

Podsumowanie Analizy Zagrożenia Agrofagiem (Ekspres PRA) dla *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929)

Obszar PRA: Rzeczpospolita Polska

Opis obszaru zagrożenia: Istnieje prawdopodobieństwo wprowadzenia *P. brachyurus* na obszar PRA oraz jego zasiedlenie w uprawach pod osłonami, prowadzonych w naturalnym podłożu glebowym.

Główne wnioski

P. brachyurus 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, tj. ogórek, pomidor, fasola. *P. brachyurus* może negatywnie wpływać na wzrost i rozwój roślin w palmiarniach, gdzie zachowane zostaną warunki optymalne dla rozwoju populacji korzeniaka.

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 ryzyka zadomowienia oraz rozprzestrzenienia nicienia zaleca się stosowanie metod agrotechnicznych oraz chemicznych opisanych w pkt. 17.02.

Ryzyko fitosanitarne dla zagrożonego obszaru (indywidualna ranga prawdopodobieństwa wejścia, zadomowienia, 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, zadomowienia, rozprzestrzenienia oraz wpływu w tekście)	Wysoka	<input type="checkbox"/>	<u>Średnia</u>	<input checked="" type="checkbox"/>	Niska	<input type="checkbox"/>

Inne rekomendacje:

- Brak

Ekspresowa Analiza Zagrożenia Agrofagiem: *Pratylenchus brachyurus*

Przygotowana przez: dr hab. Renata Dobosz, mgr Magdalena Gawlak, mgr Daria Rzepecka, mgr Agata Pruciak, dr Tomasz Kałuski
Data: 27.07.2021

Badania wykonywane na rzecz Ministerstwa Rolnictwa i Rozwoju Wsi, finansowane w ramach dotacji celowej z budżetu państwa na rok 2021, na realizację zadania pn. „Ochrona roślin dla zapewnienia bezpieczeństwa żywnościowego kraju oraz bezpieczeństwa żywności”.

Etap 1 Wstęp

Powód wykonania PRA: Analizę zagrożenia agrofagiem wykonano z powodu prawdopodobieństwa porażenia przez *P. brachyurus* upraw prowadzonych w naturalnym podłożu glebowym pod osłonami.

Obszar PRA: Rzeczpospolita Polska

Etap 2 Ocena zagrożenia agrofagiem

1. Taksonomia:

1. Taksonomia: Siddiqi 2000.
Rząd Tylenchida Thorne, 1949
Podrząd Tylenchina Chitwood, 1950
Nadrodzina Tylenchoidea Örley, 1880
Rodzina Pratylenchidae Thorne, 1949 (Siddiqi, 1963)
Rodzaj *Pratylenchus* Filipjev, 1936

Gatunek *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929)

Tylenchus brachyurus Godfrey, 1929

Anguillulina brachyurus (Godfrey) Godfrey, 1932

Pratylenchus leiocephalus Steiner, 1949

Pratylenchus steineri Lordello, Zamith et Boock, 1954

P. brassicae (Shahina et Maqbool, 1996) com. n.

syn. *Radopholus brassicae* (Shahina et Maqbool, 1996) com. n. (= *P. coffae*?)

P. cerealis Haque, 1966 (sp. inq. for Loof, 1978, 1991; valid sp. for Handoo et Golden, 1989)

Nazwa powszechna: meadow nematode; smooth headed nematode

2. Informacje ogólne o agrofagu:

Informacje ogólne o agrofagu:

Cykl życiowy: *P. brachyurus* 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 miękiszu oraz obecność nekroz (Lordello i wsp., 1954; Brooks i Perry, 1967; Radewald i wsp., 1971; Olowe i Corbett, 1976; Olowe, 1977, Jones i Fosu-Nyarko, 2014; Lima i wsp., 2015). U porażonych przez *P. brachyurus* roślin obserwowano zahamowanie wzrostu i rozwoju roślin, spadek masy pędów i korzeni, więdnienie i przebarwienia liści oraz pogorszenie owocowania (Monteiro i Lordello, 1972; O'Bannon i wsp., 1972; Johnson i wsp., 1975; Schmitt i Barker, 1981; Ferraz, 1995; Oliveira i wsp., 1999; Mani i wsp., 2005; Sipes i wsp., 2005; Mendes i wsp., 2012). Rośliny porażone przez *P. brachyurus* charakteryzowała niższa zawartość włókien, tłuszczów i stachiozy. Wzrosła natomiast całkowita ilość flowonoidów, izoflawonów (daidzeiny, genisteiny, glicyminy, izoglicyminy) oraz fruktozy i sacharozy (Castanheira i wsp., 2020).

Rozwój *P. brachyurus* zachodzi w zakresie temperatur od 20 do 35°C, przy czym optymalna temperatura rozwoju w korzeniach soi wynosi 30°C (Radewald i wsp., 1971; Acosta i Malek, 1979; Castrol i Ferraz, 1990). Liczebność populacji w glebie maleje w okresie zimowym przy temperaturze od 5 do 8°C (Castillo i Vovlas, 2007). W temperaturze 44°C, po 35 dniach przeżywa od 25 do 50% osobników (Sipes i wsp., 2005). W korzeniach roślin ananasa uprawianego w porze suchej rozwój nicienia przebiega powoli i jego liczebności w tkankach korzeni pozostają na niskim poziomie. W uprawie w porze deszczowej populacja nicieni w korzeniach wzrasta, osiągając po 3 miesiącach liczebność 1000 i więcej osobników przypadających na gram korzeni (Sipes i wsp., 2005).

P. brachyurus przeżywa w pozostałościach korzeni ananasa w glebie ugorowanej do 22 miesięcy, a w czarnym ugorze nawet 7 miesięcy. Sześciomiesięczny okres czarnego ugoru poprzedzający uprawę obniżył liczebność nicienia o 50% (Sipes i wsp., 2005). W warunkach laboratoryjnych o ograniczonej wilgotności żywe osobniki izolowano z gleby po 90 dniach (Neves i wsp., 2012). Po dwuletnim okresie ugoru nicienie pozostają obecne w glebie, chociaż mogą być trudno wykrywalne.

W warunkach laboratoryjnych, po 28 dniach przebywania w temperaturze 25°C, młode osobniki J2 tracą 63,8% zapasu tłuszczu, co powoduje obniżenie zdolności infekcji aż o 91%. Osobniki stadium J3/J4 oraz samice tracą 56,7% zapasu tłuszczu, a zdolność infekcji korzeni maleje o 50% (Alves i wsp., 2020). Po 90 i 120 dniach przebywania w niekorzystnych warunkach wodnych nicienie zapadały w stan anhydrobiozy (Ribeiro i wsp., 2020).

Występowaniu nicienia sprzyjają gleby piaszczyste i kwaśne, o wartości pH od 3,8 do 5 (Bridge, 1976; Sarah i wsp., 1991; Osseni i Hugon, 1997).

Rośliny żywicielskie: *P. brachyurus* żeruje na jedno i dwuliściennych roślinach uprawnych i dzikorosnących.

W badaniach oceniających różnicowanie podatności odmian roślin uprawnych na porażenie przez *P. brachyurus* wykazano różnicowanie wśród odmian ananasa (Cunha Costa i wsp., 1999; Sipes i wsp., 2005), *Brachiaria* (Queiróz i wsp., 2014; Buso i wsp., 2016), bananowca (Sousa i wsp., 2020), bawełny (Machado i wsp., 2012), gujawy (Pereira i wsp., 2018), fasoli (Brida i wsp., 2018), krotolarii (Murphy i wsp., 1974; Santana-Gomez i wsp., 2019); kukurydzy (Lordello i wsp., 1985; Inomoto, 2011; Neves i wsp., 2016; Rios i wsp., 2016) trzciny cukrowej (Jensen i wsp., 1959; Santos i wsp., 2012), orzecha ziemnego (Minton i wsp., 1970; GRDC, 2017), prosa i trawy bermudzkiej (Buso i wsp., 2016), ryżu (Rack i wsp., 2013; Biela i wsp., 2015), sałaty (Machado i Inomoto, 2001), pszenicy formy ozimej (Gonçalves i wsp., 2018), soi (Schmitt, 1976; Alves i wsp., 2011; Ferrari i wsp., 2016; Machado i Araújo Filho, 2016; Rios i wsp., 2016; Belle i wsp., 2017; Mbatyoti i wsp., 2021;), sorgo (Sharma i Medeiros, 1982; Pacheco i wsp., 2016), słonecznika (Dias i wsp., 2020), tytoniu (Armstrong i Jensen, 1978), ziemniaka (Lima-Medina i wsp., 2014), winorośli (Santos i wsp., 2018, 2019).

Wszystkie badane odmiany eukaliptusa są wrażliwe na porażenie przez nicienia (Belle i wsp., 2018). Rozwój populacji nicienia ogranicza uprawa *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea*, *C. spectabilis*, *Mucuna deeringiana*, *Stizolobium aterrimum* (Santana-Gomez i wsp., 2019) oraz uprawa melona, cebuli, sałaty, grochu, marchwi, papryki i aksamitki (Machado i Inomoto, 2001).

Zanotowano różnice zdolności rozwoju populacji nicienia o różnym pochodzeniu na korzeniach roślin fasoli (Payan i Dikson, 1988). Rośliny bez niedoboru Ca lepiej tolerowały porażenie przez *P. brachyurus* (Silva i wsp., 2012).

Nie zaobserwowano różnic pomiędzy liczebnością *P. brachyurus* w uprawie odmiany tradycyjnej soi i odmiany tolerancyjnej na glyfosat (Mbatyoti i wsp., 2020).

Symptomy: Obecność *P. brachyurus* 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. brachyurus*, sugerują brunatne przebarwienia obserwowane na korzeniach roślin.

Wykrywanie i identyfikacja: Rośliny podejrzane o porażenie przez korzeniaki (w tym *P. brachyurus*), 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 (Lordello, 1954; Corbett, 1969; Tarjan i Federic, 1977; Roman i Hirschmann, 1969; Loof, 1978; Olowe, 1984; Olowe i Corbett, 1987; Rys, 1988; Handoo i Golden, 1989; Cafe Filho i Huang, 1989; Frederick i Tarjan, 1989; Loof, 1990; Ryss, 2002; Castillo i Vovlas, 2007; Mekete i wsp., 2011; Machado i wsp., 2015; Abd-Elgawad i wsp., 2018; Flis i wsp., 2018; Assunção i wsp., 2019; Orlando i wsp., 2019; Gafur, 2020).

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

- ITS (Machado i wsp., 2007; de Andrade, 2010; Consoli i wsp., 2012; Machado i wsp., 2015; Assunção i wsp., 2019);
- 28S rDNA (Humphreys-Pereira i wsp. 2017; Assunção i wsp., 2019; Bucki i wsp., 2020);
- RLFP (Waeyenberge i wsp., 2000);
- technikę reverse dot blot (Uehara i wsp., 1999);
- 26S rDNA (Al.-Banna i wsp., 2004);
- PCR RLFP (Orui i Mizukubo, 1999).

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

Nicień 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	Benin	Występuje lokalnie	CABI
	Botswana	Występuje lokalnie	CABI
	Egipt	Występuje lokalnie	Oteifa, 1962
	Etiopia	Występuje lokalnie	CABI
	Gambia	Występuje lokalnie	CABI
	Ghana	Występuje lokalnie	Osei i wsp., 2005; Kolombia i wsp., 2020
	Gwinea	Występuje lokalnie	Coyne i wsp., 1996
	Kamerun	Występuje lokalnie	Sakwe i Geraert, 1994
	Kenia	Występuje lokalnie	Kimenju i wsp., 1998; Van den Berg i wsp., 2001; Waceke, 2007
	Madagaskar	Występuje lokalnie	CABI
	Malawi	Występuje lokalnie	Khonga i Hillocks, 1996
	Mauritius	Występuje lokalnie	CABI
	Mozambik	Występuje lokalnie	Oever i wsp., 1998
	Namibia	Występuje lokalnie	De Waele i wsp., 1998
	Nigeria	Gatunek pospolity	Unny i Jurath, 1965; Egunjobi, 1977, 1994; Khan i Misari, 1992; Speijer i wsp., 2001; Kolombia i wsp., 2020
	RPA	Szeroko rozpowszechniony	Van den Berg i de Waele, 1989; Jordan i wsp., 1992; Venter i wsp., 1992; De Waele i Jordan, 1998; Fourie i wsp., 2001; Marais 1990, 1998; Marais i Swart, 2002, 2003, 2007
	Reunion	Występuje lokalnie	CABI
	Senegal	Występuje lokalnie	CABI
	Togo	Występuje lokalnie	CABI
	Uganda	Gatunek rozpowszechniony	Bafokuzara, 1982; Coyne, 1994; Coyne i wsp., 2003; Talwana i wsp., 2008

	Wybrzeże Kości Słoniowej	Występuje lokalnie	Coyne i wsp., 1999
	Wyspy Zielonego Przylądka	Występuje lokalnie	Flis i wsp., 2018
	Zambia	Występuje lokalnie	CABI
	Zimbabwe	Występuje lokalnie	CABI
Ameryka Pd.	Belize	Występuje lokalnie	Bridge i wsp., 1996
	Boliwia	Występuje lokalnie	Corbet i Clark, 1983
	Brazylia	Szeroko rozpowszechniony	Lordello, 1967; Costa, 1977; Tihodot i wsp., 1991; Sharma i wsp., 2002; Asmus, 2004; Silva i wsp., 2004; Severino i wsp., 2010; Bonfim i wsp., 2012; Araujo Filho i wsp., 2014; Santos, 2016; Freitas i wsp., 2019; Brait, 2020; Souza i Assunção, 2021
	Gujana	Występuje lokalnie	Singh 1972
	Gujana Francuska	Występuje lokalnie	Quénéhervé i van den Berg, 2005
	Gwadelupa	Występuje lokalnie	Quénéhervé i van den Berg, 2005
	Honduras	Występuje lokalnie.	Castillo i Vovlas, 2007
	Kolumbia	Występuje lokalnie.	Stanton i wsp., 1989
	Kostaryka	Gatunek pospolity	Lordello i Mello Filho, 1967, 1969; Lordello i wsp., 1968; Martinez i wsp., 1972; Humphreys-Pereira i wsp., 2017
	Kuba	Występuje lokalnie	CABI
	Martynika	Występuje lokalnie	Quénéhervé i van den Berg, 2005
	Peru	Gatunek pospolity	CABI
	Trinidad	Występuje lokalnie	Singh, 1973; Bala, 1984
	Wenezuela	Gatunek pospolity	Loof, 1978; Crocoli, 1998;

			Sharma i Amabile, 1998; Jimenez i wsp., 2001
Ameryka Pn.	Gwatemala	Występuje lokalnie	CABI
	Kanada	Ontario	CABI
	Meksyk	Gatunek pospolity	Roman, 1977; Castillo i Vovlas, 2007
	Portoryko	Występuje lokalnie	CABI
	USA	Alabama	CABI
		Arkansas	Robbins i wsp., 1989
		Floryda	Brzeski, 1965; McSorley i Dickson, 1989; Watson i wsp., 2020
		Georgia	Brodie i Murphy, 1975; Mekete i wsp., 2011
		Hawaje	Jensen i wsp., 1959; Ko i wsp., 1995
		Kalifornia	Viglierchio, 1979
		Karolina Południowa	Lewis i wsp., 1977
		Karolina Północna	Barket i Clyton, 1973
		Kentucky	Chapman, 1956
		Luiziana	Martin i wsp., 1951
		Maryland	CABI
		Mississippi	CABI
		Oklahoma	Filonow i Russel, 1991
		Teksas	CABI
		Wirginia	CABI
Azja	Afganistan	Występuje lokalnie	CABI
	Brunei	Występuje lokalnie	CABI
	Chiny	Guangdong	Yin i wsp., 1994
	Filipiny	Występuje lokalnie	Bridge i wsp., 1990
	Indie	Andhra Pradesh	Varaprasad i Sharma, 1990; Bhattacharya i wsp., 2013
		Assam	CABI
		Bihar	CABI
		Delhi	Sethi i Swarup, 1971

		Himachal Pradesh	Sethi i Swarup, 1971
		Kamataka	Khan i Reddy, 1990
		Karala	Reddy i wsp., 1991
		Maharasthra	CABI
		Punjab	Sethi i Swarup, 1971
		Rajasthan	Sethi i Swarup, 1971
		Tamil Nandu	CABI
		Tripura	CABI
		Uttar Pradesh	Signh, 1999
		Uttarakhand	CABI
		West Bengal	Rama i Desgupta, 2000
	Indonesia	Występuje lokalnie	CABI
	Iran	Azerbejdżeran	Tanhamaafi i wsp., 2005
	Izrael	Występuje lokalnie	Bucki i wsp., 2020
	Japonia	Występuje lokalnie	Gotoh, 1974
	Korea Południowa	Występuje lokalnie	Han HyeRim i wsp., 2006
	Malezja	Występuje lokalnie	CABI
	Oman	Występuje lokalnie	Mani i wsp., 1997; Mani i wsp., 2005
	Pakistan	Występuje lokalnie	Bridge i wsp., 1990; Anwar i wsp., 1993; Anwar i wsp., 2012
	Singapur	Występuje lokalnie	Chin, 1969
	Sri Lanka	Występuje lokalnie	CABI
	Tajlandia	Występuje lokalnie	Toida i wsp., 1996
	Turecja	Występuje lokalnie	Kepenekci Ozturk, 2002
	Uzbekistan	Występuje lokalnie	CABI
	Wietnam	Występuje lokalnie	Sharma i wsp., 1994
Australia i Oceania		Queensland	CABI
		Western Australia	Riley i Kelly, 2002
		Cook Island	CABI
	Fiji	Występuje lokalnie	Bridge, 1998
	Niue	Występuje lokalnie	Bridge, 1998
	Solomon	Występuje lokalnie	Bridge, 1998

	Tonga	Występuje lokalnie	Bridge, 1998
	Tuvalu	Występuje lokalnie	Bridge, 1998
UE	Bułgaria	Występuje lokalnie	Baicheva, 1982
	Cypr	Występuje lokalnie	CABI
	Włochy	Występuje lokalnie	CABI
Europa	Rosja	Występuje lokalnie	CABI; Ryss, 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>Amaranthus blitoides</i> (szarłat komosowaty)	Tak	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej. Na obszarze PRA zadomowiony kenofit, nieinwazyjny, spotykany na siedliskach antropogenicznych.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Amaranthus hybridus</i> (szarłat prosty)	Tak	Rozpowszechniona na obszarze PRA roślina miejsc ruderalnych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Amaranthus spinosus</i>	Tak?	Roślina uprawiana w tropikalnej części Ameryki. Potencjalnie może być rzadko zawlekana na obszar PRA.	Belle i wsp., 2015
<i>Ageratum conyzoides</i>	Nie	Roślina użytkowa natywna dla Ameryki Południowej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Ambrosia artemisifolia</i> (ambrozja bylicolistna)	Tak	Pochodząca z Ameryki Północnej roślina dziko rosnąca na obszarze Polski, w miejscach ruderalnych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Ananas comosus</i> (ananas jadalny)	Tak	Roślina uprawna, czasem uprawiana w warunkach pokojowych jako doniczkowa na obszarze PRA. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Ko i wsp., 1995; Jimenez i wsp., 2001; Santos, 2016
<i>Ananas</i> sp. (ananas)	Tak	Rośliny pochodzące z Ameryki Południowej. W warunkach obszaru PRA A.	Godfrey, 1929; Bridge i wsp., 1996; Santos, 2016

		<i>comosus</i> czasem uprawiany w warunkach pokojowych. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	
<i>Andropogon gayanus</i>	Nie	Roślina pochodząca z Afryki.	Stanton i wsp., 1989
<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.	Oteifa, 1962; Bridge, 1988; Sakwe i Geraert, 1994; Oever i wsp., 1998
<i>Avena sativa</i> (owies zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Borgez i wsp., 2010
<i>Avena strigose</i> (owies szorstki)	Tak	Jeden z gatunków owsa niegdyś uprawianych w całej Europie. Aktualnie występujący jako chwast na polach. Na obszarze PRA rzadko uprawiany, oficjalny status we florze Polski antropofit zadomowiony.	Borgez i wsp., 2010
<i>Avena byzantina</i>	Nie	Owies uprawiany w rejonie Morza Śródziemnego.	Borgez i wsp., 2010
<i>Bidens pilosa</i> (uczep owłosiony)	Tak	Efemerofit pochodzący z Ameryki Południowej. Wnika do zbiorowisk antropogenicznych na obszarze PRA.	Belle i wsp., 2015
<i>Bidens subalternans</i>	Nie	Gatunek pochodzący z Ameryki Południowej. Aktualnie spotykany także w Europie południowej i Australii.	Belle i wsp., 2015
<i>Brachiaria brizantha</i>	Nie	Trawa natywna dla tropikalnej i południowej Afryki.	Stanton i wsp., 1989; Inomoto 2010; Belle i wsp., 2015; Buso i wsp., 2016
<i>Brachiaria ruziziensis</i> × <i>Brachiaria brizantha</i>	Nie	Trawa obszarów tropikalnych i subtropikalnych.	Inomoto, 2010
<i>Brachiaria humidicola</i>	Nie	Trawa pochodząca z Afryki.	Buso i wsp., 2016; Stanton i wsp., 1989
<i>Brachiaria decumbens</i>	Nie	Trawa natywna dla tropikalnej Afryki.	Belle i wsp., 2015

<i>Campsis radicans</i> (milin amerykański)	Tak	Pnącze uprawiane jako ozdobne na obszarze PRA.	Manuel i wsp., 1980
<i>Cassia obtusifolia</i> (= <i>Senna obtusifolia</i>)	Nie	Roślina obszarów tropikalnych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Cassia occidentalis</i> (= <i>Senna occidentalis</i>)	Nie	Roślina pochodząca z Azji.	Manuel i wsp., 1980
<i>Celosia argentea</i> (celozja)	Tak	Roślina ozdobna, roślina w uprawie amatorskiej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Cenchrus echinatus</i>	Nie	Trawa natywna dla obszaru obu Ameryk.	Belle i wsp., 2015
<i>Cenrosema macrocarpum</i>	Nie	Roślina rosnąca natywnie w Amerykach.	Stanton i wsp., 1989
<i>Centrosema</i> sp.	Nie	Rodzaj roślin motylkowych rosnących natywnie w Amerykach (głównie części tropikalnej).	Stanton i wsp., 1989
<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>Citrullus vulgaris</i> (= <i>Citrullus lanatus</i> , arbuz zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA Uprawy nie są rozpowszechnione przeważnie w tunelach foliowych lub warunkach szklarniowych.	Oteifa, 1962
<i>Citrus aurantifolia</i> (lima, limonka, limeta kwaśna)	Tak	W Polsce uprawiana jako roślina doniczkowa w warunkach domowych. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Oteifa, 1962
<i>Citrus sinensis</i> (pomarańcza chińska)	Tak	W Polsce uprawiana jako roślina doniczkowa w warunkach domowych. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Oteifa, 1962
<i>Citrus reticulata</i> (mandarynka)	Tak	Rzadko jako roślina doniczkowa, sprowadzane są owoce do celów spożywczych.	Oteifa, 1962
<i>Citrus</i> sp. (cytrusy)	Tak	Rośliny uprawne. Na obszarze PRA niektóre gatunki uprawiane jako ozdobne w warunkach domowych, w szklarniach i	Brooks i Perry, 1967

		oranżeriach. Owoce sprowadzane do celów spożywczych i przetwórstwa.	
<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.	Oliveira i wsp., 1999
<i>Coffea</i> sp. (kawowiec, kawa)	Tak	Ważne rośliny uprawne pochodzące z Azji i Afryki. Na obszarze PRA tylko jako ozdobne w warunkach domowych.	Lordello i wsp., 1968
<i>Conyza canadensis</i> (przymiotno kanadyjskie, konyza kanadyjska)	Tak	Pospolita na obszarze PRA roślina spotykana na siedliskach ruderalnych i segetalnych.	Silva i wsp., 2019
<i>Cosmos bipinnatus</i> (kosmos pierzasty, onętek pierzasty)	Tak	Jednoroczna roślina ozdobna uprawiana w gruncie na obszarze PRA.	Koen, 1967
<i>Crotalaria mucronata</i> (= <i>Crotalaria pallida</i>)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki tropikalnej.	Brodie i Murphy, 1975
<i>Croton capitatus</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Cryptomeria japonica</i> (= <i>Cryptomeria fortunei</i> , szydlica japońska, kryptomeria japońska)	Tak	Gatunek drzewa iglastego pochodzącego z Japonii i Chin. Roślina uprawiana jako ozdobna w cieplejszych regionach obszaru PRA. Gatunek może przemarzać w ciężkie zimy.	Chin, 1969
<i>Cucumis sativus</i> (ogórek siewny)	Tak	Roślina uprawiana w gruncie i pod osłonami na całym obszarze PRA.	Oteifa, 1962
<i>Cynodon dactylon</i> (cynodon palczasty, trawa bermudzka)	Tak	Efemerofit na obszarze PRA wnikający do zbiorowisk antropogenicznych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Cyperus rotundus</i>	Nie	Roślina natywna dla Eurazji.	Belle i wsp., 2015
<i>Cyperus</i> sp.	Tak	Rośliny dziko rosnące i uprawiane jako ozdobne na obszarze PRA.	Manuel i wsp., 1980

<i>Desmodium heterocarpum</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Azji wschodniej.	Stanton i wsp., 1989
<i>Desmodium heterophyllum</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Azji wschodniej.	Stanton i wsp., 1989
<i>Desmodium ovalifolium</i> (= <i>Desmodium heterocarpon</i> subsp. <i>ovalifolium</i>)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Azji wschodniej.	Stanton i wsp., 1989
<i>Digitaria decumbens</i>	Nie	Trawa rosnąca na obszarach tropikalnych i subtropikalnych.	Lordello i Mello Filho, 1969
<i>Digitaria floribunda</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki	Roman, 1977
<i>Digitaria sanguinalis</i> (palusznik krwawy)	Tak	Trawa będąca zadomowionym archeofitem. Wnika do zbiorowisk antropogenicznych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Digitaria horizontalis</i>	Nie	Trawa rosnąca na obszarach tropikalnych.	Belle i wsp., 2015
<i>Digitaria insularis</i>	Nie	Trawa pochodząca z Ameryki Południowej i Środkowej.	Belle i wsp., 2015; Silva i wsp., 2019
<i>Dioscorea cayennensis</i>	Nie	Roślina pochodząca z Afryki.	Moura i Moura 1989
<i>Dioscorea</i> sp._ (pochrzyn)	Tak	Ponad 600 gatunków roślin pochodzących głównie z rejonów tropikalnych, u niektórych gatunków jadalne bulwy i owoce. Na obszarze PRA stosunkowo rzadkie rośliny ozdobne uprawiane w warunkach domowych i w gruncie. Ze względu na wrażliwość na mróz głównie uprawiane jako jednoroczne np. pochrzyn chiński.	Bridge, 1988 Unny i Jerath, 1965
<i>Echinochloa crus-galis</i>	Nie	Trawa rosnąca w Afryce, Amerykach i części Azji.	Silva i wsp., 2019
<i>Echinochloa colona</i>	Nie	Trawa obszarów tropikalnych Azji i Afryki.	Belle i wsp., 2015
<i>Eleusine africana</i>	Nie	Trawa pochodząca z Afryki.	Manuel i wsp., 1980

<i>Eleusine indica</i> (manieczka indyjska)	Tak	Trawa strefy tropikalnej i subtropikalnej. Na obszarze PRA niezadomowiony efemerofit wnikający do zbiorowisk antropogenicznych.	Belle i wsp., 2015; Silva i wsp., 2019
<i>Emilia coccinea</i> (emilia szkarłatna)	Tak	Roślina ozdobna uprawiana w gruncie na obszarze PRA.	Goli i Tehe, 1997
<i>Eragrostis maypurensis</i>	Nie	Trawa pochodząca z Ameryki Środkowej.	Silva i wsp., 2019
<i>Eucaliptus</i> sp.	Tak	Na obszarze PRA stosunkowo rośliny ozdobne uprawiane w warunkach domowych i rzadko w gruncie. Ze względu na wrażliwość na mróz często przemarzają.	Lordello, 1967
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej. Obecnie uprawiana na obszarach tropikalnych.	Belle i wsp., 2015; Silva i wsp., 2019
<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>Fragaria</i> sp. (poziomka)	Tak	Rośliny uprawiane i dziko rosnące na całym obszarze PRA.	Oteifa, 1962
<i>Galinsoga parviflora</i> (żółtlica drobnokwiatowa)	Tak	Pospolita roślina ruderalna rosnąca na całym obszarze PRA.	Belle i wsp., 2015
<i>Geranium carolinianum</i>	Nie	Gatunek natywny dla Ameryki Północnej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Glycine max</i> (soja warzywna, soja zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Gatunek przejściowo dziczejący.	Sakwe i Geraert, 1994; Oever i wsp., 1998; Sharma i wsp., 2002; Inomoto i wsp., 2010; Machado i wsp., 2019 Silva i wsp., 2019

<i>Gossypium barbadense</i>	Nie	Roślina użytkowa z Ameryki Południowej.	Oteifa, 1962
<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.	Robbins i wsp., 1989; Asmus, 2004; Silva i wsp., 2004; Mainardi i Asmus, 2015
<i>Gossypium</i> sp. (bawełna)	Tak	Ważna roślina uprawna na obszarach o klimacie zwrotnikowym. Roślina uprawiana bardzo rzadko na obszarze PRA. Może być uprawiana jako ozdobna, jednak bez możliwości przezimowania. Możliwa uprawa jako roślina pokojowa.	Lordello i wsp., 1958; Tihohot i wsp., 1991
<i>Helianthus annuus</i> (słonecznik zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Także jako roślina ozdobna.	Sharma i Amabile, 1999
<i>Hevea brasiliensis</i> (kaczukowiec brazylijski)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej, aktualnie uprawiana na obszarach klimatu międzyzwrotnikowego.	Martinez i wsp., 1972; Oliveira Freire, 1976; Bernardes i Martins, 2015; Paes-Takahashi i wsp., 2015
<i>Hibiscus cannabinus</i> (ketmia konopiwata)	Nie	Roślina występująca w strefie klimatu tropikalnego. Uprawiana jako włóknodajna szczególnie w Azji Południowej	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Hibiscus esculentus</i> (ketmia jadalna, okra)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Uprawy nie są rozpowszechnione przeważnie pod osłonami.	Oteifa, 1962; Brodie i Murphy, 1975
<i>Hyparrhenia rufa</i>	Nie	Roślina użytkowa (trawa pastewna) pochodząca z Afryki.	Stanton i wsp., 1989
<i>Hyptis suaveolens</i>	Nie	Roślina strefy tropikalnej i subtropikalnej pochodząca z Ameryki.	Silva i wsp., 2019

<i>Indigofera hirsuta</i>	Nie	Roślina użytkowa występująca w tropikalnej Afryce, Azji i północnej Australii.	Manuel i wsp., 1980
<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; Bridge, 1988
<i>Ipomoea grandifolia</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Belle i wsp., 2015
<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., 2015
<i>Ipomoea purpurea</i> (wilec purprowy)	Tak	Na obszarze PRA gatunek uprawiany jako roślina ozdobna i przejściowo dziczejąca (efemerofit).	Belle i wsp., 2015
<i>Lamium amplexicaule</i> (jasnota różowa)	Tak	Pospolita roślina dziko rosnąca na całym obszarze PRA. Roślina ruderalna, także w uprawach rolniczych jako chwast.	Manuel i wsp., 1980
<i>Lepidium virginicum</i> (pieprzyca wirgińska)	Tak	Roślina dziko rosnąca na obszarze PRA. Roślina miejsc ruderalnych, na nasypach kolejowych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Linaria canadensis</i> (= <i>Nuttallanthus canadensis</i>)	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Liriodendron tulipifera</i> (tulipanowiec amerykański)	Tak	Ozdobne drzewo uprawiane na obszarze PRA. Młode okazy mogą być wrażliwe na silne mrozy.	Ruehle, 1971
<i>Liquidambar styraciflua</i> (ambrowiec amerykański)	Tak	Ozdobne drzewo stosunkowo rzadko jak dotąd uprawiane na obszarze PRA. Młode okazy wrażliwe na silne mrozy.	Ruehle, 1971
<i>Lolium multiflorum</i> (życica wiekokwiatowa)	Tak	Dawniej roślina uprawna sprowadzona jako roślina łąkowa. Aktualnie zdomowiony gatunek	Belle i wsp., 2015

		występujący naturalnie na łąkach.	
<i>Macadamia integrifolia</i> (makadamia całolistna)	Tak?	Na obszarze PRA gatunek prawdopodobnie uprawiany w warunkach domowych jako roślina doniczkowa. Niektóre portale internetowe umożliwiają zakup nasion do uprawy. Nasiona sprowadzane do celów spożywczych.	Bonfim i wsp., 2012
<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.	Oteifa, 1962
<i>Malpighia sp.</i> (malpigia)	Tak?	Rodzaj roślin (krzewów i małych drzew) pochodzących z Ameryki tropikalnej. Mogą być uprawiane przez hobbystów w warunkach domowych i szklarniowych.	Santos, 2016
<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.	Bridge, 1988; Oever i wsp., 1998
<i>Medicago sp.</i> (lucerna)	Tak	Roślina uprawiana na terenie kraju, także rośliny dziko rosnące.	Marais, 1990
<i>Melinis sp.</i>	Tak	Rodzaj traw natywnych dla obszaru Afryki i półwyspu Arabskiego. Niektóre portale aukcyjne oferują nasiona tych traw na obszarze Polski.	Stanton i wsp., 1989
<i>Musa cavendishii</i> (bananowiec karłowaty)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna w warunkach domowych i szklarniowych.	Oteifa, 1962
<i>Musa x paradisiaca</i> (banan)	Tak	W Polsce uprawiana jako roślina doniczkowa w warunkach domowych i	Oteifa, 1962; Brait i wsp., 2020

		oranżeriach. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	
<i>Nicotiana</i> sp. (tytoń)	Tak	Rośliny uprawne i dziczejące (efemerofity) na całym obszarze PRA.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Oryza sativa</i> (ryż siewny)	Nie	Roślina uprawna w Azji Południowo-Wschodniej w klimacie gorącym i bardzo ciepłym.	Oteifa, 1962; Coyne i wsp., 1999; van den Berg i de Waele, 1998
<i>Panicum maximum</i>	Nie	Trawa pochodząca z Afryki. Uprawiana w rejonach tropikalnych na całym świecie.	Belle i wsp., 2015
<i>Panicum ramosum</i> (= <i>Brachiaria ramosa</i>)	Nie	Trawa obszarów tropikalnych.	Brodie i Murphy, 1975
<i>Paspalum dilatatum</i>	Nie	Trawa pochodząca z Ameryki Południowej, obecnie rozpowszechniona na obszarach tropikalnych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Pennisetum clandestinum</i>	Nie	Trawa pochodząca z Afryki. Rozpowszechniona w rejonach tropikalnych i subtropikalnych na świecie.	Manuel i wsp., 1980
<i>Persea americana</i> (smaczliwka wdzięczna, awokado właściwe)	Tak	Na obszarze PRA uprawiana rzadko jako roślina doniczkowa w warunkach domowych. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Young i Ruehle, 1955; McSorley i Campbell, 1989
<i>Physalis subglabrata</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Phaseolus vulgaris</i> (fasola zwykła, fasola zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Oever i wsp., 1998; Brida i wsp., 2018
<i>Pinus palustris</i> (sosna długoiگیelna)	Tak	Bardzo rzadko uprawiana w Polsce w warunkach domowych, ogrodach zimowych, zabudowanych tarasach, nieogrzewanych szklarniach jako roślina kolekcjonerska. Gatunek wrażliwy na mrozy, nie zimuje na obszarze PRA.	Ruehle, 1973
<i>Pinus ponderosa</i> (sosna żółta)	Tak	Drzewo nasadzone często w parkach i ogrodach na obszarze PRA.	Vilgierchio, 1979

<i>Pisum sativum</i> (groch zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Oteifa, 1962
<i>Platanus occidentalis</i> (platan zachodni)	Tak	Drzewo naturalnie występujące we wschodniej części USA. Na obszarze PRA nasadzone w parkach, alejach, przestrzeni miejskiej. Młode okazy wrażliwe na przemarzanie.	Ruehle, 1971
<i>Portulaca quadrifida</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki, aktualnie rozpowszechniona na obszarach strefy tropikalnej.	Castillo i Vovlas, 2007
<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.	Castillo i Vovlas, 2007
<i>Rhynchelytrum repens</i> (=Melinis repens)	Nie	Trawa występująca w południowej Afryce.	Belle i wsp., 2015; Silva i wsp., 2019
<i>Richardia scabra</i>	Nie	Roślina ciepłych obszarów Ameryki Południowej, Środkowej i Północnej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Acer rubrum</i> (klon czerwony)	Tak	Drzewo nasadzone na obszarze PRA w parkach, ogrodach i przestrzeni miejskiej.	Ruehle, 1971
<i>Saccharum officinarum</i> (trzcina cukrowa, cukrowiec lekarski)	Nie	Roślina uprawna w strefie klimatu zwrotnikowego i podzwrotnikowego.	Jensen i wsp., 1959; Castillo i Vovlas, 2007; Belle i wsp., 2014
<i>Secamone afzelii</i>	Nie	Roślina pochodząca z Afryki.	Goly i Tehe, 1997
<i>Senna obtusifolia</i> (=Cassia obtusifolia)	Nie	Roślina obszarów tropikalnych.	Silva i wsp., 2019
<i>Sesamum indicum</i> (sezam indyjski, sezam wschodni)	Nie	Roślina uprawna na obszarach o ciepłym klimacie.	Sharma i Amabile, 1999
<i>Setaria parviflora</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryki Północnej.	Silva i wsp., 2019
<i>Sida spinosa</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	Manuel i wsp., 1980

<i>Sida rhombifolia</i>	Nie	Roślina użytkowa z Chin.	Belle i wsp., 2015; Braz i wsp., 2016
<i>Solanum lycopersicum</i> (pomidor zwyczajny)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA w gruncie i pod osłonami.	Sakwe i Geraert, 1994; Flis i wsp., 2018
<i>Solanum torvum</i>	Nie	Roślina użytkowa natywna dla Ameryki Południowej i Środkowej.	Goly i Tehe, 1997
<i>Solanum tuberosum</i> (ziemniak, psianka ziemniak)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA.	Oteifa, 1962; Osei i wsp., 2012; Lima-Medina i wsp., 2014, 2014a
<i>Sorghum bicolor</i> (= <i>S. vulgare</i> , sorgo dwubarwne)	Tak	Roślina ozdobna i roślina uprawna na obszarze PRA. Uprawy poboczne, ale zyskuje coraz większą popularność.	Oever i wsp., 1998; Inomoto, 2010; Belle i wsp., 2015; Oliveira i wsp., 2018; Souza i Inomoto, 2019
<i>Sorghum bicolor</i> × <i>Sorghum sudanense</i>	Nie	Roślina uprawna.	Inomoto, 2010
<i>Sorghum halepense</i> (sorgo alepskie)	Nie	Roślina dziko rosnąca i uprawiana.	Manuel i wsp., 1980
<i>Specularia perfoliate</i> (= <i>Triodanis perfoliate</i>)	Nie	Roślina pochodząca z Ameryk.	Maunel i wsp., 1980
<i>Spigelia anthelmia</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Stylosanthes capitata</i>	Nie	Roślina obszarów tropikalnych.	Stanton i wsp., 1989
<i>Stylosanthes guianensis</i>	Nie	Roślina amerykańskich obszarów tropikalnych i subtropikalnych.	Stanton i wsp., 1989
<i>Stylosanthes macrocephala</i>	Nie	Roślina występująca naturalnie w Brazylii.	Stanton i wsp., 1989
<i>Stylosanthes viscosa</i>	Nie	Roślina obszarów tropikalnych i subtropikalnych.	Stanton i wsp., 1989
<i>Talinum triangulare</i> (= <i>Talinum fruticosum</i>)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej.	Manuel i wsp., 1980
<i>Themeda triandra</i>	Nie	Trawa rozpowszechniona w Afryce, Azji, Australii i Filipinach.	Koen, 1967
<i>Theobroma cacao</i> (kakaowiec właściwy)	Tak	Na obszarze PRA gatunek uprawiany w palmiarniach oraz przez kolekcjonerów w	Sharma i Sher, 1976

		warunkach domowych jako roślina doniczkowa.	
<i>Trifolium alexandrinum</i> (kończyna aleksandryjska)	Tak	Roślina używana w mieszankach międzyplonowych na zielony nawóz, jako składnik łąk kwietnych na obszarze PRA	Oteifa, 1962
<i>Trifolium repens</i> (koniczyna biała)	Tak	Pospolicie występujący gatunek dziko rosnący na łąkach, pastwiskach i przydrożach. Również jako gatunek uprawny.	Wehunt, 1958
<i>Triticum aestivum</i> (pszenica zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Jordaan i wsp., 1992
<i>Tridax procumbens</i>	Nie	Roślina rozpowszechniona na obszarach tropikalnych i subtropikalnych.	Manuel i wsp., 1980
<i>Tristemma coronatum</i> (= <i>Tristemma hirtum</i>)	Nie	Gatunek występujący w Afryce.	Goly i Tehe, 1997
<i>Vaccinium</i> spp.	Tak	Pospolicie rosnące rośliny na całym obszarze PRA. Uprawiany jeden gatunek - borówka wysoka.	Manuel i wsp., 1980
<i>Vanilla fragrans</i> (= <i>Vanilla planifolia</i> , wanilia płaskolistna)	Tak	Roślina przyprawowa pochodząca z Ameryki Południowej. Na obszarze PRA uprawiana jako doniczkowa w warunkach domowych.	Bridge, 1988
<i>Vicia angustifolia</i> (wyka wąskolistna)	Tak	Roślina dziko rosnąca na całym obszarze PRA.	Manuel i wsp., 1980
<i>Vicia faba</i> (bób)	Tak	Roślina uprawiana na terenie kraju, roślina w uprawie amatorskiej.	Oteifa, 1962
<i>Vigna unguiculata</i> <i>Vigna sinensis</i> (= <i>Vigna unguiculata</i> subsp. <i>unguiculata</i> , wspięga wężowata, fasolnik chiński)	Tak	Rośliny uprawne. Na terenie PRA rzadko, głównie pod osłonami, ale mogą być również uprawiane w gruncie.	Oteifa, 1962; Oever i wsp., 1998
<i>Vitis vinifera</i> (winorośl właściwa)	Tak	Gatunek uprawiany na obszarze PRA. Owoce, liście sprowadzane do Polski w celach spożywczych.	Oteifa, 1962; Puerari i wsp., 2012

<i>Vitis</i> sp. (winorośl)	Tak	Rośliny uprawiane na obszarze PRA. Owoce, liście sprowadzane do Polski w celach spożywczych.	Divers i wsp., 2019
<i>Xanthium pensylvanicum</i> (= <i>Xanthium strumarium</i> , rzepień pospolity)	Tak	Na obszarze PRA roślina rosnąca głównie w cieplejszych regionach na nieużytkach, siedliskach ruderalnych oraz jako chwast w uprawach.	Manuel i wsp., 1980
<i>Zea mays</i> (kukurydza zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Uprawy główne.	Oteifa, 1962; McSorley i Dickson, 1989; Sakwe i Geraert, 1994; Bridge i wsp., 1996

8. Drogi przenikania

Możliwa droga przenikania	Rośliny do sadzenia, 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 zakazana na obszarze PRA?	Spoza UE Tak (Rozp. KE 2019/2072, Zał. VI, poz. 1; 8; 9; 10; 11; 16).
Czy agrofag był przechwycony tą drogą przenikania?	Tak, z roślinami <i>Phoenix</i> spp. (den Nijs i wsp., 2016). W roku 2009 z materiałem roślinnym pochodzącym z Chin - <i>Serissa</i> sp., <i>Zanthoxylum</i> sp., <i>Zelkova</i> sp. oraz w 2010 na gatunkach <i>Ficus</i> sp., <i>Sageretia thea</i> , <i>Serissa</i> sp., <i>Zelkova</i> sp.
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, w temperaturze od 5 do 8°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 przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o częstotliwości przemieszczania.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	Niskie	Średnie X	Wysokie
Ocena niepewności	Niska X	Średnie	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 zakazana na obszarze PRA?	Spoza EU zakaz sprowadzania bulw ziemniaków, w pozostałych przypadkach dozwolone (Rozp. KE 2019/2072, Zał. VI, poz. 15).		
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, w temperaturze od 5 do 8°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	Niskie X	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	Niska X	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Ziemia		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia żywych stadiów w glebie.		
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Spoza EU Tak (Rozp. KE 2019/2072, Zał. VI, poz. 19).		
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. brachyurus</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, w temperaturze od 5 do 8°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 o częstotliwości przemieszczania, jednak jest to droga zakazana dla krajów spoza UE.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	Niskie X	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	Niska X	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Odpady roślinne		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Odpady roślinne takie jak korzenie roślin czy fragmenty bulw, w przypadku wystąpienia na nich stadiów rozwojowych korzeniaka, stwarzają możliwość wprowadzenia organizmu na teren RP.		
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, w temperaturze od 5 do 8°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 odpadów roślinnych 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 wielkości 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. brachyurus* 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. Brak danych eksperymentalnych dotyczących przeżywania nicienia w temperaturze zero i poniżej zera nie pozwala wiarygodnie ocenić, jak wpłyną na nicienia warunki pogodowe panujące w terenie otwartym na obszarze PRA w okresie listopad-luty. Nie można zatem wykluczyć ograniczającego wpływu na *P. brachyurus* jak również wzrostu śmiertelności wywołanego spadkiem temperatury otoczenia.

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

10. Prawdopodobieństwo zasiedlenia w uprawach pod osłonami na obszarze PRA

Mając na uwadze, iż optymalne temperatury rozwoju *P. brachyurus* to 20 i 25°C, można przypuszczać, że możliwy będzie rozwój nicienia w uprawach pod osłonami, przy zachowaniu stałej wartości temperatury. Jednakże niezbędne jest prowadzenie upraw w naturalnym podłożu glebowym. Z uwagi na zdolność przeżywania w podłożu o niskim pH, należy przypuszczać, że przy zachowaniu optymalnej temperatury rozwoju korzeniaka może on utrzymać populację w podłożu torfowym, przeznaczonym do produkcji rozsady. Należy również spodziewać się wzrostu liczebności populacji nicienia. Trudno natomiast oszacować czy i w jakim stopniu *P. brachyurus* będzie ograniczał rozwój uprawy oraz czy przyczyni się do wystąpienia szkód.

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. brachyurus* 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
--	----------------	---------	--------

12. Wpływ na obecnym obszarze zasięgu

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

- w uprawie ananasa w Brazylii (Monteiro i Lordello, 1972) i Wybrzeżu Kości Słoniowej (Sarah 1980);
- w uprawie bawełny w Brazylii (Machado i wsp., 2012);
- w uprawie drzew cytrusowych w USA (Brooks i Perry, 1967);
- w uprawie drzew palmowych w Omanie (Mani i wsp., 2005);
- w uprawie kawy w Brazylii (Oliveira i wsp., 1999);
- w uprawie kukurydzy w USA (Johnson i wsp., 1975);
- w uprawie orzecha arachidowego w Australii i USA (Dickson i Jordan, 2005);
- w uprawie pochrzynu w Brazylii (Muniz i wsp., 2012);
- w uprawie soi w Brazylii (Ferraz 1995; Lima i wsp., 2015; Castanheira i wsp., 2020) i USA (Schmitt i Barker 1981). Zebrane plony były nawet o 30% niższe;
- w szkółkach sadzonek sosny dęugoigłowej w USA (Ruehle 1983);
- w uprawie trzciny cukrowej w UAS (Jensen i wsp., 1959) i Brazylii (Barbosa i wsp., 2013);
- w uprawie tytoniu w Nigerii (Ogbuji, 1978) i Brazylii (Zem i Monteiro, 1978);
- w uprawie ziemniaka w Brazylii (Lordello i wsp., 1954) gdzie obserwowano do 37% porażonych bulw.

12.01 Wpływ na bioróżnorodność

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

Zaobserwowano synergistyczne działanie *P. brachyurus* i *Fusarium moniliforme* w uprawie kukurydzy (Jordaan i wsp., 1987); synergistyczne działanie *P. brachyurus* i *Ralstonia solanacearum* i *P. brachyurus* z *Phytophthora parasitica* dla roślin tytoniu (Johnson i wsp., 2005; Fernandez, 2009; Fernandez i Pimentel, 2012) oraz synergistyczny wpływ *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* sp. oraz MWP (mealybug wilt of pineapple) w uprawie ananasa (Ferreira i wsp., 2014).

Badania pokazały, że w przypadku równoczesnego występowania *P. brachyurus* i *Meloidogyne javanica* populacje mogą wzajemnie ograniczać swój rozwój, przy czym czynnikiem ograniczającym jest bardziej liczna populacja guzaka (Fontana i wsp., 2018). W uprawie kukurydzy, w obecności populacji *P. brachyurus*, malała liczebność *Belonolaimus longicaudatus* (Dickson i McSorley, 1990), w uprawie trzciny cukrowej populacja *Helicotylenchus pseudorobustus* (Onapitan i Amosu, 1982), a w uprawie soi spadała liczebność *Paratrachodorus minor* (Koenning i wsp., 1985).

Wyniki badań pokazały też, że występowanie bakterii (*Acromobacter xylosoxidans*, *A. faecalis*, *Bacillus cereus*, *B. licheniformis*, *B. subtilis*, *Pseudomonas putida*) i grzybów (*Beauveria bassiana*, *Glomus* spp., *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces lilacinus*, *Pochonia chlamydosporia*, *Rhizoglyphus clarus*, *Trichoderma harzianum*, *Trichoderma longibrachiatum*), hamuje czynności życiowe nicienia ograniczając jego rozwój w uprawach (Guillemin i wsp., 1994; Harni i wsp., 2011; Oliveira i wsp., 2019; Santos i wsp., 2019a; Lopes i wsp., 2020; Trentin i wsp., 2021). Obecność AMF (*Scutellospora heterogama*, *Rhizophagus clarus*, *Claroideoglyphus etunicatum*, *S. calospora*, *Gigaspora margarita*, *G. rosea*) spowodowała istotny wzrost zasiedlenia korzeni kukurydzy przez *P. brachyurus* (Brito i wsp., 2018), natomiast wystąpienie *Oigaspora margarita* nie ograniczyła zasiedlenia korzeni bawełny przez nicienia (Hussey i Roncadori, 1998).

Biorąc pod uwagę dane doświadczalne opisujące interakcje *P. brachyurus* z innymi organizmami należy przypuszczać, że nicien ten może również oddziaływać z organizmami na obszarze PRA i wpłynąć na bioróżnorodność. 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 bawełny, drzew cytrusowych, drzew palmowych, kawy, kukurydzy, orzecha arachidowego, pochrzynu, soi, sadzonek sosny długoigłowej, trzciny cukrowej, tytoniu, ziemniaka.	Lordello i wsp., 1954; Jensen i wsp., 1959; Brooks i Perry 1967; Johnson i wsp., 1975; Schmitt i Barker 1981; Ruehle, 1983; Ogbuji, 1978; Zem i Monteiro, 1978; Ferraz, 1995; Oliveira i wsp., 1999; Dickson i Jordan, 2005; Mani i wsp., 2005; Machado i wsp., 2012; Muniz i wsp., 2012; Barbosa i wsp., 2013; Lima i wsp., 2015; Castanheira i wsp., 2020
Regulująca	Tak	Porażając rośliny różnych gatunków nicien może potencjalnie prowadzić do ich zamierania lub osłabienia powodując zmiany w częstotliwości wystąpienia.	Ocena własna
Wspomagająca	Brak danych.		
Kulturowa	Brak danych.		

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

12.03 Wpływ socjoekonomiczny

Ograniczanie szkodliwości *P. brachyurus* wiąże się z dodatkowymi nakładami finansowymi niezbędnymi do wprowadzenia 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. brachyurus* 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 nicień poraża także naturalnie występujące i szeroko rozpowszechnione na obszarze PRA rośliny jak: komosę białą, wykę wąskolistną, koniczynę białą, lucerny i jasnotę różową.

Ocena wielkości wpływu na bioróżnorodność na potencjalnym obszarze zasiedlenia	Niska	<u>Średnia X</u>	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. Przypuszcza się, że może on być podobny do tego w obecnym obszarze zasięgu.

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

P. brachyurus może mieć znaczenie w uprawie roślin prowadzonych pod osłonami w naturalnym podłożu glebowym. Tam też może być konieczne zastosowanie środków ograniczających ujemny wpływ nicienia 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	Niska	<u>Średnia X</u>	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	<u>Wysoka X</u>

14. Identyfikacja zagrożonego obszaru

W oparciu o dane dotyczące biologii i szkodliwości *P. brachyurus* na obszarze jego naturalnego występowania oraz warunków panujących na obszarze PRA można przypuszczać, że wprowadzony na pole w otwartym gruncie nicień prawdopodobnie nie będzie powodował szkód w uprawach. 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 nicienia na prowadzone uprawy.

15. Zmiana klimatu

Każdy ze scenariuszy zmian klimatu (Załącznik 1) zakłada wzrost temperatury w stosunku do wartości z okresu referencyjnego 1991–2020. Najbardziej optymistyczny scenariusz RCP 2.6 prognozuje zmiany o około 1,1°C w perspektywie dla lat 2021–2060 dla każdej pory roku oraz o około 1,55°C dla lat 2061–2100. Według optymistycznego RCP 4.5 nastąpi ocieplenie o 1,3°C w przedziale 2021–2060 i o około 2,3°C dla lat 2065–2100 w okresach zimowym oraz letnim. Natomiast realny scenariusz RCP 7.0 zakłada wzrost temperatury latem (marzec-sierpień) oraz zimą (wrzesień-luty) o 1,4°C dla 2021–2060 i 3,4°C dla 2061–2100. Pesymistyczna, ale prawdopodobna prognoza – RCP 8.5, przewiduje podwyższenie temperatury w okresie zimowym o około 1,6°C w latach 2021–2060 i o około 4,3°C dla 2060–2100. W porze letniej wzrost ten będzie zbliżony.

Największe zmiany opadów prognozowane są w zimie (2021–2060 od 16% do 18,8%, 2061–2100 od 9,1% do 24,5%), natomiast najmniejsze w lecie (2021–2060 od -4,5% do 5,8%, 2061–2100 od -16,9% do -3,2%). Równie istotne są duże różnice pomiędzy 5 i 95 percentylem projekcji, utrudniające oszacowanie zmian opadów w przyszłości.

W oparciu o scenariusze zmian klimatu można przypuszczać, że prognozowane warunki klimatyczne mogą w niewielkim stopniu zwiększyć szansę nicienia na utrzymanie populacji w glebie, w otwartym gruncie. Brak eksperymentalnych rak danych obrazujących wpływ działania niskich temperatur na zachowanie *P. brachyurus* przez długi okres czasu (jesień-zima) powoduje, że jednoznaczna i wiarygodna ocena nie jest możliwa.

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.	Opinia własna
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. brachyurus</i> przez długi okres czasu, jednoznaczna i wiarygodna ocena nie jest możliwa.	Opinia własna
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.	Opinia własna
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.	Opinia własna

16. Ogólna ocena ryzyka

P. brachyurus może zostać wprowadzony na terytorium RP z podłożem, w tkankach roślin i odpadach roślinnych. Warunki panujące w otwartym gruncie na obszarze PRA pozwalają przypuszczać, że możliwe jest utrzymanie populacji nicienia w glebie w sezonie wegetacyjnym. Ze względu na brak danych, pokazujących działanie niskich temperatur charakterystycznych dla okresu jesienno-zimowego obszaru PRA, trudno określić jednoznacznie i wiarygodnie skutki wpływu. Można przypuszczać, że takie warunki będą wpływały ograniczająco na populacje nicienia.

Mimo, że na obszarze PRA w otwartym gruncie uprawiane są rośliny żywicielskie *P. brachyurus*, jego obecność prawdopodobnie nie wpłynie negatywnie na uprawę. Gatunek ten może być potencjalnie zagrożeniem dla upraw pod osłonami, prowadzonych w naturalnym podłożu glebowym tj. ogórek, pomidor, fasola. *P. brachyurus* może negatywnie wpływać na wzrost i rozwój roślin w palmiarniach, gdzie zachowane zostaną warunki optymalne dla rozwoju populacji korzeniaka.

Etap 3. Zarządzanie ryzykiem zagrożenia agrofagiem

17. Środki fitosanitarne

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.				
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	x	Ograniczenie zadomowienia korzeniaka oraz rozprzestrzenienia się nicienia na obszarze PRA.
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				
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	x	Ograniczenie zadomowienia korzeniaka oraz rozprzestrzenienia się nicienia na obszarze PRA.

1.12	Cięcie i Przciniwanie	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	X	Ograniczenie zadomowienia korzeniaka oraz rozprzestrzenienia się nicienia na obszarze PRA.
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	X	Ograniczenie zadomowienia korzeniaka oraz rozprzestrzenienia się nicienia na obszarze PRA.
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 nosicielami 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			Uniemożliwienie wprowadzenia korzeniaka na obszar PRA.
2.02	Testy laboratoryjne	Badanie, inne niż wizualne, w celu ustalenia, czy istnieją szkodniki, przy użyciu urzędowych protokołów diagnostycznych. Protokoły diagnostyczne opisują minimalne wymogi dotyczące wiarygodnej diagnozy organizmów szkodliwych podlegających regulacjom prawnym.				
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.				

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	x		Zapobieganie wprowadzeniu oraz ograniczenie zadomowienia korzeniaka na obszarze PRA.
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	x		Zapobieganie wprowadzeniu oraz ograniczenie zadomowienia korzeniaka na obszarze PRA.
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).			x	Ograniczenie rozprzestrzenienia się nicienia na obszarze PRA.

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	1.01; 2.04; 2.06;
cebulki i bulwy	1.01; 2.04; 2.06;
ziemia/materiał do sadzenia	1.14
odpady roślinne	1.14

W celu zminimalizowania zadomowienia oraz rozprzestrzenienia nicienia zaleca się:

- Ugorowanie gleby (Guerout, 1975; Lima i wsp., 2015).
- Uprawę *Triticum aestivum* (Koenning i wsp., 1985; van Biljon i Meyer, 2000; Gonçalves i wsp., 2018), *Avena strigosa* (Borges i wsp., 2010; Chiamolera i wsp., 2012; Gabriel i wsp., 2018), *Crotolaria strigosa*, *C. mucronata*, *C. lanceolata*, *C. grantiana*, *C. retusa*, *C. usaramoensis*, *C. spectabilis*, *C. oleracea*, *C. breviflora* (Soares i wsp., 1989; Inomoto i wsp., 2006; Costa i wsp., 2014; Debiasi i wsp., 2016; Amorim i wsp., 2019; Cruz i wsp., 2020), *Crambe abyssinica* (Tavares-Silva i wsp., 2017), *Malphigia glabra* (Barbosa-Ferraz i wsp., 1989); *Stylosathes gracilis* (Vedoveto i wsp., 2013; Rodrigues i wsp., 2014; Santana-Gomes i wsp., 2014; 2019; Santos i wsp., 2019b), melona, cebuli, sałaty, grochu, marchwi, papryki i aksamitki (Machado i Inomoto, 2001), *Achillea millefolium* (Serrano Baldisera i wsp., 2021), *Allium cepa* (Nóia i wsp., 2016), *Lillium* sp. (Oliveira i wsp., 2013), *Raphanus raphanistrum* (Belle i wsp., 2015), *Raphanus sativus* odm. IPR 116 (Chiamolera i wsp., 2012), *Cynodon nlemfuensis*, *Eleusine* odm. ENA 01, *Brachiaria humidicola*, *B. brizantha* odm. Marandu oraz pastewny orzech ziemny (Buso i wsp., 2016).
- *Crotolaria spectabilis* z *Pennisetum glaucum* odm. ADR 7010 (Debiasi i wsp., 2016).
- Uprawę mało podatnych odmian *Vitis* (Santos i wsp., 2018; 2019).
- Czteroletnią uprawę roślin w sekwencji bawełna-soja-kukurydza-orzech ziemny lub kukurydza-orzech ziemny-bawełna-soja (Johnson i wsp. 1975).
- Zastosowanie w płodozmianie sorgo i wspięgi wężowatej (Traore i wsp., 2010).
- Utrzymywanie pH gleby na poziomie 5 i powyżej, jeżeli zabieg nie wpłynie negatywnie na prowadzoną uprawę (Osseni i wsp., 1997).
- Usuwanie resztek poźniwnych na polach po produkcji ananasa (Sarah, 1980).
- Zastosowanie doglebowo rozdrobnionych liści *Tithonia diversifolia* w dawce 20 g/kg gleby w uprawie okry (Alcântara Neto i wsp., 2018).
- Zastosowanie kompostu z roślin *Tithonia diversifolia* w dawce 2,0 i 2,5 t/ha w uprawie kukurydzy (Olabiyyi i wsp., 2013).
- Zastosowanie doglebowo częściowo rozłożonych obierek manioku w dawce 84 t/ha (Egunjobi i Larinde, 1975).
- Zastosowanie wodnych ekstraktów z liści *Azadiracta indica* (Egunjobi i Larinde, 1975);
- Zastosowanie CHP (produktów ubocznych powstających przy produkcji kakao) w formie nawozu, w dawce 40, 60 i 90 mt/ha w uprawie kukurydzy (Egunjobi, 1977).
- Zastosowanie aldehydu cynamonowego, aldehydu salicylowego, tymolu, karwakrolu, aldehydu anyżowego i aldehydu benzoowego (Calvet i wsp., 2001).
- Zastosowanie wyciągów z korzeni *Achillea millefolium* (Serrano Baldisera i wsp., 2021).
- Zastosowanie wyciągów alkoholowych z *Eucalyptus globulus* (Fabyji i wsp., 2020).

- Zastosowanie w formie nawozu pozostałości po ekstrakcji oleju z nasion *Crambe abyssinica* (Tavares-Silva i wsp., 2017).
- Zastosowanie wodnych wyciągów z liści *Azadirachta indica* w dawce 1,5, 1,0 i 0,5 kg świeżych liści/3 L wody (Egunjobi i Afolami, 1976).
- Zastosowanie wodnych wyciągów z makucha z liści *Ricinus communis* (rozcieńczenie 20%) skutkuje 65% śmiertelnością i ogranicza infekcyjność o 60% (Izidoro i wsp., 2021).
- Aplikację Vinasse- produktu ubocznego destylacji alkoholowej trzciny cukrowej w uprawie soi (Tubertino Leite i wsp., 2018).
- Zastosowanie *Trichoderma* spp. (Oliveira i wsp., 2021).
- Zastosowanie *Trichoderma asperellum*, *Bacillus subtilis*, *Purpureocillium lilacinum*, *B. subtilis* + *T. asperellum*, *B. subtilis* + *P. lilacinum*, *T. asperellum* + *P. lilacinum*, *B. subtilis* + *T. asperellum* + *P. lilacinum* osobno lub równocześnie w uprawie soi (Oliveira i wsp., 2019).
- Zastosowanie *Beauveria bassiana*, *Trichoderma harzianum*, *Metarhizium anisopliae* i *Paecilomyces lilacinus* w uprawie soi dogłębowo oraz w formie zaprawy nasion (Santos i wsp., 2019a).
- Zastosowanie *Rhizoglyphus clarus* w uprawie soi (Trentin i wsp., 2021) oraz *Glomus* spp. w uprawie ananasa (Guillemin i wsp., 1994).
- Zastosowanie endofitycznych bakterii (Harni i wsp., 2010).
- Zastosowanie *Bacillus subtilis* w czasie sadzenia trzciny cukrowej (Lima Mazzuchelli i wsp., 2020) i soi (Machado i Costa, 2007).
- Zastosowanie *P. chlamydosporia* (izolaty Pc-3, Pc-10, Pc-35) i *Trichoderma* sp. (izolat T-10) w uprawie kukurydzy i soi (Pacheco i wsp., 2020).
- Aplikacja ASM (acibenzolar-S-methyl) na korzenie kukurydzy w dawce 0,50 g/L (Ragazzi Cardoso i wsp., 2016; Puerari i wsp., 2020).
- Aplikacja Nem-Out™ (*Bacillus subtilis*, *B. licheniformis* i *Trichoderma longibrachiatum*) w dawce 4 i 8 kg/ha (Lopes i wsp., 2020).
- Aplikacja Soil-Set® (3,7% S, 3,00% Cu, 1,6% Fe, 0,8% Mn, 3,2% Zn, 2,13% C) w dawce 1 i 2 L/ha (Lopes i wsp., 2020); Improcrop® do Brasil Ltda) w dawce 1 i 2 L/ha, aplikację Ecolife™, acibenzolar-S-methyl w uprawie kukurydzy (Puerari i wsp., 2015).
- Zastosowanie *Acromobacter xylosoxidans* TT2, *A. faecalis* NJ16, *Pseudomonas putida* EH11, *Bacillus cereus* MSK i *B. subtilis* NJ57 w uprawie paczuli. W warunkach szklarni *A. xylosoxidans* TT2, *A. faecalis* NJ16, *P. putida* EH11, *B. cereus* MSK i *B. subtilis* NJ57 ograniczyły zasiedlanie korzeni przez nicienia od 54,8 do 70,6% (Harni i wsp., 2011).
- Zastosowanie Compost-Aid™ oraz Nem-Out™ (5 kg/ha), Agro-Mos™ (1 L/ha) Soil-Set™ w uprawie soi (Miamoto i wsp., 2017).
- Aplikację karbofuranu w dawce 2,2 kg/ha (0,21 kg/m bieżący rzędu) w uprawie soi (Koenning i wsp., 1987).
- Aplikację phenamifosu (34 kg/ha), fensulphothionu (67 kg/ha) oraz DBCP (67 kg/ha) w uprawie drzew cytrusowych (o'Bannon i wsp., 1974).
- Aplikację carbofuranu w dawce 0,15 g oraz phenamifosu w dawce 0,2 g w uprawie ananasa (Sarah, 1980).
- Aplikację następujących pestycydów w uprawie orzecha arachidowego: Carbofuran 10G, Aldicarb 10G, Fensulfothion 15G, Ethoprop 10G (w dawce 3,4 kg/L). Fensulfothion 720g/litr (w dawce 6,7 kg/ha); Namacur 15G (w dawce 2,8 kg/ha); DBCP 1,452g/litr (w dawce 10,1 kg/ha) (Minton i Morgan, 1974).
- W uprawie soi zastosowanie zaprawiania nasion preparatami lub mieszaninami zawierającymi substancje czynne (Tabela 1) (Soares Costa i wsp., 2021).

Tabela 1. Substancje wykorzystane do zaprawienia nasion soi wg. Soares Costa i wsp., 2021.

Preparat/Kombinacja	Formulacja	Dawka (mL /100 kg nasion)
tiofanat metylowy	500 SC	90
pyraklostrobina	250 SC	20
fipronil	250 SC	200
tiofanat metylowy + pyraklostrobina	SC	90 + 20
tiofanat metylowy + fipronil	SC	90 + 200
pyraklostrobina + fipronil	SC	20 + 200
pyraklostrobina + tiofanat metylowy + fipronil	200 FS	200
abamektyna	500 FS	125

- Zaprawienie nasion soi abamektyną w dawce 500g/L (Bortolini i wsp., 2013; Souza Confort i Inomoto, 2018).
- Zaprawienie nasion soi abamektyną oraz induktorami odporności (Lopes i wsp., 2017; Homiak i wsp., 2017).
- Zaprawienie nasion soi *Pasteuria thornei* ($1,5 \times 10^7$ endospor/nasiono) (Souza-Confort i Inomoto, 2018).
- Zaprawienie nasion soi cyklobutrifluramem (40g/100kg nasion) (Roncato Ribeiro, 2019).
- Zaprawienie nasion soi preparatem Stimulate R (Dias-Arieira i wsp., 2012).
- Zaprawienie nasion soi *Purpureocillium lilacinum* lub *Trichoderma harzianum* (Dias-Arieira i wsp., 2018).
- Zaprawienie nasion soi *Purpureocillium lilacinum* lub *Trichoderma harzianum* z bioaktywatorem Bioactivator Pick Up Moss w dawce 200 g/ml (Dias-Arieira i wsp., 2018).
- Zastosowanie *Trichoderma* spp. w połączeniu z induktorami odporności: acibenzolar-S-methyl, Ecolife™ i AgroMos™ w uprawie soi (Kath i wsp., 2017).
- Zaprawienie nasion fasoli abamektyną, tiametoksamem, difenokonazolem (Gonçalves Júnior i wsp., 2013).
- Zaprawienie nasion fasoli *Trichoderma harzianum* (Gonçalves Júnior i wsp., 2013).
- Zaprawianie nasion bawełny produktami zawierającymi imidackloprid + thiodicarb, pyraclostrobin + tiofant metylowy + fipronil, abamektynę + azoksystrobinę + mefenoxam + fludioxonil + thiamethoxam (Ribeiro i wsp., 2012).
- Zastosowanie oprysku kukurydzy fosforanem potasu (Dias-Arieira i wsp., 2012).
- Zastosowanie osadów ściekowych (Fontana i wsp., 2012; Roldi i wsp., 2013).
- Zastosowanie wywaru melasowego, ściółki drobiowej, płynnego ekstraktu z korzenia manioku, odpadów pofiltracyjnych (Roldi i wsp., 2013).
- Zastosowanie kompostu (mieszanka obornika bydłęcego i resztek warzywnych z naturalnego pastwiska, z przewagą gatunków roślin *Axonopus affinis*, *Paspalum notatum*, *Andropogon lateralis* i *Aristida laevis*) (Schmitt i wsp., 2020).
- Zanurzenie bulw ziemniaka przez 45–60 minut w wodzie o temperaturze 50 °C (Koen, 1969).
- Fumigacja strąków orzecha arachidowego bromometylem przez 24 h w 25 C. Dawka 24,5 mg/litr była śmiertelna dla nicieni znajdujących się w osłonkach, natomiast dawki 44,6 i 50,9 mg/litr zabijały nicienie w całych strąkach (Minton i Gillenwater, 1973).

18. Niepewność

Na podstawie zebranych danych można przypuszczać, że *P. brachyurus* 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

Acosta N., Malek R.B. 1979. Influence of temperature on population development of eight species of *Pratylenchus* on soybean. *Journal of Nematology* 11: 229–232.

Alcântara Neto F. de., Delpupo K.C., Silva G.S. da., Gravina de G.A., Melo M.P. de., Beserra Júnior J.E.A. 2018. Mexican sunflower leaves as an alternative for the management of *Pratylenchus brachyurus* in okra. *Summa Phytopathologica* 44: 267–270.

Abd-Elgawad M.M.M., Eissa M.F.M., El-Gindi A.E.Y., Smart G.C., El-bahrawy A. 2018. Identification of five phytonematode species associated with forage legumes. *Egyptian Journal of Agronomy* 17: 65–75.

Al-Banna L., Ploeg A.T., Williamson V.M., Kaloshian I. 2004. Discrimination of six *Pratylenchus* species using PCR and species-specific primers. *Journal of Nematology* 36: 142–146.

Alves T.C.U., da Silva R.A., Borges D.C., Motta L.C.C., Kobayashi L.L. 2011. Reação de cultivares de soja ao nematóide das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus*. *Revista Biodiversidade* 10: 73–79.

Alves P.S., Terra W.C., Pinto G.B., Pacheco P.V.M., Fatobene B.J.R., Campos V.P., de Souza J.T. 2020. Starvation-induced lipid reserve depletion in *Pratylenchus brachyurus* leads to decreased infectivity in maize roots. *Nematology* 23: 103–111. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685411-bja10032>

Amorim D.J., da Costa Ferreira A.G., Figueirinha K.T., de Sousa Ferreira L., Brito Freitas J.R., Almeida E.I. B., Rodrigues de Amorim F.F.V., Dantas Deifeld H.P., Pinheiro Doihara I., da Silva Sousa W. 2019. Management alternatives for *Pratylenchus brachyurus* in the soybean crop. *Journal of Agricultural Science* 11: 333–340.

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

Anwar S.A., Gorski S.D., Shakoob A. 1993. Effect of *Longidorus elongatus*, *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus brachyurus* on peanut growth. *Pakistan Journal of Nematology* 11: 115–124.

Anwar S.A., Mc Kenry M.V., Ahmad H.A. 2012. Nematode and fungal communities associated with mango decline of Southern Punjab. *Pakistan Journal of Zoology* 44: 915–922.

Araújo Filho de J.V., Castro-Moretti F.R., Bonfim Junior M.F. 2014. *Pratylenchus brachyurus* (Nematoda: Pratylenchidae) in Guarirôba in the state of Goiás, Brazil. *Helminthologia* 51: 352–354.

Armstrong J.M., Jensen H.J. 1978. Indexed bibliography of nematode-resistance in plants. Station Bulletin 639. Agricultural Experiment Station, Oregon State University Corvallis, Oregon.

Asmus G.L. 2004. Occurrence of plant-parasitic nematodes in cotton crops in Mato Grosso do Sul State, Brazil. (Ocorrência de nematóides fitoparasitos em algodoeiro no Estado de Mato Grosso do Sul.) *Nematologia Brasileira* 28: 77–86.

Assunção M.C., de Souza Junior F.J.C., dos Santos Neto J.C., Rodrigues Mello A.A., Oliveira Silva L.R.B. 2019. *Pratylenchus* spp.: morphological, molecular characterization and population density in banana (*Musa* spp.) in Pernambuco. *Magistra, Cruz das Almas – BA*, 30: 445–449.

Baicheva O. 1982. The nematode fauna of tobacco from some districts of the Rhodope tobacco region. *Khelmintologiya* 3–11.

Bala G. 1984. Occurrence of plant parasitic nematodes associated with crops of agricultural importance in Trinidad. *Nematropica* 14: 37–45.

Bafokuzara N.D. 1982. Nematodes associated with pineapples in Uganda. *Nematropica* 12: 45–49.

Barbosa L.C.C., Monteiro A.R., Inomoto M.M. 1989. Hospedabilidade de acerola em relação a sete espécies de fitonematóides. *Nematologia Brasileira* 13: 39–49.

Barbosa B.F.F., dos Santos J.M., Barbosa J.C., Soares P.L.M., Ruas A.R., de Carvalho R.B. 2013. Aggressiveness of *Pratylenchus brachyurus* to the sugarcane, compared with key nematode *P. zaei*. *Nematropica* 43: 119–130.

Barker K.R., Clayton C.N. 1973. Nematodes Attacking Cultivars of Peach in North Carolina. *Journal of Nematology* 5: 265–271.

Bellé C., Kulczynski S.M., Gomes C.B., Kuhn P.R. 2014. Plant-parasitic nematodes associated with sugarcane crop in Rio Grande do Sul state, Brazil. *Nematropica* 44: 207–217.

Bellé C., Lima-Medina I., Kaspary T.E., Kuhn P.R. 2015. Host suitability of weeds to *Pratylenchus brachyurus* in Northwest of Rio Grande do Sul, Brazil. *Nematropica* 45: 144–149.

Bellé C., Kuhn P.R., Kaspary T.E., Schmitt J. 2017. Reaction of soybean cultivars to *Pratylenchus brachyurus*. *Revista Agrarian* 10: 136–140.

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.). *Nematropica* 48: 45–49.

Bernardes M.S., Martins A.N. 2015. Pathogenicity of *Pratylenchus brachyurus* to rubber rootstocks *Summa Phytopathologica* 41: 31–34.

Bhattacharya C., Dasgupta M.K., Mukherjee B. 2013. Biodiversity of plant parasitic nematodes in tea nurseries and plantations in Tripura. *Indian Journal of Nematology* 43: 74–81.

Biela F., Dias-Arieira C.R., Zamboni Machado A.C., Melo Santana-Gomes S. de , Ragazzi Cardoso M., Hernandez I., Mattei D. 2015. Host status and phenotypic diversity of rice genotypes in relation to *Pratylenchus brachyurus* resistance *Nematology* 18: 15– 21. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685411-00002938>

Bonfim M.F. Jr., Machado C. Z., Araújo Filho J.V. 2012. *Pratylenchus brachyurus* (Nematoda: Pratylenchidae) on macadamia in Brazil. *Australasian Plant Disease Notes* 7:5– 6. DOI: 10.1007/s13314-011-0032-8

Borges D.C., Machado A.C.Z., Inomoto M.M. 2010. Reação de aveias a *Pratylenchus brachyurus*. *Tropical Plant Pathology* 35: 178–181.

Bortolini G.L., Vieira de Araújo D., Zavislak F.D., Junior J.R., Krause W. 2013. Controle de *Pratylenchus brachyurus* via tratamento de semente de soja. *Enciclopédia Biosfera* 9: 818–830.

Brait V.H.A.H., Carneiro L.C., Ferreira P.A. 2020. Nematode survey of plantain orchards in Jataí and Perolândia – Goiás state, Brazil. *Brazilian Journal of Agriculture* 95: 202–210. DOI: 10.37856/bja.v95i3.4251

Braz G.B.P., Oliveira Jr., Constantin R.S., Raimondi J., Ribeiro R.T., Gemelli L.M., Takano H.K. 2016. Weeds as alternative hosts for *Pratylenchus brachyurus*. *Summa Phytopathologica* 42: 233–238.

Brida de A.L., Graças Souza das Aline da Silva Correia É.C.S, Wilcken S.R.S. 2018. Reação de genótipos de feijoeiro a *Pratylenchus brachyurus*. *Acta Iguazu Cascavel* 7: 69–75.

Bridge J. 1976. Other contributions: plant parasitic nematodes from the Lowlands and Highlands of Ecuador. *Nematropica* 6: 18–23.

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

Bridge J., Luc M., Plowright R.A. 1990. Nematode parasites of rice. Ss.69–108. W: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (Eds.), Wallingford, UK: CAB International.

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

Bridge J., Luc M., Peng D. 2005. Nematode parasites of rice. Ss.87–130. W: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (Eds.), Wallingford, UK: CAB International.

Brito O.D.C., Hernandez I., Ferreira J.C.A., Ragazzi Cardoso M., Alberton O., Dias-Arieira C.R. 2018. Association between arbuscular mycorrhizal fungi and *Pratylenchus brachyurus* in maize crop. *Chilean Journal of Agricultural Research* 78: 521–527. DOI: 10.4067/S0718-58392018000400521

Brodie B.B., Murphy W.S. 1975. Population dynamics of plant nematodes as affected by combinations of fallow and cropping sequence. *Journal of Nematology* 7: 91–92.

- Brodie B.B., Good J.M., Jaworski C.A. 1970. Population dynamics of plant nematodes in cultivated soil: effect of summer cover crops in newly cleared land. *Journal of Nematology* 2: 217–222.
- Brooks T.L., Perry G. 1967. Pathogenicity of *Pratylenchus brachyurus* to citrus. *Plant Disease Reporter* 51: 569–573.
- Brzeski M.W. 1965. Nematodes associated with citrus trees infected with four viruses and comments about nematode distribution in Florida citrus groves. *Plant Disease Reporter* 49: 610–614.
- Bucki P., Qing X., Castillo P., Gamliel A., Dobrinin S., Alon T., Braun Miyara S. 2020. The genus *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae) in Israel: from taxonomy to control practices. *Plants* 9: 1475. DOI :10.3390/plants9111475
- Buso W.H.D., Ferreira Rios A.D., da Silva H.W., Soares R.S., Machado A.S., Machado Ribeiro F., de Oliveira Silva L., Borges Ribeiro T. 2016. Reaction of forage species to *Pratylenchus brachyurus* root lesion nematode. *Revista Agrarian* 9: 228–221.
- 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: 7–15.
- Calvet C., Pinochet J., Camprubi A., Estaun V., Rodriguez-Kabana R. 2001. Evaluation of natural chemical compounds against root-lesion and root-knot nematodes and side-effects on the infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi. *European Journal of Plant Pathology* 107: 601–605.
- Castanheira C.M., Falcão H.G., Iouko Ida E., Dias-Arieira C.R., Bolanho Barros B.C. 2020. *Pratylenchus brachyurus* parasitism on soybean: effects on productivity, vegetative and nematological parameters and chemical properties. *European Journal of Plant Pathology* 157: 651–661. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02011-y>
- 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.
- Chapman R.A. 1956. Plant parasitic nematodes associated with strawberry in Kentucky. *Plant Disease Reporter* 40: 179–81.
- Chiamolera F.M., Dias-Arieira C.R., Souto E.R., Biela F., Cunha T.P.L., Santana S.M., Puerari H.H. 2012. Suscetibilidade de culturas de inverno a *Pratylenchus brachyurus* e atividade sobre a população do nematoide na cultura do milho. *Nematropica* 42: 267–275.
- Chin C.L. 1969. Lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, attacking *Cryptomeria japonica* in Singapore. *Plant Disease Reporter* 53: 798. Dostęp kwiecień 2021.

https://books.google.pl/books?id=iH9HAQAIAAJ&pg=PA798&lpg=PA798&dq=pratylenchus+brachyurus+singapore&source=bl&ots=bZ27CZa92F&sig=ACfU3U2POnUngocOYoRtW_2vwLWCfwqtA&hl=pl&sa=X&ved=2ahUKEwiisL7wz6XvAhWoAxAIHXR2Bmk4ChDoATACegQIBBAD#v=onepage&q=pratylenchus%20brachyurus%20singapore&f=false

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: 62–70.

Corbett D.C.M., Clark S.A. 1983. Surface features in the taxonomy of *Pratylenchus* species. *Revue de Nematologie* 6: 85–98.

Costa A.S. 1977. Investigations on soybean diseases carried out in the State of Sao Paulo. *Summa Phytopathologica* 3: 3–30.

Costa M.J.N., Pasqualli R.M., Prevedello R. 2014. Effect of soil organic matter content, cover crop and planting system on the control of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. *Summa Phytopathologica* 40: 63–70.

Coyne D.L. 1994 Nematode pests of cassava. *African Crop Protection Journal* 2: 355–359.

Coyne D.L., Plowright R.A., Fofana I. 1996. Preliminary investigations of nematodes associated with rice in Guinea, Benin and Togo. *Afro-Asian Journal of Nematology* 6: 70–73.

Coyne 1999, Plowright R.A., Twumasi J., Hunt D.J. 1999. Prevalence of plant parasitic nematodes associated with rice in Ghana with a discussion of their importance. *Nematology* 1: 399–405.

Coyne D.L., Talwana H., Maslen N.R. 2003. Plant-parasitic nematodes associated with root and tuber crops in Uganda. *African Plant Protection* 9: 87–88.

Corbett D.C.M. 1967. Nematodes as plant parasites in Malawi. *PANS* 13: 151–162. DOI: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/05331846709432243>

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

Cruz T.T., Asmus G.L., Garcia R.A. 2020. *Crotalaria* species in succession to soybean for the management of *Pratylenchus brachyurus*. *Ciência Rural*, Santa Maria 50: 7, e20190645. DOI: <http://doi.org/10.1590/0103-8478cr20190645>

Cunha Costa da D., Santos Cabral J.R., Calfa C.H., Chavesda Rocha M.A. 1999. Seleção de genótipos de abacaxi para resistência a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Pesquisa Agropecuária Tropical* 29: 57–60.

Debiasi H., Franchini J.C., Dias W.P., Ramos Jr. E.U, Balbinot Jr. A. A. 2016. Cultural practices during the soybean off-season for the control of *Pratylenchus brachyurus*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 51: 1720–1728. Abstract.

Dias-Arieira, C.R., Marini P.M., Fontana L.F., Roldi M., Silva T.R.B. 2012. Effect of *Azospirillum brasilense*, Stimulate® and potassium phosphate to control *Pratylenchus brachyurus* in soybean and maize. *Nematropica* 42: 170–175.

Dias-Arieira, C.R., de Araújo F.G., Kaneko L., Santiago D.C. 2018. Biological control of *Pratylenchus brachyurus* in soya bean crops. *Journal of Phytopathology* 166: 722–728. DOI: 10.1111/jph.12755

Dickson D.W., McSorley R. 1990. Interaction of three plant-parasitic nematodes on corn and soybean. *Supplement to Journal of Nematology* 22 (4S) :783–791.

Dickson D.W., Waele de D. 2005. Nematode parasites of peanut. Ss.393–436. W: *Plant parasitic nematodes in tropical and subtropical agriculture*, Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (Eds.). CABI Publishing, Wallingford, UK.

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 parasitising grapes in Southern Brazil. *Tropical Plant Pathology*. DOI: <https://doi.org/10.1007/s40858-019-00301-3>

Di Vito M., Greco N., Ores G., Saxena M.C., Singh K.B., Kusmenoglu I. Plant parasitic nematodes of legumes in Turkey. *Nematologia Mediterranea* 22: 245–251.

Egunjobi O.A. 1974. Nematodes and maize growth in Nigeria. I. Population dynamics of *Pratylenchus brachyurus* in and about the roots of maize and its effects on maize production at Ibadan. *Nematologica* 20: 181–186.

Egunjobi O.A. 1977. Nematodes and maize growth in Nigeria III. Effects of cocoa pod husk soil amendments on populations of *Pratylenchus brachyurus* and on the growth and yield of maize (*Zea mays* L.). *Nematologia Mediterranea* 5: 151–157.

Egunjobi O.A., Larinde M.A. 1975. Nematodes and maize growth in Nigeria II. Effects of some amendments on populations of *Pratylenchus brachyurus* and on the growth and production of maize (*Zea mays* L.) in Nigeria. *Nematologia Mediterranea* 3: 65–73.

Egunjobi O.A., Afolami S.O. 1976. Effects of neem (*Azadirachta indica*) leaf extracts on populations of *Pratylenchus brachyurus* and on the growth and yield of maize. *Nematologia* 22:125–132.

Fabiyi O.A., Atolani O., Olatunji G.A. 2020. Toxicity effect of *Eucalyptus globulus* to *Pratylenchus* spp. of *Zea mays*. *Sarhad. Journal of Agriculture* 36:1244–1253. DOI: <http://dx.doi.org/10.17582/journal.sja/2020/36.4.1244.1253>

Fernandes A.R. de Figueredo. 2009. Patogenicidade de *Pratylenchus brachyurus* e severidade da murcha bacteriana quando associada a este nematóide em fumo. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica - RJ. 58 ss.

Fernandes A.Rosa de Figueredo, Pimentel J.P. 2012. Severity of bacterial wilt on virginia and burley tobacco interactions with *Pratylenchus brachyurus*. *Revista de Ciências da Vida* 32: 106–116.

- Ferrari M.T., Ramos Jr. E.U., Tavares G., Faleiro V.O., Shiomi H.F., Debiasi H., Franchini J.C. 2016. Dinâmica populacional do nematoide *Pratylenchus brachyurus* em diferentes sistemas produtivos em MT. Scientific Electronic Archives 9: 2–40.
- Ferraz L.C.C.B. 1995. Pathogenicity of *Pratylenchus brachyurus* to three soybean cultivars. Nematologia Brasileira 19: 1–8.
- Ferreira T.D.F., Souza R.M., Idalino W.S S., dos Santos Ferreira K.D., Brioso P. S. T. 2014. Interaction of *Pratylenchus brachyurus* and *Helicotylenchus* sp. with mealybug wilt of pineapple in microplots. Nematropica 44: 181–189.
- Filonow A.B., Russell C.C. 1991. Nematodes and fungi associated with pod rot of peanuts in Oklahoma. Nematologia Mediterranea 19: 207–210.
- Flis Ł., Dobosz R., Rybarczyk-Mydłowska K., Wasilewska-Nascimento B., Kubicz M., Winiszewska G. 2018. First report of the lesion nematodes: *Pratylenchus brachyurus* and *Pratylenchus delattrei* on tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants in Cape Verde. Helminthologia 55: 88–94. DOI: 10.1515/helm-2017-0053
- Fontana L.F., Dias-Arieira C.R., Marini P.M., Dadazio T.S., Fabrin Cabral Y.C., Silva T.R.B., Ferreira Ribeiro R.C. 2012. Effect of sewage sludge on populations of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus brachyurus* in maize. Journal of Food, Agriculture & Environment 10: 534–536.
- Fontana L.F., Arieira C.R.D., Abe V.H.F., Severino J.J., Arieira J.O., Monteiro R.N.F. 2018. Interference of *Meloidogyne javanica* in the reproduction of *Pratylenchus brachyurus* in soybean cultivar BRS/MT pintado. Summa Phytopathologica 44: 143–147.
- Fourie H., McDonald A.H., Loots G.C. 2001. Plant-parasitic nematodes in field crops in South Africa. 6. Soybean. Nematology 3: 447–454. DOI: <https://doi.org/10.1163/156854101753250773>
- Frederick J.J., Tarjan A.C. 1989. A compendium of the genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (Nemata:Pratylenchidae). Revue de Nématologie 12: 234–256.
- Freitas J.R.B., de Bortoli Teixeira D., Moitinho M.R., da Silva Jr. J.F., Silva Siqueira D., Figueiredo Barbosa B.Fl., Martins Soares P.L., Pereira G.T. 2019. Distribuição espacial de *Pratylenchus brachyurus* em área de soja no Leste do Maranhão. Revista Brasileira de Ciências Agrárias 14: e5627. DOI: 10.5039/agraria.v14i1a5627
- Gabriel M., Kulczynski S.M., Belle C., Kirsch V.G., Calderan-Bisognin A. 2018. Reação de gramíneas forrageiras a *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus brachyurus*. Nematropica 48: 155–163.
- Gafur A. 2020. Short Communication: Updated tabular key and improved browser-based interactive key to species of *Pratylenchus* Filipjev (Nematoda: Pratylenchidae). Biodiversitas 21: 3780–3785. DOI: 10.13057/biodiv/d210845
- Godfrey G.H. 1929. A destructive root disease of pineapples and other plants due to *Tylenchus brachyurus* n.sp. Phytopathology 611–629.

Gnonhoury Goly P., Tehe H. 1997. Effects of pineapple weeds on *Pratylenchus brachyurus* in Côte d'Ivoire. Cahiers Agricultures 6: 199–202.

Gonçalves Júnior, D.B., M. Roldi, F.M. Namur & A.C.Z. Machado. 2013. Seed treatment of common bean on the control of *Pratylenchus brachyurus*, *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. Nematologia Brasileira 37: 53–56.

Gonçalves D.F., Mendes Lopes A.P., Puerari H.H., Dias-Arieira C.R. 2018. Host responses of wheat genotypes to *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica*. Revista Scientia Agraria 19: 8–13.

Gotoh A. 1974. Geographic distribution of *Pratylenchus* spp. (Nematoda: Tylenchida) in Japan. Bulletin of the Kyushu Agricultural Experiment Station, ss. 139–224. Abstract.

GRDC. 2017. Penuts. Section 8. Nematode mangement. GRDC Growthnotes. Ss.4.

Guillemin J.P., Gianinazzi S., Gianinazzi-Pearson V., Marchal J. 1994. Control by arbuscular endomycorrhizae of *Pratylenchus brachyurus* in pineapple microplants. Agricultural and Food Science 3: 253–262. DOI: 10.23986/afsci.72703

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: 202–218.

Harni R.S., Supramana Sinaga M.S., dan Supriadi G. 2010. Effect of culture filtrates endophytic bacteria on themortality, hatching eggs and population of root lesion nematodes *Pratylenchus brachyurus* on patchouli. Jurnal Littri 16: 43–47.

Harni R., Supramana Sinaga M.S. 2011. Effectiveness of endophytic bacteria to control *Pratylenchus brachyurus* nematode on patchouli. Jurnal Littri 16: 43–47. Abstract. DOI: <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=ID201600025>

Homiak J.A., Dias-Arieira C.R., Arendt Couto E.A., Kath J., Abe V.H.F. 2017. Seed treatments associated with resistance inducers for management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. Phytoparasitica 45: 243–250. DOI 10.1007/s12600-017-0575-0

Humphreys-Pereira D. A., Flores-Chaves L., Salazar L., Gómez-Alpízar 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. Nematropica 47: 120–134.

Hussey R.S., Roncadori R. W. 1998. Interaction of *Pratylenchus brachyurus* and *Gigaspora margarita* on cotton Journal of Nematology 10: 16–20.

HyeRim H., Lee J.K., Choi D.R., Han ManJong, Park ByeongYong, 2006. Occurrence of plant parasitic nematodes in chrysanthemum and ITS and D3-28S rDNA characterization of *Pratylenchus* spp. Korean Journal of Applied Entomology 45: 293–299. DOI: http://www.entomology.or.kr/e_4s_2.html

Ingram E.G., Rodriguez-Kabana R. 1980. Research papers: nematodes parasitic on peanuts in Alabama and evaluation of methods for detection and study of population dynamics. Nematropica 10: 21–30.

- Inomoto M.M. 2011. Avaliação da resistência de 12 híbridos de milho a *Pratylenchus brachyurus*. *Tropical Plant Pathology* 36: 308–312.
- Inomoto M.M., Motta L.C.C., Beluti D.B. 2006. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Nematologia Brasileira* 30: 39–44.
- Inomoto M.M., Asmus G.L. 2010. Host status of graminaceous cover crops for *Pratylenchus brachyurus*. *Plant Disease* 94: 1022–1025.
- Izidoro Jr. A., Silva E.J., Tarini G., Bordin J.C., Silva B.A., Ambrosano L., Dias-Arieira C.R. 2021. Aqueous extract of castor bean seed cake for the control of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. *Nematropica* 51: 1–8.
- Jackson K.E., Sturgeon R.V. Jr. 1973. Effect of nematicides upon root lesion nematode populations. *Journal of the American Peanut Research and Education* 5: 178–181. Abstract.
- Jenkins WR., Bird G.W. 1962. Nematodes associated with wild yam, *Dioscorea* sp., with special reference to the pathogenicity of *Meioidogyne incognita incognita*. *Plant Disease Reporter*. 46: 858–860.
- Jensena H.J., Martin J.P., Wismer A., Koike H. 1959. Nematodes associated with varietal yield decline of sugar cane in Hawaii. *Plant Disease Reporter* 43: 2553–2260.
- Jesus de A.M., Regis Pedrosa E.M., Ribeiro da Silva Reis J.B., Chaves Fiuza Porto A. 2020. Morphological and morphometric characterization of *Pratylenchus* species in sugarcane cropping areas of Pernambuco state. *Revista Caatinga* 33: 599–607. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1983-21252020v33n303rc>
- Jimenez N., Crozzou R., Petit P., Grec Y.N. 2001. Nematodos fitoparasiticos asociados con el cultivo de la PinA, *Ananas comosus*, en los est ados lara y Trujillo, Venezuela. *Nematologia Mediterranea* 29: 13–17.
- 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: 158–168.
- Johnson C.S., Way J., Barker K.R. 2005. Nematode parasites of tobacco. Ss.675–708. W: *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (Eds.), Wallingford, UK: CAB International.
- Jones M.G.K., Fosu-Nyarko J. 2014. Molecular biology of root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) and their interaction with host plants. *Annals of Applied Biology* 164: 163–181.
- 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.

- Jordan E.M., van den Berg E., de Waele D. 1992. Plant-parasitic nematodes on field crops in South Africa. 5. Wheat. *Fundamental and Applied Nematology* 15: 531–537.
- Khan F.A., Misari S.M. 1992. Plant-parasitic nematodes associated with groundnut crop in four ecological zones of Nigeria. *Journal of African Zoology* 106: 263–271.
- Khan R.M., Reddy P.P. 1990. An association of *Pratylenchus brachyurus* with *Pogostemon cablin*. *Indian Journal of Nematology* 20: 116–119.
- Khonga E.B., Hillocks R.J. 1996. Soilborne diseases in maize-based cropping systems in southern Malawi: incidence and farmers' perceptions. *African Plant Protection* 2: 131–138.
- 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 zae*. *African Crop Science Journal* 6: 367–375. DOI: <http://www.bioline.org.br/request?cs98039>
- Khoa D.Le., Perrine-Walker F., Stirling G.R., Guest D.I., Trinh P.Q. 2021. Pathogenicity of migratory endoparasitic nematodes on coffee seedlings (*Coffea arabica* cv. K7) in Australia. *Australasian Plant Pathology* 50: 341–348. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13313-021-00778-0>
- Ko M.P., Bernard E.C., Schmitt D.P., Sipes B.S. 1995. Occurrence of *Pasteuria*-like organisms on selected plant-parasitic nematodes of pineapple in the Hawaiian Islands. *Journal of Nematology* 27: 395–408.
- Koen H. 1967. Notes on the host range, ecology and population dynamics of *Pratylenchus brachyurus*. *Nematologica* 13: 118–124.
- Koen H. 1969. Thermotherapeutic control of *Pratylenchus brachyurus* in potato tubers. *Phytophylactica* 1: 67–70.
- Koenning S.R., Schmitt D.P., Barker K.R. 1985. Influence of selected cultural practices on winter survival of *Pratylenchus brachyurus* and subsequent effects on soybean yield. *Journal of Nematology* 17: 464–469.
- Koenning S.R., Schmitt D.P. 1987. Control of *Pratylenchus brachyurus* with Selected Nonfumigant Nematicides on a Tolerant and a Sensitive Soybean Cultivar. *Annals of Applied Nematology* 1: 26–28.
- Lewis S.A., Skipper H.D., Musen H.L. 1977. Nematode and nodulation studies in coastal plain soybean fields of South Carolina. Abstracts of Papers Presented at the Sixteenth Annual Meeting of the Society of Nematologists, East Lansing, Michigan, 16–19 August 1977. *Journal of Nematology* 9: 261–289.
- 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. *Nematropica* 45: 170–177.

Lima Mazzuchelli R.C., Lima Mazzuchelli E.H., deAraujo F.F. 2020. Efficiency of *Bacillus subtilis* for root-knot and lesion nematodes management in sugarcane. *Biological Control* 143: 104–185. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104185>

Lima-Medina I., Rocha D.I., Pereira A.S., Gomes C.B. 2014. Reaction of potato cultivars to *Pratylenchus brachyurus*. *American Journal of Potato Research* 91: 53.

Lima-Medina, I., C. B. Gomes, and V. Gonzaga. 2014a. Characterization of species of root lesion nematode on potato in south of Brazil and genotypes' reaction to *Pratylenchus brachyurus*. *Nematropica* 44: 101–106.

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). Ss. 366–394. W: *Manual of Agricultural Nematology*, Nickle W.R. (ed.). Marcel Dekker Inc. New York.

Lopes A.P.M., Cardoso M.R., Puerari H.H., Ferreira J.C.A., Dias-Arieira C.R. 2017. Management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean using seed treatment and a resistance inducer. *Nematropica* 47: 1–7.

Lopes A.P.M., Orlandini Toninato B., Cruz Soares M.R., Dias-Arieira C.R. 2020. Biological control associated with plant nutrition for *Meloidogyne javanica* and *Pratylenchus brachyurus* management in soybean. *Journal of Agricultural Science* 12: 149–158.

Lordello L.G.E., Zamith A.P.L., Boock O.J. 1954. Novo nematódeo parasito da batatinha. *Bragantia* 13: 141–149.

Lordello L. G.E., 1967. A root - lesion nematode found infesting eucalyptus trees in Brazil. *Plant Disease Reporter* 51: 791.

Lordello L.G.E., Monteiro A.R., D'arce R.D. 1968. Distribuicao geografica dos nematoides nocivos ao cafeeiro. *Revista de Agricultura* 43: 79–82.

Lordello L. G.E., Mello Filho A.T. 1969. O capim pangola difunde nematóides. *Revista de Agricultura* 44: 1.

Lordello L. G.E., Zamith A.P.L., Auda Soja H.V. 1958. Nematode parasites of soybean and cotton roots and its implication in crop rotation. *Revista de Agricultura* 33: 161–166.

Lordello L. G.E., Lordello A.I.L., Sawazaki E., Aloisi-Sobrinho J. 1985. Reacao de genotipos de milho a *Pratylenchus* spp., em campo. *Nematologia Brasileira* 9: 163–173.

Machado A.P., da Costa M.J.N. 2017. Biocontrole do fitonematoide *Pratylenchus brachyurus* *in vitro* e na soja em casa de vegetação por *Bacillus subtilis*. *Revista Biociências* 23: 83-94.

Machado A.C. Z., Inomoto M.M. 2001. Host status of eighteen vegetable crops for *Pratylenchus brachyurus*. *Nematropica* 31: 259–265.

- 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.
- Machado A.C. Z., Siqueira K.M.S., Ferraz L.C.C.B., Inomoto M.M., Bessi R., Harakava R., Oliveira C.M.G. 2015. Characterization of Brazilian populations of *Pratylenchus brachyurus* using morphological and molecular analyses. *Tropical Plant Pathology* 40: 102–110. DOI: 10.1007/s40858-015-0013-0
- Machado A.P., Natalino da Costa M. Jr. 2017. Biocontrole do fitonematoide *Pratylenchus brachyurus* *in vitro* e na soja em casa de vegetação por *Bacillus subtilis*. *Revista Biociências, Taubaté* 23: 83–94.
- Machado A.C.Z., Araújo Filho J.V. 2016. Broad-sense heritability and variance component estimates for *Pratylenchus brachyurus* resistance in Brazilian soybean genotypes. *Tropical Plant Pathology* 41: 390–396. DOI: 10.1007/s40858-016-0113-5
- Machado A.C.Z., Ferraz L.C.C.B., Inomoto M.M. 2012. Pathogenicity of *Pratylenchus brachyurus* on cotton plants. *The Journal of Cotton Science* 16: 268–271.
- Machado A.C.Z., Silva Sad A.P.M. 2019. Two novel potential pathogens for soybean. *PLoS ONE* 14 (8): e0221416. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221416>
- Mainardi J.T., Asmus G.L. 2015. Danos e potencial reprodutivo de *Pratylenchus brachyurus* em cinco espécies vegetais. *Revista de Agricultura Neotropical* 2: 38–47.
- Mani A., Al-Hinai M.S., 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., Handoo Z.A., Livingston S. 2005. Plant-parasitic nematodes associated with date palm trees (*Phoenix dactylifera* L.) in the Sultanate of Oman. *Nematropica* 35: 135–144. DOI: <http://palmm.fcla.edu/nematode/>
- Manuel J.S., Reynolds D.A., Bendixen L.E., Riedel R.M. 1980. Weeds as hosts of *Pratylenchus*. Wooster, Ohio Agricultural Research and Development Centre. Research Bulletin 1123.
- Marais M. 1990. Plant-parasitic nematodes in lucerne fields in South Africa. *Phytophylactica* 22: 449–452.
- Marais M., Swart A. 1998. Plant nematodes in South Africa: 1. Caledon area. Western Cape Province. *African Plant Protection* 4: 27–33.
- Marais M., Swart A. 2002. Plant nematodes in South Africa. 4. Modimolle area, Limpopo Province. *African Plant Protection* 8: 25–32.
- Marais M., Swart A. 2003. Plant nematodes in South Africa. 6. Tzaneen area, Limpopo Province. *African Plant Protection* 9: 99–107.
- Marais M., Swart A. 2007. Plant nematodes in South Africa. 8. Bizana, Lusikisiki and Port St Johns area, Eastern Cape Province. *African Plant Protection* 13: 16–27.

- Martin W.J., Newsom L.D., Schwegmann J. 1951. Nematode root rot of cotton in Louisiana. *Plant Disease Reporter* 35: 368.
- Martinez A.A., Lordello L.G.E., Lordello R.R. A. 1972. Nota sôbre os nematóides que atacam a seringueira no estado de São Paulo. *Revista de Agricultura* 47: 159–160.
- Mbatyoti A., Daneel M.S., Swart A., Marais M., Waele de D., Fourie H. 2020. Plant-parasitic nematode assemblages associated with glyphosate tolerant and conventional soybean cultivars in South Africa. *African Zoology* 55: 93–107. DOI: <https://doi.org/10.1080/15627020.2019.1679040>
- Mbatyoti A., De Beer A., Daneel M.S., Swart A., Marais M., Waele de D., Fourie H. 2021. The host status of glyphosate-tolerant soybean genotypes to *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus* infection. *Tropical Plant Pathology*. DOI: <https://doi.org/10.1007/s40858-020-00416-y>
- Mc Sorley R., DICKSON D.W. 1989. Effects and dynamics of a nematode community on maize. *Journal of Nematology* 21: 462–471.
- Mc Sorley R., Campbell C.W. 1980. Relationships between nematode density and weed density in avocado groves. *Nematropica* 10: 96–102.
- Meige J. 1957. Influences de quelques caracteres des tubercules semences sur la levee et le rendement des ignames cultivees. *Journal d'Agriculture Tropicale et de Botanique Appliquee* 4: 315–342.
- Mekete T., Reynolds K., Lopez-Nicora H.D., Gray M.E., Niblack T.L. 2011. Distribution and diversity of root-lesion nematode (*Pratylenchus* spp.) associated with *Miscanthus*×*giganteus* and *Panicum virgatum* used for biofuels, and species identification in a multiplex polymerase chain reaction. *Nematology* 13: 673–686.
- Mendes F.L., Antonio S.F., Debiassi H., Franchini J.C., Dias W.P., Moraes M.T., Goulart A.M.C, Silva J.F.V. 2012. Monitoring of soil chemical attributes and occurrence of *Pratylenchus brachyurus* on soybeans in Mato Grosso State, Brazil. *Kongrs uprawy soi, Cuiaba, MT*.
- Miamoto A., Rodrigues e Silva M.T., Dias-Arieira C.R., Puerari H.H., 2017. Alternative products for *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica* management in soya bean plants. *Journal of Phytopathology* 165: 635–640. DOI: 10.1111/jph.12602
- Minton N.A., Hammons R.O., Parham S.A. 1970. Infection of shell and peg tissues of six peanut cultivars by *Pratylenchus brachyurus*. *Phytopathology* 60: 742–744.
- Minton N.A., Gillenwater H.B. 1973. Methyl bromide fumigation of *Pratylenchus brachyurus* in peanut shells. *Journal of Nematology* 5: 147–149.
- Minton N.A., Morgan L.W. 1974. Evaluation of systemic and nonsystemic pesticides for insect and nematode control in peanuts. *Peanut Science* 1: 91–98.
- Monteiro A.R., Luiz Gonzaga E. Lordello. 1972. Nematóides parasitos do abacaxizeiro (nota prévia). *Brazilian Journal of Agriculture - Revista de Agricultura* 47: 163.

- Moura R.M. de, Moura A.M. de. 1989. Incidence of *Pratylenchus brachyurus* on yam in Paraíba State, Brazil. *Nematologia Brasileira* 13: 51–58.
- Muniz M.F.S., Silva E.J., Castro J.M.C., Rocha F.S., Alencar L.M.C., Gonzaga V. 2012. Intensity of dry rot disease of yam in the state of Alagoas, Brazil. *Nematropica* 42: 198–200.
- Murphy W. S., Brodie B.B., GOOD J.M. 1974. Population dynamics of plant nematodes in cultivated soil: effects of combinations of cropping systems and nematicides. *Journal of Nematology* 6: 103–107.
- Nascimento I.S. do. 2019. Development of a biosensor for plant-parasitic nematodes detection. Doctoral Thesis, Instituto de Física de São Carlos. DOI: <https://doi.org/10.11606/T.76.2019.tde-27052020-111132>
- Neves D.L., Ribeiro L.M., Dias-Arieira C.R., Campos H.D., Ribeiro G.C. 2012. Survival of *Pratylenchus brachyurus* in different substrates with low moisture content. *Nematropica* 42: 211–217.
- 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*. *Nematropica* 46: 71–75.
- 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: 94–102. DOI: 10.1111/epp.12281
- Niere B., Karuri H.W. 2018. Nematode parasite of potato and sweet potato. Ss. 193–220. W: Sikora R.A., Coyne D., Hallmann J., Timper P. (Eds.), *Plant-parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*, CAB International, Wallingford, UK and USDA Publishing, Boston, MA.
- Nóia N.R de C., Peroni A.J., Davalo M.J., Martinelli P.R.P. 2016. Hospedabilidade de genótipo de cebola ao *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Científica*, Jaboticabal 44: 538–542. DOI: <http://dx.doi.org/10.15361/1984-5529.2016v44n4p538-542>
- O'Bannon J.H., Radewald J.D., Tomerlin A.T. 1972. Population Fluctuation of Three Parasitic Nematodes in Florida Citrus. *Journal of Nematology* 4: 194–199.
- O'Bannon J.H., Tarjan A.C., Bistline F.W. 1974. Control of *Pratylenchus brachyurus* on citrus and tree response to chemical treatment. *Proceedings of the Soil and Crop Science Society of Florida* 33: 65–67.
- Ogbuji R.O. 1978. Research Papers: Effects of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus brachyurus* singly and combined on growth of nigerian tobacco (NTC 5). *Nematologica* 8: 62–66.
- Olabiyi T.I., Ogunniran T.A., Ojo O.J., Atungwu J.J., Abolusoro S.A. 2013. Efficacy of Wild Sunflower Compost on Root Lesion Nematode, Pest of Maize. *Indian Journal of Nematology* 43: 29–33.

Oliveira Freire F.C. 1976. Nematóides da região amazônica 1- Nematóides parasitas e de vida livre associados à seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) e ao guaraná (*Paullinia cupana* H. B. K. v ar. *sorbilis* (Mart.) Ducke). *Acta Amazonica* 6: 401–404.

Oliveira C.M.G., M. M. Inomoto, A. M. C. Vieira, A. R. Monteiro. 1999. Efeito de Densidades Populacionais de *Pratylenchus brachyurus* No Crescimento de Plantulas de *Coffea arabica* cv. Mundo Novo e *C. canephora* cv. Apoata. *Nematropica* 29: 215–221.

Oliveira C.S., Asmus G.L. 2018. Reação de cultivares de sorgo sacarino a *Meloidogyne javanica*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus*. *Revista de Agricultura Neotropical* 5: 68–73.

Oliveira S.A., Oliveira C.M.G. 2013. Efeito de diferentes densidades populacionais iniciais de *Pratylenchus brachyurus* no desenvolvimento de plantas de lírio. *Nematologia Brasileira* 37: 47–52.

Oliveira K.C.L. de, Vieira de Araújo D., Carmos de Meneses A., Moreira e Silva J., Cardoso Tavares R.L. 2019. Biological management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean crops. *Revista Caatinga*, Mossoró 32: 41–51. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1983-21252019v32n105rc>

Oliveira C.M., Oliveira Almeida N., de C. Barros Côrtes M.V., Lobo Júnior M., Rocha M.R., Ulhoa C.H. 2021. Biological control of *Pratylenchus brachyurus* with isolates of *Trichoderma* spp. on soybean. *Biological Control* 152: 104–425. Abstract. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104425>Get_

Olowe T. 1977. Histological changes in maize root induced by *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaei* 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. zaei* IV. Variations in larval stages and single female progenies. *Indian Journal of Nematology* 14: 97–101.

Olowe T., Corbett D.C.M. 1976. Aspects of the biology of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaei*. *Nematologica* 22: 202–211.

Olowe T., Corbett D.C.M. 1987. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaei* III. influence of geographical location. *Indian Journal of Nematology* 14: 30–35.

Onapitan J.A., Amosu J.O. 1982. Interrelationships between *Pratylenchus brachyurius* and *Helicotylenchus pseudorobustus* in sugarcane. *Ife Journal of Agriculture* 4: 77–83.

Orlando V., Grove I.G., Edwards S.G., Prior T., Roberts D., Neilson R., Back M. 2020. Root-lesion nematodes of potato: Current status of diagnostics, pathogenicity and management. *Plant Pathology* 69: 405–417. DOI: 10.1111/ppa.13144

Orui Y., Mizukubo T. 1999. Discrimination of seven *Pratylenchus* species (Nematoda: Pratylenchidae) in Japan by PCR-RLFP analysis. *Applied Entomology and Zoology* 34: 205–211.

Osei K., Owusu-Akyaw M., Twumasi J.K., Afun J.V.K., Anno-Nyako F.O., Adu-Mensah J., Moses E., Bolfrey-Arku G., Osei-Yeboah S., Mochiah M.B., Adama I., Dankyi A.A., Brandenburg R.L., Bailey J.E., Jordan D.L. 2005. Incidence and potential host-plant resistance of peanut (*Arachis hypogaea* L.) to plant parasitic nematodes in Southern Ghana, West Africa. *Peanut Science* 32: 91–54

97. DOI: <http://www.peanutscience.com/perlserv/?request=get-abstract&doi=10.3146%2F0095-3679%282005%2932%5B91%3AIAAPHRO%5D2.0.CO%3B2>

Osei K., Osei M.K., Mochiah M.B., Lamptey J.N.L., Bolfrey-Arku G., Berchie J.N. 2012. Plant parasitic nematodes associated with tomato in Ghana. *Nematologia Mediterranea* 40: 33–37.

Osseni B., Sarah J., Hugon R. 1997. Effect of soil pH on the population development of *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) in pineapple roots and on the growth and yield of the plant. *Acta Horticulturae* 425: 423–434. Abstract. DOI: 10.17660/ActaHortic.1997.425.46

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: 712–714. DOI: <https://babel.hathitrust.org/cgi/pt?id=chi.098078518&view=1up&seq=117&q1=Oteifa>

Queiróz C.A., Fernandes C.D., Verzignassi J.R., Valle C.B., Jank L., Mallmann G., Batista M.V. 2014. Reaction of accessions and cultivars of *Brachiaria* spp. and *Panicum maximum* to *Pratylenchus brachyurus*. *Summa Phytopathologica* 40: 226–230.

Pacheco da D.R., Cruz F.F., Bellé C., Gomez C.B. 2016. Resistência de genótipos de sorgo sacarino ao nematoide das lesões radiculares (*Pratylenchus brachyurus*). *Konferencja Uniwersytetu Pelotas*.

Pacheco P.V.M., Monteiro T.S.A., Coutinho R.R., Balbino H.M., Freitas de L.G. 2020. Fungal biocontrol reduces the populations of the lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, in soybean and corn. *Nematology* 17: 1–8. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685411-bja10064>

Paes-Takahashi V.S., Soares P.L.M., Guiducci E.P., de Brito P F., Carneiro F.C., Ferreira Jr. R. 2015. Reaction of rubber tree rootstock to *Meloidogyne exigua* and *Pratylenchus brachyurus*. *Nematropica* 45: 242–251.

Payan L.A., Dickson D.W. 1988. Host specificity of four populations of *Pratylenchus brachyurus*. *Annals of Applied Nematology* 2: 140–143.

Payan L.A., Dickson D.W. 1990. Comparison of Populations of *Pratylenchus brachyurus* based on isozyme phenotypes. *Journal of Nematology* 22: 538–545.

Pereira K.C., Soares P.L.M., Santos J.M. dos, Felisberto P.A. de C. 2018. Reaction of guava cultivars to *Pratylenchus brachyurus*. *Summa Phytopathologica* 44: 386–390.

Puerari H.H., Dias-Arieira C.R., Moura M.F., Biela F., Chiamolera F.M., da Cunha T.P.L. 2012. Reação de porta-enxertos de videira a *Pratylenchus brachyurus* e *Pratylenchus zaei*. *Tropical Plant Pathology* 37: 220–222.

Puerari H.H., Dias-Arieira C.R., Ragazzi Cardoso M., Hernandez I., Costa Brito O.D. 2015. Resistance inducers in the control of root lesion nematodes in resistant and susceptible cultivars of maize. *Phytoparasitica* 43: 383–389. DOI: 10.1007/s12600-014-0447-9

Puerari H.H., Miamoto A., Ferreira J.C.A., Cardoso M.R., Dias-Arieira C.R. 2020. Penetration and development of *Pratylenchus brachyurus* in maize roots treated with acibenzolar-S-methyl. *European Journal of Plant Pathology* 157: 835–844. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02044-3>

Rack V.M., Vigolo F., Silva R.A., Gomes Filho G.A., Santos P.S. 2013. Suitability of upland rice cultivars to two *Pratylenchus brachyurus* isolates. *Nematologia Brasileira* 34: 37–41.

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: 390–394.

Ragazzi Cardoso M., Puerarib H.H., Hernandezb I., Costa Britob O., Ferreira J.C.A., Dias-Arieira C.R. 2016. Acibenzolar-S-methyl doses and application methods to *Pratylenchus brachyurus* control in maize. *ACTA Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science* 67: 23–27. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/09064710.2016.1215514>

Rama K., Dasgupta M.K. 2000. Population ecology and community structure of plant parasitic nematodes associated with ginger in northern West Bengal. *Indian Journal of Nematology* 30: 42–45. Abstract.

Rebois R.V., Golden A.M. 1978. Nematode occurrences in soybean fields in Mississippi and Louisiana. *Plant Disease Reporter* 62: 433–437.

Reddy B.M.R., Sharma S.B., Krishnappa K. 1991. New record on the occurrence of lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus* on groundnut in Kerala. *Indian Journal of Nematology* 21: 91.

Ribeiro D.R. 2019. Efficacy of novel nematicidal seed treatment against *Pratylenchus brachyurus* and *Heterodera glycines* in soybean. Dissertation presented to obtain the degree of Master in Science. University in Sao Paulo.

Ribeiro L.M., Campos H.D., Ribeiro G.C., Neves D.L., Dias-Arieira C.R. 2012. Effect of treating cotton seeds on the population dynamics of *Pratylenchus brachyurus* under water stress conditions. *Nematropica* 42: 84–90.

Ribeiro L. M., Hercules D., Campos G.C., Dias-Arieira C.R. 2020. Survival of *Pratylenchus brachyurus* under dry soil conditions. *Heliyon* 6: e05075. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e05075>

Riley I.T., Kelly S.J. 2002. Endoparasitic nematodes in cropping soils of Western Australia. *Animal Production Science* 42: 49–56. Abstract. DOI: 10.1071/EA01054

Rios A.D.F., da Rocha I M.R., Machado A.S., Barbosa Ávila K.A.G., Teixeiral R.A., de Castro Santos L., Silva Rabelo L.R. 2016. Host suitability of soybean and corn genotypes to the root lesion caused by nematode under natural infestation conditions. *Ciência Rural* 46: 580–584.

Robbins R.T., Riggs R.D., Von Steen D. 1989. Phytoparasitic Nematode Surveys of Arkansas Cotton Fields, 1986–1988. *Journal of Nematology* 21: 619–623.

Rodrigues D.B., Dias-Arieira C.R., Vedoveto M.V.V., Roldi M., Molin H.F.D., Abe V.H.F. 2014. Crop rotation for *Pratylenchus brachyurus* control in soybean. *Nematropica* 44: 146–151.

Rohrbach K.G., Johnson M.W. 2003. Pests, Diseases and Weeds. Ss. 203–251. W: The Pineapple: Botany, Production and Uses. Bartholomew D.P., Paull R.E., Rohrbach K.G. (eds.). CAB International.

Roldi M., Dias-Arieira C.R., Abe V.H.F., Mattei D., Severino Jr. J., Rodrigues D.B. 2013. Agro industrial waste and sewage sludge can control *Pratylenchus brachyurus* in maize. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science* 3: 283–287. Abstract. DOI: <https://doi.org/10.1080/09064710.2012.751449>

Roman J. 1977. Observations on the association of *Pratylenchus brachyurus* with the dry rot of yam, *Dioscorea floribunda* in the tropical area of Mexico. *Nematropica* 7: 25–26.

Roman J., Hirschmann H. 1969. Morphology and morphometrics of six species of *Pratylenchus*. *Journal of Nematology* 1: 363–386.

Ruehle J.L. 1971. Nematodes parasitic on forest trees: III. Reproduction on selected hardwoods. *Journal of Nematology* 3: 170–173.

Ruehle J.L. 1973. Influence of plant-parasitic nematodes on longleaf pine seedlings. *Journal of Nematology* 5: 7–9.

Ryss A.Y. 1988. [World fauna of the root parasitic nematode of the family Pratylenchidae (Tylenchida)]. Leningrad, USSR, 367 ss.

Ryss A.Y. 2002. Genus *Pratylenchus* Filipjev: multientry and monoentry key and diagnostic relationships (Nematoda: Tylenchida: Pratylenchidae). *Zoosystematica Rossica* 10: 241–255.

Sakwe P.N., Geraert E. 1994. Species of the genus *Pratylenchus* Filip'jev, 1936 (Nematode: Tylenchida) from Cameroon. *Fundamental and Applied Nematology* 17: 161–173.

Santana-Gomes S.M., Dias-Arieira C.R., Biela F., Ragazzi M., Fontana L.F., Puerari H.H. 2014. Crop succession in the control of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. *Nematropica* 44: 200–206.

Santana-Gomes S.M., Dias-Arieira C.R., Ferreira J.C.A., Pereira Schwengber R., Baldiseras S. 2019. Reproduction of *Pratylenchus zaeae* and *P. brachyurus* in cover crops. *Revista Caatinga* 32: 295–301. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1983-21252019v32n201rc>

Santos R.S. 2016. Nematoides associados a cinco fruteiras em Rondônia, RO. *Revista de Agricultura* 91: 101 – 110.

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

Santos dos P.R., Viana A.P., Gomes A, V.M., Preisigke S. da C., Santos E.A., Cavalcante N.R., Almeida O.F. de, Walker M.A. 2018. Clonal selection in interspecific *Vitis* spp. hybrids resistant to the root-lesion nematode *Pratylenchus brachyurus* by REML/BLUP. *Fruits* 73: 191–197. DOI: <https://doi.org/10.17660/th2018/73.3.6>

Santos dos P.R., Viana A.P., Santos E.A., Barros Walter de F.H., Riaz S., Walker A.M. 2019. Molecular genetic diversity in segregates of *Vitis*: implications for the breeding of grapevine aiming at resistance to *Pratylenchus brachyurus*. *Euphytica* 215: 78. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10681-019-2403-8>

Santos dos P.R., Almeida de F.A., Tiburtino Leite M.L., Lima Fonseca W., Alcântara Neto de F., Fernandes Pereira., Martins Carvalho R., Barreto A.F., Santos dos T.S. 2019a. Biocontrol in the management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. *Revista de Ciências Agrárias* 42: 776–785. DOI: <https://doi.org/10.19084/rca.17201>

Santos dos J.M, Ferreira Monteiro Lima J.K., Moraes V.H., Santos dos F.M., Almeida de M.J., Abreu de K.M., Costa Neto F.V., Alves Nogueira L.C., Santos D.Br., Freitas Silva de F. 2019b. Population dynamics of *Pratylenchus Brachyurus* in succession of crops in the cerrado biome. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences* 13: 7–10. DOI: 10.22587/ajbas.2019.13.4.2

Sarah J.L. 1980. Utilisation de nématicides endothé rapiques dans la lutte contre *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) (Nematoda, Pratylenchidae) en culture d'ananas. Activité préventive et curative sur les infestations racinaires par application foliaire. *Fruits* 35: 745–757. Abstract.

Sarah J.L., Osseni B., Hugon R. 1991. Effect of soil pH on development of *Pratylenchus brachyurus* population in pineapple roots. *Nematropica* 21: 211–216.

Schmitt D.P. 1976. Relative suitability of soybean cultivars to *Pratylenchus brachyurus*. *Journal of Nematology* 8: 302.

Schmitt D.P., Barker K.R. 1981. Damage and reproductive potentials of *Pratylenchus brachyurus* and *P. penetrans* on soybean. *Journal of Nematology* 13: 327–332.

Schmitt J., Ortaça Portela V., Almeida Santana N., Batistti Baptistella M.H., Pazzini Eckhardt D., Bemfica Steffen R., Antoniulli Z.I. 2020. Research, Society and Development 9 e929974876. DOI: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v9i7.4876>

Serrano Baldisera S., Pereira Schwengber R., da Silva Ferreira P.G., Jacomassi E., Cristiani Gazim Z., de Melo Santana-Gomes S. 2021. *Achillea millefolium* antagonism to *Pratylenchus brachyurus*. *Journal of Phytopathology* 169: 28–36. DOI: 10.1111/jph.12955

Sethi C.L., Swarup G. 1971. Plant parasitic nematodes of North-Western India. III. The genus *Pratylenchus*. *Indian Phytopathology* 24: 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 R.D., Sher S.A. 1976. Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil, 5: Nematodes associated with fruit tree seedlings in nurseries. *Revista Theobroma* 6: 82–86. Abstract.

Sharma R.D., Amabile R.R. 1999. Plant parasitic nematodes associated with sesame genotypes under cerrado conditions. *Nematologia Brasileira* 23: 84–87.

Sharma I.D., Zamedeiros A.C.O. 1982. Reações de alguns genótipos de sorgo sacarino aos nematôdes, *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. Pesquisa Agropecuária Brasileira 17: 697–701.

Sharma S.B., Siddiqi M.R., Van N.V., Hong N.X. 1994. Plant-parasitic nematodes associated with groundnut in North Vietnam. Afro-Asian Journal of Nematology 4: 185–189. Abstract.

Sharma R.D., Cavalcant M.B.J., Moura G.M., Valentim J.F. 2002. Nematodes associated with soybean genotypes cultivated in Acre, Brazil. Nematologia Brasileira 25: 217–222.

Silva R.A. da, Serrano Mirian A.S., Gomes Antônio C., Borges Dácio C., Souza Anderson A. de, Asmus Guilherme L., Inomoto Mário M. 2004. Ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne incognita* na Cultura do Algodoeiro no Estado do Mato Grosso. Fitopatologia Brasileira 29: 337. DOI: <http://www.scielo.br/pdf/fb/v29n3/20376.pdf>

Silva da R.F., Seabra Jr. E., Dal Pozzo D.M., Ferreira Santos R., Melegari de Souza S.N. 2017. The calcium and soybean tolerance to damage caused by *Pratylenchus brachyurus* in Primavera do Leste – MT. Edição Especial: II Seminário de Engenharia de Energia na Agricultura Acta Iguazu 6: 207–216.

Silva da R.M., Rios A. D.F., Conceição D.R., Buso W.H.D., Machado A.S., da Silva G.T., Ventura M.V.A., de Almeida Emizael M., da Silva H.W., Trindade K.L., Costa E.M. 2019. Host Suitability of Weeds to the Root Lesions Nematoid in Soybean Areas in the North of Goiás, Brazil. Journal of Agricultural Science 11: 485–492.

Singh B.P., 1999. Plant parasitic nematodes associated with *Leucaena leucocephala* (Lam.) and *Albizia procera* L. Benth. Annals of Forestry 7: 153–154. Abstract.

Sipes B.S., Caswell-Chen E.P., Sarah J.L. 2005. Nematode Parasites of Pineapple. Ss: 709–731. W: Luc M., Sikora R.A., Bridge J. (eds.). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultural, 2nd edn. CAB International, Wallingford.

Soares da Silva G., Ferraz S., Maia dos Santos J. 1989. Resistência de espécies de *Crotalaria* a *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae*. Nematologia Brasileira 13: 81–86.

Soares Costa L.A., Pilar M.N., Castro Oliveira N., Campos H.D. 2021. Impact of chemical compounds interactions on seed treatments to control the soybean nematode *Pratylenchus brachyurus*. Brazilian Journal of Agriculture 96: 355–373. DOI: 10.37856/bja.v96i1.4244

Souza de V.H.M., Inomoto M.M. 2019. Host suitability of grain sorghum and sudangrass for *Pratylenchus brachyurus*. Arquivos do Instituto Biológico 86: e0262019. DOI: 10.1590/1808-1657000262019

Sousa I.A., Rios A.D.F., da Silva R.M., Cordeiro V.A.S., Ribeiro V.A., de Oliveira Siqueira L. 2020. Hospedability of banana genotypes to *Pratylenchus brachyurus*. Brazilian Journal of Development 6: 36362–36372. DOI: 10.34117/bjdv6n6-252

Souza F.J.C., Assunção M.C. 2021. Detection of *Pratylenchus zae* and *P. brachyurus* parasitizing plants from the Caatinga biome, Cear, Brazil. *Journal of Nematology* 53: e2021-19. DOI: 10.21307/jofnem-2021-019

Souza Confort de P.M., Inomoto M.M. 2018. *Pasteuria thornei*, a novel biological seed treatment for *Pratylenchus brachyurus* control in soybean. *Nematology* 20: 519–523. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685411-00003156>

Speijer P.R., Omolara Rotimi M., 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: 423–436. DOI: <https://doi.org/10.1163/156854101753250755>

Stanton J.M., Siddiqi M.R., Lenne J.M. 1989. Plant-parasitic nematodes associated with tropical pastures in Colombia. *Nematropica* 19: 169–175.

Steiner G., 1949. Plant nematodes the grower should know. *Proceedings of the Soil Science Society of Florida* 72: 117. Abstract.

Tanhamaafi Z., Omati F., Parvizi R. 2005. Endoparasitic nematodes and their population densities in potato fields of Tehran, Semnan and West Azarbayejan Provinces. *Iranian Journal of Plant Pathology* 41 (3): Pe425-Pe435,en187-e. Abstract.

Tarjan A.C., Frederick J.J. 1977. Intraspecific morphological variation among populations of *Pratylenchus brachyurus* and *P. coffeae*. *Journal of Nematology* 10: 152–160.

Tavares-Silva C.A., Dias-Arieira C.R., Rogerio F., Puerari H.H., Mattei D., Silva T.R.B., Ferrarese-Filho O. 2015. Control of *Meloidogyne javanica* and *Pratylenchus brachyurus* with crambe presscake. *Nematropica* 45: 215–221.

Tavares-Silva C.A., Dias-Arieira C.R., Puerari H.H., Silva E.J., Izidoro Junior, A. 2017. Crambe – soybean succession on the management of *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica*. *Summa Phytopathologica* 43: 316–320.

Tiburtino Leite M.L., de Almeida F.A., Lima Fonseca W., de Oliveira A.M., Prochnow J.T., Fernandes Pereira F., de Alcântara Neto F. 2018. Effect of Vinasse in the Suppressiveness to *Pratylenchus brachyurus* in Soybean. *Journal of Agricultural Science* 11: 538–545.

Traore M., Lompo F., Thio B., Ouattara B., Ouattara K., Sedogo M. 2010. Influence de la rotation culturale, fertilisation et du labour sur l'infestation des racines de sorgho (*sorghum bicolor*) par le nématode *Pratylenchus brachyurus* et l'effet sur le rendement de la culture au Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Science* 4: 2192–2202.

Trentin E., Ortaça Portela V., Schmitt J., Unferl R.K., Antonioli Z.I., Seminoti Jacques R.J. 2021. Suppression of *Pratylenchus brachyurus* and soybean growth inoculated with arbuscular mycorrhizal fungus. *Ciencia e Natura*, Santa Maria 43: e3. DOI: <https://doi.org/10.5902/2179460X40961>

Talwana H.L., Butseya M.M., Tusiime G. 2008. Occurrence of plant parasitic nematodes and factors that enhance population build-up in cereal-based cropping systems in Uganda. *African Crop Science Journal* 16: 119–131.

Tayo O., Corbett D.C.M. 1984. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae* III. influence of geographical location. *Indian Journal of Nematology* 14: 30–35. Abstract.

Tihodot D., Ferraz L.C.C.B., Barbosa J.C., 1991. Cropping system in nematode control in cotton. *Nematologia Brasileira* 15: 112–120.

Toida Y., Tangchitsomkid N., Keereewan S., Mizukubo T. 1996. Nematode species attacking crops in Thailand with measurements of second-stage juveniles of *Meloidogyne* spp. *JIRCAS Journal* 3: 59–68.

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

Unny K.L., Jerathz M.L. 1965. Parasitic nematodes on *Dioscorea* spp. in Eastern Nigeria. *Plant Disease Reporter* 49: 875–876.

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

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: 81–84.

van den Berg E., de Waele D. 1989. Further observations on nematodes associated with rice in South Africa. *Phytophylactica* 21: 125–130.

van den Oever R., van den Berg E., Chirruco J.A. 1998. Plant parasitic nematodes associated with crops grown by smallholders in Mozambique. *Fundamental and Applied Nematology* 21: 645–654.

Varaprasad K.S., Sharma S.B 1990. First report of the lesion nematode *Pratylenchus brachyurus* on ground nut in India. *Indian Journal of Plant Protection* 18: 139.

Vedoveto M.V.V., Dias-Arieira C.R., Rodrigues D.B., Arieira J.O., Roldi M., Severino J.J. 2013. Green manure in the management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean. *Nematropica* 43: 226–232.

Venter C., de Waele D.; Van Eeden C.F. 1992. Plant-parasitic nematodes on field crops in South Africa. 4. Groundnut. *Fundamental and Applied Nematology* 15: 7–14.

Viglierchio D.R. 1979. Response of *Pinus ponderosa* seedlings to stylet-bearing nematodes. *Journal of Nematology* 11: 377–386.

Waele de E., Loots G.C., Heyn J. 1988. Observations on the effect of maize roots on the hatching of *Pratylenchus zae* and *P. brachyurus*. *Phytophylactica* 20: 135–137.

- Waele de D., Jordan E.M. 1988. Plant-parasitic nematodes on field crops in South Africa. 1. Maize. *Revue Nématologie* 11: 65–74.
- Waele de D., McDonald A.H., Jordaan E.M., Orion D., Van den Berg E., Loots G.C. 1998. Plant-parasitic nematodes associated with maize and pearl millet in Namibia. *African Plant Protection* 4: 113–117.
- Waceke J. W. 2007. Plant parasitic nematodes associated with cabbages in Kenya. *African Crop Science, Conference Proceedings* 8: 1071–1074.
- Watson T.T., Suarez M., Deng Z., Desaegeer J.A. 2020. Plant-parasitic nematodes associated with the root zone of hop cultivars planted in a Florida field soil. *Journal of Nematology* 52: e2020-40. DOI: 10.21307/jofnem-2020-040
- 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: 135–142. DOI: <https://doi.org/10.1163/156854100509024>
- Wehunt E.J. 1958. Nematodes Associated with White Clover (*Trifolium Repens* L.) in Louisiana. A Dissertation Submitted to the Graduate Faculty of the Louisiana State University and Agricultural and Mechanical College in partial fulfilment of the requirements for the degree of Doctor of Philosophy in The Department of Botany, Bacteriology, and Plant Pathology. 65 ss.
- Yin Y.Q., Gao X.B., Feng Z.X. 1994. Investigations of parasitic nematodes on lychee in Guangdong province. *Journal of South China Agricultural University* 15: 22–27. Abstract.
- Young T.W., Ruehle G.D. 1955. The role of the burrowing and meadow nematodes in avocado decline. *Plant Disease Reporter* 39: 815–817.
- Zem A.C., Monteiro A.R., 1978. *Pratylenchus brachyurus*, a parasite of tobacco in Bahia. (*Pratylenchus brachyurus* parasita fumo na Bahia.). *Revista de Agricultura* 53: 144.

Załącznik 1

Tabela 1. Modele zmiany temperatury w okresie jesiennym i zimowym wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 7.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	10,77	11,4	1,61	2,1
ACCESS-ESM1-5	10,09	10,77	0,46	1,01
AWI-CM-1-1-MR	10,26	10,16	0,56	1,26
CAMS-CSM1-0	9,49	9,55	0,72	0,62
CanESM5	10,68	11,14	1,24	2,15
CESM2-WACCM	9,75	9,52	0,31	0,49
CIESM	9,66	9,08	-1,01	-1,01
CMCC-CM2-SR5	9,78	11,4	0,33	0,98
CMCC-ESM2	9,85	11,71	0,22	1,72
EC-Earth3	10,44	10,48	1,73	1,37
EC-Earth3-Veg	9,67	9,97	0,61	1,62
EC-Earth3-Veg-LR	9,59	9,8	0,91	0,95
FGOALS-f3-L	9,35	9,05	-0,43	-0,16
FGOALS-g3	9,61	9,56	0,23	0,52
FIO-ESM-2-0	9,34	9,57	0,45	0,11
GFDL-ESM4	9,59	9,69	0,17	-0,15
IITM-ESM	9,04	8,92	0,04	-0,28
INM-CM4-8	8,97	9,26	-0,12	0,89
INM-CM5-0	9,42	9,56	1,14	0,81
IPSL-CM5A2-INCA	10,11	12,52	0,82	3,46
IPSL-CM6A-LR	9,8	10,54	1,1	1,93
KACE-1-0-G	10,73	10,78	1,55	1,95
KIOST-ESM	9,44	9,59	-0,38	0,02
MPI-ESM1-2-HR	9,62	9,61	0,22	0,75
MPI-ESM1-2-LR	9,69	9,73	0,63	0,66
NESM3	11,11	11,27	0,39	1,06
<i>ŚREDNIA</i>	9,84	10,18	0,52	0,96
<i>5,00%</i>	9,11	9,06	-0,42	-0,25
<i>95,00%</i>	10,76	11,63	1,59	2,14

RCP 4.5	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	10,78	12,19	1,63	2,26
ACCESS-ESM1-5	10,54	11,82	0,91	1,74
AWI-CM-1-1-MR	10,29	11,48	0,87	2,22
CAMS-CSM1-0	9,51	10,27	0,26	2,16
CanESM5	10,72	12,32	1,85	3,29
CESM2-WACCM	9,72	10,52	0,76	1,32
CMCC-CM2-SR5	10,04	12,15	0,52	1,64
CMCC-ESM2	9,95	12,43	0,5	2,65
EC-Earth3	10,88	11,49	1,3	2,21
EC-Earth3-CC	9,63	10,88	0,84	1,73
EC-Earth3-Veg	9,64	10,9	1,2	2,12
EC-Earth3-Veg-LR	9,77	10,81	0,18	1,68
FGOALS-f3-L	9,22	9,87	-0,05	0,79

FGOALS-g3	9,75	10,61	1,14	1,3
FIO-ESM-2-0	9,62	10,38	0,33	1,5
GFDL-ESM4	9,66	10,38	0,43	1,25
IITM-ESM	9,59	9,94	0,29	0,94
INM-CM4-8	9,56	10,13	0,32	1,11
INM-CM5-0	9,29	10,07	1,07	2,01
IPSL-CM6A-LR	10,24	12,12	1,9	3,05
KACE-1-0-G	10,95	11,66	2,05	2,33
KIOST-ESM	9,4	10,16	0,13	0,92
MPI-ESM1-2-HR	9,72	10,84	0,53	0,96
MPI-ESM1-2-LR	10,14	10,84	0,61	2,17
NESM3	10,82	12,39	0,81	1,59
<i>ŚREDNIA</i>	9,98	11,07	0,82	1,8
5,00%	9,31	9,97	0,14	0,92
95,00%	10,87	12,38	1,89	2,97

RCP 7.0	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	10,73	13,53	1,48	3,32
ACCESS-ESM1-5	9,89	12,76	0,21	2,61
AWI-CM-1-1-MR	10,68	12,57	1,13	3,16
CAMS-CSM1-0	9,62	10,78	1,19	2,77
CanESM5	10,95	13,7	1,6	4,48
CESM2-WACCM	9,94	11,43	0,85	2,26
CMCC-CM2-SR5	10,04	12,23	0,44	2,47
CMCC-ESM2	10,14	12,61	0,45	2,42
EC-Earth3	11,22	13,61	2,06	4,08
EC-Earth3-AerChem	10,38	12,5	1,92	3,8
EC-Earth3-Veg	9,4	12,47	0,64	3,61
EC-Earth3-Veg-LR	9,8	12,21	0,79	3,2
FGOALS-f3-L	9,64	11,15	0,14	2,27
FGOALS-g3	9,79	11,32	0,56	2,17
GFDL-ESM4	9,61	11,37	1,05	2,25
IITM-ESM	9,76	11	0,28	1,4
INM-CM4-8	9,41	10,72	0,44	2,05
INM-CM5-0	9,78	10,91	1,51	3,3
IPSL-CM5A2-INCA	9,96	12,25	0,55	2,99
IPSL-CM6A-LR	10,46	12,99	1,96	4,52
KACE-1-0-G	11,18	13,01	2,39	3,89
MPI-ESM1-2-HR	10,01	11,92	0,92	2,29
MPI-ESM1-2-LR	10,1	11,55	0,88	2,7
<i>ŚREDNIA</i>	10,11	12,11	1,02	2,96
5,00%	9,43	10,79	0,22	2,06
95,00%	11,16	13,6	2,05	4,44

RCP 8.5	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	10,84	14,52	1,32	4,41
ACCESS-ESM1-5	11,23	13,33	1,19	3,48
AWI-CM-1-1-MR	10,64	13,67	1,41	4,3

CAMS-CSM1-0	9,84	11,21	0,7	3,11
CanESM5	11,53	15,02	2,1	5,2
CESM2-WACCM	10,08	12,6	1,31	3,24
CIESM	10,28	13,59	0,07	3,58
CMCC-CM2-SR5	10,31	13,65	0,52	3,44
CMCC-ESM2	10,3	13,51	0,39	3,61
EC-Earth3	11,61	14,34	2,34	5,55
EC-Earth3-CC	9,52	13,31	0,22	3,95
EC-Earth3-Veg	10,48	13,58	2,25	4,53
EC-Earth3-Veg-LR	9,65	13,34	0,63	4,33
FGOALS-f3-L	9,42	12,09	0,12	3,12
FGOALS-g3	9,77	11,95	1,43	3,11
FIO-ESM-2-0	10,1	12,27	0,65	3,43
GFDL-ESM4	9,82	11,56	0,2	2,93
IITM-ESM	9,66	11,47	0,41	2,27
INM-CM4-8	9,51	11,35	0,12	2,41
INM-CM5-0	9,65	11,06	1,78	3,65
IPSL-CM6A-LR	10,61	14,79	1,5	5,85
KACE-1-0-G	11,08	14	2,51	5,11
KIOST-ESM	9,57	11,4	0,14	2,18
MPI-ESM1-2-HR	10,01	12,53	0,74	2,97
MPI-ESM1-2-LR	10,02	13,05	0,36	2,89
NESM3	11,96	15,06	1,27	3,31
<i>ŚREDNIA</i>	10,29	13,01	0,99	3,69
<i>5,00%</i>	9,51	11,25	0,12	2,31
<i>95,00%</i>	11,59	14,96	2,32	5,46

Tabela 2. Modele zmiany temperatury w okresie wiosennym i letnim wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 7.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	9,62	10,61	19,74	20,46
ACCESS-ESM1-5	9,06	10,24	19,45	20,2
AWI-CM-1-1-MR	9,54	9,69	19,09	19,09
CAMS-CSM1-0	8,87	9,48	18,61	18,72
CanESM5	9,52	10,33	19,59	20,16
CESM2-WACCM	9,28	9,46	19,25	19,6
CIESM	8,37	7,77	20,74	20,37
CMCC-CM2-SR5	9,42	10,85	19,89	21,8
CMCC-ESM2	9,57	11,2	19,38	21,52
EC-Earth3	10,41	10,4	19,58	19,88
EC-Earth3-Veg	9,56	9,99	18,89	19,4
EC-Earth3-Veg-LR	9,76	9,85	18,9	19,07
FGOALS-f3-L	9,14	9,27	18,36	19,33
FGOALS-g3	9,92	10,16	18,18	18,59
FIO-ESM-2-0	9,76	9,39	19,07	19,06
GFDL-ESM4	9,86	10,08	18,69	18,68
IITM-ESM	9,92	9,38	19,23	19,06
INM-CM4-8	8,47	9,43	18,75	19,24

INM-CM5-0	9,37	9,68	19,17	19,29
IPSL-CM5A2-INCA	9,52	12,01	19,28	21,62
IPSL-CM6A-LR	9,17	10,03	19,34	19,9
KACE-1-0-G	10,17	10,63	21,06	20,71
KIOST-ESM	9,08	9,27	18,36	18,59
MPI-ESM1-2-HR	9,19	9,46	18,63	18,38
MPI-ESM1-2-LR	9,22	9,28	18,8	18,34
NESM3	9,72	10	19,79	19,68
<i>ŚREDNIA</i>	9,44	9,92	19,22	19,64
<i>5,00%</i>	8,57	9,27	18,36	18,43
<i>95,00%</i>	10,11	11,11	20,53	21,59

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 4.5	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	9,77	11,05	20,01	21,89
ACCESS-ESM1-5	9,83	10,72	20,23	21,46
AWI-CM-1-1-MR	9,8	10,54	19,52	20,78
CAMS-CSM1-0	8,93	9,36	18,46	18,77
CanESM5	9,92	11,35	19,81	21,39
CESM2-WACCM	9,46	9,8	19,45	20,5
CMCC-CM2-SR5	10,05	11,34	19,95	22,53
CMCC-ESM2	9,46	11,66	19,13	22,55
EC-Earth3	10,02	10,66	19,75	20,52
EC-Earth3-CC	9,06	9,85	18,74	19,49
EC-Earth3-Veg	9,43	10,26	19,1	20,07
EC-Earth3-Veg-LR	9,34	10,61	18,66	19,46
FGOALS-f3-L	8,98	9,8	18,97	19,75
FGOALS-g3	10,03	10,45	18,46	19,05
FIO-ESM-2-0	9,87	10,57	19,39	20,46
GFDL-ESM4	10,18	10,67	18,89	19,53
IITM-ESM	10,41	10,32	19,55	19,78
INM-CM4-8	9,2	9,7	19,26	19,83
INM-CM5-0	9,52	10,28	18,98	20,26
IPSL-CM6A-LR	9,23	10,77	19,47	21,27
KACE-1-0-G	10,32	10,88	21,08	22,18
KIOST-ESM	9,41	9,96	18,24	19,05
MPI-ESM1-2-HR	9,41	9,66	18,78	19,51
MPI-ESM1-2-LR	8,94	9,79	18,66	19,69
NESM3	9,52	10,33	19,83	20,71
<i>ŚREDNIA</i>	9,6	10,42	19,29	20,42
<i>5,00%</i>	8,95	9,67	18,46	19,05
<i>95,00%</i>	10,29	11,35	20,19	22,46

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 7.0	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	9,92	11,98	19,87	23,18
ACCESS-ESM1-5	9,55	10,96	20,24	22,38
AWI-CM-1-1-MR	9,95	11,44	19,94	22,1
CAMS-CSM1-0	9,07	10,26	18,19	19,43
CanESM5	10,36	12,51	20,27	23,58

CESM2-WACCM	9,54	10,89	19,55	22,09
CMCC-CM2-SR5	9,55	11,54	19,5	22,72
CMCC-ESM2	9,61	11,57	19,54	22,65
EC-Earth3	10,59	12,06	19,87	22,53
EC-Earth3-AerChem	9,69	11,2	19,32	22,05
EC-Earth3-Veg	9,42	11,51	19,17	21,98
EC-Earth3-Veg-LR	10,02	11,22	18,69	21,15
FGOALS-f3-L	9,14	10,55	19,15	20,88
FGOALS-g3	10,46	10,84	18,82	19,53
GFDL-ESM4	10,03	11,55	18,67	20,34
IITM-ESM	10,41	11,37	19,83	20,74
INM-CM4-8	8,93	10,11	19,45	21,03
INM-CM5-0	9,62	10,7	19,32	21,05
IPSL-CM5A2-INCA	9,47	11,37	19,34	21,56
IPSL-CM6A-LR	9,52	11,56	19,54	22,82
KACE-1-0-G	10,89	12,25	21,29	24,14
MPI-ESM1-2-HR	9,46	10,68	18,78	20,9
MPI-ESM1-2-LR	9,23	10,42	18,95	20,7
<i>ŚREDNIA</i>	9,76	11,24	19,45	21,72
<i>5,00%</i>	9,08	10,28	18,67	19,61
<i>95,00%</i>	10,58	12,23	20,27	23,54

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 8.5	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	10,27	12,57	20,06	24,28
ACCESS-ESM1-5	10,05	12,4	21,07	23,76
AWI-CM-1-1-MR	10,01	12,07	20,15	23
CAMS-CSM1-0	9,19	10,45	18,47	19,99
CanESM5	10,15	13,09	20,35	24,71
CESM2-WACCM	9,44	11,47	19,66	23,51
CIESM	8,7	11,59	21,26	25,16
CMCC-CM2-SR5	9,53	12,45	20,53	24,24
CMCC-ESM2	9,58	12,52	19,57	23,7
EC-Earth3	10,43	12,52	20,62	23,33
EC-Earth3-CC	8,55	11,58	18,84	22,6
EC-Earth3-Veg	10,33	12,32	19,41	23,14
EC-Earth3-Veg-LR	9,7	12,13	18,73	22,32
FGOALS-f3-L	8,76	11,45	18,96	21,98
FGOALS-g3	10,28	11,57	18,72	20,17
FIO-ESM-2-0	10,1	12,22	19,46	23,28
GFDL-ESM4	10,2	11,54	18,85	21,1
IITM-ESM	10,04	12,14	19,73	21,23
INM-CM4-8	9,09	10,72	19,25	21,88
INM-CM5-0	9,95	11,06	19,99	21,83
IPSL-CM6A-LR	9,58	12,68	20,11	24,97
KACE-1-0-G	10,84	13,18	21,09	24,85
KIOST-ESM	9,44	11,04	18,5	20,05
MPI-ESM1-2-HR	8,81	10,93	18,68	21,67
MPI-ESM1-2-LR	9,22	11,08	18,89	21,57
NESM3	9,93	12,3	20,79	24,2

<i>ŚREDNIA</i>	9,7	11,89	19,68	22,79
<i>5,00%</i>	8,71	10,77	18,55	20,08
<i>95,00%</i>	10,4	12,99	21,09	24,94

Tabela 3. Modele zmiany opadu w okresie jesiennym i zimowym wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 7.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	134,22	133,14	130,17	138,78
ACCESS-ESM1-5	139,02	134,1	111,66	109,5
AWI-CM-1-1-MR	139,11	155,55	134,82	136,62
CAMS-CSM1-0	155,07	135,78	122,04	127,56
CanESM5	130,77	152,91	134,01	139,02
CESM2-WACCM	139,77	137,04	120,63	119,88
CIesm	132,39	132,42	106,32	106,32
CMCC-CM2-SR5	147,84	143,31	126,9	134,7
CMCC-ESM2	140,79	145,02	117,39	120,48
EC-Earth3	152,13	144,75	112,77	121,02
EC-Earth3-Veg	145,29	137,37	114,15	117,06
EC-Earth3-Veg-LR	134,25	143,04	107,76	119,79
FGOALS-g3	133,11	138,27	117,03	122,73
FIO-ESM-2-0	140,91	134,01	117,21	111,75
GFDL-ESM4	151,89	149,31	109,23	108,96
IITM-ESM	150,15	148,38	108,6	106,35
INM-CM4-8	148,62	149,04	126,51	127,68
INM-CM5-0	138,21	143,64	122,34	123,27
IPSL-CM5A2-INCA	139,2	136,62	108,3	124,77
IPSL-CM6A-LR	137,55	125,22	132,45	131,37
KACE-1-0-G	128,82	152,49	121,89	121,23
MPI-ESM1-2-HR	131,73	147,51	120,66	125,64
MPI-ESM1-2-LR	134,46	125,25	125,7	119,37
NorESM2-LM	135,9	127,29	120,48	130,26
<i>ŚREDNIA</i>	140,04	140,49	119,55	122,67
<i>ZMIANA (%)</i>	-1,4%	-1,1%	+18,8%	+15,8%
<i>5,00%</i>	130,92	125,55	107,85	106,74
<i>95,00%</i>	152,1	152,85	133,77	138,45

RCP 4.5	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	144,99	142,02	117,69	133,41
ACCESS-ESM1-5	123,84	120,42	111,69	119,94
AWI-CM-1-1-MR	149,73	132,24	139,44	144,24
CAMS-CSM1-0	141,39	135,06	112,08	127,92
CanESM5	137,25	151,89	146,37	157,77
CESM2-WACCM	135,18	126,66	121,2	124,47
CMCC-CM2-SR5	148,98	136,77	119,04	134,94
CMCC-ESM2	134,52	145,2	126,51	131,88
EC-Earth3	144,21	160,41	106,11	124,02
EC-Earth3-CC	143,1	150,51	122,1	126,99
EC-Earth3-Veg	150,81	158,22	110,73	123,6

EC-Earth3-Veg-LR	140,94	146,91	121,68	126,75
FGOALS-g3	141,84	132,54	116,76	128,76
FIO-ESM-2-0	138,06	130,08	103,74	126,03
GFDL-ESM4	149,67	149,91	116,76	120,45
IITM-ESM	153,54	154,17	103,95	117,63
INM-CM4-8	132,66	150,72	119,85	140,85
INM-CM5-0	142,8	145,32	127,65	123,18
IPSL-CM6A-LR	139,98	136,29	141,15	139,11
KACE-1-0-G	130,35	132,03	128,43	117,09
MPI-ESM1-2-HR	136,65	127,56	125,73	136,02
MPI-ESM1-2-LR	134,16	126,81	123,48	134,4
NorESM2-LM	126,45	145,05	127,89	133,17
<i>ŚREDNIA</i>	140,04	140,73	121,32	130,11
<i>ZMIANA (%)</i>	-1,4%	-0,9%	+17,0%	+9,1%
5,00%	126,84	126,69	104,16	117,87
95,00%	150,69	157,83	140,97	143,91

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 7.0	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II
ACCESS-CM2	129,9	137,28	125,16	124,74
ACCESS-ESM1-5	119,79	119,37	106,53	133,2
AWI-CM-1-1-MR	136,8	132,3	129,21	140,04
CAMS-CSM1-0	148,44	150,66	129,12	146,01
CanESM5	132,33	153,54	139,23	180,42
CESM2-WACCM	135,33	126,12	114,57	124,98
CMCC-CM2-SR5	133,8	132,6	121,71	135,69
CMCC-ESM2	132,09	124,47	116,94	133,32
EC-Earth3	144,21	140,64	124,17	127,35
EC-Earth3-AerChem	136,65	146,64	116,16	128,91
EC-Earth3-Veg	158,34	150,75	120,42	136,98
EC-Earth3-Veg-LR	130,59	142,92	116,52	137,82
FGOALS-g3	146,07	144,99	123,78	133,59
GFDL-ESM4	146,16	146,49	116,46	129,15
IITM-ESM	151,95	139,08	102,9	115,68
INM-CM4-8	141,27	136,68	122,73	147,03
INM-CM5-0	138,36	148,65	125,49	131,55
IPSL-CM5A2-INCA	139,62	143,4	115,47	124,47
IPSL-CM6A-LR	127,38	146,37	137,85	146,97
KACE-1-0-G	124,02	134,07	120,27	129,75
MPI-ESM1-2-HR	142,23	143,34	125,73	131,04
MPI-ESM1-2-LR	149,31	148,56	128,94	143,01
NorESM2-LM	137,79	139,71	133,62	144,12
<i>ŚREDNIA</i>	138,36	140,37	122,31	135,9
<i>ZMIANA (%)</i>	-2,6%	-1,2%	+16,1%	+24,5%
5,00%	124,35	124,65	107,34	124,5
95,00%	151,68	150,75	137,43	147,03

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 8.5	IX-XI	IX-XI	XII-II	XII-II

ACCESS-CM2	124,5	135	119,94	138,21
ACCESS-ESM1-5	111,27	108,9	113,55	127,53
AWI-CM-1-1-MR	146,22	128,22	130,53	146,79
CAMS-CSM1-0	127,92	148,59	114,84	142,65
CanESM5	137,79	171,39	140,73	193,23
CESM2-WACCM	141,9	135,39	128,85	138,96
CIESM	132,42	132,42	106,32	106,35
CMCC-CM2-SR5	134,07	133,74	117,21	143,13
CMCC-ESM2	132,36	118,71	117,87	152,28
EC-Earth3	132,09	150,84	118,56	137,07
EC-Earth3-CC	154,05	143,55	122,49	140,61
EC-Earth3-Veg	146,7	153,18	123,6	139,14
EC-Earth3-Veg-LR	146,13	147,6	114,39	142,53
FGOALS-g3	134,1	151,56	119,1	133,59
FIO-ESM-2-0	131,22	135,69	114,03	132,45
GFDL-ESM4	150,36	142,02	114,9	121,95
IITM-ESM	138	154,5	105,72	115,89
INM-CM4-8	148,86	148,53	121,29	140,31
INM-CM5-0	141,06	147,93	126,42	149,25
IPSL-CM6A-LR	136,47	126,24	123,27	162,03
KACE-1-0-G	126,87	135,06	132,48	148,68
MPI-ESM1-2-HR	126,69	127,26	134,13	144,66
MPI-ESM1-2-LR	127,71	103,5	120,81	128,82
NorESM2-LM	135,6	140,37	123,48	136,56
<i>ŚREDNIA</i>	136,02	138,33	121,02	140,1
<i>ZMIANA (%)</i>	-4,4%	-2,7%	+17,3%	+11,2%
5,00%	124,83	110,37	107,4	116,79
95,00%	150,12	154,29	133,89	160,56

Tabela 4. Modele zmiany opadu w okresie wiosennym i letnim wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 7.0 i 8.5. Wartości 5% i 95% oznaczają odpowiedni percentyl.

RCP 2.6	2021-2060		2061-2100	
	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	165,75	169,77	210,9	211,77
ACCESS-ESM1-5	168,63	166,56	202,83	199,32
AWI-CM-1-1-MR	144,06	150,42	220,35	230,46
CAMS-CSM1-0	144,15	137,01	222,15	213,84
CanESM5	159,57	168,3	212,31	235,47
CESM2-WACCM	152,07	141,03	196,35	187,38
CIESM	131,07	131,07	211,68	211,68
CMCC-CM2-SR5	155,25	157,5	190,32	186,6
CMCC-ESM2	133,14	153,42	190,56	222,45
EC-Earth3	159,24	168,51	230,04	216,51
EC-Earth3-Veg	149,76	159,12	212,22	216,54
EC-Earth3-Veg-LR	143,67	140,97	204,15	218,22
FGOALS-g3	130,44	134,82	217,02	210,24
FIO-ESM-2-0	127,17	131,28	206,22	201,72
GFDL-ESM4	150,27	156,78	225	229,74
IITM-ESM	131,88	142,26	184,5	189,9

INM-CM4-8	125,7	129,15	200,22	201,39
INM-CM5-0	144,39	129,57	213,3	223,08
IPSL-CM5A2-INCA	130,83	139,74	204,33	207,66
IPSL-CM6A-LR	131,07	143,16	205,2	197,16
KACE-1-0-G	131,31	134,49	205,8	207,69
MPI-ESM1-2-HR	148,08	173,73	227,49	237,81
MPI-ESM1-2-LR	154,05	162,45	213,78	233,79
NorESM2-LM	146,76	140,97	200,61	180,06
<i>ŚREDNIA</i>	144,09	148,41	208,65	211,26
<i>ZMIANA (%)</i>	+6,3%	+9,0%	-4,5%	-3,2%
5,00%	127,65	129,78	190,35	186,72
95,00%	164,82	169,59	227,13	235,23

RCP 4.5	2021-2060 III-V	2061-2100 III-V	2021-2060 VI-VIII	2061-2100 VI-VIII
ACCESS-CM2	161,07	167,01	223,8	209,04
ACCESS-ESM1-5	149,25	161,07	182,43	177,75
AWI-CM-1-1-MR	141,9	145,62	221,01	207,33
CAMS-CSM1-0	154,08	147,39	222,06	242,97
CanESM5	165,18	197,34	240,66	221,67
CESM2-WACCM	149,52	150,45	198,81	174,06
CMCC-CM2-SR5	141,18	155,94	182,49	177,72
CMCC-ESM2	142,95	157,74	210,03	178,68
EC-Earth3	153,75	173,43	213,96	231,18
EC-Earth3-CC	155,7	169,41	215,13	228,63
EC-Earth3-Veg	155,61	167,28	213,69	212,79
EC-Earth3-Veg-LR	148,74	151,86	221,73	218,1
FGOALS-g3	136,62	139,77	215,43	219,66
FIO-ESM-2-0	137,4	127,53	202,44	196,08
GFDL-ESM4	144,96	158,58	236,43	225,09
IITM-ESM	119,49	142,11	188,85	189,81
INM-CM4-8	123,72	146,73	208,35	193,95
INM-CM5-0	147,24	137,34	216,42	197,19
IPSL-CM6A-LR	148,56	148,32	208,86	202,08
KACE-1-0-G	134,4	137,64	213,93	201,96
MPI-ESM1-2-HR	156,24	159,84	211,38	212,82
MPI-ESM1-2-LR	163,53	155,79	220,44	193,02
NorESM2-LM	141,39	145,26	184,41	180,3
<i>ŚREDNIA</i>	146,64	154,05	210,99	204
<i>ZMIANA (%)</i>	+7,9%	+12,4%	-3,3%	-6,9%
5,00%	124,8	137,37	182,67	177,72
95,00%	163,29	173,04	235,17	230,91

RCP 7.0	2021-2060 III-V	2061-2100 III-V	2021-2060 VI-VIII	2061-2100 VI-VIII
ACCESS-CM2	155,91	165,69	213,24	193,74
ACCESS-ESM1-5	137,07	168,9	192,81	179,88
AWI-CM-1-1-MR	132,99	151,5	208,38	192,51
CAMS-CSM1-0	148,08	147,18	230,82	219,3
CanESM5	151,95	181,62	214,08	197,55

CESM2-WACCM	142,95	144,66	172,68	168,51
CMCC-CM2-SR5	148,47	139,74	195,57	160,65
CMCC-ESM2	130,71	153,72	181,17	156,84
EC-Earth3	166,8	172,65	202,92	180,36
EC-Earth3-AerChem	150,33	176,52	226,5	228,33
EC-Earth3-Veg	154,56	164,79	224,52	193,89
EC-Earth3-Veg-LR	144,21	169,62	211,29	210,63
FGOALS-g3	128,46	141,15	215,01	207,99
GFDL-ESM4	149,85	153,6	216,18	228
IITM-ESM	138,39	144,57	177,33	188,88
INM-CM4-8	116,43	154,02	198,03	193,17
INM-CM5-0	147,87	149,13	216,45	195,42
IPSL-CM5A2-INCA	131,4	148,29	197,1	195,48
IPSL-CM6A-LR	137,82	145,11	207,36	185,46
KACE-1-0-G	123,27	125,13	208,29	193,26
MPI-ESM1-2-HR	160,23	163,2	219,99	198
MPI-ESM1-2-LR	168,39	169,65	211,29	191,25
NorESM2-LM	146,82	139,11	199,35	171,45
<i>ŚREDNIA</i>	144,03	155,19	206,1	192,63
<i>ZMIANA (%)</i>	6,3%	13,0%	-5,8%	-13,2%
5,00%	123,78	139,17	177,72	161,43
95,00%	166,14	176,13	226,29	227,13

	2021-2060	2061-2100	2021-2060	2061-2100
RCP 8.5	III-V	III-V	VI-VIII	VI-VIII
ACCESS-CM2	166,56	183,3	220,29	177,12
ACCESS-ESM1-5	154,17	129,27	184,14	156,27
AWI-CM-1-1-MR	138	143,49	212,76	179,58
CAMS-CSM1-0	152,94	152,76	241,26	220,26
CanESM5	167,91	192,36	221,55	203,97
CESM2-WACCM	159,51	152,94	189,93	152,31
CIESM	131,07	131,1	211,68	211,68
CMCC-CM2-SR5	144,15	157,71	162,09	147,54
CMCC-ESM2	122,01	149,94	173,01	161,79
EC-Earth3	159,57	194,04	203,07	183,45
EC-Earth3-CC	148,5	160,56	215,58	183,51
EC-Earth3-Veg	150,27	169,74	226,89	192,63
EC-Earth3-Veg-LR	149,07	170,04	222,51	202,41
FGOALS-g3	134,52	143,52	214,2	215,67
FIO-ESM-2-0	130,32	141,36	209,52	171,27
GFDL-ESM4	154,38	144,81	228,09	198,24
IITM-ESM	140,07	162,96	188,31	170,76
INM-CM4-8	141,09	146,28	200,94	180,81
INM-CM5-0	149,58	149,52	196,65	195,6
IPSL-CM6A-LR	141,54	133,74	193,38	159,3
KACE-1-0-G	136,17	118,44	206,1	191,91
MPI-ESM1-2-HR	170,79	178,32	220,86	178,62
MPI-ESM1-2-LR	161,52	160,29	208,71	162,93
NorESM2-LM	144,84	146,61	187,26	150,87
<i>ŚREDNIA</i>	147,87	154,71	205,77	181,2

ZMIANA (%)	4,1%	9,0%	-5,6%	-16,9%
5,00%	130,44	129,54	174,69	151,08
95,00%	167,7	191,01	227,91	215,07

Tabela 5 Wartości referencyjne (okres 1991-2020) i zmiany w stosunku do przewidywanej wartości temperatury wg scenariuszy RCP 2.6, 4.5, 7.0, 8.5

		IX-XI	XII-II	III-V	VI-VIII
1991-2020 à		8,72	-0,57	8,36	18,0
RCP 2.6	2021-2060	1,14	1,10	1,09	1,22
	2061-2100	1,46	1,52	1,57	1,63
RCP 4.5	2021-2060	1,28	1,41	1,25	1,28
	2061-2100	2,35	2,37	2,06	2,40
RCP 7.0	2021-2060	1,43	1,61	1,42	1,45
	2061-2100	3,40	3,53	2,88	3,70
RCP 8.5	2021-2060	1,60	1,59	1,36	1,69
	2061-2100	4,30	4,26	3,53	4,77