). Tylko w rejonie uprawy ziemniaka na wczesny zbiór – jest to okres od 2. do 3. dekady marca (ziemniaki pod osłonami z włókniny lub folii).

Chorobie sprzyjają wolno ogrzewające się gleby oraz wilgotna i chłodna pogoda (Mittler 2006; Das i wsp. 2014; Kiptoo i wsp. 2021). Johnson i Leach (2020) stwierdzili, że bulwy sadzone do gleby nie powinny być przykrywane warstwą gleby głębszą niż dwa cale (1 cal = 2,54 cm), gdyż większa warstwa sprzyja opóźnieniu wschodów i zwiększa ryzyko porażania się kielków podczas wschodów. W warunkach naszego kraju za korzystną głębokość sadzenia bulw Gruczek (1995) uznał średnicę sadzeniaka powiększoną o 1–2 cm, mierzoną od wyrównanej powierzchni przed sadzeniem. Ryzyko występowania rizoktoniozy maleje wraz z ich dostępem do światła (Johnson i Leach 2020).

Jednym z ważniejszych zaleceń agrotechnicznych jest używanie do sadzenia certyfikowanych bulw wolnych od sklerocjów, dlatego powinno się ono stać powszechnym za-



Rys. 2. Optymalne terminy sadzenia ziemniaków w Polsce (źródło Zarzyńska 2012 za Roztropowicz 1997)

Fig. 2. Optimal dates of planting potatoes in Poland (source Zarzyńska 2012 after Roztropowicz 1997)

lечением в злалчаниу ризоктониоу (Tsrор 2010). Według Polskich Norm Sadzenia w partii bulw przeznaczonych do sadzenia nie może być więcej niż 5% bulw z objawami ospowatości, których wielkość nie przekracza 10% powierzchni bulwy (Dz.U. 2013, poz. 517 z późniejszymi zmianami). Johnson i Leach (2020) stwierdzili, że jeśli na powierzchni umytych bulw widoczne jest więcej niż 20 sklerocjów należy poważnie rozważyć użycie innych sadzeniałów, najlepiej bez obecności sklerocjów. Według nich inokulum znajdujące się na bulwie jest najważniejszym źródłem choroby i hodowcy powinni używać tylko bulw bez sklerocjów.

Zapewnienie roślinom składników odżywczych w odpowiednich dawkach i terminach jest najbezpieczniejszym sposobem na zmniejszenie strat spowodowanych chorobami i poprawę wzrostu roślin (Jeger i wsp. 1996). Zbyt wysokie dawki fosforu (P) i azotu (N) oraz niedobory potasu (K) i wapnia (Ca) mogą sprzyjać występowaniu rизоктониоу (Baker i Martinson 1970). Doświadczenia przeprowadzone przez Kiptoo i wsp. (2021) wykazały, że stosowanie nawozów zawierających siarkę miały nie tylko korzystny wpływ na zdrowie roślin, ale także ograniczały infekcję *R. solani*.

Peters i wsp. (2004) podkreślili znaczenie następstwa roślin nie tylko dla rozwoju uprawianej rośliny, ale także dla ograniczania nasilenia chorób, w tym rизоктониоу. Zastosowany przez nich 3-letni płodozmian znacznie zmniejszył porażenie łodyg i stolonów oraz osadzanie się sklerocjów. Doświadczenia przeprowadzone przez Larkina i Honeycut-

ta (2006) wykazały, że efekt zmniejszający nasilenie choroby osiągnięto już po zastosowaniu 2-letniego płodozmianu w porównaniu do uprawy ciągłej (Wiggins i Kinkel 2005). Jednak doświadczenia z 3- lub 4-letnią przerwą w uprawie ziemniaków wykazywały większą skuteczność (Peters i wsp. 2003).

Larkin i Honeycutt (2006) podkreślili pozytywny wpływ stosowania płodozmianu szczególnie w zwalczaniu chorób przenoszonych przez glebę, ale także wyrazili pogląd, że pomimo długoletnich badań nad wpływem płodozmianu na roślinę uprawną oraz patogeny, mechanizm tych zmian nie jest do końca poznany. Uznali, że redukowanie patogenów przenoszonych przez glebę może odbywać się za pomocą jednego lub wszystkich trzech różnych mechanizmów: I – poprzez przerwanie cyklu wytwarzania, wzrostu lub przetrwania inokulum między patogenem a gospodarzem, II – poprzez zmianę aktywności fizycznych, chemicznych lub biologicznych gleby oraz stymulowanie aktywności mikrobiologicznej różnorodności lub mikroorganizmów korzystnych dla roślin, co sprawia że środowisko glebowe sprzyja mniej rozwojowi lub przetrwaniu patogenów, III – poprzez bezpośrednie hamowanie patogenów, albo wytwarzanie związków hamujących lub toksycznych w korzeniach lub resztkach roślin, albo poprzez stymulowanie specyficznych antagonistów mikrobiologicznych, którzy bezpośrednio hamują inokulum patogenu.

Ważnym elementem agrotechniki jest stworzenie warunków do szybkich i wyrównanych wschodów i dalszego rozwoju roślin na plantacji. Dlatego niezbędne jest nie tylko ograniczenie strat wody i przyspieszenie ogrzewania gleby, ale także zwalczanie chwastów, które jako konkurenci w dostępie do składników pokarmowych, wody i światła zwiększają ryzyko występowania chorób (Urbanowicz 2012).

El Bakali i wsp. (2000) wykazali, że do alternatywnych gospodarzy *R. solani* mogą należeć chwasty, takie jak: komosa biała – *Chenopodium album*, dwurząd rośkietowaty – *Diplotaxis erucoides*, psianka czarna – *Solanum nigrum* i sorgo alpejskie – *Sorghum halepense*. Oshima i wsp. (1963) oraz Jager i wsp. (1982) powiększyli ten zasób o kolejne chwasty: perz właściwy – *Elymus repens*, dymnica pospolita – *Fumaria officinalis*, rumianek pospolity – *Matricaria chamomilla*, szarłat szorstki – *Amaranthus retroflexus*, komosa – *Chenopodium* spp. oraz portulaka pospolita – *Portulaca oleracea*.

Ostatnim z zabiegów agrotechnicznych jest przygotowanie plantacji do zbioru i jego przeprowadzenie, co jak zauważyli Dijst i wsp. (1986) ma wpływ na proces osadzania się sklerocjów na bulwach. Akumulacja sklerocjów na bulwach inicjowana jest przez fizjologię, kiedy roślina zaczyna obumierać, grzyb rozpoczyna proces tworzenia sklerocjów i ich osadzania na bulwach (Johnson i Leach 2020). Proces ten jest związany z wydzielaniem przez korzenie ziemniaka lotnych substancji, które uaktywniają się w momencie starzenia się roślin. Dodatkowo inhibitorem

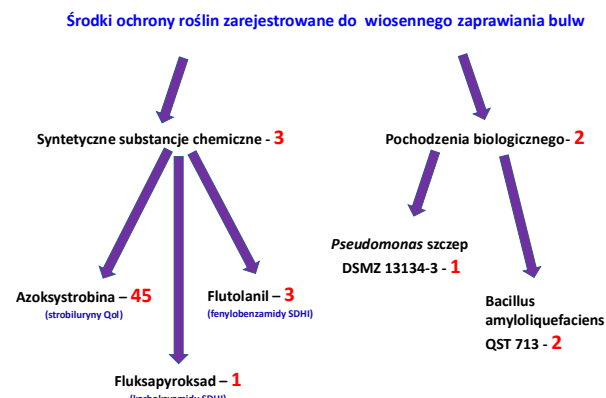
tego procesu może być CO₂ w wyniku ujemnej korelacji pomiędzy oddychaniem a tworzeniem się sklerocjów. Dlatego szybkie oddzielanie bulw od roślin może zapobiegać akumulacji CO₂ i ograniczać możliwość rozwoju sklerocjów (Dijst 1990). Gudmestad i wsp. (1979) oraz Johnson i Leach (2020) stwierdzili, że wydłużanie terminu między desykacją a zbiorem bulw sprzyja osadzeniu się sklerocjów, a ich maksymalny rozwój następuje 3 do 4 tygodni po desykacji naci.

Ochrona chemiczna / Chemical protection

Rizoktonioza ziemniaka jest chorobą trudną do zwalczania. Sprawca choroby grzyb *R. solani* jest patogenem przenoszonym z glebą, więc skuteczne zwalczanie rizoktoniozy wymaga zastosowania zintegrowanego podejścia do ochrony i wiedzy na temat każdego z jej etapów (Kumar i wsp. 2017). Skuteczny program ochrony łączy więc zabiegi agrotechniczne, kontrolę biologiczną, solaryzację i stosowanie fungicydów (Kiptoo i wsp. 2021). Ochrona przeciwko sprawcy rizoktoniozy prowadzona jest obecnie za pomocą integrowanych metod ochrony obejmujących kontrolę biologiczną i chemiczną, stosowanie płodozmianu, utrzymywanie właściwej wilgotności gleby oraz zdrowy materiał sadzeniakowy (Kumar i wsp. 2017). Kharel i wsp. (2023) stwierdzili jednak, że chociaż obecnie nie jest możliwe całkowite wyeliminowanie choroby, to jednak połączenie metod uprawy i ochrony może skutecznie zmniejszyć jej nasilenie.

W zwalczaniu rizoktoniozy metodą najczęściej stosowaną do ograniczania jej szkodliwości jest stosowanie fungicydów (Kiptoo i wsp. 2021). Zaprawianie fungicydami stosowane jako zabieg bezpośredni na bulwy, czy jako opryskiwanie w bruzdę może być skuteczne w zwalczaniu choroby w przypadku, kiedy poziom inokulum pierwotnego jest niski lub umiarkowany. Tsrer (Lahkim) i wsp. (2005) uznali, że w przypadku kiedy poziom inokulum jest wysoki, należy rozważyć opcję zwiększenia dawki, jeśli nie obserwuje się objawów fitotoksyczności. Zabiegi zaprawiania stosowane przy użyciu jednej z metod mogą nie zapewnić skutecznej kontroli inokulum przenoszonego przez glebę, zwłaszcza kiedy jego poziomy początkowe są wysokie (Brewer i Larkin 2005). Jeger i wsp. (1996) wyrazili pogląd, że zwalczanie inokulum *R. solani* znajdującego się na bulwach jest dużo łatwiejsze w porównaniu do inokulum glebowego ze względu na dostęp do środków. W związku z tym zaprawianie bulw nie może zapewnić pełnej kontroli choroby ze względu na obecność inokulum glebowego. Warunki sprzyjające chorobie, takie jak długie okresy chłodnej pogody i wysoka wilgotność wkrótce po posadzeniu, mogą mieć duży wpływ na skuteczność zastosowanych zabiegów, jednak głównymi ograniczeniami są początkowe poziomy inokulum na bulwach nasiennych oraz w glebie (Tsrer 2010).

W Polsce do wiosennego zaprawiania bulw zarejestrowane są obecnie trzy substancje czynne pochodzenia syntetycznego i dwie pochodzenia biologicznego (rys. 3).



Rys. 3. Substancje czynne i ilości fungicydów zarejestrowane do wiosennego zaprawiania bulw (stan na styczeń 2025 r.)

Fig. 3. Active substances and quantities of fungicides registered for spring tuber treatment (as of January 2025)

Ochrona biologiczna / Biological control

Wśród stresów biotycznych poważnym zagrożeniem dla produkcji roślinnej i stabilności ekosystemu są mikroorganizmy chorobotwórcze roślin (Sabuquillo i wsp. 2006), a jednym z ważniejszych jest grzyb *R. solani* sprawca rizoktoniozy. Kharel i wsp. (2023) stwierdzili, że obecnie nie jest możliwe całkowite wyeliminowanie choroby, ale przy połączeniu wszystkich metod można znacznie ograniczyć jej szkodliwość. Zabiegi chemiczne (zaprawianie fungicydami) stosowane bezpośrednio na bulwy nasienne skutecznie ograniczają rozwój inokulum znajdującego się na bulwie nasiennej, jednak stosowane do gleby nie są w stanie skutecznie zabezpieczyć przed inokulum przenoszonym wraz z glebą (Hicks i wsp. 2014), stanowią także duże zagrożenie dla środowiska glebowego, ludzi i zwierząt.

Pewnym sposobem na ograniczenie zagrożenia dla środowiska i ludzi jest wykorzystanie biologicznej metody ochrony, która rozwija się bardzo intensywnie w ostatnich latach. Jest to naturalny i specyficzny sposób zwalczania patogenów i zwiększania plonów poprzez wykorzystanie przyjaznych dla środowiska mikroorganizmów (Perez i wsp. 2002; Pandey i wsp. 2006). Polega on na krótkotrwałym tłumieniu patogenu żywym mikroorganizmem, który nie powoduje chorób u roślin i opiera się na zmniejszeniu populacji patogenu przez organizm kontrolny, utrzymując jednocześnie w ten sposób zagęszczenie patogenu poniżej progu niezbędnego do powstania choroby (Donmez i wsp. 2015). Sprawca rizoktoniozy, grzyb *R. solani* jest dobrym kandydatem do kontroli biologicznej ze względu na powszechną adaptację do środowiska, dużą liczbę żywicieli

i dużą liczbę sklerocjów wytwarzanych w glebie (Ganesha-moorthi i Dubey 2015). W trakcie licznych badań przeprowadzonych w ostatnich latach na całym świecie rozpoznano wiele gatunków grzybów i bakterii, które są antagonistami grzyba *R. solani* (tab. 3).

Zrozumienie mechanizmów biologicznej kontroli chorób roślin poprzez interakcje między organizmami antagonistycznymi a patogenami może pozwolić na wybór i uzyskanie bardziej skutecznych środków kontroli biologicznej oraz manipulowanie środowiskiem glebowym w celu stworzenia warunków sprzyjających skutecznej kontroli biologicznej. Mechanizmy kontroli biologicznej można podzielić na: (a) antybiozę, (b) konkurencję, (c) mykopasożytnictwo, (d) enzymy rozkładające ścianę komórkową i (e) oporność indukowaną (Bonilla i wsp. 2012; Mendes i wsp. 2013; Aydin 2015). Jednak te mechanizmy kontroli biologicznej prawdopodobnie nigdy nie wykluczają się wzajemnie.

Mogą one obejmować jeden lub więcej procesów (Adams 1990) i działać w porozumieniu ze sobą albo być wykorzystywane przez antagonistę samodzielnie lub w porozumieniu. Antagonistyczne skutki między czynnikiem kontroli biologicznej a patogenem mogą wystąpić bezpośrednio (Aydin 2022).

Antybioza – to powszechny wśród mikroorganizmów rodzaj antagonizmu polegający na wydzielaniu przez nie toksycznych związków chemicznych, które działają zabójczo lub hamują rozwój innych mikroorganizmów. Wśród antagonistów *R. solani* takie cechy wykazują bakterie *Bacillus* sp., *Burkholderia* (*Pseudomonas*) *cepacia* oraz *Pseudomonas fluorescens* (Huang i wsp. 2012; Donmez i wsp. 2015). Bakterie te utrzymując się przez długi czas w korzeniach roślin rozwijają kolonie, które konkurują o pożywienie w interakcji z patogenami. Wydzielane przez nie enzymy mukolityczne i metabolity, takie jak antybioty-

Tabela 3. Biologiczni antagoniści *Rhizoctonia solani*
Table 3. Biological antagonists of *Rhizoctonia solani*

Grzyb/bakteria Fungus/bacteria	Literatura Literature
<i>Trichoderma</i> <i>T. harzianum</i> , <i>T. viride</i> , <i>T. hamatum</i> , <i>T. atroviride</i> , <i>T. virens</i> , <i>T. asperellum</i> , <i>T. inhamatum</i> , <i>T. crassum</i> , <i>T. croceum</i> , <i>T. gamsii</i> , <i>T. neokoningii</i> , <i>T. spirale</i> , <i>T. strigosum</i> , <i>T. tomentosum</i> , <i>T. aureoviride</i> , <i>T. koningii</i> , <i>T. longibrachiatum</i> , <i>T. polysporum</i>	Roy (1989), van den Boogert (1996), Tsrör (Lahkim) i wsp. (2001), Arora (2008), Wilson i wsp. (2008), Das (2013), Asad i wsp. (2014), Hussain i wsp. (2014), Aydin (2015), Larkin i Brewer (2020), Kiptoo i wsp. (2021), Aydin (2022)
<i>Pseudomonas</i> <i>Pseudomonas</i> sp. StS3, <i>P. cepacia</i> , <i>P. fluorescens</i> , <i>P. putida</i>	Bharadwaj i wsp. (2008), Mohsin i wsp. (2010), Diallo i wsp. (2011), Das (2013), Yu i wsp. (2017), Madhavi i wsp. (2018), Schreiter i wsp. (2018)
<i>Verticillium</i> <i>V. biguttatum</i> , <i>V. lamellicola</i> , <i>V. lecanii</i> , <i>V. nigrescens</i> , <i>V. psalliotae</i> , <i>V. sphaerospermum</i> , <i>V. tenerum</i>	Roy (1989), van den Boogert i wsp. (1989), van den Boogert i Velvis (1992), van den Boogert i Deacon (1994), van den Boogert (1996), van den Boogert i Luttikholt (2004), Demirci i wsp. (2009), Tsrör (2010), Das (2013), Aydin (2022)
<i>Bacillus</i> <i>B. subtilis</i> , <i>B. licheniformis</i> , <i>B. thuringiensis</i> , <i>B. cereus</i> , <i>B. polymyxa</i> , <i>B. bassia</i>	Kurzawińska i Gajda (2001), Brewer i Larkin (2005), Das (2013), Moszczyńska i wsp. (2015), Madhavi i wsp. (2018), Abbas i wsp. (2019), Tomilova i wsp. (2020), Hussain i wsp. (2021)
<i>Serratia plymuthica</i>	Das (2013)
<i>Lysobacter enzymogenes</i>	Das (2013)
<i>Gliocladium virens</i>	Wilson i wsp. (2008), Larkin i Brewer (2020)
<i>Laetisaria arvalis</i>	van den Boogert i Luttikholt (2004)
<i>Rhizoctonia zeae</i>	Brewer i Larkin (2005), Das (2013)
<i>Corticium</i> sp.	Tsrör (2010), Das (2013)
<i>Stilbella aciculosa</i>	Brewer i Larkin (2005)
<i>Myrothecium</i> <i>M. carmichaelii</i> , <i>M. cinctum</i> , <i>M. roridum</i> , <i>M. tongaense</i> , <i>M. verrucaria</i>	Turhan i Grossmann (1994)
<i>Penicillium</i> <i>P. cyclopium</i> , <i>P. ehrlichii</i> , <i>P. funiculosum</i> , <i>P. vermiculatum</i> , <i>P. hamatum</i>	Roy (1989), Aydin (2022)
<i>Pseudocercospora herpotrichoides</i>	Roy (1989), Aydin (2022)
<i>Aspergillus</i> <i>A. clavatus</i> , <i>A. fumigatus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. terreus</i>	Roy (1989), Aydin (2022)

ki i siderofory tłumia rozwój niektórych patogenów, w tym *R. solani* (Yin i wsp. 2013).

Niektóre gatunki grzybów należące do rodzaju *Trichoderma* van den Boogert (1996) zaliczył do antagonistów wykazujących efekt mykopasożytnictwa. Wydzielają one enzymy i zabijają strzępki patogenów poprzez ich rozpuszczenie. Skuteczność mykopasożytów w stosunku do *R. solani* wynika z bezpośredniego pasożytowania strzępek żywiciela lub wytwarzania antybiotyków, które rozpuszczają zewnętrzne warstwy komórek (Elad i wsp. 1980).

Do antagonistów o wysokim potencjale mykopasożytniczym w stosunku do *R. solani* Benyagoub i wsp. (1994) oraz Morris i wsp. (1995) zaliczyli grzyby *Stachybotrys elegans* i *Verticillium biguttatum*.

Odporność indukowana występuje u roślin w stosunku do antagonisty. Anitha i Das (2011) wykazali, że gatunki *Pseudomonas* przystosowują się do ryzosfery i szybko się rozwijając promują odporność ogólnoustrojową roślin.

Kolejnym mechanizmem działającym w biologicznej kontroli *R. solani* jest hipowirulencja, czyli utrata patogenności. W izolatach słabopatogennych zmniejszone jest tempo rozwoju strzępek i zdolność do tworzenia sklerocjów.

Hipowirulentne lub niepatogenne izolaty *Rhizoctonia* występują na wielu obszarach i stanowią 10 do 30% całkowitej populacji *Rhizoctonia* oraz są również skuteczne w kontroli biologicznej (Sneh i wsp. 2004).

Rizoktonioza ziemniaka jest chorobą złożoną, którą ze względu na liczne czynniki trudno jest zwalczyć. O stopniu trudności jej ograniczania decydują liczne źródła materiału infekcyjnego (porażona bulwa, gleba, resztki roślin, alternatywni żywicieli), zmienność genetyczna i patogenna patogenu, długi cykl uprawy, w którym występuje wiele etapów w łańcuchu przenoszenia choroby oraz ograniczone praktyczne środki zwalczania. Jednak łączne zastosowanie wszystkich dostępnych w integrowanej ochronie praktyk (zabiegi agrotechniczne, zmianowanie, zdrowy materiał sadzeniowy, zarządzanie wilgotnością gleby, przygotowanie do zbioru i jego termin oraz zastosowanie ochrony chemicznej i kontroli biologicznej) pozwala na skuteczne obniżenie jej szkodliwości. Dodatkowym elementem zwiększającym skuteczność zwalczania rizoktoniozy może być rozwój technik molekularnych służących do wykrywania inokulum w glebie, jej częste monitorowanie oraz określanie szkodliwości sprawcy.

Literatura / References

- Abbas A., Khan S.U., Khan W.U., Saleh T.A., Khan M.H.U., Ullah S., Ali A., Ikram M. 2019. Antagonist effects of strains of *Bacillus* spp. against *Rhizoctonia solani* for their protection against several plant diseases: Alternatives to chemical pesticides. *Comptes Rendus Biologies* 342 (5–6): 124–135. DOI: 10.1016/j.crv.2019.05.002
- Adams P.B. 1990. The potential of mycoparasites for biological control of plant diseases. *Annual Review of Phytopathology* 28: 59–72. DOI: 10.1146/annurev.py.28.090190.000423
- Agrios G.N. 2005. *Plant Pathology*. 5th Edition. Elsevier Academic Press, Amsterdam, 922 ss. ISBN 0-12-044565-4.
- Anitha A., Das M.A. 2011. Activation of rice plant growth against *Rhizoctonia solani* using *Pseudomonas fluorescens*, *Trichoderma* and salicylic acid. *Research in Biotechnology* 2 (4): 07–12.
- Arora R.K. 2008. Management of black scurf of potato with the integrated use of *Trichoderma viride* and boric acid. *Potato Journal* 35 (3–4): 130–133.
- Asad S.A., Ali N., Hameed A., Khan S.A., Ahmad R., Bilal M., Shahzad M., Tabassum A. 2014. Biocontrol efficacy of different isolates of *Trichoderma* against soil borne pathogen *Rhizoctonia solani*. *Polish Journal of Microbiology* 63 (1): 95–103.
- Atiq M., Karamat A., Khan N.A., Shafiq M., Younas M., Iqbal R.T., Bashir R., Zaib M.J., Nawaz U., Khan H.U. 2014. Antifungal potential of plant extracts and chemicals for the management of black scurf disease of potato. *Pakistan Journal of Phytopathology* 26 (2): 161–167.
- Aydin M.H. 2015. Biological control of fungal plant diseases with *Trichoderma*. *Turkish Journal of Agricultural Research* 2 (2): 135–148. DOI: 10.19159/tutad.10042
- Aydin M.H. 2022. *Rhizoctonia solani* and its biological control. *Turkish Journal of Agricultural Research* 9 (1): 118–135. DOI: 10.19159/tutad.1004550
- 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 (3): 241–242.
- Baker K.F. 1970. Types of *Rhizoctonia* diseases and their occurrence. s. 125–148. W: *Rhizoctonia solani* Biology and Pathology (J.R. Parmeter, red.). University of California Press, Berkeley. ISBN 978-05-203-182-43.
- Baker R., Martinson C.A. 1970. Epidemiology of diseases caused by *Rhizoctonia solani*. s. 172–188. W: *Rhizoctonia solani* Biology and Pathology (J.R. Parmeter, red.). University of California Press, Berkeley. ISBN 978-05-203-182-43.
- Banville G.J. 1978. Studies on the rhizoctonia disease of potatoes. *American Potato Journal* 55: 56.
- Banville G.J. 1989. Yield losses and damage to potato plants caused by *Rhizoctonia solani* Kühn. *American Potato Journal* 66: 821–834. DOI: 10.1007/BF02853963
- Banville G.B., Carling D.E. 2001. Rhizoctonia canker and black scurf. s. 36–37. W: *Compendium of Potato Diseases*. 2nd edition (W.R. Stevenson, R. Loria, G.D. Franc, D.P. Weingartner, red.). APS Press, St. Paul, MN, 134 ss. ISBN 0-89054-275-9.
- Banville G.J., Carling D.E., Otrysko B.E. 1996. Rhizoctonia disease on potato. s. 321–330. W: *Rhizoctonia Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control* (B. Sneh, S. Jabaji-Hare, S. Neate, G. Dijst, red.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Netherlands, 578 ss. ISBN 978-07-923-364-40.
- Benyagoub M., Jabaji-Hare S.H., Banville G., Charest P.M. 1994. *Stachybotrys elegans*: a destructive mycoparasite of *Rhizoctonia solani*. *Mycological Research* 98 (5): 493–505. DOI: 10.1016/S0953-7562(09)80467-X

- Bharadwaj D.P., Lundquist P.O., Alstrom S. 2008. Arbuscular mycorrhizal fungal spore-associated bacteria affect mycorrhizal colonization, plant growth and potato pathogens. *Soil Biology and Biochemistry* 40 (10): 2494–2501. DOI: 10.1016/j.soilbio.2008.06.012
- Bhattarai S., Haydock P.P.J., Back M.A., Hare M.C., Lankford W.T. 2009. Interactions between the potato cyst nematodes, *Globodera pallida*, *G. rostochiensis*, and soil-borne fungus, *Rhizoctonia solani* (AG3), diseases of potatoes in the glasshouse and field. *Nematology* 11 (4): 631–640. DOI: 10.1163/156854108X399173
- Bonilla N., Gutiérrez-Barranquero J.A., De Vicente A., Cazorla F.M. 2012. Enhancing soil quality and plant health through suppressive organic amendments. *Diversity* 4 (4): 475–491. DOI: 10.3390/d4040475
- Borodyenko N., Dobosz R., Dworżańska D., Erlichowski T., Jakubowska M., Klejdysz T., Kozłowski J., Kubasik W., Maćkowiak-Sochacka A., Mrówczyński M., Osowski J., Strażyński P., Węgorz P., Wójtowicz A., Zamojska J. 2016. Poradnik sygnalizatora ochrony ziemniaka (A. Wójtowicz, M. Mrówczyński, red.). Instytut Ochrony Roślin – Państwowy Instytut Badawczy, Poznań, s. 69–79, 216 ss. ISBN 978-83-64655-20-3.
- Brewer M.T., Larkin R.P. 2005. Efficacy of several potential biocontrol organisms against *Rhizoctonia solani* on potato. *Crop Protection* 24 (11): 939–950. DOI: 10.1016/j.cropro.2005.01.012
- Brierley J.L., Hilton A.J., Wale S.J., Woodhall J.W., Lees A.K. 2016. The relative importance of seed- and soil-borne inoculum of *Rhizoctonia solani* AG-3 in causing black scurf on potato. *Potato Research* 59 (2): 181–193. DOI: 10.1007/s11540-016-9320-1
- 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 (8): 893–899. DOI: 10.1094/PHYTO.2002.92.8.893
- Carling D.E., Leiner R.H. 1990. Effect of temperature on virulence of *Rhizoctonia solani* and other *Rhizoctonia* on potato. *Phytopathology* 80: 930–934. DOI: 10.1094/Phyto-80-930
- 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. DOI: 10.1007/BF02896825
- Chaudhary S., Lal M., Sagar S., Sharma S., Kumar M. 2023. Black scurf of potato: Insights into biology, diagnosis, detection, host-pathogen interaction, and management strategies. *Tropical Plant Pathology* 2: 169–192. DOI: 10.1007/s40858-023-00622-4
- Das S. 2013. *Rhizoctonia solani* on potato in New Zealand: pathogen characterisation and identification of double-stranded RNA viruses that may affect their virulence. Ph.D. Thesis. Lincoln University, Lincoln, New Zealand, 281 ss.
- Das S., Shah F.A., Butler R.C., Falloon R.E., Stewart A., Raikar S., Pitman A.R. 2014. Genetic variability and pathogenicity of *Rhizoctonia solani* associated with black scurf of potato in New Zealand. *Plant Pathology* 63 (3): 651–666. DOI: 10.1111/ppa.12139
- Demirci E., Eken C., Dane E. 2009. Biological control of *Rhizoctonia solani* on potato by *Verticillium biguttatum*. *African Journal of Biotechnology* 8 (11): 2503–2507. DOI: 10.5897/AJB09.255
- Diallo S., Crepin A., Barbey C., Orange N., Burini J.F., Latour X. 2011. Mechanisms and recent advances in biological control mediated through the potato rhizosphere. *FEMS Microbiology Ecology* 75 (3): 351–364. DOI: 10.1111/j.1574-6941.2010.01023.x
- Dijst G. 1990. Effect of volatile and unstable exudates from underground potato plant parts on sclerotium formation by *Rhizoctonia solani* AG-3 before and after haulm destruction. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 96: 155–170. DOI: 10.1007/BF01974253
- Dijst G., Bouman A., Mulder A., Roosjen J. 1986. Effect of haulm destruction supplemented by cutting off roots on the incidence of black scurf and skin damage, flexibility of harvest period and yield of seed potatoes in field experiments. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 92: 287–303. DOI: 10.1007/BF01977591
- Domsch K.H., Gams W., Anderson T.H. 1980. *Compendium of Soil Fungi*. Academic Press, London, 860 ss. ISBN 978-0-12-220401-2.
- Donmez M.F., Uysal B., Demirci E., Ercisli S., Cakmakci R. 2015. Biological control of root rot disease caused by *Rhizoctonia solani* Kühn on potato and bean using antagonist bacteria. *Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus* 14 (5): 29–40.
- El Bakali A.M., Martín M.P. 2006. Black scurf of potato. *Mycologist* 20 (4): 130–132. DOI: 10.1016/j.mycol.2006.03.006
- El Bakali A.M., Martín M.P., García F.F., Montón R.C., Moret B.A., Nadal P.M. 2000. First report of *Rhizoctonia solani* AG-3 on potato in Catalonia (NE Spain). *Plant Disease* 84 (7): 806. DOI: 10.1094/PDIS.2000.84.7.806A
- Elad Y., Chet I., Katan J. 1980. *Trichoderma harzianum*: a biocontrol agent effective against *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology* 70 (2): 119–121.
- Fiers M., Edel-Hermann V., Chatot C., Le Hingrat Y., Alabouvette C., Steinberg C. 2012. Potato soil-borne diseases. A review. *Agronomy for Sustainable Development* 32 (1): 93–132. DOI: 10.1007/s13593-011-0035-z
- Ganeshamoorthi P., Dubey S.C. 2015. Morphological and pathogenic variability of *R. solani* isolates associated with wet root rot of chickpea in India. *Legume Research* 38 (3): 389–395. DOI: 10.5958/0976-0571.2015.00123.X
- Garbeva P., Postma J., van Veen J.A., van Elsas J.D. 2006. Effect of above-ground plant species on soil microbial community structure and its impact on suppression of *Rhizoctonia solani* AG3. *Environmental Microbiology* 8 (2): 233–246. DOI: 10.1111/j.1462-2920.2005.00888.x
- Gonzalez D., Rodriguez-Carres M., Boekhou T., Stalpers J., Kuramae E.E., Nakatani A.K., Vilgalys R., Cubeta M.A. 2016. Phylogenetic relationships of *Rhizoctonia* fungi within the *Cantharellales*. *Fungal Biology* 120 (4): 603–619. DOI: 10.1016/j.funbio.2016.01.012
- Gruczek T. 1995. Technologia produkcji ziemniaka jadalnego i dla przetwórstwa spożywczego przy szerokości międzyrzędzi 75. Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin, Oddział Jadwisin, 68 ss.
- Gudmestad N.C., Zink R.T., Hugeliet J.E. 1979. The effect of harvest date and tuber-borne sclerotia on the severity of *Rhizoctonia* disease of potato. *American Potato Journal* 56: 35–41. DOI: 10.1007/BF02851121
- Harris K., Young I.M., Gilligan C.A., Otten W., Ritz K. 2003. Effect of bulk density on the spatial organisation of the fungus *Rhizoctonia solani* in soil. *FEMS Microbiology Ecology* 44 (1): 45–56. DOI: 10.1111/j.1574-6941.2003.tb01089.x
- Häni F., Popow G., Reinhard H., Schwarz A., Tanner K., Vorlet M. 1998. *Ochrona roślin rolniczych w uprawie integrowanej*. Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa, s. 115–147, 332 ss.

- Hicks E., Bienkowski D., Braithwaite M., McLean K., Falloon R., Stewart A. 2014. *Trichoderma* strains suppress *Rhizoctonia* diseases and promote growth of potato. *Phytopathologia Mediterranea* 53 (3): 502–514. DOI: 10.14601/Phytopathol_Mediterr-14476
- Huang X., Zhang N., Yong X., Yang X., Shen Q. 2012. Biocontrol of *Rhizoctonia solani* damping-off disease in cucumber with *Bacillus pumilus* SQR-N43. *Microbiological Research* 167 (3): 135–143. DOI: 10.1016/j.micres.2011.06.002
- Hussain A., Awan M.S., Khan S.W., Anees M., Abbas S.A.Q., Ali A. 2014. Bioefficacy of botanical extracts and bioagents against sclerotial isolates of *Rhizoctonia solani*. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences* 4 (6): 370–380.
- Hussain T., Khan A.A., Khan M.A. 2021. Biocontrol of soil borne pathogen of potato tuber caused by *Rhizoctonia solani* through biosurfactant based *Bacillus* strain. *Journal of Nepal Agricultural Research Council* 7 (1): 54–66. DOI: 10.3126/jnarc.v7i1.36921
- Jager G., Hekman W., Deenen A. 1982. The occurrence of *Rhizoctonia solani* on subterranean parts of wild plants in potato fields. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 88: 155–161. DOI: 10.1007/BF01977273
- Jager G., Velvis H. 1983. Suppression of *Rhizoctonia solani* in potato fields. 1. Occurrence. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 89 (1–2): 21–29. DOI: 10.1007/BF01974441
- Jager G., Velvis H., Lamers J.G., Mulder A., Roosjen J. 1991. Control of *Rhizoctonia solani* in potato by biological, chemical and integrated measures. *Potato Research* 34: 269–284. DOI: 10.1007/BF02360500
- Jeger M.J., Hide G.A., van den Boogert P.H.J.F., Termorshuizen A.J., van Baarlen P. 1996. Pathology and control of soil-borne fungal pathogens of potato. *Potato Research* 39: 437–469. DOI: 10.1007/BF02357949
- Johnson S.B., Leach S.S. 2020. Rhizoctonia disease on potatoes. *Bulletin #2273*. <https://extension.umaine.edu/publications/wp-content/uploads/sites/52/2020/06/2273-reviewed-2020.pdf> [dostęp: 16.05.2024].
- Kharel A., Chaulagain K., Yadav P.K. 2023. Black scurf of potato: symptoms, epidemiology, disease cycle, and management practices. https://papers.ssrn.com/sol3/papers.cfm?abstract_id=4484419 [dostęp: 16.05.2024]. DOI: 10.2139/ssrn.4484419
- Kiptoo J.J., Abbas A., Bhatti A.M., Usman H.M., Ali Shad M., Umer M., Atiq M.N., Alam S.M., Ateeq M., Khan M., Peris N.W., Razaq Z., Anwar N., Iqbal S. 2021. *Rhizoctonia solani* of potato and its management: a review. *Plant Protection* 5 (3): 157–169. DOI: 10.33804/pp.005.03.3925
- Kumar M.K.P., Gowda D.K.S., Moudgal R., Kumar N.K., Gowda K.T.P., Vishwanath K. 2013. Impact of fungicides on rice production in India. s. 7–78. W: *Fungicides Showcases of Integrated Plant Disease Management from Around the World* (M. Nita, red.). IntechOpen Publisher. ISBN 978-953-51-1130-6. DOI: 10.5772/3251
- Kumar M., Singh J.K., Kumar S., Kumar A. 2017. A comprehensive overview on black scurf of potato. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 6 (10): 4981–4994. DOI: 10.20546/ijcmas.2017.610.472
- Kuninaga S., Carling D.E., Takeuchi T., Yokosawa R. 2000. Comparison of rDNA-ITS sequences between potato and tobacco strains in *Rhizoctonia solani* AG-3. *Journal of General Plant Pathology* 66: 2–11. DOI: 10.1007/PL00012917
- Kurzawińska H., Gajda I. 2001. The application of microorganisms (*Trichoderma viride*, *Bacillus polymyxa*) in protection of potato against *Rhizoctonia solani* (Kühn). *Vegetable Crops Research Bulletin* 54 (1): 143–146.
- Kühn J.G. 1858. *Die Krankheiten der Kulturgewächse, ihre Ursachen und ihre Verhütung*. Gustav Bosselmann, Berlin, 312 ss.
- Larkin R.P. 2003. Characterization of soil microbial communities under different potato cropping systems by microbial population dynamics, substrate utilization, and fatty acid profiles. *Soil Biology and Biochemistry* 35 (11): 1451–1466. DOI: 10.1016/S0038-0717(03)00240-2
- Larkin R.P., Brewer M.T. 2020. Effects of crop rotation and biocontrol amendments on *Rhizoctonia* disease of potato and soil microbial communities. *Agriculture* 10 (4): 128. DOI: 10.3390/agriculture10040128
- Larkin R.P., Honeycutt C.W. 2006. Effects of different 3-year cropping systems on soil microbial communities and *Rhizoctonia* diseases of potato. *Phytopathology* 96 (1): 68–79. DOI: 10.1094/PHYTO-96-0068
- Lehtonen M.J. 2009. *Rhizoctonia solani* as a potato pathogen – variation of isolates in Finland and host response. Academic dissertation in plant pathology. University of Helsinki, Finland. <https://helda.helsinki.fi/server/api/core/bitstreams/477ef4e3-feb8-4be0-b7b5-1fbd1df49bd2/content> [dostęp: 25.01.2024].
- Lootsma M., Scholte K. 1997. Effect of soil moisture content on the suppression of *Rhizoctonia* stem canker on potato by the nematode *Aphelenchus avenae* and the springtail *Folsomia fimetaria*. *Plant Pathology* 46 (2): 209–215. DOI: 10.1046/j.1365-3059.1997.d01-229.x
- Lutomirska B. 2009. Wpływ zaprawiania sadzeniaków na występowanie rizoktoniozy na glebach lekkich. *Ziemniak Polski* 1: 1–5.
- Lutomirska B., Szutkowska M. 2000. Poradnik producentów ziemniaka sezon 2000/2001. Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin, Oddział Jadwisin, s. 63–77.
- Madhavi G.B., Devi G.U., Kumar K.V.K., Babu T.R., Naidu T.C.M. 2018. Evaluation of *Pseudomonas fluorescens* and *Trichoderma harzianum* isolates in inducing systemic resistance (ISR) in maize against *Rhizoctonia solani* f. sp. *sasakii*. *International Journal of Chemical Studies* 6 (2): 628–632.
- Mendes R., Garbeva P., Raaijmakers J.M. 2013. The rhizosphere microbiome: significance of plant beneficial, plant pathogenic, and human pathogenic microorganisms. *FEMS Microbiology Reviews* 37 (5): 634–663. DOI: 10.1111/1574-6976.12028
- Misawa T., Kuninaga S. 2010. The first report of tomato foot rot caused by *Rhizoctonia solani* AG-3 PT and AG-2-Nt and its host range and molecular characterization. *Journal of General Plant Pathology* 76: 310–319. DOI: 10.1007/s10327-010-0261-2
- Mittler R. 2006. Abiotic stress, the field environment and stress combination. *Trends in Plant Science* 11 (1): 15–19. DOI: 10.1016/j.tplants.2005.11.002
- Mohsin T., Sumera Y., Fauzia Y.H. 2010. Biological control of potato black scurf by rhizosphere associated bacteria. *Brazilian Journal of Microbiology* 41 (2): 439–451. DOI: 10.1590/S1517-838220100002000026
- Moliszevska E., Maculewicz D., Stępniewska H. 2023. Characterization of three-nucleate *Rhizoctonia* AG-E based on their morphology and phylogeny. *Scientific Reports* 13: 17328. DOI: 10.1038/s41598-023-44448-1
- Morris R.A.C., Ewing D.F., Whipps J.M., Coley-Smith J.R. 1995. Antifungal hydroxymethyl-phenols from the mycoparasite *Verticillium biguttatum*. *Phytochemistry* 39 (5): 1043–1048. DOI: 10.1016/0031-9422(95)00165-4
- Moszczyńska E., Pytlarz-Kozicka M., Grzeszczuk J. 2015. The impact of applying biological treatment on the infection of potato tubers by the fungus *Rhizoctonia solani* and the bacterium *Streptomyces scabiei*. [Wpływ stosowania zapraw biologicznych na

- porażenie bulw ziemniaka przez grzyb *Rhizoctonia solani* i bakterie *Streptomyces scabiei*]. Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering 60 (4): 46–50.
- Oshima N., Livingston C.H., Harrison M.D. 1963. Weeds as carriers of two potato pathogens in Colorado. Plant Disease Report 47 (6): 466–469.
- Osowski J. 2024. Biologiczne sposoby zwalczania rizoktoniozy ziemniaka. Ziemniak Polski 1: 25–34.
- Osowski J., Gawińska-Urbanowicz H. 2018. Rizoktonioza ziemniaka – symptomy, warunki sprzyjające wystąpieniu oraz zwalczanie. Ziemniak Polski 1: 22–30.
- Osowski J., Kapsa J. 2013. Ograniczanie sprawców chorób. s. 26–47. W: Metodyka integrowanej ochrony ziemniaka dla producentów (A. Wójtowicz, M. Mrówczyński, red.). Instytut Ochrony Roślin – Państwowy Instytut Badawczy, Poznań, 68 ss. ISBN 978-83-89867-94-0. www.ior.poznan.pl/plik,1745,metodyka-integrowanej-ochrony-ziemniaka-dla-producentow-pdf.pdf
- Pandey A., Trivedi P., Kumar B., Palni L.M.S. 2006. Characterization of a phosphate solubilizing and antagonistic strain of *Pseudomonas putida* (B0) isolated from a sub-alpine location in the Indian Central Himalaya. Current Microbiology 53 (2): 102–107. DOI: 10.1007/s00284-006-4590-5
- Perez L.M., Besoain X., Reyes M., Pardo G., Montealegre J. 2002. The expression of extracellular fungal cell wall hydrolytic enzymes in different *Trichoderma harzianum* isolates correlates with their ability to control *Pyrenochaeta lycopersici*. Biological Research 35 (3–4): 401–410. DOI: 10.4067/S0716-97602002000300014
- Peters R.D., Sturz A.V., Carter M.R., Sanderson J.B. 2003. Developing disease-suppressive soils through crop rotations and tillage management practices. Soil and Tillage Research 72 (2): 181–192. DOI: 10.1016/S0167-1987(03)00087-4
- Peters R.D., Sturz A.V., Carter M.R., Sanderson J.B. 2004. Influence of crop rotation and conservation tillage practices on the severity of soil-borne potato diseases in temperate humid agriculture. Canadian Journal of Soil Science 84 (4): 397–402. DOI: 10.4141/S03-060
- Platt H.W., Canale F., Gimenez G. 1993. Effects of tuber-borne inoculum of *Rhizoctonia solani* and fungicidal seed potato treatment on plant growth and rhizoctonia disease in Canada and Uruguay. American Potato Journal 70: 553–559. DOI: 10.1007/BF02850845
- Read P.J., Hide G.A., Firmager J.P., Hall S.M. 1989. Growth and yield of potatoes as affected by severity of stem canker (*Rhizoctonia solani*). Potato Research 32: 9–15. DOI: 10.1007/BF02365813
- Ritchie F., Bain R.A., McQuilken M.P. 2009. Effect of nutrient status, temperature and pH on mycelial growth, sclerotial production and germination of *Rhizoctonia solani* from potato. Journal of Phytopathology 91 (3): 589–596.
- Ritchie F., McQuilken M.P., Bain R.A. 2006. Effect of water potential a mycelial growth, sclerotial production, and germination *Rhizoctonia solani* from potato. Mycological Research 110 (6): 725–733. DOI: 10.1016/j.mycres.2006.04.008
- Roy A.K. 1989. Biological control of *Rhizoctonia solani*. s. 391–407. W: Perspectives in Plant Pathology (V.P. Agnihotri, N. Singh, H.S. Caide, U.S. Singh, T.S. Dwinedi, red.). Today and Tomorrow's Printers and Publishers, New Delhi.
- Roztropowicz S. 1997. Ogólne zasady uprawy ziemniaków. W: Produkcja ziemniaków: technologia, ekonomika, marketing (J. Chotkowski, red.). Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin, Oddział w Boninie, 352 ss.
- Sabuquillo P., De Cal A.D., Melgarejo P. 2006. Biocontrol of tomato wilt by *Penicillium oxalicum* formulations in different crop conditions. Biological Control 37 (3): 256–265. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2006.02.009
- Schreiter S., Babin D., Smalla K., Grosch R. 2018. Rhizosphere competence and biocontrol effect of *Pseudomonas* sp. RU47 independent from plant species and soil type at the field scale. Frontiers in Microbiology 9: 97. DOI: 10.3389/fmicb.2018.00097
- Sharma B.P., KC R.B. 2014. Participatory black scurf disease management on potato in Nepal. Nepal Agriculture Research Journal 8: 56–62. DOI: 10.3126/narj.v8i0.11581
- Sharma B.L., Sohi H.S. 1965. Control of black scurf disease of potatoes in Himachal Pradesh. Indian Potato Journal 7 (1): 12–17.
- Sneh B., Burpee L., Ogoshi A. 1991. Identification of *Rhizoctonia* Species. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, 133 ss. ISBN 0-89054-123-X.
- Sneh B., Jabaji-Hare S., Neate S., Dijst G. 1996. *Rhizoctonia* Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 578 ss. ISBN 978-07-923-364-40. DOI: 10.1007/978-94-017-2901-7_44
- Sneh B., Yamoah E., Stewart A. 2004. Hypovirulent *Rhizoctonia* spp. isolates from New Zealand soils protect radish seedlings against dampingoff caused by *R. solani*. New Zealand Plant Protection 57 (1): 54–58. DOI: 10.30843/nzpp.2004.57.6889
- Stepniewska-Jarosz S. 2012. *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn. s. 158–163. W: Kompendium symptomów chorób roślin i morfologii ich sprawców (M. Rataj-Guranowska, A. Pukacka, red.). Bogucki Wydawnictwo Naukowe, Poznań.
- Tomilova O.G., Shaldyaeva E.M., Kryukova N.A., Pilipova Y.V., Schmidt N.S., Danilov V.P., Kryukov V.Y., Glupov V.V. 2020. Entomopathogenic fungi decrease *Rhizoctonia* disease in potato in field conditions. Peer Journal 8: e9895. DOI: 10.7717/peerj.9895
- Tsrör L. 2010. Biology, epidemiology and management of *Rhizoctonia solani* on potato. Journal of Phytopathology 158 (10): 649–658. DOI: 10.1111/j.1439-0434.2010.01671.x
- Tsrör (Lahkim) L., Barak R., Sneh B. 2001. Biological control of black scurf on potato under organic management. Crop Protection 20 (2): 145–150. DOI: 10.1016/S0261-2194(00)00124-1
- Tsrör (Lahkim) L., Shlevin E., Peretz-Alon I. 2005. Efficacy of metam sodium for controlling *Verticillium dahliae* prior to potato production in sandy soils. American Journal of Potato Research 82: 419–423. DOI: 10.1007/BF02871972
- Turhan G., Grossmann F. 1994. Antagonistic activity of five *Myrothecium* species against fungi and bacteria *in vitro*. Journal of Phytopathology 140 (2): 97–113. DOI: 10.1111/j.1439-0434.1994.tb00182.x
- Urbanowicz J. 2012. Występowanie chwastów w ziemniaku oraz metody ich zwalczania na terenie Polski w latach 2000–2011. Biuletyn Instytutu Hodowli i Aklimatyzacji Roślin 265: 129–135.
- van den Boogert P.H.J.F. 1996. Mycoparasitism and biocontrol. s. 485–493. W: *Rhizoctonia* Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control (B. Sneh, S. Jabaji-Hare, S. Neate, G. Dijst, red.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 578 ss. ISBN 978-07-923-364-40. DOI: 10.1007/978-94-017-2901-7_44
- van den Boogert P.H.J.F., Deacon J.W. 1994. Biotrophic mycoparasitism by *Verticillium biguttatum* on *Rhizoctonia solani*. European Journal of Plant Pathology 100: 137–156. DOI: 10.1007/BF01876247

- van den Boogert P.H.J.F., Luttikholt A.J.G. 2004. Compatible biological and chemical control systems for *Rhizoctonia solani* in potato. *European Journal of Plant Pathology* 110 (2): 111–118. DOI: 10.1023/B:EJPP.0000015325.33299.e0
- van den Boogert P.H.J.F., Reinartz H., Sjollem K.A., Veenhuis M. 1989. Microscopic observations of the mycoparasite *Verticillium biguttatum* with *Rhizoctonia solani* and other soil-borne fungi. *Antonie van Leeuwenhoek* 56: 161–174. DOI: 10.1007/BF00399979
- van den Boogert P.H.J.F., Velvis H. 1992. Population dynamics of the mycoparasite *Verticillium biguttatum* and its host, *Rhizoctonia solani*. *Soil Biology and Biochemistry* 24 (2): 157–164. DOI: 10.1016/0038-0717(92)90272-Y
- van der Brink L., Wustman R. 2014. *Rhizoctonia solani* in potatoes and its control. *Applied Plant Research (Praktijkonderzoek Plant & Omgeving)*, part of Wageningen UR. <https://edepot.wur.nl/305202> [dostęp: 17.12.2024].
- Virgen-Calleros G., Olalde-Portugal V., Carling D.E. 2000. Anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* on potato in central México and potential for biological and chemical control. *American Journal of Potato Research* 77: 219–224. DOI: 10.1007/BF02855789
- Wale S., Platt H.W., Cattlin N. 2008. Rhizoctonia disease: stem, stolon and root canker/black scurf. s. 56–59. W: *Diseases, Pests and Disorders of Potatoes* (S. Wale, H.W. Platt, N. Cattlin, red.). Manson Publishing Ltd., London, UK, 240 ss. ISBN 978-1-84076-021-7.
- Walker A. 2021. Zagrożenie rizoktoniozą. www.potatonewstoday.com/2021/05/13/the-rhizoctonia-threat-british-potato-growers-advised-on-control-measures-after-cold-and-dry-spring/ [dostęp: 25.01.2024].
- Weber Z. 2011. Rizoktonioza ziemniaka. s. 401–402. W: *Fitopatologia T. 2. Choroby roślin uprawnych* (S. Kryczyński, Z. Weber, red.). Powszechne Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Poznań, 464 ss. ISBN 978-83-090-107-77.
- Weinhold A.R., Bowman T., Hall D.H. 1982. Rhizoctonia disease of potato: effect on yield and control by seed tuber treatment. *Plant Disease* 66 (9): 815–818. DOI: 10.1094/PD-66-815
- Wharton P., Kirk W., Berry D., Snapp S. 2007. Rhizoctonia stem canker and black scurf of potato. *Extension Bulletin E 2994*. Michigan State University, USA.
- Wiggins B.E., Kinkel L.L. 2005. Green manures and crop sequences influence potato diseases and pathogen inhibitory activity of indigenous Streptomycetes. *Phytopathology* 95 (2): 178–185. DOI: 10.1094/PHYTO-95-0178
- Wilson P.S., Ketola E.O., Ahvenniemi P.M., Lehtonen M.J., Valkonen J.P.T. 2008. Dynamics of soilborne *Rhizoctonia solani* in the presence of *Trichoderma harzianum*: effects on stem canker, black scurf and progeny tubers of potato. *Plant Pathology* 57 (1): 152–161. DOI: 10.1111/j.1365-3059.2007.01706.x
- Wnękowski S., Błaszczak W. 1997. Choroby ziemniaka. s. 505–535. W: *Ochrona roślin* (J. Kochman, W. Węgorek, red.). Plantpress, Kraków, 701 ss. ISBN 838-59-822-13.
- Wright P.J., Frampton R.A., Anderson C., Hedderley D. 2022. Factors associated with soils suppressive to black scurf of potato caused by *Rhizoctonia solani*. *New Zealand Plant Protection* 75: 31–49. DOI: 10.30843/nzpp.2022.75.11761
- Yin C., Hulbert S.H., Schroeder K.L., Mavrodi O., Mavrodi D., Dhingra A., Schillinger W.F., Paulitz T.C. 2013. Role of bacterial communities in the natural suppression of *Rhizoctonia solani* bare patch disease of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Applied and Environmental Microbiology* 79 (23): 7428–7438. DOI: 10.1128/AEM.01610-13
- Yu Y.-Y., Jianga C.-H., Wang C., Chen L.-J., Li H.-Y., Xu Q., Guo J.-H. 2017. An improved strategy for stable biocontrol agents selecting to control rice sheath blight caused by *Rhizoctonia solani*. *Microbiological Research* 203: 1–9. DOI: 10.1016/j.micres.2017.05.006
- Zarzyńska K. 2012. Przygotowanie sadzeniaków i sadzenie w aspekcie kształtowania optymalnej architektury łanu. s. 198–204. W: *Produkcja i rynek ziemniaka* (J. Chotkowski, red.). Wieś Jutra, Warszawa, 340 ss. ISBN 978-83-628-150-98.