

Podsumowanie Analizy Zagrożenia Agrofagiem (Ekspres PRA) dla '*Pratylenchus zae*' Graham, 1951

Obszar PRA: Rzeczpospolita Polska

Opis obszaru zagrożenia: Uprawy prowadzone w naturalnym podłożu glebowym pod osłonami.

Główne wnioski

Pratylenchus zae może zostać wprowadzony na obszar PRA z roślinami, odpadami roślinnymi oraz z podłożem. Nicień może prawdopodobnie zasiedlać uprawy prowadzone pod osłonami w naturalnym podłożu glebowym.

W celu zminimalizowania prawdopodobieństwa wprowadzenia nicienia oraz jego rozprzestrzenienia na obszarze Polski należy:

- Kontrolować przesyłki pod kątem obecności nicienia, co zapobiega wprowadzeniu organizmu na obszar PRA;
- Wykorzystywać wyłącznie materiał rozmnożeniowy wolny od nicienia, w celu uniemożliwienia wprowadzenia organizmu na obszar PRA;
- W przypadku stwierdzenia wystąpienia nicienia w otwartym gruncie podjąć działania uniemożliwiające jego dalsze rozprzestrzenienie. W tym celu należy unikać przenoszenia agrofaga w glebie przylegającej do narzędzi oraz maszyn rolniczych wykorzystywanych w pracach polowych. Zaleca się również unikania rozprzestrzenienia nicienia w materiale roślinnym tj. z korzeniami roślin;
- Zastosować środki ochrony chemicznej dopuszczone do zwalczania nicieni pasożytów roślin w określonych uprawach;
- W przypadku stwierdzenia wystąpienia nicienia w uprawach pod osłonami należy przeprowadzić fumigację podłoża stosując preparaty chemiczne zawierające np. dazomet czy metam sodowy.

W celu zminimalizowania zadomowienia oraz rozprzestrzenienia nicienia zaleca się:

- Ugorowanie gleby (Moura i wsp., 2009; Pankhurst i wsp., 2005).
- Unikanie uprawy sorgo oraz rozplenicy perłowej w monokulturze (Johnson i Burton, 1972).
- Uprawa bawełny (*Gossypium*) (Johnson i wsp., 1975); fasoli mungo (Aung i Prot, 1990), jęczmienia zwyczajnego odm. Grimmett (Stirling i wsp., 2010), kanawalii mieczokształtnej (Arim i wsp., 2006; Obici i wsp., 2011; Santana-Gomes i wsp., 2018), kapusty właściwej (Johnson i wsp., 1990), krotolarii różgowatej (*Crotalaria juncea*) (Johnson i Campbell, 1980; Rosa i wsp., 2003; Moura i wsp., 2009; Moura i wsp., 2010a; Santana, 2014; Santana-Gomes i wsp., 2019a), nikli indyjskiej (Araújo Filho i wsp., 2010; Santana i wsp., 2012; Santana-Gomes i wsp., 2018), rzepaku w formie ozimej (Barbosa Ferraz i Rossi, 1999), rzodkwi zwyczajnej (*Raphanus sativus*) (Hashimi i Hashimi, 1989), truskawki (Brum i wsp., 2019), włośnicy odm. Splenda (Stirling i wsp., 2010), wspięgi pospolitej (Aung i Prot, 1990), wspięgi wężowatej odm. Red Caloona (Stirling i wsp., 2010), *Arachis pintoï* (Obici i wsp., 2011), *Cajanus indicus* (Santana, 2014), *Crotalaria spectabilis* (Santana i wsp., 2012; Santana, 2014), *Mucuna pruriens* (Santana, 2014), *Stizolobium aterrimum* (Moura i wsp., 2009; Moura i wsp., 2010a), *Stylosanthes* spp. (Obici i wsp., 2011).
- Uprawę soi (Stirling, 2008).
- Uprawa niewrażliwych odmian marchwi, pszenicy, pomidora i ciecierzycy pospolitej (Hashimi i Hashimi, 1989).
- Zastosowanie roztoczy *Lasioseious subterraneous* (Manwaring i wsp., 2020) lub *Protogamasellus mica* ogranicza liczebność nicienia (Stirling i wsp., 2017; Manwaring i wsp., 2020).

- Zastosowanie *Bacillus amyloliquefaciens* (Alves i wsp., 2011).
- Aplikacja kwasu jasmonowego (Gavin i wsp., 2013).
- Aplikacja do gleby koncentratu z wodorostu *Ecklonia maxima* (Waele i wsp., 1988b).
- Zastosowanie olejków z liści i owoców pieprzu brazylijskiego *Schinus terebinthifolius* (Schwengber i wsp., 2017).
- Zastosowanie alkoholowych wyciągów z *Casearia sylvestris*, *Eclipta alba*, *Tabernaemontana catharinensis*, *Serjania erecta* oraz *Zeyheria montana* (Slomp i wsp., 2009).
- Zastosowanie bionematocydu Trichodermil (z udziałem *Trichoderma harzianum*) oraz Quartzo (oparty na działaniu *Bacillus* spp.) (Schoen-Neto i wsp., 2019).
- Sterylizacja sadzonek winorośli *Vitis* poprzez zanurzenie w wodzie o temperaturze 30 °C, 52.8 °C i 23 °C (Askary i wsp., 2018).
- Wprowadzenie doglebowo resztek roślinnych trzciny cukrowej i soi (Stirling i wsp., 2005).
- Mulczowanie resztek roślinnych trzciny cukrowej (Stirling i wsp., 2011a).
- Zastosowanie nawozów mineralnych (Coyne i wsp., 2004).
- Wprowadzenie doglebowo liści miodli indyjskiej, *Acacia albida* i tamaryndowca indyjskiego w dawce 25, 50 i 100 g/kg gleby (Khan, 1990).
- Wprowadzenie doglebowo siana z traw lub siana z lucerny, samodzielnie lub z dodatkiem azotu (50 t/ha), popiołów z roślin trzciny cukrowej z dodatkiem azotu (50 t/ha), nawozu krowiego lub kurzęcego (40 t/ha) (Stirling i wsp., 2003).
- Aplikacja płynnego nawozu przygotowanego z odchodów drobiowych i bydłych w uprawie kukurydzy (Nkechi i Shakirat, 2019).
- Wprowadzenie doglebowo rozdrobnionych roślin konopi indyjskich, katarantusa różowego lub *Angehs arvensis* w proporcji 100g/kg gleby; proszku w proporcji 100g/kg gleby (Thakur, 2014).
- Zastosowanie doglebowo wytlóków z udziałem neem (*Azadirachta*), *Pongamia pinnata*, gorczycy, drzewa tamanu, sezamu, orzecha ziemnego, *Madhuca longifolia*, bawełny (Sahoo i Sahu, 1994).
- Zastosowanie doglebowo wytlóków z rącznika pospolitego w dawce 1,800 kg/ha (Dinardo-Miranda i Fracasso, 2010).
- Zastosowanie doglebowo nawozu opartego na rączniku pospolitym (Dinardo-Miranda i Fracasso 2010).
- Zastosowanie doglebowo popiołów młynowych (Stirling i wsp., 2018).
- Zastosowanie ekstraktu z liści witanii ospałej w dawce 1300 kg/ha (Khan i wsp., 2009).
- Zastosowanie preparatu Fertinemakil Plus (środek z dodatkiem miodli indyjskiej z fungicydem) (Khan i wsp., 2009).
- Zastosowanie podkładek winorośli Kober, SO4, 101-14, R99, 420-A, Rupestris du Lot, Riparia do Traviú and Telek 5C (Puerari i wsp., 2012).
- Zaprawienie nasion kukurydzy mieszaniną thiametoksamu z abamectyną (Souza Confort i Inomoto, 2015) lub abamectyną (Cabrera i wsp., 2009).
- Zastosowanie kontroli chemicznej (aldicarb, karbofuran) (McDonald i wsp., 1987; Novaretti i wsp., 1998, 2009; Dinardo-Miranda i wsp., 2010a).

Ryzyko fitosanitarne dla zagrożonego obszaru (indywidualna ranga prawdopodobieństwa wejścia, zdomowienia, rozprzestrzenienia oraz wpływu w tekście dokumentu)	Wysokie	<input type="checkbox"/>	<u>Średnie</u>	<input checked="" type="checkbox"/>	Niskie	<input type="checkbox"/>
Poziom niepewności oceny: (uzasadnienie rangi w punkcie 18. Indywidualne rangi niepewności dla prawdopodobieństwa wejścia,	<u>Wysoka</u>	<input checked="" type="checkbox"/>	Średnia	<input type="checkbox"/>	Niska	<input type="checkbox"/>

<i>zadomowienia, rozprzestrzenienia oraz wpływu w tekście)</i>					
--	--	--	--	--	--

Inne rekomendacje:

Ekspresowa Analiza Zagrożenia Agrofagiem: *Pratylenchus zae* Graham, 1951

Przygotowana przez: dr hab. Renata Dobosz, mgr Magdalena Gawlak, mgr Daria Rzepecka,
mgr Agata Pruciak, dr Tomasz Kałuski
Data: 21.10.2020

Raport został wykonany w ramach Programu Wieloletniego 2016–2020: „Ochrona roślin uprawnych z uwzględnieniem bezpieczeństwa żywności oraz ograniczenia strat w plonach i zagrożeń dla zdrowia ludzi, zwierząt domowych i środowiska”, finansowanego przez Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi.

Etap 1 Wstęp

Powód wykonania PRA: Przyczyną wykonania analizy zagrożenia agrofagiem jest wykrycie wystąpienia *P. zae* w kilku lokalizacjach w Europie oraz prawdopodobieństwo porażenia przez nicienia upraw prowadzonych w naturalnym podłożu glebowym pod osłonami.

Obszar PRA: Rzeczpospolita Polska

Etap 2 Ocena zagrożenia agrofagiem

1. Taksonomia: Siddiqi 2000.

Rząd: Tylenchida Thorne, 1949

Podrząd: Tylenchina Chitwood, 1950

Nadrodzina: Tylenchoidae Örley, 1880

Rodzina: Pratylenchidae Thorne, 1949 (Siddiqi, 1963)

Rodzaj: *Pratylenchus* Filipjev, 1936

Gatunek: *Pratylenchus zae* Graham, 1951

Syn. *Pratylenchus cubensis* Razjivin & O'Relly, 1976

Pratylenchus impar Khan & Singh, 1974

Pratylenchus indicus Das, 1960

Pratylenchus jordanensis Hashim, 1983

Nazwa powszechna:

Angielski: nematode, Corn root lesion

Hiszpański: nemátodo de las lesiones; nematodo maiz

Francuski: anguillule des racines du maïs

2. Informacje ogólne o agrofagu:

Cykl życiowy: *P. zae* jest wędrującym pasożytem roślin. W cyklu rozwojowym nicienia występują: stadium jaja, formy młodociane (J1–J4) oraz samice. Samce znajdowane są niezwykle rzadko. Wszystkie stadia rozwojowe nicienia występują w tkankach korzeni jak i w otaczającej je glebie. Osobniki młodociane J2–J4 oraz formy dorosłe posiadają zdolność ruchu i mogą wnikać i opuszczać

tkanki korzeni. Obserwacje wpływu korzeni roślin kukurydzy pokazało, że wspomagają one proces opuszczania jaj przez osobniki młodociane nicienia (de Waele i wsp., 1988).

Infekcji oraz związanym z nią przemieszczaniem się nicieni w korzeniach, towarzyszą uszkodzenia tkanek miększu oraz obecność nekroz (Olowe i Corbett, 1976; Olowe, 1977). U porażonych przez *P. zaeae* roślin obserwowano zahamowanie wzrostu i rozwoju, spadek ich masy i długości, żółknięcie liści, spadek poziomu chlorofilu oraz spadek masy cukru (Azimi, 1984; Plowright i wsp., 1990; Cadet i Spaul, 2005; Kagoda i wsp., 2010; Plaisance i wsp., 2015; Bisognin, 2017; Nzogela i wsp., 2020). U porażonych roślin trzciny cukrowej reprezentującej linie odporne obserwowano wzrost aktywności PAL (phenylalanine ammonia-lyase) i TAL (tyrosine ammonia-lyase) oraz spadek (superoxide dismutase) w korzeniach i liściach (Kathiresan i Mehta, 2005).

Rozwój *P. zaeae* zachodzi w zakresie temperatur od 20 do 35 °C, przy czym optymalna temperatura rozwoju na soi wynosi 30 °C (Acosta i Malek, 1979; Castrol i Ferraz, 1990; Kagoda i wsp., 2010). W temperaturze 28 °C cykl rozwojowy *P. zea* trwa 5 tygodni (Meyer, 1984), a w 30 °C 21 dni (Olowe i Corbett, 1976).

P. zaeae posiada zdolność przeżywania w warunkach 0% wilgotności względnej w temperaturach od 20 do 35 °C przez 24 godziny, a anhydrobioza nie wpływa ujemnie na następujący po niej rozwój populacji nicienia (Swanepoel i Loots, 1988, 1992). *P. zaeae* przeżywają 7 dni w temperaturze -15 °C (Barker i wsp., 1969).

Występowaniu nicienia sprzyjają gleby piaszczyste i piaszczysto-gliniaste o optymalnym pH 6,5 do 7 z niską zawartością węgla (poniżej 2%), sodu i wapnia (Anwar i Khan, 1992; Trevathan i wsp., 1985; Godefroid i wsp., 2013). Zaobserwowano, że obecność manganu oraz kwasu 2,4-dichlorofenoksyoctowego, wpływa ograniczająco na liczebność *P. zaeae* w glebie (Krusberg i Blickenstaff, 1964; Cadet i wsp., 2004).

Wzrostowi populacji *P. zaeae* sprzyja uprawa kukurydzy w monokulturze oraz określona sekwencja roślin w płodozmianie tj. np. kukurydza, żyto i wyka kosmata (Brodie i wsp., 1969). Obserwacje dynamiki populacji *P. zaeae* pokazały, że w uprawie ryżu wzrost populacji nicienia był największy w okresie kwitnienia (Plowright i wsp., 1990), natomiast, w uprawie trzciny cukrowej obserwowano dwa piki liczebności: pierwszy w okresie grudzień-styczeń, drugi we wrześniu (Montasser i wsp., 2002), a liczebności populacji *P. zea* rosły wraz ze wzrostem poziomu histydyny i kwasu glutaminowego (Showler i wsp., 1990). W uprawie kukurydzy nicienie obserwowano w glebie najliczniej w sierpniu, tuż przed zbiorem rośliny (Youssef, 2013). W glebie na czystym ugorze *P. zaeae* przeżywa do 6 miesięcy (Plowright i wsp., 1990).

Porównawcze obserwacje rozwoju populacji *P. zaeae* na odmianach trzciny cukrowej pozwoliły stwierdzić między populacyjne różnicowanie w obrębie gatunku (Bisognin, 2017).

W celu poznania funkcjonowania genów oraz ewentualnego wykorzystania tych danych w ograniczeniu szkodliwości gatunku dokonano charakterystyki transkryptomu *P. zaeae* oraz przeprowadzono eksperyment wyciszenia genów *pat-10* and *unc-87* skutkujący paraliżem ciała nicieni oraz utratą zdolności ruchu (Tan i wsp., 2013; Fosu-Nyarko i wsp., 2016).

Rośliny żywicielskie: *P. zaeae* żeruje na jedno i dwuliściennych roślinach uprawnych oraz na chwastach. Doświadczenia, których celem było zbadanie różnicowania podatności odmian roślin uprawnych na porażenie przez *P. zaeae*, wykazały takie różnicowanie wśród odmian trzciny cukrowej (Montasser, 2002a; Kathiresan i Mehta, 2005; Chavez i wsp., 2010; Santos i wsp., 2012; Dinardo-Miranda i wsp., 2019), sorgo (Johnson i Burton, 1973; Motalaote i wsp., 1987), ryżu (Biela i wsp., 2015; Nzogela i wsp., 2020), kukurydzy (Peng i Moens, 2003; Kagoda, 2010; Kagoda i wsp., 2015; Neves i wsp., 2016), marchwi (Hashimi i Hashimi, 1989; Nguyen Thi Duyen i wsp., 2016) oraz *Saccharum spontaneum* (Bhuiyan i wsp., 2019). Jak dotąd wszystkie testowane odmiany słonecznika uznano za odporne na porażenie przez ten gatunek nicienia (Bolton i De Waele, 1989).

Populacje *P. zaeae* charakteryzuje ograniczona zdolność rozwoju w uprawie krzyżówek trzciny cukrowej z *Erianthus arundinaceus* oraz trzciny cukrowej z *Saccharum spontaneum* (Stirling i wsp., 2011; Stirling i wsp., 2012; Bhuiyan i wsp., 2016). Obserwowano także ograniczony rozwój *P. zaeae* w uprawie odmian tytoniu odpornych na *M. javanica* i *M. incognita* (rasy 2 i 4), przy zagęszczeniu

początkowym (P₁) populacji nicienia wynoszącym 10¹, 10² i 10³ osobników na roślinę (Biljon i Meyer, 2000).

Populacja *P. zaeae* pochodząca z Tanzanii rozwija się na *Oryza sativa* (genotyp Khao Pahk Maw) oraz *O. glaberrima* (genotyp TOG5674) odpornych na *Meloidogyne graminicola* (Nkurunziza, 2018).

Symptomy: Obecność *P. zaeae* w glebie nie wywołuje specyficznych objawów na nadziemnych częściach roślin wskazujących jednoznacznie na występowanie tego nicienia. W przypadku silnego porażenia zaobserwować można występujące w skupiskach rośliny, które charakteryzuje żółknięcie zakończeń liści, więdnienie i karłowacenie. Końcowym etapem może być też zamieranie roślin. Porażenie przez korzeniaki, w tym także przez *P. zaeae*, sugerują brunatne przebarwienia obserwowane na korzeniach roślin.

Wykrywanie i identyfikacja: Rośliny podejrzane o porażenie przez *P. zaeae*, wraz z bryłą gleby przylegającą do korzeni, przewożone są do laboratorium, w którym dokonuje się izolacji materiału. Wszystkie stadia rozwojowe posiadające zdolność poruszania się izoluje się bezpośrednio z gleby oraz z tkanek roślin. Identyfikacji gatunku dokonuje się w oparciu o wyniki analizy morfologii i morfometrii samic (Corbett, 1969; Roman i Hirschmann, 1969; Khan i Singh, 1974; Loof, 1978; Hashim, 1983; Olowe, 1984; Olowe i Corbett, 1987; Saha i Khan, 1987; Ryss, 1988; Handoo i Golden, 1989; Cafe Filho i Hauang, 1989; Frederick i Tarjan, 1989; Loof, 1990; Troccoli i wsp., 1996; Carta i wsp., 2001; Ryss, 2002; Inserra i wsp., 2005; Castillo i Vovlas, 2007; Phani i wsp., 2014; Araya i wsp., 2016).

Identyfikację molekularną *P. zaeae* można przeprowadzić w oparciu o:

- sekwencje fragmentu D2-D3 podjednostki 28rDNA (Carta i wsp., 2001; Araya i wsp., 2016; Humphreys-Pereira i wsp., 2017);
- sekwencje fragmentu ITS (de Andrade, 2010; Consoli i wsp., 2012; Phani i wsp., 2014);
- sekwencje fragmentu 18S i ITS1 (Machado i wsp., 2007);
- PCR (Kushida i Kondo, 2015);
- LAMP (Liu i wsp., 2017);
- PCR RLFP (Orui i Mizukubo, 1999a);
- RLFP (Waeyenberge i wsp., 2000);
- technikę reverse dot blot (Uehara i wsp., 1999);
- Real-time PCR (Berry i wsp., 2008; Kawanobe i wsp., 2015).

3. Czy agrofag jest wektorem?	Tak	<u>Nie X</u>
4. Czy do rozprzestrzenienia lub wejścia agrofaga potrzebny jest wektor?	Tak	<u>Nie X</u>

5. Status regulacji agrofaga

Pratylenchus zaeae nie jest regulowany w UE.

6. Rozmieszczenie

Kontynent	Rozmieszczenie (<i>lista krajów lub ogólne wskazanie – np. Zachodnia Afryka</i>)	Komentarz na temat statusu na obszarze występowania (<i>np. szeroko rozpowszechniony, natywny etc.</i>)	Źródła
Afryka	Afryka Południowa	Szeroko rozpowszechniony.	Jordaan i wsp., 1989; Marais, 1990; Jordaan i wsp., 1989; Cadet i wsp., 2004; Fourie i wsp., 2001; De Waele i Jordaan 1988, 1988a; Spaull, 1981; Spaull i Cadet. 1990; Snyman i wsp., 2008; Ntidi i wsp., 2012; Berry i wsp., 2017
	Benin	Występuje lokalnie.	Coyne i wsp., 2001; CABI
	Burkina Faso	Występuje lokalnie.	Spaull i Cadet, 1990; CABI
	Egipt	Szeroko rozpowszechniony.	Oteifa, 1962; Ibrahim i wsp., 1988
	Etiopia	Występuje lokalnie.	CABI
	Gambia	Występuje lokalnie.	CABI
	Ghana	Występuje lokalnie.	CABI
	Gwinea	Występuje lokalnie.	CABI
	Kamerun	Szeroko rozpowszechniony.	Samsoen i Geraert, 1975; Bridge i wsp., 1995
	Kenia	Szeroko rozpowszechniony.	Wolff i Schoemaker, 1968; Kimenju i wsp., 1998; Van den Berg i wsp., 2001; Desaegeer i Rao, 2000; Namu i wsp., 2018
	Madagaskar	Występuje lokalnie.	CABI
	Malawi	Występuje lokalnie.	CABI
	Mozambik	Występuje lokalnie.	CABI
	Namibia	Występuje lokalnie.	CABI
	Nigeria	Występuje lokalnie.	Babatola, 1984;

			Speijer i wsp., 2001
	Senegal	Występuje lokalnie.	Fortuner, 1975
	Somalia	Występuje lokalnie.	CABI
	Tanzania	Szeroko rozpowszechniony.	Nzogela i wsp., 2020
	Togo	Występuje lokalnie.	CABI
	Uganda	Szeroko rozpowszechniony.	Kashaija i wsp., 1994; Kagoda, 2010
	Wybrzeże Kości Słoniowej	Gatunek często występujący.	Adiko, 1998; Coynne i wsp., 2001
	Zambia	Gatunek często występujący.	Lawn i wsp., 1988
	Zimbabwe	Występuje lokalnie.	Martin, 1967; Chapoto, 2016
Ameryka Pd.	Argentyna	Występuje lokalnie.	Costilla, 1973; Troccoli i wsp., 1996
	Belize		Bridge, 1996
	Brazylia	Szeroko rozpowszechniony.	Dinardo-Miranda i wsp., 2003; Moura i wsp. 2000; Rossi i wsp., 2000
		Acer	Sharma i wsp., 2001
		Alagos	Moura i wsp., 2010
		Esprito-Santos	CABI
		Goias	Machado i wsp., 2010
		Mato Grosso	Silva i wsp., 2008
		Minas Gerais	CABI
		Pernambuco	Moura i wsp., 1999
		Rio de Janeiro	CABI
	Ekwador	Występuje lokalnie.	CABI
	Kolumbia	Występuje lokalnie.	Trevathan i wsp., 1985
	Wenezuela	Szeroko rozpowszechniony.	Loof, 1964; Crozzoli i wsp., 2001; Perichi i wsp., 2002; Crozzoli, 2009
Ameryka Środkowa	Belize	Występuje lokalnie.	Bridge i wsp., 1996
	Haiti	Występuje lokalnie.	Jospeh, 2019
	Jamajka	Występuje lokalnie.	Fortuner i Merny, 1979

	Kostaryka	Występuje często.	Sancho i Salazar, 1985; Humphreys-Pereira i wsp., 2017
	Kuba	Szeroko rozpowszechniony.	Fortuner i Merny, 1979; Fortuner i Menry, 1979; Fernandez i Ortega, 1998; Peña-Prades i wsp., 2018
	Martynika	Występuje lokalnie.	CABI; Rossi i wsp., 1996; Quénéhervé i Chotte 1996
	Panama	Występuje lokalnie.	Fortuner i Merny, 1979
	Portoryko	Występuje lokalnie.	Valle-Lamboi i Ayala, 1980
	Salwador	Występuje lokalnie.	CABI
	Trinidad i Tobago	Występuje lokalnie.	Singh i Sandhu, 1973
Ameryka Pn.	Barbados	Występuje lokalnie.	CABI
	Kanada	Występuje lokalnie.	Yu Qing, 2008; Bélair i wsp., 2018
	Meksyk	Występuje lokalnie.	Gonzalez-Guitron, 2013
	USA	Szeroko rozpowszechniony.	
		Arkansas	Robbins i wsp., 1987; Wehunt i wsp., 1991
		Floryda	Robbins i wsp., 1989a; Crow i wsp., 2001; Crow i Duncan, 2018
		Georgia	Johnson i wsp., 1974
		Hawaje	Schenck i Schmitt, 1992
		Kalifornia	Ayoub, 1961; Chitambar i wsp., 2018
		Karolina Północna	Ye, 2018
		K. Południowa	Barker i Clyton, 1973
		Kentucky	Bernard, 2018
		Louisiana	Atkins i wsp., 1957
		Missisipi	Cuarezma-Teran i wsp., 1984
		Teksas	Norton, 1959

		Tennessee	Bernard, 2018
		Virginia	Eisenback, 2018
Azja	Afganistan	Występuje lokalnie.	CABI
	Chiny	Występuje lokalnie.	Chen i wsp., 2009
		Fuijan	Xie ZhiCheng i wsp., 2007
		Hainan	Xie ZhiCheng i wsp., 2007
	Filipiny	Szeroko rozpowszechniony.	Davide, 1988; Villanuleva i wsp., 1992
	Indie	Szeroko rozpowszechniony.	Ray i wsp. 1987
		Andhra Pradesh	Sharma i wsp., 1992
		Bihar	CABI
		Delhi	Sethi i Swarup, 1971
		Gujarat	Sharma i wsp., 1992
		Haryana	Bajaj i Bhatti, 1984; Kanwar i wsp., 1996
		Himachal Pradesh	Sethi i Swarup, 1971; Kaur i Sharma, 1989
		Jammu and Kashmir	Zaki i Mantoo, 2003
		Jodhpur	Bohra i Baqri, 2008
		Karnataka	Sharma i wsp., 1992
		Kerala	Sharma i wsp., 1992
		Madhya Pradesh	CABI
		Maharashtra	CABI
		Odisha	Ray i wsp., 1987
		Punjab	Sethi i Swarup, 1971; Sharma i wsp., 1992
		Rajasthan	Sethi i Swarup, 1971
		Tamil Nadu	Sharma i wsp., 1992
		Uttar Pradesh	Sharma i wsp., 1992
		West Bengal	Sharma i wsp., 1992; Rama i Desgupta 1998; Thapa i wsp., 2008
	Indonezja	Szeroko rozpowszechniony.	CABI
	Irak	Występuje lokalnie.	CABI
	Japonia	Występuje lokalnie.	Orui i Mizukubo, 1999;

			Kawanobe i wsp., 2015
	Malezja	Występuje lokalnie.	CABI
	Oman	Występuje lokalnie.	Mani i wsp., 1997; Mani i wsp., 2005
	Pakistan	Znany z kilku lokalizacji.	Hashimi i Hashimi, 1989; Khan i wsp., 2019
	Sri Lanka	Występuje lokalnie.	CABI
	Sumatra	Szeroko rozpowszechniony.	Prot i wsp., 1992
	Tajwan	Występuje lokalnie.	Chen i wsp., 2009
Europa	Rosja	Występuje lokalnie.	Ryss, 1988
	Turcja		Abtahi i Bakooie, 2017
UE	Austria	Występuje lokalnie.	CABI
	Bułgaria	Pojedyncze stanowisko.	CABI
	Chorwacja	Pojedyncze stanowisko.	Walter i Karssen 2015; CABI
	Hiszpania	Pojedyncze stanowisko.	Escuer i wsp., 1993. CABI
	Słowenia	Pojedyncze stanowisko.	CABI
Australia		Szeroko rozpowszechniony.	Riley i Kelly, 2002; Quader i wsp., 2003; Blair, 2005; Blair i Stirling, 2006; Hodda i Nobbs, 2008
Oceania	Fiji	Szeroko rozpowszechniony.	Bridge, 1988
	Papua Nowa Gwinea	Tonga, występuje lokalnie.	Bridge, 1988
	Polinezja	Występuje lokalnie.	Bridge, 1988
	Samoa	Występuje lokalnie.	Bridge, 1988

7. Rośliny żywicielskie i ich rozmieszczenie na obszarze PRA

Nazwa naukowa rośliny żywicielskiej (nazwa potoczna)	Występowanie na obszarze PRA (<i>Tak/Nie</i>)	Komentarz (np. główne/poboczne siedliska)	Źródła (dotyczy występowania agrofaga na roślinie)
<i>Abelmoschus esculentus</i> (piżmian jadalny, okra)	Tak	Gatunek uprawny w krajach o klimacie tropikalnym i subtropikalnym. Rzadko sprowadzane owoce do celów spożywczych. Na obszarze PRA zdarzają się hodowcy amatorzy uprawiający okrę pod osłonami, a nawet w gruncie.	Oteifa, 1962
<i>Allium cepa</i> (czosnek cebula, cebula)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA.	Hashimi i Hashimi, 1989; Mani i wsp., 1997; Bridge i wsp., 2005; Khan, 2005
<i>Allium sativum</i> (czosnek pospolity)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Hashimi i Hashimi, 1989; Mani i wsp., 1997
<i>Allium schoenoprasum</i> (czosnek szczypiorek, szczypiorek)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA.	Bala, 1984
<i>Amaranthus blitoides</i> (szałat komosowaty)	Tak	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej. Na obszarze PRA zadomowiony kenofit, nieinwazyjny, spotykany na siedliskach antropogenicznych.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Amaranthus deflexus</i> (szałat pochylony)	Tak	Bardzo rzadko zawlekana na obszar PRA roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Belle i wsp., 2017
<i>Amaranthus dubius</i>	Nie	Roślina występująca w Ameryce Południowej.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Amaranthus hybridus</i> (szałat prosty)	Tak	Rozpowszechniona na obszarze PRA roślina miejsc ruderalnych.	Jordaan i de Waele, 1988; Belle i wsp., 2017

<i>Amaranthus spinosus</i>	Tak?	Roślina uprawiana w tropikalnej części Ameryki. Potencjalnie może być rzadko zawlekana na obszar PRA.	Fortuner, 1976; Belle i wsp., 2017
<i>Amaranthus</i> sp. (szarłat)	Tak	Na obszarze PRA gatunki dziko rosnące (w tym pospolicie występujące w uprawach chwasty) oraz rośliny ozdobne.	Bridge i wsp., 2005
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> (ambrozja bylicolistna)	Tak	Pochodząca z Ameryki Północnej roślina dziko rosnąca na obszarze Polski, w miejscach ruderalnych.	Zem i Lordello, 1976; Castillo i Vovlas, 2007
<i>Ananas comosus</i> (ananas jadalny)	Tak	Roślina uprawna, czasem uprawiana w warunkach pokojowych jako doniczkowa na obszarze PRA. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Bala, 1984; Gonzaga i Santos, 2009; Dias-Arieira i wsp., 2010
<i>Andropogon virginicus</i>	Nie	Trawa występująca natywnie w USA.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Arachis hypogaea</i> (orzacha podziemna, orzech ziemny)	Tak?	Jednoroczna roślina uprawna pochodząca z Ameryki. Do Polski sprowadzane są owoce do celów spożywczych. We florze Polski notowana jako efemerofit.	Johnson i wsp., 1974; Bridge i wsp., 2005; Fourie i wsp., 2017
<i>Avena sativa</i> (owies zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Mc Donald i wsp., 2017
<i>Bidens pilosa</i> (uczep owłosiony)	Tak	Efemerofit pochodzący z Ameryki Południowej. Wnika do zbiorowisk antropogenicznych.	Zem i Lordello, 1976; Belle i wsp., 2017
<i>Brachiaria brizantha</i>	Nie	Trawa natywna dla tropikalnej i południowej Afryki.	Sharma i wsp., 2001; Carvalho i wsp., 2013; Belle i wsp., 2017
<i>Brachiaria decumbens</i>	Nie	Trawa natywna dla tropikalnej i Afryki.	Carvalho i wsp., 2013; Belle i wsp., 2017

<i>Brassica oleracea</i> subsp. <i>botrytis</i> (kalafior)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA.	Khan i Chandra, 2017
<i>Cajanus cajan</i> (nikla indyjska)	Nie	Roślina uprawna w krajach o klimacie tropikalnym.	Bala, 1984; Sharma i Nene, 1992; Santana i wsp., 2012
<i>Camelia</i> sp. kamelia	Tak	Na obszarze PRA rośliny uprawiane jako doniczkowe w warunkach domowych, szklarniowych i na tarasach w okresie wiosenno-jesiennym.	Daneel, 2017
<i>Canavalia ensiformis</i> kanawalia mieczokształtna	Nie	Roślina uprawna pochodząca z Ameryki Środkowej.	Arim i wsp., 2006; Santana-Gomes i wsp., 2019
<i>Capsicum annuum</i> (papryka roczna)	Tak	Na obszarze PRA <i>C. annuum</i> jest rośliną uprawianą. W cieplejszych rejonach kraju możliwa uprawa w gruncie, jednak częściej pod osłonami. Dostępne są odmiany ozdobne uprawiane w doniczkach w warunkach domowych.	Lugo i wsp., 2010
<i>Capsicum frutescens</i> (pieprzowiec owocowy)	Tak	Roślina uprawna – ostre papryki w wielu odmianach (chilli, cayenne, piri-piri). Możliwa uprawa amatorska w warunkach domowych.	Lugo i wsp., 2010
<i>Carica papaya</i> (melonowiec właściwy, papaja)	Nie?	Roślina uprawiana w strefie tropikalnej i subtropikalnej. Roślina prawdopodobnie sporadycznie uprawiana w warunkach pokojowych na obszarze PRA. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Bala, 1984

<i>Caryocar brasiliense</i> (drzewipest orzecnodajny)	Nie	Roślina użytkowa z Ameryki Południowej.	Machado i wsp., 2010
<i>Catharanthus roseus</i> (katarantus różowy, barwinek różowy)	Tak	Roślina ozdobna nie zimująca na obszarze PRA. Uprawiana głównie jako roślina doniczkowa, także na tarasach i w ogródkach.	Gandrilla i Fernandez, 2002
<i>Cenchrus echinatus</i>	Nie	Trawa natywna dla obszaru obu Ameryk.	Zem i Lordello, 1976; Belle i wsp., 2017
<i>Chloris barbata</i>	Nie	Trawa rosnąca na obszarach tropikalnych.	Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Chloris gayana</i>	Nie	Trawa rosnąca na obszarach tropikalnych.	Ntidi i wsp., 2017
<i>Chenopodium album</i> (komosa biała, lebioda)	Tak	Pospolita roślina dziko rosnąca na całym obszarze PRA. Siedliska ruderalne, pospolity chwast w uprawach.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Chenopodium ambrosioides</i> (komosa piżmowa)	Tak	Bardzo rzadko uprawiana i dziczejąca. Na obszarze PRA efemerofit.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Cicer arietinum</i> (Ciecierzycza pospolita)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Uprawy nie są rozpowszechnione przeważnie pod osłonami. Także efemerofit.	Nene i wsp., 1996
<i>Citrullus lantanus</i> (arbuz zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA Uprawy nie są rozpowszechnione przeważnie w tunelach foliowych lub warunkach szklarniowych.	Lugo i wsp., 2010
<i>Citrus</i> sp. (cytrusy)	Tak	Rośliny uprawne. Na obszarze PRA niektóre gatunki uprawiane jako ozdobne w warunkach domowych, w szklarniach i oranżeriach. Owoce sprowadzane do celów	Radewald i wsp., 1971; Crozzoli, 2002; Crozzoli, 2009; Phap i wsp., 2016

		spożywczych i przetwórstwa.	
<i>Cleome aculeata</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej i Środkowej.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Coffea arabica</i> (kawa arabska)	Tak	Na obszarze PRA gatunek coraz częściej uprawiany w warunkach domowych jako roślina doniczkowa. Nasiona sprowadzane do celów spożywczych.	Bala, 1984; Schneck i Schmitt, 1992; Campos i Villain, 2005; Ravichandra, 2014
<i>Coffea canephora</i> (kawa kongijska)	Nie	Nasiona sprowadzane do celów spożywczych.	Ravichandra, 2014
<i>Coffea</i> sp. (kawowiec, kawa)	Nie/Tak	Ważne rośliny uprawne pochodzące z Azji i Afryki. Na obszarze PRA tylko jako ozdobne w warunkach domowych.	Dhanam i Sreedharan, 2008
<i>Colocasia esculenta</i> (kolokazja jadalna, taro)	Tak	Bylina o bulwiastym kłączu, które jest jadalne (taro). Na obszarze PRA roślina ozdobna nie zimująca w gruncie ze względu na wrażliwość na mróz. Czasem uprawiana także jako roślina ozdobna w warunkach domowych oraz palmiarniach.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Commelina diffusa</i>	Nie	Roślina użytkowa na obszarach tropikalnych.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Corymbia citriodora</i> (eukaliptus cytrynowy)	Nie	Drzewo rosnące natywnie w Australii.	Belle i wsp., 2018
<i>Corymbia torelliana</i>	Nie	Drzewo rosnące natywnie w Australii.	Belle i wsp., 2018
<i>Crotalaria grahamiana</i>	Nie	Roślina natywna dla Madagaskaru.	Desaeger i Rao, 2001
<i>Crotalaria juncea</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki.	Van Biljon i wsp., 2015
<i>Crotalaria mucronata</i> (= <i>Crotalaria pallida</i>)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki tropikalnej.	Castillo i Vovlas, 2007

<i>Crotalaria ochroleuca</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki tropikalnej.	Arim i wsp., 2006
<i>Crotalaria sphaerocarpa</i>	Nie	Roślina pochodząca z Afryki.	Jordaan i de Waele, 1988
<i>Crotalaria</i> sp.	Nie	Wiele gatunków z tego rodzaju to rośliny użytkowe w strefie klimatu międzyzwrotnikowego – głównie w Afryce.	Wang i wsp., 2002
<i>Cucumis melo</i> (ogórek melon)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA w gruncie i pod osłonami. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Oteifa, 1962; Lugo i wsp., 2010
<i>Cynodon dactylon</i> (cynodon palczasty, trawa bermudzka)	Tak	Efemerofit na obszarze PRA wnikający do zbiorowisk antropogenicznych.	Ayoub, 1961; Fortuner, 1976; Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Cyperus conglomeratus</i>	Nie	Roślina rosnąca w Afryce.	Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Cyperus rotundus</i>	Nie	Roślina natywna dla Eurazji.	Zem i Lordello, 1976; Belle i wsp., 2017
<i>Cyperus</i> sp.	Tak	Rośliny dziko rosnące i uprawiane jako ozdobne na obszarze PRA.	Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	Nie	Roślina natywna dla Afryki.	Fortuner, 1976; Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Datura stramonium</i> (bieluń dziędzierzawa)	Tak	Roślina uprawiana i dziko rosnąca na siedliskach ruderalnych i segetalnych na obszarze PRA. Roślina ozdobna i lecznicza.	Jordaan i deWaele, 1988
<i>Daucus carota</i> (marchew zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna i dziko rosnąca, uprawy poboczne.	Nguyen Thi Duyen i wsp., 2016
<i>Digitaria horizontalis</i>	Nie	Trawa rosnąca na obszarach tropikalnych.	Belle i wsp., 2017
<i>Digitaria insularis</i>	Nie	Trawa pochodząca z Ameryki Południowej i Środkowej.	Belle i wsp., 2017

<i>Digitaria sanguinalis</i> (palusznik krwawy)	Tak	Trawa będąca zadomowionym archeofitem. Wnika do zbiorowisk antropogenicznych.	Ayoub, 1961; Fortuner, 1976
<i>Digitaria</i> spp. (palusznik)	Tak	Rośliny dziko rosnące i uprawiane na obszarze PRA. Często chwasty występujące w różnych uprawach.	Zem i Lordllo, 1976
<i>Diodia teres</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryk.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Dioscorea alata</i> (pochrzyn skrzydlaty)	Nie	Pochodząca z Azji roślina uprawna.	Humphreys-Pereira i wsp., 2017
<i>Diospyros kaki</i> (hurma wschodnia)	Tak	Drzewo rzadko nasadzone w ogrodach na obszarze PRA. Roślina wrażliwa na większe mrozy. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Dias-Areira i wsp., 2010
<i>Echinochloa colona</i>	Nie	Trawa obszarów tropikalnych Azji i Afryki.	Mani i Al-Hinai, 2003; Quénéhervé i wsp., 2006; Medina i wsp., 2009; Belle i wsp., 2017
<i>Echinochloa crus-galli</i> (chwastnica jednostronna)	Tak	Jeden z pospolitszych chwastów w roślinach okopowych na obszarze PRA.	Ayoub, 1961
<i>Echinochloa polystachya</i>	Nie	Trawa natywna dla Ameryk.	Medina i wsp., 2009
<i>Echinochloa</i> sp. (chwastnica)	Tak	Rodzaj traw liczący około 35 gatunków rosnących głównie w strefie międzyzwrotnikowej. Na obszarze PRA rozpowszechniony jeden gatunek, a trzy kolejne zawlekane jako efemerofity.	Fortuner, 1976
<i>Eclipta alba</i>	Nie	Roślina pochodząca z Azji.	Zem i Lordello, 1976
<i>Eleusine coracana</i> (proso afrykańskie)	Nie	Roślina uprawna w Azji i Afryce.	Bridge i wsp., 2005

<i>Eleusine indica</i>	Nie	Roślina użytkowa obszarów tropikalnych i subtropikalnych.	Zem i Lordello, 1976; Jordaan i de Waele, 1988. Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Eremochloa ophiuroides</i>	Nie	Roślina pochodząca z Azji.	Plaisance i wsp., 2015; Plaisance i wsp., 2017
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Tak/Nie?	Drzewo pochodzące z Australii. Możliwa uprawa kolekcjonerska w warunkach domowych na obszarze PRA. Niektóre polskie serwisy aukcyjne oferują nasiona tego gatunku.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus dunnii</i>	Nie	Endemiczne drzewo pochodzące z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus grandis</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus phaeotricha</i> (=E. nigra)	Nie	Roślina pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus resinifera</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus robusta</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus saligna</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus urograndis</i>	Nie	Drzewo użytkowe będące hybrydą gatunkową.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus urophylla</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Indonezji.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eucalyptus viminalis</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Australii.	Bellé i wsp., 2018
<i>Eugenia malaccensis</i> (czapetka malajska)	Nie	Drzewo pochodzące z Malezji.	Bala, 1984
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej. Obecnie uprawiana na obszarach tropikalnych.	Quénéhervé i wsp., 2006; Belle i wsp., 2017
<i>Festuca arundinacea</i> (kostrzewa trzcinowa)	Tak	Roślina dziko rosnąca na całym obszarze PRA.	Timper i wsp., 2005

<i>Ficus carica</i> (figowiec pospolity)	Tak	Owoce sprowadzane do celów spożywczych. Gatunek rzadko nasadzany w gruncie jako element kolekcji prywatnych lub ogrodów botanicznych. Roślina wrażliwa na mrozy stąd częstsza uprawa w doniczkach w warunkach domowych.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Galinsoga parviflora</i> (żółtlica drobnokwiatowa)	Tak	Pospolita roślina ruderalna rosnąca na całym obszarze PRA.	Belle i wsp., 2017
<i>Glycine max</i> (soja warzywna, soja zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Gatunek przejściowo dziczejący.	Ayoub, 1961; Johnson i wsp., 1974; Robbins, 1982 a,b; Robbins i wsp., 1987; Wehunt i wsp., 1989; Koenning i Barker, 1998; Bridge i wsp., 2005 Kasapoğlu i wsp., 2014; Lima i wsp., 2015; Yáñez, 2019
<i>Gossypium hirsutum</i> (bawełna kosmata, bawełna zwyczajna)	Tak	Ważna roślina uprawna na obszarach o klimacie zwrotnikowym. Roślina może być uprawiana jako ozdobna na obszarze PRA, jednak bez możliwości przezimowania. Możliwa uprawa jako roślina pokojowa.	Johnson i wsp., 1974; Robbins i wsp., 1989a
<i>Helianthus annuus</i> (słonecznik zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Także jako roślina ozdobna.	Lawn i wsp., 1988a; Bolton i de Waele, 1989
<i>Hibiscus cannabinus</i> (ketmia konopiowata)	Nie	Roślina występująca w strefie klimatu tropikalnego. Uprawiana jako włóknodajna szczególnie w Azji Południowej.	van Biljon, 2017
<i>Hippeastrum</i> sp. (zwarznica)	Tak	Roślina uprawiana jako doniczkowa na obszarze PRA.	Stirling i Stirling, 2002

<i>Humulus lupulus</i> (chmiel zwyczajny)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA, także rośliny dziko rosnące.	Malan i wsp., 1991; van Biljon, 2017
<i>Imperata brasiliensis</i>	Nie	Trawa rosnąca w Ameryce Południowej. Roślina lecznicza.	Zem i Lordello, 1976
<i>Ipomoea batatas</i> (wilec ziemniaczany, batat)	Tak	Jadalne bulwy sprowadzane do celów spożywczych. Może być uprawiany jako roślina ozdobna – raczej rzadko na obszarze PRA.	Oteifa, 1962; Bernard, 1980; Mani i wsp., 1997; Bridge i wsp., 2005
<i>Ipomoea nil</i> (wilec wielkokwiatowy)	Tak	Roślina ozdobna pochodząca z Ameryki Południowej. W warunkach Polski raczej rzadko spotykana ze względu na wysokie wymagania cieplne (roślina tropikalna).	Belle i wsp., 2017
<i>Ipomoea purpurea</i> (wilec purprowy)	Tak	Na obszarze PRA gatunek uprawiany jako roślina ozdobna i przejściowo dziczejąca (efemerofit).	Belle i wsp., 2017
<i>Heliconia</i> spp.	Tak	Rośliny pochodzące z tropikalnej części Ameryki. Na obszarze PRA uprawiane jako ozdobne w warunkach domowych.	Mattos Sobrinho i wsp., 2013
<i>Heterotheca subaxillaris</i>	Nie	Roślina z kontynentu Amerykańskiego.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Hibiscus sabdariffa</i> (ketmia szczawiowa)	Tak	Roślina uprawiana głównie w krajach arabskich i Indiach. Na obszarze PRA uprawiana amatorsko.	Bala, 1984
<i>Hordeum vulgare</i> (jęczmień zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA.	Hashimi i Hashimi, 1989; Bridge i wsp., 2005
<i>Lactuca sativa</i> (sałata siewna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA, przejściowo dziczejąca (efemerofit).	Bala, 1984; Bridge i wsp., 2005

<i>Lablab purpureus</i> (= <i>Dolichos lablab</i> , wspięga pospolita, fasolnik egipski)	Tak	Roślina użytkowa w krajach tropikalnych, Polsce nasadzana tylko jako roślina ozdobna.	Arim i wsp., 2006
<i>Leptochloa filiformis</i> (= <i>Leptochloa mucronat</i> a)	Nie	Roślina pochodząca z Ameryk.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Lespedeza</i> sp. (lespedeza)	Tak	Na obszarze PRA rośliny krzewiaste uprawiane jako ozdobne w gruncie.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Leucaena leucocephala</i> (mimoza biała)	Tak?	Na obszarze PRA prawdopodobnie pojedyncze okazy w ogrodach botanicznych lub prywatnych kolekcjach.	Azimi, 1984
<i>Lolium multiflorum</i> (życica wielkokwiatowa)	Tak	Dawniej roślina uprawna sprowadzona jako roślina łąkowa. Aktualnie zadomowiony gatunek występujący naturalnie na łąkach.	Belle i wsp., 2017
<i>Luziola subintegrata</i>	Nie	Roślina natywna dla tropikalnych Ameryk.	Medina i wsp., 2009
<i>Malus domestica</i> (jabłoń domowa)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Jedno z najczęściej sadzonych drzew owocowych na całym obszarze kraju.	Hugo i Storey, 2017
<i>Malus</i> sp. (jabłoń)	Tak	Drzewo uprawne i dziko rosnące na obszarze całego kraju	Bernard, 1980
<i>Mangifera indica</i> (mango indyjskie)	Tak	Na obszarze PRA gatunek uprawiany przez kolekcjonerów w warunkach domowych jako roślina doniczkowa. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Bala, 1984
<i>Mangifera</i> sp. (mango)	Tak	Rodzaj, do którego zaliczamy tropikalne drzewa owocowe. Na obszarze PRA uprawa tylko przez	Oteifa, 1962

		kolekcjonerów w warunkach domowych.	
<i>Manihot esculenta</i> (maniok jadalny)	Tak?	Pochodząca z Brazylii roślina jadalna. Może być uprawiana przez hobbystów w warunkach domowych i szklarniowych na obszarze PRA. Nie jest mrozoodporna.	Bala, 1984; Rosa i wsp., 2014
<i>Medicago sativa</i> (lucerna siewna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA, przejściowo dziczejąca.	Fortuner, 1975; Marais, 1990; Saxena i wsp., 2002
<i>Mimosa pudica</i> (mimoza wstydliva)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna w warunkach domowych i szklarniowych.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Mucuna deeringiana</i> (= <i>Mucuna pruriens</i> var. <i>utilis</i>)	Nie	Roślina występująca na obszarach tropikalnych.	Santana-Gomes i wsp., 2019
<i>Mucuna puriens</i> (świerzbowiec właściwy)	Nie	Roślina uprawna pochodząca Azji, rozpowszechniona w rejonach tropikalnych.	Arim i wsp., 2006
<i>Musa Dwarf Cavendish</i> (bananowiec)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna w warunkach domowych i szklarniowych.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Musa x paradisiaca</i> (banan)	Tak	W Polsce uprawiana jako roślina doniczkowa w warunkach domowych i oranżeriach. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Mani i Al-Hinai, 1996; Adiko, 1998
<i>Musa</i> sp. (bananowiec)	Tak	Roślina uprawiana w oranżeriach i w kolekcjach prywatnych. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Kashaija i wsp., 1994; Bridge i wsp., 1995; Chau i wsp., 1997; Ravichandra, 2014

<i>Nicotiana tabacum</i> (tytoń szlachetny)	Tak	Roślina uprawna i dziczejąca (efemerofit) na całym obszarze PRA.	Ayoub, 1961; Orui i Mizukubo, 1999; Bridge i wsp., 2005; van Biljon, 2017
<i>Oryza sativa</i> (ryż siewny)	Nie	Roślina uprawna w Azji Południowo-Wschodniej w klimacie gorącym i bardzo ciepłym.	Oteifa, 1962; Fortuner, 1975; Sancho i Salazar, 1985; Fernandez i Ortega, 1998; Bridge i wsp., 1996; Coyne i wsp., 2001; Bridge i wsp., 2005; Medina i wsp., 2009; Pili i wsp., 2016; McDonald i wsp., 2017; de Souza, 2018; Joseph, 2019
<i>Oryza breviligulata</i> (= <i>Oryza barthii</i>)	Nie	Roślina użytkowa rosnąca w Afryce.	Bridge i wsp., 2005
<i>Oryza glaberrima</i>	Nie	Roślina użytkowa rosnąca w Afryce.	Bridge i wsp., 2005
<i>Panicum maximum</i>	Nie	Trawa pochodząca z Afryki. Uprawiana w rejonach tropikalnych na całym świecie.	Zem i Lordello, 1976; Belle i wsp., 2017
<i>Panicum virgatum</i> (proso różgowate)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna w gruncie.	Cassida i wsp., 2005
<i>Paspalum fasciculatum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Phaseolus vulgaris</i> (fasola zwykła, fasola zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Bernard, 1980; Rossi i wsp., 2000b
<i>Physalis angulata</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	Mani i wsp., 2005; Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Phyllanthus amarus</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Pimpinella anisum</i> (biedrzyk anyż, anyż)	Tak	Roślina rzadko uprawiana i przejściowo dziczejąca na obszarze PRA.	Abtahi i Bakooie, 2017

<i>Piper betle</i> (pieprz żuwny, betel)	Nie	Roślina uprawna w strefie klimatu tropikalnego.	Ravichandra, 2014
<i>Piper longum</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Azji wschodniej.	Ravichandra, 2014
<i>Piper nigrum</i>	Tak	Roślina pochodząca z Indii, uprawiana na obszarach tropikalnych. W warunkach obszaru PRA uprawiana rzadko przez hobbystów w warunkach domowych i szklarniowych.	Ravichandra, 2014
<i>Portulaca quadrifida</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki, aktualnie rozpowszechniona na obszarach strefy tropikalnej.	Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Prunus amygdalus</i> (śliwa migdał, migdałowiec pospolity)	Tak	Roślina użytkowa pochodząca z Azji centralnej. W warunkach obszaru PRA możliwa uprawa przez kolekcjonerów w warunkach raczej szklarniowych, ponieważ krzewy mogą nie przeżyć zimy.	Khan i Shaukat, 2016
<i>Prunus persica</i> (brzoskwinia zwyczajna)	Tak	Gatunek uprawiany na obszarze PRA. Drzewo w uprawach amatorskich. Owoce sprowadzane do celów spożywczych. Wiele odmian źle znosi warunki klimatyczne panujące na obszarze PRA i może przemarzać.	Ayuob, 1961; Barker i Clyton, 1973
<i>Raphanus raphanistrum</i> (rzodkiew świrzepa)	Tak	Roślina dziko rosnąca na obszarze PRA. Występuje na siedliskach ruderalnych i segetalnych.	Belle i wsp., 2017
<i>Rhynchelytrum repens</i> (=Melinis repens)	Nie	Trawa występująca w południowej Afryce.	Belle i wsp., 2017

<i>Rottboelia exaltata</i>	Nie	Trawa obszarów tropikalnych.	Medina i wsp., 2009
<i>Roettboellia cochinchinensis</i>	Nie	Trawa obszarów tropikalnych.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Rosa</i> sp. (róża)	Tak	Rośliny dziko rosnące i ozdobne. Stosunkowo dużo gatunków dziko rosnących na całym obszarze PRA na różnych siedliskach. Jeden z częściej uprawianych rodzajów roślin ozdobnych powszechnie spotykany w ogrodach, parkach i przestrzeni miejskiej.	Ravichandra, 2014
<i>Rubus</i> sp. (jeżyna)	Tak	Rośliny uprawne i dziko rosnące na całym obszarze PRA.	Wehunt i wsp., 1991
<i>Saccharum officinarum</i> (cukrowiec lekarski, trzcina cukrowa)	Nie	Roślina uprawna w strefie klimatu tropikalnego.	Ayoub, 1961; Andrade i wsp., 1979; Peña-Prades i wsp., 2018
<i>Saccharum</i> sp. (cukrowiec)	Nie	Rodzaj roślin z rodziny wiechowatych. Głównie rosną w strefie klimatu tropikalnego.	Roman i Grullon, 1968; Valle-Lamboy i Alaya, 1980; Spaul, 1981; Rossi i wsp., 1996; Bridge i wsp., 2005; Severino i wsp., 2010; Kawanobe i wsp., 2015; Bhuiyan i wsp., 2016; Chapoto, 2016; de Araujo Noronha i wsp., 2017; Maranhão i wsp., 2018; Dinardo-Miranda i wsp., 2019
<i>Secale cereale</i> (żyto zwyczajne)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Ayoub, 1961; Bridge i wsp., 2005; Nicol i wsp., 2011
<i>Setaria intermedia</i>	Nie	Trawa występująca w Azji (Indie).	Mani i Al-Hinai, 2003
<i>Setaria italica</i> (włośnica ber)	Tak	Roślina zadomowiona na obszarze PRA, może	Ayoub, 1961

		być również uprawiana jako ozdobna lub jadalna w gruncie.	
<i>Sida rhombifolia</i>	Nie	Roślina użytkowa z Chin.	Belle i wsp., 2017
<i>Solidago gigantea</i> (nawłoc późna, nawłoc olbrzymia)	Tak	Pospolita roślina na obszarze PRA. Roślina inwazyjna.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Solanum lycopersicum</i> (pomidor zwyczajny)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA w gruncie i pod osłonami.	Oteifa, 1962; Singh, 1975; Bernard, 1980; Bala, 1984; Bridge i wsp., 2005; Lugo i wsp., 2010
<i>Solanum tuberosum</i> (ziemniak, psianka ziemniak)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA.	Bernard, 1980; Hashim i Hashim, 1989; Bridge i wsp., 2005; Marais i wsp., 2015
<i>Sorghum arundinaceum</i>	Nie	Gatunek pochodzący z Afryki wschodniej.	Medina i wsp., 2009
<i>Sorghum halepense</i> (sorgo alepskie)	Nie	Roślina dziko rosnąca i uprawiana.	Ayoub, 1961; Belle i wsp., 2017
<i>Sorghum bicolor</i> (=S. vulgare, sorgo dwubarwne)	Tak	Roślina ozdobna i roślina uprawna na obszarze PRA. Uprawy poboczne, ale zyskuje coraz większą popularność.	Ayoub, 1961
<i>Sorghum</i> sp. (sorgo)	Tak	Rośliny uprawne, w tym również na obszarze PRA.	Khan, 2005
<i>Spondias cytherea</i> (= <i>S. dulcis</i> , śliwowiec słodki)	Nie	Roślina uprawna w rejonach tropikalnych.	Bala, 1984
<i>Spondias</i> sp.	Nie	Rośliny występujące w Azji.	Ayoub, 1961
<i>Stenotaphrum secundatum</i>	Nie	Trawa uprawiana w rejonach tropikalnych i subtropikalnych.	Plaisance i wsp., 2015; Plaisance i wsp., 2017
<i>Tagetes minuta</i>	Tak?	Roślina użytkowa w Ameryce Południowej. Możliwa uprawa w gruncie na obszarze PRA jako rośliny ozdobnej,	Jordaan i de Waele, 1988

		ponieważ niektóre portale aukcyjne oferują nasiona w sprzedaży.	
<i>Theobroma Grandiflorum</i> (kakaowiec cupuacu)	Nie	Roślina użytkowa z Ameryki Południowej.	Souza Santos, 2016
<i>Tribulus terrestris</i> (buzdyganek naziemny)	Tak	Raczej rzadko uprawiana roślina użytkowa na obszarze PRA.	Ayuob, 1961
<i>Triticium sativum</i> (<i>T. aestivum</i> , pszenica zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Oteifa, 1962; Bridge i wsp., 2005 Khan, 2005; Mc Donald i wsp., 2017
<i>Urena lobata</i>	Nie	Roślina subtropikalna.	Quénéhervé i wsp., 2006
<i>Vaccinium ashei</i>	Nie	Roślina z Ameryki Północnej.	Clark i Robbins, 1994
<i>Vigna unguiculata</i> (wspięga wężowata, fasolnik chiński)	Tak	Roślina uprawna. Na terenie PRA rzadko, głównie pod osłonami, ale może być również uprawiana w gruncie.	Oteifa, 1962; Bala, 1984; Bridge i wsp., 2005
<i>Vitis</i> sp. (winorośl)	Tak	Rośliny uprawiane na obszarze PRA. Owoce, liście sprowadzane do Polski w celach spożywczych.	Bernard, 1980; Askary i wsp., 2018; Divers i wsp., 2019
<i>Zea mays</i> (kukurydza zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Ayoub, 1961; Johnson i wsp., 1974

8. Drogi przenikania

Możliwa droga przenikania	Rośliny do sadzenia (z wyłączeniem nasion) z lub bez podłoża
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia z korzeniami i/lub podłożem.
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Spoza UE tak.
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Tak, z roślinami <i>Phoenix</i> spp. (den Nijs i wsp., 2016).

Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia w każdym stadium rozwoju.		
Jakie są ważne czynniki do powiązania z tą drogą przenikania?	Zapewnienie transportowanym roślinom właściwych warunków zwiększa prawdopodobieństwo przeżycia organizmu w tkankach roślin, zwiększając tym samym szanse na wprowadzenie organizmu na obszar PRA.		
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Rozwój nicienia zachodzi w temperaturze od 20 do 35 °C i może przeżyć w warunkach ograniczonej wilgotności względnej oraz niskiej temperaturze do -15 °C. Właściwości te pozwalają przypuszczać, że nicienie może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania.		
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	W przypadku wprowadzenia do środowiska, poprzez wysadzenie roślin do gleby.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o wielkości przemieszczania.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o częstotliwości przemieszczania.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	Niskie	Średnie X	Wysokie
Ocena niepewności	Niska X	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Cebulki i bulwy
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia żywych stadiów w tkankach.
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Spoza UE zakaz sprowadzania bulw ziemniaków, w pozostałych przypadkach dozwolone.
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Nie.
Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia w każdym stadium rozwoju.
Jakie są ważne czynniki do powiązania z tą drogą przenikania?	Zapewnienie transportowanemu materiałowi właściwych warunków zwiększa prawdopodobieństwo przeżycia organizmu w tkankach roślin, zwiększając tym samym szanse na wprowadzenie organizmu na obszar PRA.
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Rozwój nicienia zachodzi w temperaturze od 20 do 35 °C i może przeżyć w warunkach ograniczonej wilgotności względnej oraz niskiej temperaturze do -15 °C. Właściwości te pozwalają przypuszczać, że nicienie może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania.
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	W przypadku wprowadzenia organizmu do środowiska, poprzez wysadzenie bulw do gleby, jeżeli nicienie nie zostanie wykryty w materiale.

Czy wielkość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Tak.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Tak.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	<u>Niskie X</u>	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Ziemia/podłoże do sadzenia		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia z korzeniami i/lub podłożem.		
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Spoza UE tak.		
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Nie.		
Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia w każdym stadium rozwoju.		
Jakie są ważne czynniki do powiązania z tą drogą przenikania?	Na skuteczne wprowadzenie nicienia na obszar PRA wpływają warunki transportu podłoża do miejsca docelowego, głównie temperatura i wilgotność. Zakres temperatury i wilgotności, w jakich <i>P. zea</i> może przeżywać oraz przeżywanie w glebie ugorowanej pozwalają przypuszczać, że nicien może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania.		
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Rozwój nicienia zachodzi w temperaturze od 20 do 35 °C i może przeżyć w warunkach ograniczonej wilgotności względnej oraz niskiej temperaturze do -15 °C. Właściwości te pozwalają przypuszczać, że nicien może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania.		
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	Tak, poprzez świadome wprowadzenie podłoża na miejsce docelowe.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych, jednak jest to droga zakazana dla krajów spoza UE.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych, jednak jest to droga zakazana dla krajów spoza UE.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	<u>Niskie X</u>	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Odpady roślinne		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia z korzeniami i/lub podłożem.		
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Nie.		
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Nie.		

Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Umożliwia wprowadzenie organizmu w każdym stadium rozwoju.		
Jakie są ważne czynniki do powiązania z tą drogą przenikania?	Zapewnienie transportowanemu materiałowi właściwych warunków zwiększa prawdopodobieństwo przeżycia organizmu również w odpadach roślinnych, zwiększając tym samym szanse na wprowadzenie organizmu na obszar PRA.		
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Rozwój nicienia zachodzi w temperaturze od 20 do 35 °C i może przeżyć w warunkach ograniczonej wilgotności względnej oraz niskiej temperaturze do -15 °C. Właściwości te pozwalają przypuszczać, że nicień może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania.		
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	Tak, poprzez świadome wprowadzenie podłoża na miejsce docelowe.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o wielkości przemieszczania.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o częstotliwości przemieszczania.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	<u>Niskie X</u>	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka

9. Prawdopodobieństwo zasiedlenia w warunkach zewnętrznych (środowisko naturalne i zarządzane oraz uprawy) na obszarze PRA

Eksperymentalne dane dotyczące wpływu temperatury na rozwój *P. zaeae* pozwalają przypuszczać, że warunki temperaturowe charakteryzujące obszar PRA, mogą pozwolić na utrzymanie wprowadzonej populacji nicienia w sezonie wegetacyjnym. Trudno jednak wiarygodnie stwierdzić, czy możliwy będzie rozwój populacji nicienia, wzrost jego populacji w glebie oraz szkodliwy wpływ na uprawy. Nieznana jest również podatność odmian roślin żywicielskich nicienia uprawianych w warunkach zewnętrznych obszaru PRA. Mimo, że pokazano eksperymentalnie, iż nicień przeżywać może w niskich temperaturach (-15 °C) przez siedem dni, brak danych dotyczących wpływu niskich temperatur oddziałujących na nicienia przez dłuższy okres czasu (listopad-luty). Nie można zatem wykluczyć jego ograniczającego wpływu na *P. zaeae*, jak również wzrostu śmiertelności wywołanego spadkiem temperatury otoczenia.

Ocena prawdopodobieństwa zadomowienia w warunkach zewnętrznych	Niskie	<u>Średnie X</u>	Wysokie
Ocena niepewności	Niska	Średnia	<u>Wysoka X</u>

10. Prawdopodobieństwo zasiedlenia w uprawach pod osłonami na obszarze PRA

Wzrost populacji *P. zaeae* obserwowany w uprawie soi w warunkach 20 i 25 °C przez 75 dni pozwala przypuszczać, że możliwy będzie rozwój nicienia w uprawach pod osłonami, przy zachowaniu stałej wartości temperatury. Jednakże niezbędne jest prowadzenie upraw w naturalnym

podłożu glebowym. Należy również spodziewać się wzrostu liczebności populacji nicienia. Trudno natomiast oszacować, czy i w jakim stopniu *P. zae* będzie ograniczał rozwój uprawy oraz czy przyczyni się do wystąpienia szkód.

Ponieważ rozwój *P. zae* przebiega w korzeniach roślin, nie można wykluczyć, że nicienie będą rozwijały się również w tkankach korzeni upraw utrzymywanych w podłożu z dodatkiem torfu. Nie można wykluczyć też możliwości utrzymania populacji *P. zae* w podłożu torfowym, chociaż przypuszczalnie samo podłoże nie będzie sprzyjało dynamicznemu rozwojowi i wzrostowi populacji.

Ocena prawdopodobieństwa zasiedlenia w uprawach chronionych	Niskie	Średnie	<u>Wysokie X</u>
Ocena niepewności	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka

11. Rozprzestrzenienie na obszarze PRA

Ze względu na to, że samodzielne przemieszczanie nicienia jest bardzo ograniczone, rozprzestrzenienie się *P. zae* na obszarze potencjalnego zasiedlenia możliwe jest z udziałem człowieka: z wodą, porażoną glebą, roślinami oraz z narzędziami i sprzętami służącymi pracom rolniczym i ogrodniczym.

Ocena wielkości rozprzestrzenienia na obszarze PRA	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka
Ocena niepewności	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka

12. Wpływ na obecnym obszarze zasięgu

Straty spowodowane wystąpieniem i żerowaniem *P. zae* zanotowano:

- w uprawie ryżu w Tanzanii (Nzgoela i wsp., 2020) oraz na obszarze Indii, Brazylii i Kenii (Prot i Savary, 1993; Sahoo i Sahu, 1993; Pili, 2016; Souza, 2018). Oszacowano, że na terenie Brazylii straty sięgnęły 25%, natomiast w Kenii nawet 29% plonu;
- w uprawie trzciny cukrowej w Australii (Pankhurst i wsp., 2003) i w Brazylii. Plony zebrane w Brazylii były niższe od 20 do 30% (Bellini, 2011);
- w uprawie kukurydzy w Ugandzie (Kagoda i wsp., 2010a), Kenii (Kimenju i wsp., 1998; Arim i wsp., 2006) oraz w Indiach. Na obszarze Indii plony były niższe od 17 do 29% (Yadav, 2017);
- w uprawie sorgo na obszarze stanu Minnesota (USA). Oceniono, że straty sięgnęły 1%, co wyniosło około 11 mln \$ (Koenning i wsp., 1999);
- w uprawie roślin warzywnych na terenie Indii Zachodnich (Zachodni UP): w uprawie *Cucumis sativus* zanotowano straty w wysokości 25%, *Capsicum annuum* 20%, *Pisum sativum* 10%, *Coriandrum sativum* 25%, *Brassica oleracea* 6% (Singh i Kumar, 2015).

Określono, że próg szkodliwości w uprawie ryżu i sorgo wynosi 0,5 osobnika/cm³ gleby (Sahoo i Sahu, 1993; Castillo i Vovlas, 2007), w uprawie *Cenchrus ciliaris* 0,2 (Castillo i Vovlas, 2007).

12.01 Wpływ na bioróżnorodność

Przeprowadzone obserwacje współwystępowania *P. zae* z innymi organizmami wskazało zróżnicowanie ich wzajemnego oddziaływania oraz wpływu na roślinę żywiciela.

Obserwowano synergistyczne działanie *P. zea* i wirusa mozaiki kukurydzy (Nath i wsp., 1978) lub *Fusarium moniliforme* (Jordaan i wsp., 1987) w uprawie kukurydzy; synergistyczne działanie *P. zea* i *Fusarium moniliforme* dla roślin sorgo (Be-Rodriguez i Ayala, 1977, 1977a); *P. zea* i *Talaromyces* sp. na roślinach ryżu (Kisaakye, 2014) oraz *P. zea*, *Meloidogyne incognita* i *Pythium graminicola* na roślinach trzciny cukrowej (Santo i Holtzmann, 1970; Valle-Lamboy i Ayala, 1980). Badania pokazały, że w przypadku równoczesnego występowania *P. zea* i *Meloidogyne incognita* populacje mogą wzajemnie ograniczać swój rozwój, przy czym czynnikiem ograniczającym jest bardziej liczna populacja każdego z gatunków (Fontana i wsp., 2015; Leite, 2017). *P. zea* ogranicza również rozwój *Quinisulcius aoutus* w uprawie sorgo (Cuarezma-Teran i Trevathan, 1985), nie hamuje natomiast rozwoju *Meloidogyne enterolobii* (Leite, 2017).

Wyniki badań pokazały też, że występowanie bakterii (*Bacillus amyloliquefaciens*), grzybów (*Trichoderma harzianum*), roztoczy (*Lasioseious subterraneous* lub *Protogamasellus mica*) czy pierścienic (*Pontoscolex corethrurus*) hamuje czynności życiowe nicienia ograniczając jego rozwój w uprawach (Saxena i wsp., 2002; Omarjee i wsp., 2008; Boyer i wsp., 2013; Alves i wsp., 2011; Stirling i wsp., 2017; Schoen-Neto i wsp., 2019; Manwaring i wsp., 2020).

Biorąc pod uwagę dane doświadczalne opisane powyżej należy przypuszczać, że *P. zea* może również wpłynąć na bioróżnorodność na obszarze PRA. Brak jednak danych eksperymentalnych potwierdzających to przypuszczenie.

Ocena wielkości wpływu na bioróżnorodność na obecnym obszarze zasięgu	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka

12.02 Wpływ na usługi ekosystemowe

Usługa ekosystemowa	Czy szkodnik ma wpływ na tę usługę? <i>Tak/nie</i>	Krótki opis wpływu	Źródła
Zabezpieczająca	Tak	Spadek jakości uprawy i wielkości plonu ryżu, trzciny cukrowej, kukurydzy, sorgo, ogórka, papryki, grochu, brokuła i kolendry siewnej.	Prot i Savary, 1993; Sahoo i Sahu, 1993; Kimenju i wsp., 1998; Koening i wsp., 1999; Pankhurst i wsp., 2003; Arim i wsp., 2006; Kagoda i wsp., 2010a; Bellini, 2011; Singh i Kumar, 2013; Pili, 2016; Yadav, 2017; Souza, 2018; Nzgoela i wsp., 2020
Regulująca	Tak	Porażając rośliny różnych gatunków nicien może potencjalnie prowadzić do ich zamierania lub osłabienia powodując zmiany	Ocena ekspercka.

		w częstotliwości wystąpienia.	
Wspomagająca	Brak danych.		
Kulturowa	Brak danych.		

Ocena wielkości wpływu na usługi ekosystemowe na obecnym obszarze zasięgu	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka

12.03 Wpływ socjoekonomiczny

Ograniczanie szkodliwości *P. zea* wymaga dodatkowych nakładów finansowych związanych z wprowadzeniem na pola środków zwalczających nicienia. Brak jednak szczegółowych danych dotyczących wysokości kosztów zwalczania.

Ocena wielkości wpływu socjoekonomicznego na obecnym obszarze zasięgu	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka

13. Potencjalny wpływ na obszarze PRA

13.01 Potencjalny wpływ na bioróżnorodność na obszarze PRA

Biorąc pod uwagę oddziaływanie *P. zea* na inne organizmy na obszarze występowania gatunku należy przypuszczać, że gatunek ten może wpływać na bioróżnorodność na obszarze PRA. Trudno jednak wiarygodnie określić w jakim zakresie. Większość roślin żywicielskich to gatunki obce florze Polski, jednak nicien poraża także naturalnie występujące na obszarze PRA trawy (kostrzewy, mozgę i życice), często spotykane chwasty (np. komosy, żółtlicę) oraz rozpowszechnione i stanowiące składniki wielu fitocenoz gatunki z rodzajów: *Rosa*, *Rubus* i *Carex*.

Jeśli Nie

Ocena wielkości wpływu na bioróżnorodność na potencjalnym obszarze zasiedlenia	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	<u>Wysoka X</u>

13.02 Potencjalny wpływ na usługi ekosystemowe na obszarze PRA

Brak danych dotyczących wpływu nicienia na obszarze jego występowania uniemożliwia przeprowadzenie wiarygodnego porównania.

Jeśli Nie

Ocena wielkości wpływu na usługi ekosystemowe na potencjalnym obszarze zasiedlenia	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	<u>Wysoka X</u>

13.03 Potencjalny wpływ socjoekonomiczny na obszarze PRA

W oparciu o dostępne wyniki prac eksperymentalnych można przypuszczać, że na obszarze PRA *P. zea* może mieć znaczenie w uprawie roślin prowadzonych pod osłonami w naturalnym podłożu glebowym. Tam też może być konieczne zastosowanie środków ograniczających ujemny wpływ niciania na uprawę wymagających dodatkowych nakładów finansowych. Nie jest jednak możliwe wiarygodne i precyzyjne określenie ich wielkości.

Jeśli Nie

Ocena wielkości wpływu socjoekonomiczny na potencjalnym obszarze zasiedlenia	<u>Niska X</u>	Średnia	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	<u>Wysoka X</u>

14. Identyfikacja zagrożonego obszaru

W oparciu o dane dotyczące biologii i szkodliwości *P. zea* na obszarze jego naturalnego występowania oraz warunków panujących na obszarze PRA można przypuszczać, że wprowadzony na pole w otwartym gruncie nicianie prawdopodobnie nie będzie stanowił zagrożenia dla roślin uprawnych. Może natomiast potencjalnie mieć negatywny wpływ na uprawy prowadzone w kontrolowanych warunkach temperatury pod osłonami, w naturalnym podłożu glebowym. Ze względu na brak danych o wrażliwości odmianowej gatunków uprawianych pod osłonami, trudno wiarygodnie określić wielkość wpływu niciania na prowadzone uprawy.

15. Zmiana klimatu

Każdy ze scenariuszy zmian klimatu (Załącznik 1) zakłada wzrost temperatury w stosunku do wartości z okresu referencyjnego 1986–2015. Najbardziej optymistyczny scenariusz RCP 2.6 prognozuje zmiany o około 1,3°C w perspektywie każdej pory roku. Według optymistycznego RCP 4.5 nastąpi ocieplenie o 1,6/1,7°C w przedziale 2036–2065 i o około 2,3°C dla lat 2071–2100 w okresach zimowym oraz letnim. Natomiast realny scenariusz RCP 6.0 zakłada wzrost temperatury latem (marzec-sierpień) oraz zimą (wrzesień-luty) o 1,7°C dla 2036–2065 i 2,7°C dla 2071–2100. Pesymistyczna, ale prawdopodobna prognoza – RCP 8.5, spowoduje podwyższenie temperatury w okresie zimowym o około 2,3°C w latach 2036–2065 i o około 4,3°C dla 2071–2100. W porze letniej wzrost ten będzie zbliżony.

Największe wzrosty opadów prognozowane są w zimie (2036–2065 od 13,8% do 18,4%, 2071–2100 od 18% do 33,9%), natomiast najmniejsze w lecie (2036–2065 od -1,3% do 2,1%, 2071–2100 od

- 7,8% do 0,1%). Równie istotne są duże różnice pomiędzy 9 i 95 percentylem projekcji (w niektórych przypadkach sięgające nawet 100mm), utrudniające oszacowanie zmian opadów w przyszłości. Prognozowane zmiany klimatu przypuszczalnie nie zapewnią warunków sprzyjających utrzymaniu lub wzrostowi populacji *P. zea* w otwartym gruncie oraz nie będą sprzyjały wystąpienia szkodliwości spowodowanej wystąpieniem tego nicienia.

15.01 Który scenariusz zmiany klimatu jest uwzględniony na lata 2050 do 2100*

Scenariusz zmiany klimatu: RCP 4.5, 6.0, 8.5 (patrz Załącznik 1) (IPPC, 2014).

15.02 Rozważyć wpływ projektowanej zmiany klimatu na agrofaga. W szczególności rozważyć wpływ zmiany klimatu na wejście, zasiedlenie, rozprzestrzenienie oraz wpływ na obszarze PRA.

W szczególności rozważyć poniższe aspekty:

Czy jest prawdopodobne, że drogi przenikania mogą się zmienić na skutek zmian klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę prawdopodobieństwa i niepewności.)	Źródła
Nie.	Ocena ekspercka
Czy prawdopodobieństwo zasiedlenia może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę prawdopodobieństwa i niepewności.)	Źródła
Można przypuszczać, że zmiany klimatu mogą w niewielkim stopniu zwiększyć szansę nicienia na utrzymanie populacji w glebie, w otwartym gruncie. Ze względu na brak danych pokazujących skutki działania niskich temperatur na zachowanie <i>P. zea</i> przez długi okres czasu, jednoznaczna i wiarygodna ocena nie jest możliwa.	Ocena ekspercka
Czy wielkość rozprzestrzenienia może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę wielkości rozprzestrzenienia i niepewności.)	Źródła
Można przypuszczać, że zmiany klimatu nie wpłyną na wielkość rozprzestrzenienia nicienia. Przewidywane wartości temperatur, choć mieszczą się w zakresie temperatur zapewniających rozwój nicienia, różnią się od tych charakteryzujących obszary naturalnego występowania gatunku.	Ocena ekspercka
Czy wpływ na obszarze PRA może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę wpływu i niepewności.)	Źródła
Można przypuszczać, że prognozowane zmiany klimatu nie wpłyną wyraźnie negatywnie na wielkość upraw.	Ocena ekspercka

16. Ogólna ocena ryzyka

P. zea może zostać wprowadzony na terytorium RP z podłożem, w tkankach roślin i odpadach roślinnych. Mimo, że na obszarze PRA w otwartym gruncie uprawiane są rośliny żywicielskie *P. zea*, można przypuszczać, że jego obecność nie wpłynie negatywnie na uprawę. Gatunek ten może być potencjalnie zagrożeniem dla upraw pod osłonami, prowadzonych w naturalnym podłożu glebowym. Trudno jednak wiarygodnie oszacować wielkość potencjalnie powodowanych strat. Nie

można jednoznacznie wykluczyć możliwości utrzymania populacji *P. zae* w podłożu z domieszką torfu oraz rozwoju nicienia w korzeniach roślin w nim rosnących.

Etap 3. Zarządzanie ryzykiem zagrożenia agrofagiem

17. Środki fitosanitarne

- Kontrola przesyłek pod kątem obecności nicienia. Zapobiega wprowadzeniu organizmu na obszar PRA;
- Wykorzystywanie jedynie materiału rozmnożeniowego wolnego od nicienia. Zapobiega wprowadzeniu organizmu na obszar PRA;
- W przypadku stwierdzenia wystąpienia nicienia w otwartym gruncie należy podjąć działania uniemożliwiające jego dalsze rozprzestrzenienie. W tym celu należy unikać przenoszenia nicienia w glebie przylegającej do narzędzi oraz maszyn rolniczych wykorzystywanych w pracach polowych. Zaleca się również zaniechanie rozprzestrzenienia nicienia w materiale roślinnym;
- W sytuacji stwierdzenia wystąpienia nicienia – zastosowanie środków ochrony chemicznej dopuszczonych do zwalczania nicieni pasożytów roślin w określonych uprawach;
- W przypadku stwierdzenia wystąpienia nicienia w uprawach pod osłonami należy przeprowadzić fumigację podłoża stosując preparaty chemiczne zawierające np. dazomet czy metam sodowy.

17.01 Środki zarządzania eradykacją, powstrzymaniem i kontrolą

Etap oceny zagrożenia:			Przeniknięcie	Zadomowienie	Rozprzestrzenienie	Wpływ
Środki kontroli						
1.01	Uprawa roślin w izolacji	Opis możliwych warunków wykluczających, które mogłyby zostać wdrożone w celu odizolowania uprawy od szkodników i, w stosownych przypadkach, odpowiednich wektorów. Np. specjalna konstrukcja, taka jak szklarnie szklane lub plastikowe.				
1.02	Czas sadzenia i zbiorów	Celem jest wytworzenie fenologicznej niezgodności w interakcji szkodnik/uprawa poprzez oddziaływanie lub korzystanie z określonych czynników uprawowych, takich jak: odmiany, warunki klimatyczne, czas siewu lub sadzenia oraz poziom dojrzałości/wieku roślin, sezonowy czas sadzenia i zbioru.			X	

1.03	Obróbka chemiczna upraw, w tym materiału rozmnożeniowego					
1.04	Obróbka chemiczna przesyłek lub podczas przetwarzania	Stosowanie związków chemicznych, które mogą być użyte do roślin lub produktów roślinnych po zbiorach, podczas przetwarzania lub pakowania i przechowywania. Środki, o których mowa, są następujące: a) fumigacja; b) pestycydy do opryskiwania/namaczania; c) środki do dezynfekcji powierzchni; d) dodatki do procesu; e) związki ochronne.				
1.05	Czyszczenie i dezynfekcja urządzeń, narzędzi i maszyn	Fizyczne i chemiczne czyszczenie oraz dezynfekcja obiektów, narzędzi, maszyn, środków transportu, urządzeń i innych akcesoriów (np. skrzynek, garnków, palet, wsporników, narzędzi ręcznych). Środki mające tutaj zastosowanie to: mycie, zamiatanie i fumigacja.			X	
1.06	Zabiegi na glebę	Kontrola organizmów glebowych za pomocą wymienionych poniżej metod chemicznych i fizycznych: a) Fumigacja; b) Ogrzewanie; c) Solaryzacja; d) Zalewanie; e) Wałowanie/ugniatanie gleby; f) Biologiczna kontrola augmentacyjna; g) Biofumigacja.			X	
1.07	Korzystanie z niezanieczyszczonej wody	Chemiczne i fizyczne uzdatnianie wody w celu wyeliminowania mikroorganizmów przenoszonych przez wodę. Środki, o których to: obróbka chemiczna (np. chlor, dwutlenek chloru, ozon); obróbka fizyczna (np. filtry membranowe, promieniowanie ultrafioletowe, ciepło); obróbka ekologiczna (np. powolna filtracja piaskowa).				
1.08	Obróbka fizyczna przesyłek lub podczas przetwarzania	Dotyczy następujących kategorii obróbki fizycznej: napromieniowanie/ionizacja; czyszczenie mechaniczne (szczotkowanie, mycie); sortowanie i klasyfikowanie oraz usuwanie części roślin (np. korowanie drewna). Środki te nie obejmują: obróbki na ciepło i zimno (pkt. 1.14); szarpania i przycinania (pkt. 1.12).				
1.09	Kontrolowana atmosfera	Obróbka roślin poprzez magazynowanie w atmosferze modyfikowanej (w tym modyfikowanej wilgotności, O ₂ , CO ₂ , temperatury, ciśnienia).				

1.10	Gospodarka odpadami	Przetwarzanie odpadów (głębokie zakopywanie, kompostowanie, spalanie, rozdrabnianie, produkcja bioenergii ...) w autoryzowanych obiektach oraz urzędowe ograniczenie przemieszczania odpadów.				
1.11	Stosowanie odpornych i tolerancyjnych gatunków/odmian roślin	Rośliny odporne stosuje się w celu ograniczenia wzrostu i rozwoju określonego szkodnika i/lub szkód, które powodują w porównaniu z odmianami roślin wrażliwych w podobnych warunkach środowiskowych i pod presją szkodników. Ważne jest, aby odróżnić rośliny odporne od tolerancyjnych gatunków/odmian.			X	Ograniczenie wzrostu i rozwoju niciania w glebie.
1.12	Cięcie i Przycinanie	Cięcie definiuje się jako usuwanie porażonych roślin i/lub nie porażonych roślin żywicielskich na wyznaczonym obszarze, natomiast przycinanie definiuje się jako usuwanie tylko porażonych części roślin bez wpływu na żywotność rośliny.				
1.13	Płodozmian, łączenie i zagęszczenie upraw, zwalczanie chwastów/samosiewów	Płodozmian, łączenie i zagęszczenie upraw, zwalczanie chwastów/samosiewów są stosowane w celu zapobiegania problemom związanym ze szkodnikami i są zazwyczaj stosowane w różnych kombinacjach, aby uczynić siedlisko mniej korzystnym dla szkodników. Środki te dotyczą (1) przydziału upraw do pól (w czasie i przestrzeni) (uprawy wielogatunkowe, uprawy zróżnicowane) oraz (2) zwalczania chwastów i samosiewów jako żywicieli szkodników/wektorów.		X		Ograniczenie wzrostu i rozwoju niciania w glebie.
1.14	Obróbka cieplna i zimna	Zabiegi w kontrolowanej temperaturze mające na celu zabicie lub unieszkodliwienie szkodników bez powodowania jakiegokolwiek niedopuszczalnego uszczerbku dla samego poddanego obróbce materiału. Środki, o których mowa to: autoklawowanie; para wodna; gorąca woda; gorące powietrze; obróbka w niskiej temperaturze.			X	Ograniczenie rozprzestrzenienia się niciania.
1.15	Warunki transportu	Szczególne wymogi dotyczące sposobu i czasu transportu towarów w celu zapobieżenia ucieczce szkodników i/lub skażenia. a) fizyczna ochrona przesyłki; b) czas trwania transportu.				

1.16	Kontrola biologiczna i manipulacje behawioralne	Inne techniki zwalczania szkodników nieobjęte w pkt 1.03 i 1.13: a) Kontrola biologiczna; b) Technika SIT (Sterile Insect Technique); c) Zakłócenie rozrodczości; d) Pułapki.				
1.17	Kwarantanna po wejściu i inne ograniczenia dotyczące przemieszczania się w kraju importującym	Obejmuje kwarantannę po wejściu (PEQ) odpowiednich towarów; ograniczenia czasowe, przestrzenne i dotyczące końcowego wykorzystania w państwie importującym odpowiednich towarów; zakaz przywozu odpowiednich towarów do państwa rodzimego. Odpowiednie towary to rośliny, części roślin i inne materiały, które mogą być nośicielami szkodników, w postaci zarażenia, porażenia lub zakażenia.				
Środki pomocnicze						
2.01	Kontrola i odławianie	Kontrolę definiuje się jako urzędowe wizualne badanie roślin, produktów roślinnych lub innych regulowanych artykułów w celu stwierdzenia obecności szkodników lub stwierdzenia zgodności z przepisami fitosanitarnymi (ISPM 5). Skuteczność pobierania próbek i późniejszej inspekcji w celu wykrycia szkodników może zostać zwiększona poprzez włączenie technik odłowu i wabienia.	X			
2.02	Testy laboratoryjne	Badanie, inne niż wizualne, w celu ustalenia, czy istnieją szkodniki, przy użyciu urzędowych protokołów diagnostycznych. Protokoły diagnostyczne opisują minimalne wymagania dotyczące wiarygodnej diagnozy organizmów szkodliwych podlegających regulacjom prawnym.	X			

2.03	Pobieranie próbek	Zgodnie z normą ISPM 31 kontrola całych przesyłek jest zazwyczaj niewykonalna, dlatego też kontrolę fitosanitarną przeprowadza się głównie na próbkach uzyskanych z danej przesyłki. Należy zauważyć, że koncepcje pobierania próbek przedstawione w tym standardzie mogą mieć zastosowanie również do innych procedur fitosanitarnych, zwłaszcza doboru jednostek do badań. Do celów kontroli, testowania i/lub nadzoru próbka może być pobierana zgodnie z statystycznymi lub niestatystycznymi metodologiami pobierania próbek.	X			
2.04	Świadectwa fitosanitarne i paszport roślin	Oficjalny dokument papierowy lub jego elektroniczny odpowiednik, zgodny ze wzorem świadectwa IPPC, potwierdzający, że przesyłka spełnia fitosanitarne wymogi przywozowe (ISPM 5): a) świadectwo fitosanitarne (przywóz); b) paszport roślin (handel wewnątrz UE).	X			
2.05	Certyfikowane i zatwierdzone pomieszczenia	Obowiązkowa/dobrowolna certyfikacja/zatwierdzenie pomieszczeń jest procesem obejmującym zbiór procedur i działań wdrażanych przez producentów, podmioty zajmujące się kondycjonowaniem i handlowców przyczyniających się do zapewnienia zgodności fitosanitarnej przesyłek. Może być częścią większego systemu utrzymywanego przez NPPO w celu zagwarantowania spełnienia wymogów fitosanitarnych roślin i produktów roślinnych przeznaczonych do handlu. Kluczową właściwością certyfikowanych lub zatwierdzonych pomieszczeń jest możliwość śledzenia działań i zadań (oraz ich składników) związanych z realizowanym celem fitosanitarnym. Identyfikowalność ma na celu zapewnienie dostępu do wszystkich wiarygodnych informacji, które mogą pomóc w udowodnieniu zgodności przesyłek z wymogami fitosanitarnymi krajów importujących.				
2.06	Certyfikacja materiału rozmnożeniowego (dobrowolna /oficjalna)		X			

2.07	Wyznaczanie stref buforowych	Norma ISPM 5 definiuje strefę buforową jako "obszar otaczający lub przylegający do obszaru urzędowo wyznaczonego do celów fitosanitarnych, w celu zminimalizowania prawdopodobieństwa rozprzestrzenienia się szkodnika docelowego na wyznaczony obszar lub z niego, oraz podlegający środkom fitosanitarnym lub innym środkom zwalczania, jeśli właściwe" (norma ISPM 5). Celem wytyczenia strefy buforowej może być zapobieganie rozprzestrzenianiu się z obszaru występowania szkodników oraz utrzymanie miejsca produkcji wolnego od szkodników (PFPP), miejsca (PFPS) lub obszaru (PFA).				
2.08	Monitoring					

17.02 Wymienić potencjalne środki dla odpowiednich dróg przenikania.

Możliwe drogi przenikania (w kolejności od najważniejszej)	Możliwe środki
rośliny do sadzenia (z wyłączeniem nasion) z lub bez podłoża	2,01; 2,02; 2,03; 2.04; 2,06
cebulki i bulwy	2,01; 2,02; 2,03; 2.04; 2,06; Sprowadzanie materiału wolnego od nicienia.
ziemia/materiał do sadzenia	2,02; 2,03; 2.04; Sprowadzanie podłoża wolnego od nicieni lub sterylizacja po wprowadzeniu na obszar PRA.
odpady roślinne	2,02; 2,03; 2.04; Kontrola przesyłek pod kątem obecności nicienia. W przypadku użycia na kompost – sterylizacja.

18. Niepewność

Na podstawie zebranych danych można przypuszczać, że *P. zae* może powodować szkody w uprawach pod osłonami. Brak danych dotyczących podatności odmian uprawianych gatunków roślin powoduje, że trudno wiarygodnie określić wielkość powodowanych przez niego strat. Nie jest również możliwa wiarygodna ocena wielkości środków, jakie trzeba by przeznaczyć na ograniczenie potencjalnej szkodliwości wystąpienia tego nicienia.

19. Uwagi

Brak.

20 Źródła

Abtahi F., Bakooie M. 2017. Medicinal Plant Diseases Caused by Nematodes. Pp: 329–334. In: Medicinal Plants and Environmental Challenges. Ghorbanpour M., Varma A. (eds.). Springer International Publishing AG 2017.

https://doi.org/10.1007/978-3-319-68717-9_18

Acosta N., Malek R.B. 1979. Influence of Temperature on Population Development of Eight Species of *Pratylenchus* on Soybean. *Journal of Nematology* 11(3):229–232.

Adiko A. 1998. Plant-parasitic nematodes associated with plantain, *Musa paradisiaca* (AAB), in the Ivory Coast. *Revue de Nématologie* 11(1):109–113.

Alves G.C.S., Santos J.M. dos Soare P.L.M., Jesus F.G. de, Almeida E.J. de, Thuler R.T. 2011. In vitro assessment of the effect of rhizobacteria on *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* and *Pratylenchus zae*. *Arquivos do Instituto Biológico (Sao Paulo)* 78(4):557–564 Abstract.

Araujo Noronha de M.M., Silva Muniz F., Menezes Cruz de M., Castro Assunção M., Cunha e Castro da J.M., Lopes de Oliveira E.R., Gonçalves dos Santos Miranda C., Zamboni Mach A.C. 2017. Meloidogyne and Pratylenchus species in sugarcane fields in the state of Alagoas, Brazil. *Ciência Rural*, Santa Maria 47; 02, e2101402. <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20151402>

Andrade de P.E. 2010. Caracterização molecular de espécies de *Pratylenchus* que ocorrem de Brasil e a reação de acessos de milho a *P. zaei* e *P. brachyurus*. Ph D thesis. Universidade de Brasília. 68 pp.

Andrade G.G.A., Duardo Rubiano M.F., Varón de Agudelo F. 1979. Reconocimiento cualitativo y cuantitativo de nematodos asociados al cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) en el Ingenio Providencia. *Acta Agronomica* 29(1/4): 21–27.

Anwar S.A., Khan M.S.A. 1992. Response of corn cultivars and soil types to root lesion nematode, *Pratylenchus zaei*. *Pakistan Journal of Nematology* 10(2):103–111. (Abstract).

Araujo Filho J.V., Inomoto M.M., Godoy R., Ferraz L.C.C.B. 2010. Host response of Brazilian pigeonpea lines to *Rotylenchulus reniformis* and *Pratylenchus zaei*. *Nematologia Brasileira* 34(4):204–210.

Araya T.Z., Peraza Padilla W., Archidona-Yuste A., Cantalapiedra-Navarrete C., Liébanas G., Palomares-Rius J.E. Castillo P. 2016. Root-lesion nematodes of the genus *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae) from Costa Rica with molecular identification of *P. gutierrezii* and *P. panamaensis* topotypes. *European Journal of Plant Pathology* 145:973–998.
DOI 10.1007/s10658-016-0884-z

Arim O.J., Waceke J.W., Waudu S.W., Kimenju J. W. 2006. Effects of *Canavalia ensiformis* and *Mucuna pruriens* intercrops on *Pratylenchus zaei* damage and yield of maize in subsistence agriculture. *Plant Soil* 284:243–251.
DOI 10.1007/s11104-006-0053-9

Askary T.H., Aroosa K., Nowsheen N., Akhtar A.K., Banday S.A. 2018. Nematode Parasites of Grapevines. Pp. 389–403. Lichtfouse E. (ed.). In: Sustainable Agriculture Reviews 31. Springer International Publishing AG, part of Springer Nature 2018.
https://doi.org/10.1007/978-3-319-94232-2_7

Aung T., Prot J.C. 1990. Effects of crop rotations on *Pratylenchus zaei* and on yield of rice cultivar UPL Ri-5. *Revue de Nématologie* 13(4):445–447.

Ayoub S.M. 1961. *Pratylenchus zaei* found on corn, milo, and three suspected new hosts in California. *Plant Disease Reporter* 45(12):940.

Azimi M.I. 1984. Effect of *Pratylenchus zaei* on seedlings of su-babool (*Leucaena leucocephala*) and its control with phorate. *Nematologica* 30:105–107.

Babatola J.O. 1984. Rice nematode problems in Nigeria: their occurrence, distribution and pathogenesis. *Tropical Pest Management* 30(3):256–265. Abstract.

Bajaj H.K., Bhatti D S. 1984. New and Known Species of *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Nematoda: Pratylenchidae) from Haryana, India, with Remarks on Intraspecific Variations. *Journal of Nematology* 16(4):360–367.

- Bala G. 1984. Occurrence of plant-parasitic nematodes associated with crops of agricultural importance in Trinidad. *Nematropica* 14:27–45.
- Barbosa Ferraz L.C.C., Rossi C.E. 1999. Reprodução de fitonematóides em cultivares de canola. *Revista de Agricultura* 74(2):179–190.
- Barker K.R., Clayton C.N. 1973. Nematodes Attacking Cultivars of Peach in North Carolina. *Journal of Nematology* 5(4):265–271.
- Barker K.R., Nusbaum C.J. Nelson L.A. 1969. Effects of Storage Temperature and Extraction Procedure on Recovery of Plant-parasitic Nematodes from Field Soils. *Journal of Nematology* 1(3):240–247.
- Bélair G., Forge T., Mimee B., Tenuta M., Yu Q. 2018. Current State of Plant Parasitic Nematodes in Canada. Pp. 1–29. In: *Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection*. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018.
https://doi.org/10.1007/978-3-319-99585-4_1
- Bellé C., Kaspary T.E., Kuhn P.R., Schmitt J., Lima-Medina I. 2017. Reproduction of *Pratylenchus zae* on weeds. *Planta Daninha* v35: e017158528.
 Doi: 10.1590/S0100-83582017350100006
- Bellé C., Groth M.Z., Kaspary T.E., Kuhn P.R., Kulczynski S.M. 2018. Reprodução de *Pratylenchus* spp. em espécies de eucalipto (*Eucalyptus* spp.). [Reproduction of *Pratylenchus* spp. on species of eucalyptus (*Eucalyptus* spp.)]. *Nematropica* 48:45–49.
- Bellini L.L. 2011. Avaliação de nematóides entomopatogênicos (rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* fabr. e de fitonematóides em cana-de-açúcar. (Assessment of the entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) for controlling *Diatraea saccharalis* Fabr. and of the plant parasitic nematodes in sugar-cane.). Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Doutor em Produção Vegetal.” Universidade Estadual Do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF Campos Dos Goytacazes – RJ, Brasil. 99 pp.
- Be-Rodríguez D., Ayala A. 1977. Nematodes Associated with sorghum in Puerto Rico. *Nematodos asociados con sorgo en Puerto Rico*. *Nematropica* 7(2):16–20.
- Be-Rodríguez D., Ayala A. 1977a. Interaction of *Pratylenchus zae* with Four Soil Fungi on Sorghum. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 61(4):501–506.
<https://doi.org/10.46429/jaupr.v61i4.10415>
- Bernard C.E. 1980. Identification, Distribution, and Plant Associations of Plant-Parasitic Nematodes in Tennessee. University of Tennessee Agricultural Experiment Station. "Identification, Distribution, and Plant Associations of Plant-Parasitic Nematodes in Tennessee" (1980). *Bulletins*.
http://trace.tennessee.edu/utk_agbulletin/408
- Bernard C.E. 2018. Plant Parasitic Nematodes of Tennessee and Kentucky. Str. 305–325. In: *Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection*. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018.

https://doi.org/10.1007/978-3-319-99588-5_12

Berry S.D., Fargette M., Spaull V.W., Morand S., Cadet P. 2008. Detection and quantification of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*), lesion nematode (*Pratylenchus zaeae*) and dagger nematode (*Xiphinema elongatum*) parasites of sugarcane using real-time PCR. *Molecular and Cellular Probes* 22:168–176.

doi:10.1016/j.mcp.2008.01.003

Berry S.D., Cadet P., Spaull V.W. 2017. Nematode Pests of Sugarcane. Pp. 261–282. In: *Nematology in South Africa: A View from the 21st Century*. Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele, D. (eds.). Springer International Publishing Switzerland 2017. DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_11

Bhuiyan S.A., Croft B.J. Stirling G.R., Wong E., Jackson P., Cox M. 2016. Assessment of resistance to root-lesion and root-knot nematodes in Australian hybrid clones of sugarcane and its wild relatives. *Australasian Plant Pathology* 45:165–173.

DOI 10.1007/s13313-016-0400-0

Bhuiyan S.A., Garlick K., Piperidis G. 2019. *Saccharum spontaneum*, a Novel Source of Resistance to Root-Lesion and Root-Knot Nematodes in Sugarcane. *Plant Disease* 103(9):2288–2294.

<https://doi.org/10.1094/PDIS-02-19-0385-RE>

Biela F., Dias-Areira C.R., de Melo Santana-Gomes S., Cardoso M.R., Hernandez I., Puerari H.H. 2015. Genetic diversity of rice genotypes from Brazil based on their resistance to *Pratylenchus zaeae*. *Tropical Plant Pathology* 40:208–211. Abstract.

Biljon E.R. van, Meyer A.J. 2000. Reproduction of *Pratylenchus zaeae* and *P. delattrei* on crops resistant to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita* races 2 and 4. *African Plant Protection* 6(2):43–45. Abstract.

Bisognin A.C. 2017. Caracterização morfológica e agressividade de populações de *Pratylenchus* spp. do rs em cana-de-açúcar e manejo de fitonematoides na cultura pelo emprego de rizobactérias. Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado do Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Agricultura e Ambiente, Universidade Federal de Santa Maria (UFSM – FW, RS), como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Agronomia. 92 pp.

Blair B.L. 2005. The incidence of plant-parasitic nematodes on sugarcane in Queensland, and studies on pathogenicity and associated crop losses with particular emphasis on lesion nematode *Pratylenchus zaeae*. PhD Thesis, James Cook University, Townsville, Australia. 208.pp.

Blair B.L., Stirling G.R. 2006. The role of plant-parasitic nematodes in reducing yield of sugarcane in fine-textured soils in Queensland, Australia. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 47(5):620–634.

<https://doi.org/10.1071/EA05287>

Bohra P., Baqri Q.H. 2008. Addition to the fauna of plant and soil nematodes of Gujarat, India. *Records of the Zoological Survey of India*: 108(4):5–15.

Bolton C., de Waele D. 1989. Host Suitability of Commercial Sunflower Hybrids to *Pratylenchus zaei*. *Journal of Nematology* 21(4S):682–685.

Boyer J., Reversat G., Lavelle P., Chabanne A. 2013. Interactions between earthworms and plant-parasitic nematodes. *European Journal of Soil Biology* 59:43–47.
DOI: 10.1016/j.ejsobi.2013.10.004.

Bridge J. 1988. Plant-parasitic nematode problems in the Pacific Islands. *Journal of Nematology* 20(2):173–183.

Bridge J., Price N.S., Kofi P. 1995. Plant parasitic nematodes of plantain and other crops in Cameroon, West Africa. *Fundamental and Applied Nematology* 18(3):251–260.

Bridge J. Hunt D.J. Hunt P. 1996. Plant-parasitic nematodes of crops in Belize. *Nematropica* 26(2):111–119.

Bridge J., Plowright R.A., Peng D. 2005. Nematode parasites of rice. W: Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (red.). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*, 2nd edition. CABI, Wallingford.

Brodie B.B., Go J.M., Adams W.E. 1969. Population Dynamics of Plant Nematodes in Cultivated Soil: Effect of Sod-based Rotations in Cecil Sandy Loam. *Journal of Nematology* 1(4):309–312.

Brum D., Marchi P.M., Gonçalves M.A., Cruz F.F., Antunes L.E.C., Gomes C.B. 2019. Reaction of strawberry cultivars to root-knot and root lesion nematodes. *Horticultura Brasileira* 37:65–68.
DOI - <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-053620190110>

Cabrera J.A., Kiewnick S., Grimm C., Dababat A.A., Sikora R.A. 2009. Efficacy of abamectin seed treatment on *Pratylenchus zaei*, *Meloidogyne incognita* and *Heterodera schachtii*. *Journal of Plant Diseases and Protection* 116:124–128.

Cadet P., Spaul V.W. 2005. Nematode parasites of sugarcane. Pp.645–674. In: Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (eds.). *Plant parasitic nematodes in tropical and subtropical agriculture*. CABI Publishing, Wallingford, UK.

Cadet P., Berry S., Spaul V.W. 2004. Mapping of interactions between soil factors and nematodes. *European Journal of Soil Biology* 40:77–86.
doi:10.1016/j.ejsobi.2004.07.002

Café Filho A.C., Hauang C.S. 1989. Description of *Pratylenchus pseudofallax* n. sp. with a key to species of the genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Nematoda: Pratylenchidae). *Revue de Nématologie* 12(1):7–15.

Campos V.P., Villain L. 2005. Nematode parasites of coffee and cocoa. Pp:529–580. In: *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*, 2nd edition. Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (eds.). CABI, Wallingford, UK.

Carta L.K., Skantar A.M., Handoo Z.A. 2001. Molecular, morphological and thermal characters of 19 *Pratylenchus* spp. and relatives using the D3 segment of the nuclear LSU rRNA gene. *Nematropica* 31:195–209.

Carvalho de C., Dornelas Fernandes C., dos Santos J.M., Motta Macedo M.C. 2013 Densidade populacional de *Pratylenchus* spp. em pastagens de *Brachiaria* spp. e sua influência na disponibilidade e na qualidade da forragem. (Population density of *Pratylenchus* spp. in pastures of *Brachiaria* spp. and its influence on the forage availability and quality.) *Rev. Ceres*, Viçosa 60(1):30–37.

Cassida K.A., Kirkpatrick T.L., Robbins R.T., Muir J.P., Venuto B.C., Hussey M.A. 2005. Plantparasitic nematodes associated with switchgrass (*Panicum virgatum* L.) grown for biofuel in the south central United States. *Nematropica* 35:1–10.

Castillo P., Vovlas N. 2007: *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management. *Nematology Monographs and Perspectives*. Brill, Leiden-Boston, 529 pp.
DOI: 10.1163/ej.9789004155640.i-523

Castrol M.E.A., Ferraz S. 1990. Multiplication of *Pratylenchus brachyurus*, *P. zae*, *Radopholus similis* *Tylenchorhynchus* sp. in monoxenic culture on alfalfa callus tissues. *Nematologia Brasileira* 14:103–120.

Chapoto R.D. 2016. The responses of insect pests to a changing and variable climate in Zimbabwe. PhD thesis. in the discipline of crop science College of Agriculture, Engineering and Science School of Agricultural, Earth and Environmental Sciences, University of Kwazulu-Natal Pietermaritzburg, South Africa. 126 pp.

Chau N.N., Than N.V., Waele de D., Geraert E. 1997. Plant parasitic nematodes associated with banana in Vietnam. *International Journal of Nematology* 7(2):122–126.

Chaves A., Maranhão S.R.V.L., Pedrosa E.M.R., Guimarães L.M.P., dos S. Oliveira M.K.R. 2010. Incidência de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar no estado de Pernambuco, Brasil. (Incidence of *Meloidogyne* spp. and *Pratylenchus* sp. on sugarcane in Pernambuco state, Brazil). *Nematologia Brasileira* 33(4):278–208.

Chen D.Y., Ni H.F., Yen J.H., Tsay T.T. 2009. Identification of a new recorded root-lesion nematode *Pratylenchus zae* (Nematoda: Tylenchoidea, Pratylenchidae) from corn plantations in Taiwan. *Plant Pathology Bulletin* 18(2):111–118. Abstract.

Chitambar J.J., Westerdahl B.B., Subbotin S.A. 2018. Plant Parasitic Nematodes in California Agriculture. Pp. 131–189. In: *Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection*. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018.
<https://doi.org/10.1007/978-3-319-99585-4>

Clark J.R., Robsin R.T. 1994. Phytoparasitic Nematodes associated with three types of blueberries in Arkansas. *Supplement to Journal of Nematology* 26(4S):761–766.

Consoli E.A., Oliveira S.A., Harakava R., Oliveira C.M.G. 2012. Development of a molecular diagnostic for the identification of *Pratylenchus jaehni*. *Nematologia Brasileira* 36(3-4):62–70.

Corbett D.M.C. 1969. *Pratylenchus pinguicaudatus* n. sp. (Pratylenchidae:Nematoda) with a key to the genus *Pratylenchus*. *Nematologica* 15:556–556.

Costilla M.A. 1973. The nematode *Pratylenchus zae* Graham in sugar cane. *Revista Industrial y Agrícola de Tucuman* 50(2): 39–43.

Coyne D., Smith M., Plowright R. 2001. Plant parasitic nematode populations on upland and hydromorphic rice in Côte d'Ivoire: relationship with moisture availability and crop development on a valley slope. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 84:31–43.

Coyne D., Sahrawat K.L., Plowright R. 2004. The influence of mineral fertilizer application and plant nutrition on plant-parasitic nematodes in upland and lowland rice in Côte D'ivoire and its implications in long term agricultural research trials. *Experimental Agriculture* 40(2):245–256.

DOI: <https://doi.org/10.1017/S0014479703001595>

Crow W., Duncan L. 2018. Management of Plant Parasitic Nematode Pests in Florida. Pp. 209–246. In: *Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection*. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018.

https://doi.org/10.1007/978-3-319-99588-5_9

Crow W.T., Weingartner D.P., Dickson D.W., Mesorley R. 2001. Effect of sorghum-sudangrass and velvetbean cover crops on plant-parasitic nematodes associated with potato production in Florida. *Journal of Nematology* 33(4S):285–288.

Crozzoli R. 2002. Especies de nematodos fitoparasíticos en Venezuela. *Interciencia* 27(7):354–364.
Crozzoli R. 2009. Nematodes of tropical fruit crops in Venezuela. Pp. 63–83. In: *Integrated Management of Fruit Crops and Forest Nematodes*. Ciancio A. & Mukerji K G. (eds.). Springer Science+Business Media B.V.

Crozzoli R., Lamberti F., Greco N., Rivas D. 2001. Plant parasitic nematodes associated with cocoa in Choróni, Cumboto and Cuyagua, Aragua State. *Fitopatología Venezolana* 14(1):5–12. Abstract.

Cuarezma-Teran J.A., Trevathan L.E. 1984. Nematodes associated with sorghum in Mississippi. *Plant Disease* 68:1083–1085.

Cuarezma-Teran J.A., Trevathan L.E. 1985. Effects of *Pratylenchus zae* and *Ouinisulcius acutus* alone and in combination on sorghum. *Journal of Nematology* 17(2):169–174.

Daneel M.S. 2017. Nematology in South Africa: Pp. 173–393. In: *A View from the 21st Century*. Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele, D. (eds.). Springer International Publishing Switzerland 2017.

DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_17

Davide R.G. 1988. Nematode problems affecting agriculture in the Philippines. *Journal of Nematology* 20(2):214–218.

Desaeger J., Rao M.R. 2000. Parasitic nematode populations in natural fallows and improved cover crops and their effects on subsequent crops in Kenya. *Field Crops Research* 65: 41–56.

Desaeger J., Rao M.R. 2001. The potential of mixed covers of *Sesbania*, *Tephrosia* and *Crotalaria* to minimise nematode problems on subsequent crops. *Field Crop Research* 70(2):111–125.

[https://doi.org/10.1016/S0378-4290\(01\)00127-7](https://doi.org/10.1016/S0378-4290(01)00127-7)

Dhanam M., Sreedharan K. 2008. India. Pp. 293–303. In: Plant-Parasitic Nematodes of Coffe. Souza (ed.). Springer Science+Business Media B.V. 2008.

Dias-Arieira C.R., Furlanetto C., de Melo Santana S., Oliveira Barizão D.A, Ferreira Ribeiro R.C., Formentini H.M. 2010. Fitonematoides associados a frutíferas Na região noroeste do Paraná, Brasil. (Plant parasitic nematodes associated with fruit crops in the northwest of Paraná, Brazil.) Revista Brasileira de Fruticultura 32(4):1064–1071.

Dinardo-Miranda L.L., Gil M.A., Menegatti C.C. 2003. Danos causados por nematóides a variedades de cana-da açúcar em cana planta. Nematologia Brasileira 27(1):69–73. Abstract.

Dinardo-Miranda L.L., Fracasso J.V., Miranda I.D. 2019. Damage caused by *Meloidogyne javanica* and *Pratylenchus zae* to sugarcane cultivars. Summa Phytopathologica 45(2):146–156. DOI: 10.1590/0100-5405/187782

Dinardo-Miranda, L.L., Fracasso.V.J. 2010. Effect of castor bean cake on plant-parasitic nematode populations and sugarcane productivity. Nematologia Brasileira 34(1):68–71.

Dinardo-Miranda, L.L., Fracasso.V.J., Costa V.P. 2010a. Effect of time application of nematicides in sugarcane ratoon cut at the beginning of the harvesting period on nematode populations and sugarcane yield. Nematologia Brasileira 34(2):106–117.

Divers M., Gomes C.B., Menezes-Netto A.C., Lima-Medina I., Nondillo A., Bellé C., De Araújo Filho J.V. 2019. Diversity of plant-parasitic nematodes parasitizing grapes in Southern Brazil. Tropical Plant Pathology 44:401–408.
<https://doi.org/10.1007/s40858-019-00301-3>

Eisenback J.D. 2018. Plant Parasitic Nematodes of Virginia and West Virginia. Pp. 277–304. In: Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018.
https://doi.org/10.1007/978-3-319-99588-5_11

Escuer M., Isart J., Bello A. 1993. Nematodes del sol Catalunya, especies dinteres agronomic. Quaderns Agaris 16:47–65.

Fernández M., Ortega J. 1998. An overview of Nematological Problems in Cuba. Nematologica 28:151–164.

Fontana L.F., Dias-Arieira C.R., Mattei D., Severino J.J., Biela F., Arieira J.O. 2015. Competition between *Pratylenchus zae* and *Meloidogyne incognita* on sugarcane. Nematropica 45:1–8.

Fortuner R. 1975. Nematode root-parasites associated with rice in Senegal (High Casamance and Central and Northern regions) and in Mauritania. (Les nematodes parasites des racines associes au riz au Senegal (Haute-Casamance et regions Centre et Nord) et en Mauritanie.). Cahiers O.R.S.T.O.M., Serie Biologie, nematologie 10(3):147–159.

Fortuner R. 1976. *Pratylenchus zae*. C.H.I. Descriptions of Plant-parasitic Nematodes. Set. 6, No 77.

Fortuner R., Merny G. 1979. Root-parasitic nematodes of rice. Revue de Nématologie 2(1):79–102.

Fourie H., Mc Donald A.H., Steenkamp S., Waele de D. 2017. Nematode Pests of Leguminous and Oilseed crops. Pp: 201–230. In: Nematology in South Africa: A View from the 21st Century. Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele, D. (eds.). Springer International Publishing Switzerland. DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_9

Frederick J.J., Tarjan A.C. 1989. A compendium of the genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Nemata:Pratylenchidae). Revue de Nématologie 12(3): 234–256.

Gandarilla Basterrechea H., Fernández González E. 2002. Registro actualizado de fitonemátodos en plantas ornamentales de Cuba. Fitosanidad 6(3):18 pp.

Gavin A.S., Faggion S.A., Hernandes C., Lourenço M.V., Castro França S. de, Beleboni R.O. 2013. Nematocidal effects of natural phyto regulators jasmonic acid and methyl-jasmonate against *Pratylenchus zae* and *Helicotylenchus* spp. Natural Product Research 279(11):1041–1048. <https://doi.org/10.1080/14786419.2012.686910>

Godefroid M., Delaville L., Marie-Luce S., Quénéhervé P. 2013. Spatial stability of a plant-feeding nematode community in relation to macro-scale soil properties. Soil Biology & Biochemistry 57:173–181. <http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2012.06.019>

Gonzalez-Guitron U. 2013. Diversidad de nematodos fitoparasitos al cultivo de maize n el municipio de Gusave, Sinaloa. Que para obtener grado de maestria en recursos naturales y medio ambiente. Guasave, Sinalola, Mexico. 87 pp.

Gonzaga V., Santos J.M. 2009. Detection of *Pasteuria thornei* in *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. Nematologia Brasileira 33(1):103–105.

Handoo Z.A. Golden A.M. 1989. A Key and Diagnostic Compendium to the Species of the Genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Lesion Nematodes). Journal of Nematology 21(2):202–218.

Hashim Z. 1983. Description of *Pratylenchus jordanensis* n. sp. (Nematoda: Tylenchida) and notes on other Tylenchida from Jordan. Revue de Nématologie 6(2) 187–192.

Hashimi S., Hashimi G. 1989. Respuesta a *Pratylenchus zae* e varias especies de utilidad económica en Pakistan. Nematológica 19:197–197.

Humphreys-Pereira D.A., Flores-Chaves L., Salazar L., Gómez-Alpizar L. 2017. Plant-parasitic nematodes associated with yams (*Dioscorea* spp.) and identification of *Meloidogyne* and *Pratylenchus* species in three yam-growing regions of Costa Rica. Nematológica 47:120–134.

Hodda M., Nobbs J. 2008. A review of current knowledge on particular taxonomic features of the Australasian nematode fauna, with special emphasis on plant feeders. Australasian Plant Pathology 37:308–317. DOI:10.1071/AP08024 0815-3191/08/030308

Hugo H.J., Storey S.G. 2017. Nematode Pests of Deciduous Fruit. Pp: 345–357. In: Nematology in South Africa: A View from the 21st Century. Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele, D. (eds.). Springer International Publishing Switzerland 2017. DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_15.

Ibrahim I.K.A., Rezk M.A., Ibrahim A.A.M. 1988. Plant parasitic nematodes associated with gramineous plants in Northern Egypt. *Pakistan Journal of Nematology* 6(1):31–37. Abstract.

Inserra R.N., Duncan L.W., Dunn D., Handoo Z.A., Troccoli A., Rowe J. 2005. *Pratylenchus jordanensis* a junior synonym of *P. zaeae*. *Nematropica* 35:161–170.

Johnson A.W., Burton G.W. 1973. Comparison of Millet and Sorghum-Sudangrass Hybrids Grown in Untreated Soil and Soil Treated with Two Nematicides. *Journal of Nematology* 5(1):54–59.

Johnson A.W., Chalfant R.B. 1973. Influence of organic pesticides on nematode and corn earworm damage and on yield of sweet corn. *Journal of Nematology* 5(3):177–180.

Johnson A.W., Campbell G.M. 1980. Managing Nematode Population Densities on Tomato Transplants Using Crop Rotation and a Nematicide *Journal of Nematology* 12(1):6–19.

Johnson A.W., Dowler C.C., Hauser E.W. 1974. Seasonal Population Dynamics of Selected Plant-Parasitic Nematodes on Four Monocultured Crops. *Journal of Nematology* 6(4):187–190.

Johnson A.W., Dowler C.C., Hauser E.W. 1975. Crop Rotation and Herbicide Effects on Population Densities of Plant-Parasitic Nematodes *Journal of Nematology* 7(2):158–168.

Johnson A., Dowle, C., Glaze N., Summer D., Chalfan, R., Golden A., Epperson J. 1990. Effects of nematicides on nematode population densities and crop yield in a turnip-corn-pea cropping system. *Phytoprotection* 71(2):55–63.
<https://doi.org/10.7202/705983ar>

Jordaan E.M., Waele D. de. 1988. Their Effects on *Pratylenchus zaeae* Infestation of Maize. *Journal of Nematology* 20(4):620–624.

Jordaan E.M., Loots C., Jooste W.J., Waele de D. 1987. Effects of root-lesion nematodes (*Pratylenchus brachyurus* Godfrey and *P. zaeae* Graham) and *Fusarium moniliforme* Sheldon alone or in combination, on maize. *Nematologica* 33:213–219.

Jordaan E.M., Waele de D., Van Rooyen P.J. 1989. Endoparasitic Nematodes in Maize Roots in the Western Transvaal as related to soil texture and rainfall. *Journal of Nematology* 21(3):356–360.

Joseph. J. 2019. Diversity and characterization of plant parasitic nematodes associated with cereals in Haiti. A dissertation submitted to Ghent University in partial fulfilment of the requirements for the degree of International Master of Science in Agro- and Environmental Nematology. 51 pp.

Kagoda F. 2010. Genetic studies and recurrent selection for nematode resistance in maize. PhD thesis. African Centre for Crop Improvement School of Agricultural Sciences and Agribusiness Faculty of Science and Agriculture University of KwaZulu Natal, Pietermaritzburg, South Africa. 155 pp.

Kagoda F., Coyne D.L., Mbiru E. Derera J., Tongoona P. 2010. Monoxenic culture of *Pratylenchus zaeae* on carrot discs. *Nematologia Mediterranea* 38: 107–108.

Kagoda F., Derera J., Tongoona P., Coyne D.L. 2010a. Awareness of plant-parasitic nematodes, and preferred maize varieties, among smallholder farmers in East and Southern Uganda: implications for assessing nematode resistance breeding needs in African maize. *International Journal of Pest Management* 56(3):217–222.
DOI: 10.1080/09670870903464382

Kagoda F., Hearne S., Adewuyi O., Coyne D.L. 2015. Response of drought tolerant maize inbreds to water stress under nematode infested conditions. *Euphytica* 206:77–87.
DOI 10.1007/s10681-015-1474-4

Kanwar R.S., Rana B.P., Walia K.K., Walia R.K. 1996. Studies on the pathogenic potential of *Heterodera zae* and *Pratylenchus zae* on maize in Haryana. *Indian Journal of Nematology* 26(1):7–14. Abstract.

Kasapoğlu E.B., İmren M., Elekcioglu İ.H. 2014. Plant parasitic nematode species found on important cultivated plants in Adana. *Turkiye Entomoloji Dergisi* 38(3):333–350. Abstract.

Kashaija I.N., Speijer P.R., Gold S.C., Gowen S.R. 1994. Occurrence, distribution and abundance of plant parasitic nematodes of bananas in Uganda. *African Crop Science Journal* 2(1):99–104.

Kathiresan T., Mehta U.K. 2005. Effect of *Pratylenchus zae* infection on the expression of isozyme activities in resistant and susceptible sugarcane clones. *Nematology* 7(5):677–688.

Kaur D., Sharma K., Khan M.L. 1989. Occurrence of *Pratylenchus zae* Graham, 1951 on ginger *Zingiber officinale* (Rosc.) in Himachal Pradesh. *Indian Journal of Nematology* 19(1):68.

Kawanobe M., Miyamuru N., Yoshida K., Kawanaka T., Toyota K. 2015. Quantification of lesion nematode (*Pratylenchus zae*), stunt nematode (*Tylenchorhynchus leviterminalis*), spiral nematode (*Helicotylenchus dihystra*) and lance nematode (*Hoplolaimus columbus*), parasites of sugarcane in Kitadaito, Okinawa, Japan, using real-time PCR. *Nematological Research* 45(1):35–44.

Khan F.A. 1990. Nematicidal potentials of some naturally-growing medicinal plants against *Pratylenchus zae*. *Revue de Nématologie* 13(4):463–465.

Khan M.Q. 2005. Distribution and occurrence of plant parasitic nematodes in Balochistan. *International Journal of Biology and Biotechnology* 2(1):157–164.

Khan A., Shaukat S.S. 2016. Plant nematodes Associated with almond seedlings in Kalat District, Balochistan. *Pakistan Journal of Zoology* 48(5):1579–1580.

Khan M.R., Chandra B. 2017. Dynamics of free-living and plant-parasitic nematodes on vegetables in Dhapa municipal waste of Kolkata, India. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 50(19/20):970–981. Abstract.

DOI: 10.1080/03235408.2017.1407487

Khan E., Singh D.B. 1974 five new species of *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae) from India. *Indian Journal of Nematology* 4:199–211.

Khan A., Shaukat S.S., Nawab B., Khanzada K.A., Solangi M.S. 2009. Management of nematodes associated with maize (*Zea mays* L.) using organic and inorganic amendments. *Pakistan Journal of Agricultural Research* 22(3-4):165–167.

Khan A., Khanzada K.A., Shaukat S.S. 2019. Prevalence of plant nematodes associated with maize in Balochistan, Pakistan. *Pakistan Journal of Zoology* 51(5):1–3.

DOI: <http://dx.doi.org/10.17582/journal.pjz/2019.51.5.sc5>

- Kimenju J.W., Waudu S.W., Mwang'ombe A.W., Sikora R.A. Schuster R.P. 1998. Distribution of lesion nematodes associated with maize in Kenya and susceptibility of maize cultivars to *Pratylenchus zaei*. African Crop Science Journal 6(4):367–375. Abstract.
- Kisaakye J. 2014. *Talaromyces sp.* as a potential bio-control agent against *Pratylenchus zaei* infection of rice (*Oryza sativa* L.). Thesis submitted in partial fulfillment of the requirements for the degree of Master of Science in Nematology, Ghent University, Belgium. 26 pp.
- Koenning S.R., Barker K.R. 1998. Survey of *Heterodera glycines* Races and Other Plant-parasitic Nematodes on Soybean in North Carolina. Supplement to the Journal of Nematology 30(4S):569–576.
- Koenning S.R., Overstreet C., Noling J.W., Donald P.A., Becker J.O., Fortnum B.A. 1999. Survey of Crop Losses in Response to Phytoparasitic Nematodes in the United States for 1994. Supplement to the Journal of Nematology 31(4S):587–618.
- Krusberg I.R., Blickenstaff M. 1964. Influence of plant growth regulating substances on reproduction of *Ditylenchus dipsaci*, *Pratylenchus penetrans* and *Pratylenchus zaei* on alfalfa tissue cultures. Nematologica 10:145–150.
- Kushida A., Kondo N. 2015. A simple method for the detection and discrimination of *Pratylenchus* and *Meloidogyne* species in nematode communities. Nematological Research 45(2):101–114.
- Lawn D.A., Noel G.R., Sinclair J.B. 1988. Plant-parasitic nematodes and *Neocosmospora vasnfecta* var. *africana* associated with soybeans in the Republic of Zambia. Nematologica 18(1):33–43.
- Lawn D.A., Noel G.R., Sinclair J.B. 1988a. Plant-parasitic nematodes associated with sunflower and maize in the Republic of Zambia. Nematologica 18(2):143–154.
- Leite R.R. 2017. Fitonematoides endoparasitas associados a cana-de-acucar: Interacoes e novo assinalamento. Dissertacao de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco, Brasil. 72 pp.
- Lima F.S.D.O, Santos G.R.D., Nogueira S.R., Santos P.R.R.D., Correa V.R. 2015. Population dynamics of the root lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, in soybean fields in Tocantins State and its effect to soybean yield. Nematologica 45:170–177.
- Liu X., Wang H., Lin B., Tao Y., Zhuo K., Liao J. 2017. Loop-mediated isothermal amplification based on the mitochondrial COI region to detect *Pratylenchus zaei*. European Journal of Plant Pathology 148:435–446.
DOI 10.1007/s10658-016-1102-8
- Loof P.A.A. 1964. Freelifving and plant parasitic nematodes from Venezuela. Nematologica 10:201–300.
- Loof P.A.A. 1978. The genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Nematoda: Pratylenchidae): A review of its anatomy, morphology, distribution, systematics and identification. Vaxtskyddsrapporter, Jordbruk 5:1–50.
- Loof P.A.A. 1990. Genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Root lesion nematodes). Pp. 366–394. In: Manual of Agricultural Nematology Nickle W.R. (ed.). Marcel Dekker Inc. New York.

- Lugo Z., Crozzoli R., Greco N., Perichi G. y Fernández, A. 2010 Nematodos fitoparásitos asociados a hortalizas en el estado Falcón, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 23:16–21.
- Machado A.C.Z., Bonfim Júnior M.F., Araújo Filho J.V. de. 2010. Pequi is a host for *Pratylenchus zae* in the Brazilian Cerrado Region. *Plant Disease* 94(6):790. DOI:10.1094/PDIS-94-6-0790A
- Machado A.C.Z., Ferraz L.C.C.B., Oliveira C.M.G. 2007. Development of a Species-Specific Reverse Primer for the Molecular Diagnostic of *Pratylenchus brachyurus*. *Nematropica* 37:249–257.
- Malan A.P., Pieterse W., Brits G. 1991. Plant -parasitic nematodes associated with hops (*Humulus lupulus* L.) in South Africa. *Phytophylactica* 23:173–175.
- Mani A., Al-Hinai M.S. 1996. Occurrence and distribution of plant-parasitic nematodes in association with banana in Oman. *Nematologia Mediterranea* 24:201–204.
- Mani A., Muzna S. Hinai A.L., Handoo Z.A. 1997. Occurrence, population density, and distribution of root-lesion nematodes, *Pratylenchus* spp., in the Sultanate of Oman. *Nematropica* 27:209–219.
- Mani A., Muzna S. Al-Hinai. M.S. 2003. Observations on sampling tool, vertical distribution and weed hosts of *Pratylenchus jordanensis* in an alfalfa field. *Nematologia Mediterranea* 31:155–156.
- Mani A., Handoo Z.A., Livingston S. 2005. Plant-parasitic nematodes associated with date palm trees (*Phoenix dactylifera* L.) in the Sultanate of Oman. *Nematropica* 35:135–143.
- Manwaring M., Nahrung H.F., Wallace H. 2020. Attack rate and prey preference of *Lasioseius subterraneus* and *Protogamasellus mica* on four nematode species. *Experimental and Applied Acarology* 80:29–41.
<https://doi.org/10.1007/s10493-019-00456-3>
- Marais M. 1990. Plant-parasitic nematodes in lucerne fields in South Africa. *Phytophylactica* 22:449–452.
- Marais M., Swart A., Knoetze R., Pofu K. 2015. Plant nematodes in South Africa. 13. A checklist of nematodes associated with potatoes. CHIPS November/December 2015 Tegiese Nuus Technical News 38–43.
- Maranhão S.R.V.L., Pedrosa E.M.R., Guimarães L.M.P., Chaves A., Leitão D.A.H.S., Vicente. T.F.S. 2018. Nematode abundance and diversity in sugarcane fields in Brazil. *Tropical Plant Pathology* 43:485–498.
<https://doi.org/10.1007/s40858-018-0253-x>
- Martin G.C. 1967. Plant parasitic nematodes associated with sugarcane production in Rhodesia. *FAO Plant Protection Bulletin* 15:45–58.
- Mattos Sobrinho C.C., Silveira A.J., César F.B.C., Oliveira C.M.G., Bittencourt M.A.L. 2013. Phytonematodes associated with *Heliconia* spp. in commercial crops in the South Coast of Bahia, Brazil. *Nematropica* 42:351–355.
- Mc Donald A.H., Waele de D., Fourie H. 2017. Nematode Pests of Maize and Other Cereal Crops. Pp:183–199. In: Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele D. (eds.), *Nematology in South Africa: A View from the 21st Century*. Springer International Publishing Switzerland 2017.

Medina A., Crozzoli R., Perichi G. 2009. Plant-parasitic nematodes associated with rice fields in Venezuela. *Nematologia Mediterranea* 37:59–66.

Meyer A.J. 1984. Die *in vitro*- aseptiese massateling an *Pratylenchus zae* (Nematoda: Pratylenchinae). *Phytophylactica* 16:259–261.

Montasser S.A., Moussa F.F., Youseef M.M.A., Aboul Sooud A.B., Mohamed M.M.M. 2002. Seasonal fluctuation of *Pratylenchus zae* in fields of sugarcane in relation to soil type and temperature. *Pakistan Journal of Nematology* 20(2):39–46. Abstract.

Montasser S.A., Moussa F.F., Youseef M.M.A., Aboul Sooud A.B., Mohamed M.M.M. 2002a. Response of certain cultivars of sugarcane to infection by *Pratylenchus zae*, the root-lesion nematode. *Pakistan Journal of Nematology* 20(2):47–55. Abstract.

Motalaote B., Starr J.L., Frederiksen R.A., Miller F.R. 1987. Host status and susceptibility of sorghum to *Pratylenchus species*. *Revue de Nématologie* 10(1):81–86.

Moura R.M., Oliveira I.S. 2009. Controle populacional de *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar em dois ambientes edáficos no Nordeste do Brasil. (Control of *Pratylenchus zae* population on sugarcane, in two edaphic environments in Northeast of Brazil.). *Nematologia Brasileira* 33(1):67–73.

Moura R.M., Pedrosa E.M.R., Maranhão S.R.V.L., Moura A.M. Silva E.G. 1999. Nematóides associados à cana-de-açúcar na Estado de Pernambuco, Brasil. *Nematologia Brasileira* 23(2): 92–99.

Moura R.M., Pedrosa E.M.R., Maranhão S.R.V.L., Macedo M.E.A., Moura A.M., Silva E.G., Lima R.F. 2000. Occurrence of two nematodes *Pratylenchus zae* and *Meloidogyne* spp. on sugarcane in the Northeast of Brazil. (Ocorrência dos nematóides *Pratylenchus zae* e *Meloidogyne* spp. em cana-de-açúcar no Nordeste do Brasil.). *Fitopatologia Brasileira* 25(1): 101–103.

Moura R.M., Oliveira I.S., Alcântara M.P.S., Lima C.E.P. 2010. Effect of green manure on *Pratylenchus zae* density and sugarcane yield. *Nematologia Brasileira* 34(2):132–136.

Namu J., Karuri H., Alakonya A., Nyaga J., Njeri E. 2018. Distribution of parasitic nematodes in Kenyan rice fields and their relation to edaphic factors, rainfall and temperature. *Tropica Plant Pathology* 43:128–137.

<https://doi.org/10.1007/s40858-017-0194-9>

Nath R.P., Swarup G., Prasad S.S., Prasad A.B. 1978. Interaction of *Pratylenchus zae* and maize mosaic virus on maize plants. *Indian Phytopathology* 31(3):307–309. Abstract.

Neves S.S., Soares P.L.M., Batista E.S.P., Santos J.M dos. 2016. Desempenho de híbridos de milho sob a ação de *Pratylenchus brachyurus* e *P. zae*. (Corn hybrid performance under the action of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*.). *Nematropica* 46:71–75.

Nkechi B.I., Shakirat U. 2019. Efficacy of compost tea from animal waste in the management of *Pratylenchus zae* infecting two maize varieties. *Journal of Agricultural Research* 57(3):167–173.

Nkurunziza R. 2018. Analysis of resistance in rice (*Oryza sativa* L.) genotypes LD24 and Khao Pahk Maw to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and root lesion nematode (*Pratylenchus zae*). A dissertation submitted to Ghent University in partial fulfilment of the requirements for the degree of International Master of Science in Agro- and Environmental Nematology, Ghent University. 20 pp.

Novaretti W.R.T., Reis A.M. 2009. Influência do método de aplicação de nematicidas no controle de *Pratylenchus zae* em soqueiras de cana-de-açúcar e definição dos níveis de dano e controle. (Influence of the application method of nematicides on *Pratylenchus zae* control in ratoon sugarcane and definition of threshold and control levels.). *Nematologia Brasileira* 33(1):83–89.

Novaretti W.R.T., Monteiro A.R., Ferraz L.C.B. 1998. Controle químico de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar com carbofuran e terbufos (Chemical control of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus zae* on sugarcane through carbofuran and terbufos application. *Nematologia Brasileira* 22(1):60–74.

Nene Y.L., Sheila Y.K., Sharma S.B. 1996. A world list of chickpea and pigeonpea pathogens. 5th edn. Patancheru 502 324, Andhra Pradesh, India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics. (Semi-formal publication.)

Nguyen Thi Duyen, Le Thi Mai Linh, Nguyen Huu Tien, Trinh Quang Phap. 2016. A preliminary survey of plant parasitic nematodes on Carrots in Hai Duong Province, Vietnam. *Tap Chi Sinh Hoc* 38(1):6–13. DOI: 10.15625/0866-7160/v38n1.7199

Nicol J.M., S. J. Turner, D. L. Coyne, L. den Nijs, S. Hockland and Z. Tahna Maafi. 2011. Current Nematode Threats to World Agriculture. Pp. 21–43. In: *Genomics and Molecular Genetics of Plant-Nematode Interactions*. Jones J. *et al.* (eds.). Springer Science+Business Media B.V. 2011. DOI 10.1007/978-94-007-0434-3_2,

Nijs den L.J.M.F., Bruggen van A.S., Karssen G. 2016. Importing plants into the Netherlands: an assessment of the risk of plant parasitic nematodes and a survey on their entry with adhering soil. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 46(1):94–102. DOI: 10.1111/epp.12281

Norton D.C. 1959. Plant Parasitic nematodes in Texas. *Texas Agricultural Experimental Station Bulletin MP-321*. L 10 ss.

Ntidi K.N., Fourie H., Mc Donald A.H., De Waele D., Mienie. C.M.S. 2012. Plant-parasitic nematodes associated with weeds in subsistence agriculture in South Africa. *Nematology* 14(7):875–887.

Ntidi K.N., Bekker S., Fourie H. 2017. Nematodes of Grasses and Weeds. Pp. 409–418. In: H. Fourie *et al.* (eds.), *Nematology in South Africa: A View from the 21st Century*. Springer International Publishing Switzerland 2017. DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_19

Nzogela Y.B., Landschoot L., Kihupi A.L., Coyne D.L., Gheysen G. 2020. Pathogenicity of the root-lesion nematode, *Pratylenchus zae*, on rice genotypes under different hydro-ecologies in Tanzania. *Nematology* 22(2): 221–233. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685411-00003302>

- Obici L.V., Dias-Arieira .R., Klosowski E.S., Fontana L.F., Cunha T.P.L., Santana S.M., Biela F. 2011. Efeito de plantas leguminosas sobre *Pratylenchus zae* e *Helicotylenchus dihystera* em solos naturalmente infestados. (Effect of leguminous plants on *Pratylenchus zae* and *Helicotylenchus dihystera* in naturally infested soils.). *Nematopica* 41:215–222.
- Olowe T. 1977. Histological changes in maize root induced by *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae* in the absence of other micro-organisms. *Nigerian Journal of plant Protection* 3:41–51. Abstract.
- Olowe T. 1984. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae* IV. Variations in larval stages and single female progenies. *Indian Journal of Nematology* 14(2):97–01.
- Olowe T., Corbett D.C.M. 1976. Aspects of the biology of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. *Nematologica* 22:202–211.
- Olowe T., Corbett D.C.M. 1987. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae* III. influence of geographical location. *Indian Journal of Nematology* 14(1):30–35.
- Omarjee J.; Balandreau J.; Spaul V.W.; Cadet P. 2008. Relationships between Burkholderia populations and plant parasitic nematodes in sugarcane *Applied Soil Ecology* 39(1):1–14. Abstract. DOI: 10.1016/j.apsoil.2007.11.001.
- Orui Y., Mizukubo T. 1999. Geographical distribution of *Pratylenchus* species in tobacco fields in Eastern Japan. *Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology* 43:75–79. Abstract.
- Orui Y., Mizukubo T. 1999a. Discrimination of seven *Pratylenchus* species (Nematoda: Pratylenchidae) in Japan by PCR-RLFP analysis. *Applied Entomology and Zoology* 34(2):205–211.
- Osu-Nyarko J., Tan Jo-Anne C.H., Gill R., Agrez V.G., Rao U., Jones M.G.K. 2016. *De novo* analysis of the transcriptome of *Pratylenchus zae* to identify transcripts for proteins required for structural integrity, sensation, locomotion and parasitism. *Molecular Plant Pathology* 17(4):532–552. DOI: 10.1111/mpp.12301
- Oteifa B.A, 1962. Species of root-lesion nematodes commonly associated with economic crops in the Delta of the U.A.R. *Plant Disease Reporter* 46(8):572–575.
- Pankhurst C.E., Magarey R.C., Stirling G.R., Blair B.L., Bell M.J., Garside A.L. 2003. Management practices to improve soil health and reduce the effects of detrimental soil biota associated with yield decline of sugarcane in Queensland, Australia. *Soil & Tillage Research* 72:125–137. doi:10.1016/S0167-1987(03)00083-7
- Pankhurst C.E., Stirling G.R., Magarey R.C., Blair B.L., Holt J.A., Bell M.J., Garside A.L. 2005. Quantification of the effects of rotation breaks on soil biological properties and their impact on yield decline in sugarcane. *Soil Biology & Biochemistry* 37(6):1121–1130. doi:10.1016/j.soilbio.2004.11.011
- Peng Y., Moens M. 2003. Host resistance and tolerance to migratory plant-parasitic nematodes. *Nematology* 5(2):145–177.

Peña-Prades M., Olivares-Reyes N., Rodríguez-Regal M., Peña-Rivera, L., Cobas-Eliás A., Cervera-Duverger G., Barquié-Pérez O. 2018. Phyto-parasitic nematodes associated with cultivation of sugar cane (*Saccharum officinarum* L.) in Guantanamo Province, Cuba. *Cultivos Tropicales* 39(1):7–14.

Perichi G., Crozzoli R., Greco N. Rivas J.T. 2002. Plant parasitic nematodes associated with sugarcane in Venezuela. Carabobo State. *Fitopatología Venezolana* 15(2):26–29. Abstract.

Phani V. Singh Somvanshi V. Ganguly S. 2014. Morphological and molecular characterization of *Pratylenchus* species occurring at IARI Farm, New Delhi with their re-description. *Indian Journal of Nematology* 44(2):212–220.

Phap T.Q., Nguyen T.T., Tuyet Thu T.T., Nguyen Huu Tien, Tran Thi Hai Anh. 2016. Distribution Characteristics of Plant Parasitic Nematodes in Citrus Growing Soil in Cao Phong, Hoa Binh. *T_p chí Khoa h_c HQGHN: Các Khoa h_c Trái t và Môi tr_ng, T_1S*:301–308.

Pili N.N. 2016. Possibilities of endophytic fungi from Kenya for growth promotion of rice (*Oryza sativa* L.) and defense against nematodes. PhD thesis, Ghent University, Ghent, Belgium. 172 pp.

Pili N.N., Kyndt T., Gheysen G., Janssen T., Couvreur M., Bert W., Mibey R.K. 2016. First report of *Pratylenchus zae* on upland rice from Kwale County, Kenya. *Plant Disease* 100(5):1022.
<https://doi.org/10.1094/PDIS-07-15-0743-PDN>

Plaisance A.P., McGawley E.C., Overstreet C. 2015. Influence of plant-parasitic nematodes on growth of St. Augustine and centipede turfgrasses. *Nematropica* 45:288–296.

Plaisance A.P., McGawley E.C., Overstreet C., Xavier-Mis D.M. 2017. Evaluation of damage potential of urban turf-associated nematode communities under microplot conditions and influence of soil type on nematode reproduction. *Nematropica* 47:8–17.

Plowright R.P., Matias D., Aung T., Mew T.W. 1990. The effect of *Pratylenchus zae* on the growth and yield of upland rice. *Revue de Nématologie* 13(3): 283–292.

Prot J.C., Savary S. 1993. Interpreting Upland Rice Yield and *Pratylenchus zae*. Relationships: Correspondence Analyses. *Journal of Nematology* 25(2):277–285.

Prot J.C., Herman M., Ahmadin A. 1992. Plant parasitic nematodes associated with upland rice in Sitiung, West Sumatra, Indonesia. *International Rice Research Newsletter* 17(1):27–28. Abstract.

Puerari H.H., Dias-Arieira C.R., Moura M.F., Biela F., Chiamolera F.M., Cunha T.P. da. 2012. Reaction of grapevine rootstocks to *Pratylenchus brachyurus* and *Pratylenchus zae*. *Tropical Plant Pathology* 37(3):220–222.

Quader M., Riley I.T., Walker G.E. 2003. Spatial and temporal distribution patterns of dagger (*Xiphinema* spp.) and root lesion (*Pratylenchus* spp.) nematodes in a South Australian vineyard. *Australasian Plant Pathology* 32:81–86.
DOI: 10.1071/AP02070 0815-3191/03/010081

Quénéhervé P, Chotte J.L. 1996. Distribution of nematodes in vertisol aggregates under a permanent pasture in Martinique. *Applied Soil Ecology* 4:193–200.

- Quénéhervé P., Chabrierb C., Auwerkerkena A., Toparta P., Martinya B., Marie-Luce S. 2006. Status of weeds as reservoirs of plant parasitic nematodes in banana fields in Martinique. *Crop Protection* 25:860–867.
doi:10.1016/j.cropro.2005.11.009
- Ravichandra N.G. 2014. Nematode Diseases of Horticultural Crops. *Horticultural Nematology*. Springer, India. Pp. 127–205.
DOI 10.1007/978-81-322-1841-8_8,
- Robbins R.T. 1982a. Phytoparasitic nematodes associated with soybeans in Arkansas. *Journal of Nematology* 14:466. Abstract.
- Robbins R.T. 1982b. Phytoparasitic nematodes of noncultivated habitats in Arkansas. *Journal of Nematology* 14:466–467. Abstract.
- Robbins R.T., Riggs R.D., Von Steen D. 1987. Results of Annual phytoparasitic Nematode Surveys of Arkansas Soybean Fields, 1978–19861. *Annals of Applied Nematology* 1:50–55.
- Rosa R.C.T. da, Moura R.M. de, Pedrosa E.M.R. 2003. Efeitos do uso de *Crotalaria juncea* e carbofuran observados na colheita de cana planta. (Effects of using *Crotalaria juncea* and carbofuran in sugarcane.). *Nematologia Brasileira* 27(2):167–171.
- Rossi J.P., Delavilleb L., Quénéhervéb P. 1996. Microspatial structure of a plant-parasitic nematode community in a sugarcane field in Martinique. *Applied Soil Ecology* 3:17–26.
- Yu Qing, 2008. Species of *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae) in Canada: description, distribution, and identification. *Canadian Journal of Plant Pathology* 30(3):477–485. <http://pubs.nrc-cnrc.gc.ca/tcjpp/plant.html>
- Radewald J.D., O'Bannon J.H., Tomerlin A.T. 1971. Temperature effects on reproduction and pathogenicity of *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus* and survival of *P. coffeae* in roots of *Citrus jambhiri*. *Journal of Nematology* 3(4):390–394.
- Rama K. Dasgupta M.K. 1998. Population ecology and community structure of plant parasitic nematodes associated with ginger in West Bengal. *Indian Journal of Nematology* 28(1):10–14.
- Ray S., Das S.N., Catling H.D. 1987. Plant parasitic nematodes associated with deep water rice in Orissa, India. *International Rice Research Newsletter* 12:20–21.
- Riley I.T., Kelly S.J. 2002. Endoparasitic nematodes in cropping soils of Western Australia. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 42(1):49–56. Abstract. DOI:10.1071/EA01054
- Robbins R.T., Riggs R.D., von Steen D. 1989a. Phytoparasitic nematode surveys of Arkansas cotton fields, 1986-881. Supplement to *Journal of Nematology* 21(4S):619–623.
- Roman J., Grullon L. 1968. Nematodes associated with sugarcane in the Dominican Republic. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico* 59:138–140.

- Roman J., Hirschmann H. 1969. Morphology and Morphometrics of Six Species of *Pratylenchus*. *Journal of Nematology* 1(4):363–386.
- Rosa J.M.O., de Oliveira S.A., Jordão A.L., Siviero A., de Oliveira C.M.G. Nematoides fitoparasitas associados à mandioca na Amazônia Brasileira. (Plant parasitic nematodes on cassava cultivated in the Brazilian Amazon.). *Acta Amazonica* 44(2):271–275.
- Rosa J.M.O., de Oliveira S.A., Jordão A.L., Siviero A., de Oliveira C.M.G. Nematoides fitoparasitas associados à mandioca na Amazônia Brasileira. (Plant parasitic nematodes on cassava cultivated in the Brazilian Amazon.). *Acta Amazonica* 44(2):271–275.
- Rossi C.E., Ferraz L.C.C.B., Berti A.J., Araujo A.C.M., Marcon L. 2000. Pratylencomoses do feijoeiro: levantamento de ocorrência no Sudeste Paulista e hospedabilidade de cultivares a *Pratylenchus zaei*. (Common bean *Pratylenchus*: survey in the southwest of São Paulo and cultivars host reaction to *Pratylenchus zaei*.) *Revista de Agricultura, Piracicaba* 75:395–404.
- Ryss A.Y. 1988. [World fauna of the root parasitic nematodes of the family Pratylenchidae (Tylenchida)]. Leningrad, USSR, 367 pp.
- Ryss. A.Y. 2002. Genus *Pratylenchus* Filipjev: multientry and monoentry key and diagnostic relationships (Nematoda: Tylenchida: Pratylenchidae). *Zoosystematica Rossica* 10(2):241–255.
- Sahoo C.R., Sahu S.C. 1993. Pathogenicity of *Pratylenchus zaei* on rice. *Nematologia Mediterranea* 21:177–178.
- Sahoo C.R., Sahu S.C. 1994. Studies on the effect of different oil-cakes and two nematicides in the control of lesion nematode, *Pratylenchus zaei* in rice. [Annals of Plant Protection Sciences](#) 2(1):30–32.
- Saha M., Khan E. 1987. Effect of different fixatives and processing techniques on clarity of morphological features of *Pratylenchus zaei* Gram, 1951. *Indian Journal of Nematology* 17(2):208–210.
- Samsoen L., Geraert E. 1975. Nematode fauna of rice paddies in the Cameroon. I. Tylenchida. (La faune nematologique des rizières du Cameroun. I. Ordre des Tylenchides.). *Revue de Zoologie Africaine* 89(3):536–554. Abstract.
- Sancho C.L., Salazar S.L. 1985. Nematodos parasitos del arroz (*Oryza sativa*) en el sureste de Costa Rica. *Agronomia Costarricense* 9(2):161–163.
- Santana S.M., Dias-Arieira C.R., Biela F., Cunha T.P.L., Chiamolera F.M., Puerari H.H., Fontana L.F. L.F. 2012. Manejo de *Pratylenchus zaei* por plantas antagonistas, em solos de áreas de cultivo de cana-de-açúcar. (Root-lesion nematodes management with antagonistic plants in sugarcane growing areas.). *Nematropica* 42:63–71.
- Santana de Melo S. 2014. Manejo alternativo de nematoides das lesões radiculares (*Pratylenchus zaei* e *Pratylenchus brachyurus*) e reprodução em plantas antagonistas. PhD thesis Universidade Estadual de Maringá. 105 pp.

Santana-Gomes S.M., Dias-Arieira C.R., Ragazzi Cardoso M., Higashi Puerari H., Pereira Schwengber R., Serrano Baldisera S. 2018. *Pratylenchus zae* and *P. brachyurus* reproduction in green manure maize/soybean consortium systems. *Journal of Phytopathology* 166:775–781. DOI: 10.1111/jph.12759

Santana-Gomes S.M., Dias-Arieira C.R., Ferreira J.C.A., Pereira Schwengber R., Baldiseras S. 2019. Reproduction of *Pratylenchus zae* and *P. brachyurus* in cover crops. *Revista Caatinga* 32(2):295–01. <http://dx.doi.org/10.1590/1983-21252019v32n201rc>

Santana-Gomes S. M., Dias-Arieira C. R., Biela F., Ragazzi M., Baldisera S.S., Schwengber R.P. 2019a. Planting different crops in succession to manage *Pratylenchus zae* in sugarcane. *Nematropica* 49:63–70.

Santo G.S., Holtzmann O.V. 1970. Interrelationships of *Pratylenchus zae* and *Pythium graminicola* on sugarcane. *Phytopathology* 60:1537.

Santos D.A., Dias-Arieira C.R., Souto E.R., Silva T.R.B., Milani K.F. 2012. Reaction of sugarcane genotypes to *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. *Journal of Food, Agriculture and Environment* 10(2):585–587.

Saxena P., Pandey K.C. N.K. Shah S.A. Faruqui N. Hasan R.B. Bhaskar Ch. Padmavathi Sharmila Roy, Azmi M.I. 2002. Forage plant protection. Faruqui S.A., Pandey K.C., Singh J.B. (eds.). Indian Grassland and Fodder Research Institute Jhansi-284 003 India. 38 pp.

Sethi C. L., Swarup G. 1971. Plant parasitic nematodes of North-Western India. III. The genus *Pratylenchus*. *Indian Phytopathology* 24(2):410–412. Abstract.

Severino J.J., Dias-Arieira C.R., Tessmann D.J. 2010. Nematodes associated with sugarcane in sandy soils in Paraná, Brazil. *Nematropica* 40:111–119.

Sharma S.B., Nene Y.L. 1992. Spatial and temporal dynamics of plant-parasitic nematodes on pigeonpea in alfisol and vertisols. *Nematropica* 22:13–20.

Sharma R.D., Cavalcante M. de J.B., Valentim J.F. 2001. Nematoides associados ao campin *Brachiaria brizantha* cv. Marandu no Estado do Acre, Brasil. *Nematologia Brasileira* 25(2): 217–222.

Schenck S., Schmitt D.P. 1992. Survey of nematodes on coffee in Hawaii. *Journal of Nematology* 24(4S):771–775.

Schoen-Neto1 GA., Cruz Soares M.R., Sorace M., Dias-Arieira C.R. 2019. Biological nematicides associated with biofertilizers in the management of *Pratylenchus zae* in sugarcane. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias* 14(4): e6560. DOI:10.5039/agraria.v14i4a6560

Schwengber R.P., Bordin J.C., Bortolucci W. De C.; Carpi M.C.G., André V.C.S., Paccola-Meirelles L.D., Gomes S. De M.S. 2017. Óleo essencial das folhas e frutos de *Schinus terebinthifolius* Raddi no controle de *Pratylenchus zae*. (Essential oil from the leaves and fruits of *Schinus terebinthifolius* raddi in the control of *Pratylenchus zae*.). *Arquivos de ciências veterinárias e zoologia da UNIPAR* 20(3):153–159.

Showler A.T., Reagan T.E., Shao K.P. 1990. Nematode Interactions with Weeds and Sugarcane Mosaic Virus in Louisiana Sugarcane. *Journal of Nematology* 22(1):31–38.

Silva R.A., Oliveira C.M.G., Inomoto M.M. 2008. Fauna of plant-parasitic nematodes in natural and cultivated areas of the Amazon forest, Mato Grosso State, Brazil. (Fauna de fitonematóides em áreas preservadas e cultivadas da floresta amazônica no Estado de Mato Grosso.). *Tropical Plant Pathology* 33(3):204–211.
http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1982-56762008000300005&lng=en&nrm=iso&tlng=pt

Singh N.D. 1975. Effects of chemicals and plastic mulch on nematode populations and yield of tomato. *Nematropica* 5(1):6–10.

Singh N.D., Sandhu M.S. 1973. Effect of plastic mulch and plastic canopy on Nematode population and southern blight of tomato. 11th Annual Meeting, July 2–6, 1973, Cave Hill, Barbados. Pp. 307–312. DOI:10.22004/ag.econ.263709

Singh R., Kumar U. 2015. Assessment of Nematode Distribution and Yield Losses in Vegetable Crops of Western Uttar Pradesh in India. *International Journal of Science and Research* 4(5):2812–2816.

Slomp L., Pereira P.S., de Castro França S., Zingaretti S., Oliveira Beleboni R. 2009. *In vitro* nematocidal effects of medicinal plants from São Paulo state, Brazil. *Pharmaceutical Biology* 47(3):230–235.
DOI: 10.1080/13880200802434658

Snyman S.J., Baker C., Hockett B.I., McFarlane S.A., van Antwerpen T., Berry S., Omarjee J., Rutherford R.S., Watt D.A. 2008. South African Sugarcane Research Institute: Embracing biotechnology for crop improvement research. *Sugar Technology* 10(1):1–13.

Souza Santos R. 2016. Nematoides associados a cinco fruteiras em Rondônia, Brazil. (nematodes associated to five fruit plants in the state of Rondônia, Brazil). *Revista de Agricultura* 91(1):101–110.

Souza de R.L. 2018. Nematóides das Lesões Radiculares (*Pratylenchus* spp.) no Cerrado Brasileiro com Ênfase nos Danos Causados à Cultura do Arroz. Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília-DF. 88 pp.

Souza Confort de P.M., Inomoto M.M. 2015. Evaluation of maize seed treatments for *Pratylenchus zae* control. *Nematology* 17:667–670.
DOI 10.1163/15685411-00002898

Spaull V.W. 1981. Nematodes associated with sugar cane in South Africa. *Phytophylactica* 13, 175–179.

Spaull V.W., Cadet P. 1990. Nematode parasites of sugarcane. Pp: 461–491. In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Wallingford, UK: CAB International.

Speijer P.R., Rotmi M.O., de Waele D. 2001. Plant parasitic nematodes associated with plantain (*Musa* spp., AAB-group) in southern Nigeria and their relative importance compared to other biotic constraints. *Nematology* 3(5):423–436.

Stirling G. R. 2008. The impact of farming systems on soil biology and soilborne diseases: examples from the Australian sugar and vegetable industries – the case for better integration of sugarcane and vegetable production and implications for future research. *Australasian Plant Pathology* 37:1–18.

DOI: 10.1071/AP07084

Stirling A M., Stirling G.R.2002. Root rot of *Hippeastrum* sp. caused by lesion nematode (*Pratylenchus jordanensis*). *Australasian Plant Pathology* 31:427

DOI:10.1071/AP02052 0815-3191/02/040427

Stirling, G.R., Wilson E.J., Stirling A.M., Pankhurst C.E., Moody P.W. Bell M.J. 2003. Organic amendments enhance biological suppression of plant-parasitic nematodes in sugarcane soils. *Proceedings of Australian Society of Sugar*. 25, 14 pp.

Stirling G.R., Wilson E.J., Stirling A.M., Pankurst C.E., Moody P.W., Bell M.J., Halpin N. 2005. Amendments of sugarcane trash induce suppressiveness to the plant parasitic nematode in a sugarcane soil. *Australian Plant Pathology* 33:203–211.

DOI: 10.1071/AP05022

Stirling G.R., Halpin N.V., Dougall A., Bell M.J. 2010. Status of winter cereals, other rotation crops and common weeds as hosts of lesion nematode (*Pratylenchus zae*). Proceedings of the 2010 Conference of the Australian Society of Sugar Cane Technologists held at Bundaberg, Queensland, Australia, 11-14 May 2010. Pp.62–70.

Stirling G.R., Cox M.C., Ogden-Brown J. 2011. Resistance to plant-parasitic nematodes (*Pratylenchus zae* and *Meloidogyne javanica*) in *Erianthus* and crosses between *Erianthus* and sugarcane. Proceedings of the 2011 Conference of the Australian Society of Sugar Cane Technologists held at Mackay, Queensland, Australia, 4-6 May 2011. P. 36.

Stirling, G.R., Halpin, N.V. and M.J. Bell. 2011a. A surface mulch of crop residues enhances suppressiveness to plantparasitic nematodes in sugarcane soils. *Nematropica* 41:109–121.

Stirling G.R., Cox M.C., Ogden-Brown J. 2012. Resistance to plant-parasitic nematodes (*Pratylenchus zae* and *Meloidogyne javanica*) in *Erianthus* and crosses between *Erianthus* and sugarcane. *International Sugar Journal* 114:30–36.

Stirling G.R., Stirling A.M., Walter D.E. 2017. The mesostigmatid mite *Protogamasellus mica*, an effective predator of free-living and plant-parasitic nematodes. *Journal of Nematology* 49(3):327–333.

Stirling G.R., Young A.J., Aitken R.L., Beattie R.N., Munro A. 2018. Effects of compost and mill mud/ash on soil carbon and the nematode community in a field trial on sugarcane at Harwood, New South Wales, Australia. *International Sugar Journal* 120(1435):554–560.

Swanepoel J.V.S., Loots G.C.1988. The influence of temperature on anhydrobiosis of *Pratylenchus zae*. *Phytophylactica* 20:31–33.

Swanepoel J.V.S., Loots G.C. 1992. Induced anhydrobiosis in *Pratylenchus zae* (Nematoda). *Phytophylactica* 24: 193–197.

Tan Jo-Anne C.H., Jones M.G.K., Fosu-Nyarko J. 2013. Gene silencing in root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) significantly reduces reproduction in a plant host. *Experimental Parasitology* 133:166–178.

<http://dx.doi.org/10.1016/j.exppara.2012.11.011>

Thapa A., Pradhan P., Gurung N., Sharma Y.R., Jackson G.V.H., Bridge J. 2008. *Pratylenchus* on ginger in the Himalayas: alternate hosts and survival between crops. *Indian Journal of Nematology* 38(2):223–231.

Thakur S.K. 2014. Effect of green manuring and plant dry powder on soil properties and nematode infecting maize. *Agricultural Science Digest* 34(1):56–59.

DOI- 10.5958/j.097^0547.34.1.012

Timper P., Gates R.N. Bouton J.H. 2005. Response of *Pratylenchus* spp. in tall fescue infected with different strains of the fungal endophyte *Neotyphodium coenophialum*. *Nematology* 7(1):105–110.

Trevathan L.E., Cuarezma-Terán J.A., Gourley L.M. 1985. Relationship of plant-parasitic nematodes and edaphic factors in Colombian grain sorghum production. *Nematropica* 15:145–153.

Troccoli A., Costilla M.A., Lamberti F. 1996. Note mprfo-biometriche su *Pratylenchus zae* Graham, 1951. *Nematologia Mediterranea* 24:43–47.

Uehara Kushida A.T., Momota Y. 1999. Rapid and sensitive identification of *Pratylenchus* spp. using reverse dot blot hybridization. *Nematology* 1(5): 549–555.

Waeyenberge L., Ryss A., Moens M., Pinochet J., Vrain T. 2000. Molecular characterization of 18 *Pratylenchus* species using rDNA Restriction Fragment Length Polymorphism. *Nematology* 2(2):135–142.

DOI: <https://doi.org/10.1163/156854100509024>

Valle-Lamboy S., Ayala A. 1980. Pathogenicity of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus zae*, and their association with *Pythium graminicola* on roots of sugarcane in Puerto Rico. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico* 64(3):338–347.

<https://doi.org/10.46429/jaupr.v64i3.10222>

van Biljon E.R., Mc Donald A.H. Fourie H. 2015. Population responses of plant-parasitic nematodes in selected crop rotations over five seasons in organic cotton production. *Nematropica* 45:102–112.

van Biljon E.R. 2017. Nematode Pests of Tobacco and Fibre Crops. Pp. 285–310. In: *Nematology in South Africa: A View from the 1st Century*. Fourie H., Spaull, V.W., Jones R., Daneel M.S., De Waele D. (eds.). Springer International Publishing, Switzerland.

DOI 10.1007/978-3-319-44210-5_12

van den Berg E., Marais M., Kandji S., Mounport D., N'Diaye B., Cadet P. 2001. Plant-parasitic nematodes associated with maize–bean intercropping systems in Kenya. *African Plant Protection* 7(2):81–84.

Walter N.T., Karssen G. 2015. The potential distribution and risk assessment on *Pratylenchus zae* on maize in Belgium and the Netherlands. *Advances in Plant and Agricultural Research* 2(5):201–207.

- Wang K.H., Sipes B.S., Schmitt D.P. 2002. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: A review. *Nematropica* 32:35–57.
- Waele de D., Jordaan E.M. 1988. Plant-parasitic nematodes on field crops in South Africa. 1. Maize. *Revue de Nématologie* 11(1):65–74.
- Waele de D., Jordaan E.M. 1988a. Plant-parasitic nematodes on field crops in South Africa. 2. Sorghum. *Revue de Nématologie* 11(2):203–212.
- Waele de D., Berg E. van den. 1988. Nematodes associated with upland rice in South Africa, with a description of *Hemicycliophora oryzae* n. sp. (Nemata: Criconemtoidea). *Revue de Nématologie* 11(1):45–51.
- Waele de E., Loots G.C., Heyn J. 1988a. Observations on the effect of maize roots on the hatching of *Pratylenchus zaei* and *P. brachyurus*. *Phytophylactica* 20:135–137.
- Waele de D., Mc Donald A.H., Waele de E. 1988b. Influence of seaweed concentrate on the reproduction of *Pratylenchus zaei* (Nematoda) on maize. *Nematologica* 34:71–77.
- Wehunt E.J., Golden A.M., Clark J.R., Kirkpatrick T.L., Baker E.C., Brown M.A. 1991. Nematodes associated with blackberry in Arkansas. *Journal of Nematology* 23(4S):620–623.
- Wehunt E.J., Golden A.M., Robbins R.T. 1989. Plant nematodes occurring in Arkansas. Supplement to *Journal of Nematology* 21(4S):677–681.
- Villanueva L.M., Prot J.C. Matias D.M. 1992. Plant parasitic nematodes associated with upland rice in the Philippines. *Journal of Plant Protection in the Tropics*. *Journal of Plant Protection in the Tropics* 9(2):143–149.
- Wolff Schoemaker R.L.P. 1968. Population studies of plant-parasitic nematodes around sugarcane roots in Nyanza Province, Kenya. *Nematologica* 14(2):295–299.
- Yadav U. 2017. Recent trends in nematode management practices: the Indian context. *International Research Journal of Engineering and Technology* 4(12):482–489.
- Xie ZhiCheng, LuWeiCheng, Yang Qing., Cheng Jing, Zhang ShaoSheng. 2007. Eight species of nematodes parasitized at roots of rice. *Journal of Agriculture and Forestry University* 36(1):20–24. Abstract.
- Yáñez L.A.M. 2019. Characterization of nematodes in soybean (*Glycine max*) in the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina and reaction of genotypes to species of *Meloidogyne*. Dissertation (Master) – Plant Protection Graduate Program. Federal University of Pelotas, Pelotas, RS. Brazil. 88 pp.
- Ye W. 2018. Nematodes of Agricultural Importance in North and South Carolina. Pp. 247–274. In: *Plant Parasitic Nematodes in Sustainable Agriculture of North America, Sustainability in Plant and Crop Protection*. Subbotin S.A., Chitambar J.J. (eds.). Springer Nature Switzerland AG 2018. https://doi.org/10.1007/978-3-319-99588-5_10
- Youssef M.M.A. 2013. Yield of maize as influenced by population densities of the root lesion nematode, *Pratylenchus zaei*. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 46(4):483–486. (Abstract).

<https://doi.org/10.1080/03235408.2012.744622>

Zaki F.A., Mantoo M.A. 2003. Plant parasitic nematodes associated with temperate fruits in Kashmir valley, India. *Pest Management and Economic Zoology* 11(1)97–101. Abstract.

Zem A.C., Lordello L.G.E. 1976. Nematodes associated with weed plants in Brazil. *Anais da E.S.A. "Luiz de Queiroz", USP, Piracicaba*. XXXIII: 597–615.

Załącznik 1

Tabela 1. Modele zmiany temperatury w okresie zimowym wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 6.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2036-2065 IX-XI	2071-2100 IX-XI	2036-2065 XII-II	2071-2100 XII-II
CanESM2	9,85	9,80	0,54	0,65
CNRM-CM5	9,69	9,82	1,03	0,93
GISS-E2-H	8,95	8,67	1,04	0,30
GISS-E2-R	8,71	8,54	-0,26	-0,88
HadGEM2- AO	10,28	10,01	0,92	0,54
HadGEM2-ES	10,58	10,49	0,58	1,06
IPSL-CM5A- LR	10,24	10,08	2,24	1,73
IPSL-CM5A- MR	9,99	9,71	0,52	-0,08
MIROC5	10,38	10,52	0,69	1,28
MIROC-ESM	10,58	10,83	1,39	1,76
MPI-ESM-LR	9,08	8,75	-0,49	-0,14
MPI-ESM-MR	8,89	9,12	0,37	0,43
MRI-CGCM3	8,79	9,06	-0,63	0,20
NorESM1-M	9,69	9,84	0,65	0,31
NorESM1-ME	9,75	10,10	0,24	0,62
ŚREDNIA:	9,70	9,69	0,59	0,58
5,00%	8,77	8,63	-0,53	-0,36
95,00%	10,58	10,61	1,65	1,74
RCP4.5	2036-2065 IX-XI	2071-2100 IX-XI	2036-2065 XII-II	2071-2100 XII-II
ACCESS1-0	10,11	11,01	0,08	1,43
ACCESS1-3	10,52	11,14	1,31	1,79
CanESM2	9,84	10,44	1,04	1,59
CCSM4	9,65	10,20	0,17	-0,15
CMCC-CM	10,79	11,92	3,07	4,43
CMCC-CMS	10,14	11,27	2,72	2,99
CNRM-CM5	9,85	10,53	1,15	2,68
GISS-E2-H	9,38	10,22	1,31	2,70
GISS-E2-H- CC	9,41	9,64	0,73	0,79
GISS-E2-R	9,49	9,77	0,65	0,67
GISS-E2-R- CC	9,34	9,62	0,30	0,69
HadGEM2- AO	10,60	11,65	1,48	2,55
HadGEM2-CC	10,26	11,40	1,70	3,28
HadGEM2-ES	10,93	11,86	2,00	2,19
inmcm4	8,64	9,00	-0,12	1,07
IPSL-CM5A- LR	10,54	11,15	2,74	3,11
IPSL-CM5A- MR	10,38	11,10	1,25	1,91

IPSL-CM5B-LR	10,29	10,47	0,55	2,74
MIROC5	11,00	11,54	1,34	2,52
MIROC-ESM	10,89	11,44	1,58	2,24
MPI-ESM-LR	9,22	9,52	-0,40	0,18
MPI-ESM-MR	9,52	9,56	1,12	1,04
MRI-CGCM3	9,19	9,90	-0,67	0,78
NorESM1-M	9,90	10,45	1,02	1,43
NorESM1-ME	9,61	10,21	0,43	1,52
ŚREDNIA:	9,98	10,60	1,06	1,85
5,00%	9,20	9,53	-0,34	0,28
95,00%	10,92	11,82	2,74	3,25
RCP6.0	2036-2065	2071-2100	2036-2065	2071-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
CCSM4	9,65	10,27	0,28	0,57
GISS-E2-H	9,79	10,41	1,54	1,66
GISS-E2-R	9,48	9,87	0,99	0,96
HadGEM2-AO	10,13	11,52	0,99	1,54
HadGEM2-ES	10,40	12,95	1,66	2,32
IPSL-CM5A-LR	10,47	11,55	2,42	3,20
IPSL-CM5A-MR	10,29	11,83	0,55	1,94
MIROC5	10,65	11,84	0,71	2,74
MIROC-ESM	10,76	12,26	1,55	2,80
MRI-CGCM3	9,25	10,05	-0,14	1,01
NorESM1-M	9,57	10,92	0,78	2,01
NorESM1-ME	9,59	11,22	0,12	1,88
ŚREDNIA:	10,00	11,22	0,95	1,89
5,00%	9,38	9,97	0,00	0,78
95,00%	10,70	12,57	2,00	2,98
RCP 8.5	2036-2065	2071-2100	2036-2065	2071-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS1-0	10,38	13,39	1,93	4,04
ACCESS1-3	10,85	13,19	1,61	3,66
CanESM2	10,62	13,05	1,39	2,99
CCSM4	9,91	11,83	0,40	1,96
CMCC-CESM	11,06	12,78	3,55	6,50
CMCC-CM	11,33	14,06	3,45	6,83
CMCC-CMS	10,82	13,73	2,69	5,96
CNRM-CM5	10,58	11,79	2,21	4,41
GISS-E2-H	10,02	11,82	1,40	3,63
GISS-E2-H-CC	10,15	11,38	1,23	2,91
GISS-E2-R	9,80	11,33	1,32	3,17
GISS-E2-R-CC	10,27	11,23	1,90	2,42
HadGEM2-AO	10,92	13,59	1,87	4,34
HadGEM2-CC	11,51	14,29	3,76	5,87
HadGEM2-ES	11,89	14,48	2,13	4,54

inmcm4	9,00	10,12	0,70	2,19
IPSL-CM5A-LR	11,25	13,83	3,29	5,85
IPSL-CM5A-MR	11,25	13,12	1,13	3,52
IPSL-CM5B-LR	10,93	13,00	3,23	5,84
MIROC5	11,47	13,48	1,99	4,46
MIROC-ESM	11,67	13,97	2,36	4,55
MPI-ESM-LR	9,99	11,95	0,33	2,47
MPI-ESM-MR	10,02	11,69	1,02	2,80
MRI-CGCM3	10,12	11,28	0,48	2,34
MRI-ESM1	9,85	11,61	0,63	2,83
NorESM1-M	10,40	12,00	1,11	2,63
NorESM1-ME	10,25	11,77	1,55	2,96
ŚREDNIA:	10,60	12,58	1,80	3,91
5,00%	9,82	11,25	0,42	2,24
95,00%	11,62	14,22	3,52	6,34

Tabela 2. Modele zmiany temperatury w okresie letnim wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 6.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2036-2065	2071-2100	2036-2065 VI-	2071-2100 VI-
	III-V	III-V	VIII	VIII
CanESM2	9,11	9,20	18,69	18,77
CNRM-CM5	9,26	9,14	18,05	18,35
GISS-E2-H	9,12	8,08	18,12	17,88
GISS-E2-R	8,95	7,80	17,90	17,28
HadGEM2-AO	9,61	9,74	20,84	20,41
HadGEM2-ES	10,00	9,87	20,38	20,66
IPSL-CM5A-LR	10,00	9,51	19,34	19,17
IPSL-CM5A-MR	9,31	8,89	19,13	18,63
MIROC5	10,91	11,14	19,71	19,53
MIROC-ESM	10,27	9,98	19,65	20,22
MPI-ESM-LR	8,52	8,61	17,82	17,99
MPI-ESM-MR	8,24	8,40	18,12	18,07
MRI-CGCM3	8,25	8,91	17,65	17,57
NorESM1-M	9,63	9,81	18,85	18,97
NorESM1-ME	9,26	9,72	18,85	19,00
ŚREDNIA:	9,36	9,25	18,87	18,83
5,00%	8,25	8,00	17,78	17,50
95,00%	10,46	10,33	20,50	20,47
RCP4.5	2036-2065	2071-2100	2036-2065 VI-	2071-2100 VI-
	III-V	III-V	VIII	VIII
ACCESS1-0	9,34	10,14	19,96	20,91
ACCESS1-3	9,37	10,64	20,53	21,36
CanESM2	9,44	9,75	19,30	19,68
CCSM4	9,35	9,79	19,63	20,25
CMCC-CM	10,18	11,18	18,87	19,48

CMCC-CMS	9,42	9,89	18,99	19,68
CNRM-CM5	9,36	10,48	18,24	19,43
GISS-E2-H	9,27	10,01	18,63	19,48
GISS-E2-H- CC	10,47	10,95	19,00	19,32
GISS-E2-R	8,81	9,38	18,29	18,52
GISS-E2-R- CC	9,09	9,43	18,45	18,46
HadGEM2- AO	9,85	10,50	21,97	22,00
HadGEM2-CC	9,84	10,73	20,26	20,64
HadGEM2-ES	10,58	10,97	21,20	21,93
inmcm4	8,38	8,80	17,94	18,26
IPSL-CM5A- LR	9,96	10,85	19,56	20,00
IPSL-CM5A- MR	9,63	9,93	19,58	20,39
IPSL-CM5B- LR	9,77	10,19	19,03	19,97
MIROC5	11,59	11,88	19,54	20,30
MIROC-ESM	10,50	10,66	20,23	21,24
MPI-ESM-LR	8,79	9,17	18,58	18,90
MPI-ESM-MR	9,09	9,33	18,88	19,17
MRI-CGCM3	8,46	9,00	17,89	18,07
NorESM1-M	10,02	10,29	19,49	19,96
NorESM1-ME	9,43	10,46	18,79	19,89
ŚREDNIA:	9,60	10,18	19,31	19,89
5,00%	8,53	9,03	18,00	18,30
95,00%	10,56	11,14	21,07	21,82
RCP6.0	2036-2065 III-V	2071-2100 III-V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
CCSM4	9,06	9,59	19,21	20,03
GISS-E2-H	9,41	10,07	18,84	19,61
GISS-E2-R	8,86	9,53	18,41	19,02
HadGEM2- AO	9,30	10,54	20,61	22,90
HadGEM2-ES	10,05	11,25	20,62	22,83
IPSL-CM5A- LR	10,11	11,10	19,41	20,46
IPSL-CM5A- MR	9,37	10,58	19,15	20,67
MIROC5	10,99	12,75	19,58	20,42
MIROC-ESM	10,11	11,39	19,83	21,80
MRI-CGCM3	8,57	8,96	17,64	18,49
NorESM1-M	9,43	10,78	18,80	20,31
NorESM1-ME	9,19	10,47	18,73	20,21
ŚREDNIA:	9,54	10,58	19,24	20,56
5,00%	8,73	9,27	18,06	18,78
95,00%	10,51	12,00	20,61	22,86
RCP 8.5	2036-2065 III-V	2071-2100 III-V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
ACCESS1-0	10,25	12,42	21,62	24,39

ACCESS1-3	10,26	11,55	21,48	23,92
CanESM2	9,43	11,26	20,12	23,17
CCSM4	9,96	10,77	20,02	21,56
CMCC-CESM	10,34	11,89	18,76	20,17
CMCC-CM	10,24	13,20	18,89	21,40
CMCC-CMS	9,48	11,44	19,25	21,66
CNRM-CM5	9,79	10,99	19,07	20,76
GISS-E2-H	9,63	11,51	19,30	20,88
GISS-E2-H- CC	10,62	12,43	19,27	21,05
GISS-E2-R	10,23	11,11	18,97	19,88
GISS-E2-R- CC	9,86	11,39	18,87	20,35
HadGEM2- AO	10,49	12,31	22,44	25,87
HadGEM2-CC	11,36	12,65	21,41	24,62
HadGEM2-ES	10,80	12,63	22,08	25,74
inmcm4	8,52	9,71	18,23	19,96
IPSL-CM5A- LR	10,70	13,23	20,11	22,81
IPSL-CM5A- MR	9,97	11,78	20,10	22,71
IPSL-CM5B- LR	10,45	11,98	19,87	22,07
MIROC5	11,76	14,07	20,43	22,37
MIROC-ESM	10,84	12,46	21,01	23,90
MPI-ESM-LR	9,32	10,66	18,86	20,85
MPI-ESM-MR	8,63	10,11	19,15	20,94
MRI-CGCM3	9,09	10,20	18,49	19,77
MRI-ESM1	8,53	10,39	18,47	20,39
NorESM1-M	9,97	11,62	19,65	22,23
NorESM1-ME	9,75	11,32	19,36	21,54
ŚREDNIA:	10,01	11,67	19,83	22,04
5,00%	8,56	10,14	18,48	19,90
95,00%	11,20	13,22	21,94	25,40

Tabela 3. Modele zmiany opadu w okresie zimowym wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 6.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2036-2065 IX- XI	2071-2100 IX- XI	2036-2065 XII-II	2071-2100 XII-II
CNRM-CM5	149,2	142,3	116,2	112,6
GISS-E2-H	137,9	137,1	119,5	108,2
GISS-E2-R	149,5	140,8	110,6	98,0
HadGEM2- AO	122,7	121,7	101,7	89,7
HadGEM2-ES	133,7	123,3	107,1	98,9
IPSL-CM5A- LR	140,7	148,7	109,5	119,3
IPSL-CM5A- MR	128,2	143,3	105,0	116,2
MIROC5	147,7	154,2	103,7	111,2

MIROC-ESM	166,9	180,7	146,0	166,7
MPI-ESM-LR	128,3	142,1	101,9	100,3
MPI-ESM-MR	125,6	145,3	96,6	109,0
MRI-CGCM3	111,4	122,3	90,8	107,4
NorESM1-M	144,4	139,6	110,7	109,1
NorESM1-ME	135,0	136,1	120,8	103,4
ŚREDNIA:	137,2	141,2	110,0	110,7
ZMIANA (%):	2,4	5,4	11,0	11,7
5,00%	118,745	122,09	113,62	114,675
95,00%	155,59	163,475	153,01	158,885
	2036-2065 IX-	2071-2100 IX-	2036-2065	2071-2100
RCP 4.5	XI	XI	XII-II	XII-II
ACCESS1-0	140,9	127,2	111,3	119,0
ACCESS1-3	137,9	135,9	116,3	122,9
CCSM4	158,0	155,3	101,7	107,1
CMCC-CM	128,2	121,1	124,7	128,3
CMCC-CMS	131,5	152,1	119,0	127,5
CNRM-CM5	157,2	157,1	110,5	121,3
GISS-E2-H	148,5	146,4	113,4	114,8
GISS-E2-H-CC	134,4	145,4	106,7	116,9
GISS-E2-R	138,8	142,9	107,2	95,4
GISS-E2-R-CC	143,3	140,2	110,7	99,8
HadGEM2-AO	120,3	117,4	103,2	113,3
HadGEM2-CC	129,8	125,0	130,1	129,4
HadGEM2-ES	119,1	138,2	115,4	116,4
inmcm4	157,3	146,3	99,4	114,5
IPSL-CM5A-LR	133,5	152,0	107,6	111,6
IPSL-CM5A-MR	136,7	121,8	113,6	115,7
IPSL-CM5B-LR	153,2	159,1	108,4	118,1
MIROC5	160,6	156,6	102,8	120,5
MIROC-ESM	165,4	175,6	159,6	174,0
MPI-ESM-LR	148,7	136,2	101,6	96,9
MPI-ESM-MR	146,7	153,7	102,1	101,3
MRI-CGCM3	120,0	136,2	109,4	100,6
NorESM1-M	140,0	144,5	113,4	114,4
NorESM1-ME	144,5	140,6	119,0	125,3
ŚREDNIA:	141,4	142,8	112,8	116,9
ZMIANA (%):	5,5	6,6	13,8	18,0
5,00%	120,045	121,205	101,615	97,335
95,00%	160,21	158,8	129,29	129,235
	2036-2065 IX-	2071-2100 IX-	2036-2065	2071-2100
RCP 6.0	XI	XI	XII-II	XII-II
CCSM4	145,2	151,7	106,2	110,2
GISS-E2-H	138,5	145,2	100,3	121,2
GISS-E2-R	161,1	147,1	116,7	102,5

HadGEM2-AO	120,0	130,4	104,8	100,0
HadGEM2-ES	138,9	119,8	119,5	115,4
IPSL-CM5A-LR	141,3	135,4	113,6	123,3
IPSL-CM5A-MR	123,2	133,0	113,0	124,6
MIROC5	160,6	181,9	109,0	119,4
MIROC-ESM	158,3	170,6	162,3	170,0
MRI-CGCM3	126,8	131,7	113,7	113,4
NorESM1-M	135,6	129,3	113,9	131,4
NorESM1-ME	137,3	127,1	119,5	121,4
ŚREDNIA:	140,6	141,9	116,0	121,1
ZMIANA (%):	4,9	5,9	17,1	22,2
5,00%	121,76	123,815	102,775	101,375
95,00%	160,825	175,685	138,76	148,77
RCP 8.5	2036-2065 IX-XI	2071-2100 IX-XI	2036-2065 XII-II	2071-2100 XII-II
ACCESS1-0	132,2	125,1	111,9	129,5
ACCESS1-3	139,5	137,1	129,6	142,1
CCSM4	170,6	150,0	115,4	130,5
CMCC-CESM	145,8	185,1	148,7	185,7
CMCC-CM	133,9	133,6	123,2	136,4
CMCC-CMS	140,6	145,6	114,2	142,9
CNRM-CM5	169,3	171,9	120,0	131,9
GISS-E2-H	154,4	158,5	99,6	119,0
GISS-E2-H-CC	133,8	144,9	107,8	112,2
GISS-E2-R	148,5	140,0	111,6	106,2
GISS-E2-R-CC	147,9	136,4	107,8	109,4
HadGEM2-AO	114,6	125,8	106,0	117,9
HadGEM2-CC	125,9	117,6	121,0	144,0
HadGEM2-ES	121,4	121,6	120,2	141,6
inmcm4	146,0	153,5	99,6	130,9
IPSL-CM5A-LR	150,4	144,3	108,8	118,4
IPSL-CM5A-MR	119,4	145,3	130,7	134,5
IPSL-CM5B-LR	150,0	162,1	114,1	130,9
MIROC5	157,1	173,5	119,5	129,7
MIROC-ESM	167,7	182,5	163,9	195,1
MPI-ESM-LR	129,8	123,4	107,0	118,0
MPI-ESM-MR	125,8	150,6	129,2	133,1
MRI-CGCM3	133,9	128,8	102,7	135,0
MRI-ESM1	142,7	146,8	97,0	111,7
NorESM1-M	140,5	151,3	114,8	128,9
NorESM1-ME	136,2	150,1	126,1	135,6
ŚREDNIA:	141,5	146,4	117,3	132,7
ZMIANA (%):	5,6	9,3	18,4	33,9

5,00%	119,9	122,05	99,6	109,975
95,00%	168,9	180,25	144,2	175,275

Tabela 4. Modele zmiany opadu w okresie letnim wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 6.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2036-2065 III- V	2071-2100 III- V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
CNRM-CM5	148,0	143,2	245,0	239,9
GISS-E2-H	111,5	102,8	219,1	224,3
GISS-E2-R	140,1	127,8	248,3	244,2
HadGEM2-AO	118,2	118,4	140,0	173,4
HadGEM2-ES	125,3	141,0	186,6	172,8
IPSL-CM5A-LR	129,3	126,9	238,0	243,0
IPSL-CM5A-MR	122,4	132,0	212,0	229,4
MIROC5	135,8	134,1	218,7	216,9
MIROC-ESM	142,6	145,4	242,0	257,1
MPI-ESM-LR	144,3	141,4	201,4	191,9
MPI-ESM-MR	127,8	130,1	199,5	181,1
MRI-CGCM3	112,4	117,4	214,6	227,8
NorESM1-M	118,8	120,2	214,0	227,7
NorESM1-ME	131,7	135,0	206,2	195,2
ŚREDNIA:	129,2	129,7	213,2	216,1
ZMIANA (%):	7,3	7,7	2,7	4,1
5,00%	112,085	112,29	170,29	173,19
95,00%	145,595	143,97	246,155	248,715
RCP 4.5	2036-2065 III- V	2071-2100 III- V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
ACCESS1-0	146,2	152,3	186,7	159,9
ACCESS1-3	154,0	157,1	172,1	174,4
CCSM4	116,9	127,8	193,9	187,7
CMCC-CM	127,9	127,2	199,1	195,3
CMCC-CMS	135,7	159,2	214,3	216
CNRM-CM5	141,7	160,1	239,4	235,2
GISS-E2-H	113,5	113,1	225,9	212,3
GISS-E2-H-CC	130,5	146,8	223,7	202,3
GISS-E2-R	141,2	134,1	234,1	222,2
GISS-E2-R-CC	125,7	132,3	209,3	241,1
HadGEM2-AO	122,9	135,2	141	140,5
HadGEM2-CC	159,1	147,0	158,3	173
HadGEM2-ES	135,9	146,2	160,9	162,6
inmcm4	100,4	109,8	204	184,1
IPSL-CM5A-LR	129,9	131,9	247,4	237
IPSL-CM5A-MR	126,2	127,6	208,2	206,6
IPSL-CM5B-LR	114,3	129,0	232,5	226
MIROC5	134,8	150,5	237,8	225,8
MIROC-ESM	147,4	154,1	256,5	236,9

MPI-ESM-LR	145,9	140,0	182,8	171,3
MPI-ESM-MR	120,8	128,4	172,8	181,1
MRI-CGCM3	116,0	123,6	223,2	231,3
NorESM1-M	120,9	127,8	195,4	190,7
NorESM1-ME	140,1	135,2	208,7	188,4
ŚREDNIA:	131,2	137,3	205,3	200,1
ZMIANA (%):	9,0	14,0	-1,1	-3,6
5,00%	113,62	114,675	158,69	160,305
95,00%	153,01	158,885	246,2	236,985
RCP 6.0	2036-2065 III- V	2071-2100 III- V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
CCSM4	135,1	126,9	199,1	210,6
GISS-E2-H	101,7	105,9	208,5	208,6
GISS-E2-R	136,1	143,2	212,3	224,0
HadGEM2-AO	134,6	124,3	158,1	124,0
HadGEM2-ES	132,3	135,7	177,9	159,7
IPSL-CM5A- LR	132,3	129,9	231,4	239,7
IPSL-CM5A- MR	120,2	116,9	230,0	191,5
MIROC5	141,4	145,4	217,8	236,3
MIROC-ESM	154,5	159,9	264,9	265,0
MRI-CGCM3	107,8	122,4	237,3	240,3
NorESM1-M	129,6	125,3	202,5	201,5
NorESM1-ME	128,7	126,1	204,4	193,4
ŚREDNIA:	129,5	130,2	212,0	207,9
ZMIANA (%):	7,6	8,1	2,1	0,1
5,00%	105,055	111,95	168,99	143,635
95,00%	147,295	151,925	249,72	251,415
RCP 8.5	2036-2065 III- V	2071-2100 III- V	2036-2065 VI- VIII	2071-2100 VI- VIII
ACCESS1-0	152,4	139,4	152,2	133,6
ACCESS1-3	145,4	176,8	160,9	151,8
CCSM4	123,2	133,4	197,0	176,6
CMCC-CESM	165,4	169,6	230,6	228,9
CMCC-CM	148,0	130,3	208,4	181,8
CMCC-CMS	150,3	161,7	211,2	188,4
CNRM-CM5	158,5	171,7	241,1	246,8
GISS-E2-H	124,4	117,7	203,8	206,6
GISS-E2-H-CC	145,9	133,5	250,2	215,3
GISS-E2-R	146,0	138,4	253,7	220,3
GISS-E2-R-CC	128,6	132,0	226,1	216,9
HadGEM2-AO	122,0	128,3	134,0	93,9
HadGEM2-CC	144,6	175,4	158,0	133,5
HadGEM2-ES	137,4	142,3	156,1	132,4
inmcm4	119,9	117,3	177,2	163,0
IPSL-CM5A- LR	121,4	120,4	233,1	213,0
IPSL-CM5A- MR	126,8	136,3	194,8	175,2
IPSL-CM5B- LR	130,3	142,0	220,0	220,0

MIROC5	154,4	145,0	214,3	232,2
MIROC-ESM	148,2	178,3	263,4	264,2
MPI-ESM-LR	139,0	147,4	182,5	152,4
MPI-ESM-MR	150,1	151,0	182,2	151,0
MRI-CGCM3	125,9	152,5	229,5	246,9
MRI-ESM1	140,5	160,7	224,5	235,6
NorESM1-M	127,6	129,7	205,6	192,8
NorESM1-ME	131,7	147,7	213,4	204,5
ŚREDNIA:	138,8	145,3	204,8	191,4
ZMIANA (%):	15,3	20,7	-1,3	-7,8
5,00%	121,55	118,375	153,175	132,675
95,00%	157,475	176,45	252,825	246,875

Tabela 5 Wartości referencyjne (okres 1986-2015) i zmiany w stosunku do przewidywanej wartości temperatury wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 6.0, 8.5

		IX-XI	XII-II	III-VI	VII-X
1986-2015 à		8,5	-0,7	8,1	17,6
RCP 2.6	2036-2065	1,2	1,29	1,26	1,27
	2071-2100	1,19	1,28	1,15	1,23
RCP 4.5	2036-2065	1,48	1,76	1,5	1,71
	2071-2100	2,1	2,55	2,08	2,29
RCP 6.0	2036-2065	1,5	1,65	1,44	1,64
	2071-2100	2,72	2,59	2,48	2,96
RCP 8.5	2036-2065	2,1	2,5	1,91	2,23
	2071-2100	4,08	4,61	3,57	4,44