

<i>Benin Podsumowanie Analizy Zagrożenia Agrofagiem (Ekspres PRA) dla Meloidogyne enterolobii</i>
<b>Obszar PRA:</b> Rzeczpospolita Polska
<b>Opis obszaru zagrożenia:</b> Istnieje prawdopodobieństwo zasiedlenia przez <i>Meloidogyne enterolobii</i> upraw prowadzonych w podłożu glebowym pod osłonami.
Główne wnioski <i>Meloidogyne enterolobii</i> może zostać wprowadzony na terytorium RP w tkankach roślin i odpadach roślinnych oraz z podłożem. Nicień może prawdopodobnie zasiedlić uprawy prowadzone w podłożu glebowym w tunelach foliowych oraz w szklarniach.  W celu zminimalizowania prawdopodobieństwa wprowadzenia nicienia oraz jego rozprzestrzenienia na obszarze Polski należy: <ul style="list-style-type: none"> <li>• Kontrolować przesyłki pod kątem obecności nicienia, co - zapobiega wprowadzeniu organizmu na obszar PRA;</li> <li>• Wykorzystywać wyłącznie materiał rozmnożeniowy wolny od nicienia, w celu - uniemożliwienia wprowadzenia organizmu na obszar PRA;</li> <li>• 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;</li> <li>• Zastosować środki ochrony chemicznej dopuszczone do zwalczania nicieni pasożytów roślin w określonych uprawach;</li> <li>• W przypadku stwierdzenia wystąpienia nicienia w uprawach pod osłonami należy przeprowadzić fumigację podłoża stosując preparaty chemiczne zawierające np. dazomet czy metam sodowy.</li> </ul> Dane dostępne w literaturze odnośnie ograniczania rozwoju nicienia: <ul style="list-style-type: none"> <li>• Wprowadzenie podkładek <i>Eugenis spicata</i> oraz <i>Psidium cattleyanum</i> 'yellow' oraz <i>P. friedrichsthalianum</i> (Chiamolera i in., 2018), podkładek dyni (Wilcken i in., 2013), podkładek brzoskwini zwyczajnej i moreli japońskiej (Souza i in., 2014a),</li> <li>• Uprawa czosnku, pora, brokuła, kalafiora, kapusty <i>Brassica oleracea</i> var. <i>acephala</i>, szczypioreku, marchwi, <i>Coriandrum sativum</i>, pietruszki, ketmi szczawiowej, <i>Lolium multiflorum</i>, <i>Crotolaria breviflora</i>, <i>C. juncea</i>, <i>C. spectabilis</i>, <i>C. mucronata</i>, <i>C. ochroleuca</i>, <i>Dolichos lablab</i>, <i>Pennisetum glaucum</i>, <i>Mucana deeringiana</i>, <i>M. cinereum</i>, <i>M. aterrima</i>, rzodkwi oleistej (Bitencourt i Silva, 2010b; Rosa i in., 2015), bawełny (Marin i in., 2017), owsa (Brida i in., 2018; Machado i in., 2015) oraz drzew i krzewów owocowych ozdobnych: ananasa, atemoji, garcinii, nanercza zachodniego, kakaowca, gawiole, cytrusów <i>Citrus sinensi</i> i <i>Citrus aurantifolia</i>, mangberii, passiflory <i>Passiflora edulis flavicarpa</i>, flaszowica peruwiańskiego, pigwicy właściwej (Silva i in., 2015; Silva i Krasuski, 2012). Uprawa sorgo i miodli indyjskiej (Brida i in., 2018; Moreira i in., 2015); uprawa <i>Dieffenbachia amoena</i>, rącznika posoplitego, miodli indyjskiej, morwy indyjskiej, jatrofy przeczyszczającej oraz bielunia dziędzieżawa, <i>Spigelia anthelmia</i>, <i>Plumbago scandens</i> i komosy piżmowej (Freire i Santos, 2018), pszenicy (Brida i in., 2018), ryżu (Machado i Filho, 2014), kukurydzy (Dias i in., 2010);</li> <li>• Wprowadzenie doglebowo wyciągów roślin antagonistycznych: kanawalii mieczokształtnej (<i>Canavalia ensiformis</i>) (Cabezas i Silva, 2015);</li> <li>• Zastosowanie wodnych wyciągów <i>Dieffenbachia amoena</i>, <i>Dieffenbachia stramonium</i>, <i>Plumbago scandens</i>, rącznika posoplitego, komosy piżmowej i miodli indyjskiej (Freire i Santos, 2018);</li> </ul>

- Zastosowanie abamektyny (Romano i in., 2016);
- Zastosowanie olejku z *Tephrosia toxicaria* (Moreira i in., 2018);
- Zastosowanie grzybów mikoryzowych (AFM) (Silva Camopos i in., 2013; Pinheiro i in., 2014a);
- Łączne stosowanie *Pochonia chlamydosporia*, *Trichoderma asperellum* oraz wyciągu płynnych pozostałości manióku (Mesquita, 2016);
- Zastosowanie grzybów *Trichoderma hartzianum*, (Jindapunnapat i in., 2013;), *Pochonia chlamydosporia* (Tigano i in., 2011; Silva i in., 2017), *Purpureocillium lilacinum* (Silva i in., 2017); *Trichoderma* spp. (Amaral i in., 2018).

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

## Ekspresowa Analiza Zagrożenia Agrofagiem: *Meloidogyne enterolobii*

Przygotowana przez: Dr Renata Dobosz, Mgr Magdalena Gawlak, Mgr Daria Rzepecka, Dr Tomasz Kałuski

Data: 23.10.2019

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

### Etap 1 Wstęp

#### **Powód wykonania PRA:**

Guzaki to jedna z najważniejszych grup nicieni, powodujących szkody w uprawach roślin zarówno strefy klimatu umiarkowanego jak i tropikalnego. Do tego grona należy *Meloidogyne enterolobii*, nicien zagrażający licznym uprawom roślin w wielu regionach Ameryki, Afryki i Azji. Stwierdzenie wystąpienia *M. enterolobii* w Portugalii i Szwajcarii skłania do rozważenia poziomu zagrożenia oraz możliwości zdomowienia tego gatunku na obszarze RP.

**Obszar PRA:** Rzeczpospolita Polska

### Etap 2 Ocena zagrożenia agrofagiem

#### **1. Taksonomia:**

Maggenti i wsp. 1988

Rząd Tylenchida Thorne, 1949

Podrząd Tylenchina Chitwood, 1950

Nadrodzina Tylenchoidea Örley, 1880

Rodzina Heteroderidae Filipjev i Schuurmans Stekhoven, 1941

Podrodzina Meloidogyninae Skarbilovich, 1959

Rodzaj *Meloidogyne* Göldi, 1887

Gatunek *Meloidogyne enterolobi* Yang i Eisenback, 1983

=*Meloidogyne mayaguensis* Rammah i Hirschmann, 1988

Nazwa powszechna: Pacara earpod tree root-knot nematode; brak nazwy zwyczajowej dla gatunku w języku polskim

Synonimizacja gatunków dokonana została przez Karssena i in., 2012, w oparciu o porównawcze obserwacje płytek perinealnych samic oraz samców i osobników stadium J2, izozymów, zakresu roślin żywicielskich, a także sposobu rozmnażania i cytogenezy.

#### **2. Informacje ogólne o agrofagu:**

**Cykl życiowy:** *M. enterolobii* jest obligatoryjnym pasożytem roślin. W cyklu rozwojowym nicienia występują: stadium jaja, formy młodociane (J1-J4) oraz osobniki dorosłe: samice i samce. Zdolność infekcji posiadają osobniki młodociane drugiego stadium (J2), które po opuszczeniu ziół jajowych

zasiedlają korzenie roślin. Po zasiedleniu tkanek korzeni, pod wpływem działania nicieni, dochodzi do anatomicznych zmian w tkankach prowadzących do hipertrofii (Westerich i in., 2012). Wewnątrz tkanek korzeni nieruchomieją, przechodzą przez stadium J3 oraz J4 i osiągają dojrzałość płciową. Samice składają jaja do worków jajowych przyczepionych w tylnej części ich ciała.

Obserwacje dynamiki populacji guzaka w uprawie gujawy, w sadzie z nawadnianiem gleby, nie wykazało znacznych zmian liczebności populacji nicienia zarówno w glebie jak i w tkankach korzeni gujawy. Niemniej jednak osobniki młodociane J2 występowały w glebie najliczniej w styczniu, natomiast w korzeniach w styczniu i sierpniu (Almeida i in., 2010).

Uszkodzenia korzeni roślin gujawy spowodowane żerowaniem guzaka predysponują rośliny do silniejszego porażenia grzybem *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. (Gomes i in., 2013; 2014).

**Rośliny żywicielskie:** *M. enterolobii* żeruje na dwuliściennych roślinach uprawnych oraz na chwastach.

Porównawcze obserwacje podatności odmian roślin uprawnych na porażenie przez *M. enterolobii* wykazały występowanie zróżnicowania w obrębie badanych gatunków. Należą do nich: melon (Martins Diniz i in., 2016), fasola (Bitencourt i Silva, 2010a), sałata (Bitencourt i Silva, 2010b; Melo i in., 2011; Correia i in., 2015; Rosa i in., 2015), kolendra (Bitencourt i Silva, 2010b; Rosa i in., 2015), gujawa (Miranda i in., 2012; Martins i in., 2013; Souza i in., 2014; Biazatti i in., 2016; Costa i in., 2017; Moraes i in., 2018); papryka roczna (Melo i in., 2011), batat (Melo i in., 2011) chryzantema (Gonçalves i in., 2014), *Malpighia emarginata* (Moreira i in., 2016), kukurydza (Dias i in., 2010), bawełna (Ye i in., 2013; Marin i in., 2017) pomidor i ogórek (Hallmann i Kiewnick, 2018).

U następujących gatunków roślin wszystkie testowane odmiany uznano za odporne na porażenie przez *M. enterolobii* i są to: czosnek, por, brokuły, kalafior, kapusta (*Brassica oleracea* var. *acephala*), szczypiorek, marchew, kolendra, pietruszka, ketmia szczawiowa *Hibiscus sabdariffa*, *Lolium multiflorum*, *Crotalaria breviflora*, *C. juncea*, *C. spectabilis*, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *Dolichos lablab*, *Pennisetum glaucum*, *Mucuna deeringiana*, *M. cinereum*, *M. aterrima*, *Raphanus sativus* (Bitencourt i Silva 2010b; Rosa i in., 2015), bawełna (Marin i in., 2017), owies (Machado i in., 2018) oraz liczne gatunki drzew i krzewów owocowych i ozdobnych: ananas odm. Turiaçu, atemoja *Annona squamosa* x *A. cherimola*, garcinia, nanercz zachodni, kakaowiec, grawioli *Annona muricata*, cytrusy *Citrus sinensi* i *Citrus aurantifolia*, mangberia, passiflora, flaszowiec peruwiański i pigwica właściwa (Silva i in., 2015; Silva i Krasuski, 2012)

Populacje *M. enterolobii* posiadają zdolność rozwoju na roślinach odpornych na wybrane gatunki nicieni. Zjawisko to zaobserwowano dla następujących gatunków roślin:

- papryka (*Capsicum annuum*) posiadająca geny Me1 oraz Me3/Me7 przeciw *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica* (Pinheiro i in., 2015);
- tytoń (*Nicotiana tabacum* odm. NC 95) (Yang i Eisenback, 1983; Fargette i Braaksma, 1990; Araujo Filho i in., 2016);
- pomidor (*Solanum lycopersicum*) posiadający gen *Mi1* (Fargette i Braaksma, 1990; Brito i in., 2007; Kiewnick i in., 2009);
- papryka roczna (*Capsicum annuum* N, *Tobasco*) (Fargette i Braaksma, 1990; Brito i in., 2007; Kiewnick i in., 2009);
- batat (*Ipomoea batatas* cvs *Chinense* oraz *CDH*) (Fargette i Braaksma, 1990; Rutter i in., 2019);
- ziemniak (*Solanum tuberosum* x *S. sparsipilum*) *Mh* gen (Berthou i in., 2003);
- soja (*Glycine max* cv. Forrest) *Mir* gen (Fargette i Braaksma, 1990).

**Symptomy:** Występowanie *M. enterolobii* nie wywołuje specyficznych objawów na nadziemnych częściach porażonych roślin. Można zaobserwować więdnienie i żółknięcie liści, a także ich karłowacenie. Silne porażenie guzakiem może powodować zamierania roślin. Objawy charakterystyczne dla wystąpienia guzaka obserwuje się na podziemnych częściach roślin. Na korzeniach obserwowane są zgrubienia (tzw. wyrośla), a ich wielkość może przewyższać te

powodowane przez inne guzaki strefy klimatu tropikalnego i subtropikalnego, np. guzaka arachidowego (*M. arenaria*) czy guzaka południowego (*M. incognita*). Porażone przez *M. enterolobii* bulwy batata wykazują objawy podobne do obserwowanych na bulwach ziemniaka zaatakowanych przez guzaka amerykańskiego *M. chitwoodi* (Overstreet, 2017). Wymienione objawy mogą wystąpić również na roślinach pomidora, posiadających gen odporności *Mi-1* na *Meloidogyne*.

**Wykrywanie i identyfikacja:** Na wystąpienie guzaków wskazują obecne na korzeniach porażonych roślin charakterystyczne wyrośla, możliwe do zaobserwowania bez użycia szkła powiększającego. W celu identyfikacji gatunku należy pozyskać z korzeni porażonych roślin samice guzaka. Osobniki młodociane drugiego stadium izoluje się bezpośrednio z gleby lub z porażonych tkanek, na których zlokalizowano wcześniej złoża jajowe nicienia. Identyfikację gatunku przeprowadza się w oparciu o wyniki analizy morfologii i morfometrii samic, osobników młodocianych J2 oraz samców (Yang i Eisenback, 1983; Rammah i Hirschmann, 1988; Rodriquez i in., 1995a; Brito i in., 2004; Karsen i in., 2012; Perichi i Crozzoli, 2010; Eppo 2016; Poornima i in., 2016; Cunha i in., 2018;).

Identyfikację molekularną *M. enterolobi* można przeprowadzić w oparciu o:

- analizę satelitarnego DNA (pMmPet) (Randing i in., 2009);
- sekwencję COII mitochondrialnego DNA (Blok i in., 2002; Brito i in., 2004; Xu i in., 2004)
- PCR (Wishart i in., 2002);
- RAPD (Tigano i in., 2010);
- multiplex PCR (Hu i in., 2011);
- LAMP (Niu i in., 2012);
- RLFP (Gamel i in., 2014);
- COI DNA barcoding (Powers i in., 2018);
- Real-time PCR (Kiewnick i in., 2015; Braun-Kiewnick i Kiewnick, 2018);
- Reakcję RPA (Recombinase polymerase amplification) (Subbotin, 2019);
- znaczniki SCAR (Santos i in., 2019);
- EST (Esbenshade i Triantaphyllou, 1985; Cunha i in., 2018; Santos i in., 2019).

Analiza zagrożenia rozprzestrzenieniem *M. enterolobii* została opracowana przez Eppo w roku 2009. Po tym terminie opublikowanych zostało wiele prac poruszających zagadnienia zagrożenia dla roślin uprawnych oraz sposobów jej ograniczania.

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

Russia	lista A1	od 2014 roku
RPPO/EU		
EAEU	lista A1	od 2018 roku
Eppo	lista A2	od 2010 roku
NAPPO	lista alertowa	od 2002 roku

## 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		Affokpon i in., 2017
	Burkina Faso		Trudgill i in., 2000; Blok i in., 2002
	Demokratyczna Republika Kongo		Onkendi i in., 2014; EPPO Reporting Service 2014/150
	Wybrzeże Kości Słoniowej		Fargette, 1987; Blok i in., 2002
	Kenia		Karuri i in., 2017
	Malawi		Trudgill i in., 2000; Blok i in., 2002
	Mozambik		EPPO 2009
	Niger		Assoumana i in., 2017; EPPO Reporting Service 2017/214
	Nigeria	Diffa	Kolombia i in., 2016
	Senegal		Gueye i in., 1997; Trudgill i in., 2000
	Afryka Południowa		Willers, 1997; Onkendi i Moleleki, 2013
	Togo		Fargette, 1987
Ameryka Pd.	Brazylia		Almeida i in., 2012; Gomes i in., 2012; Jindapunnapat i in., 2013; Rosa i in., 2014; Luquini i in., 2019; Soares i in., 2018
		Alagos	Castro i Santana, 2010
		Bahia	Guimarães i in., 2003
		Ceara	Torres i in., 2005
		Goias	Siqueira i in., 2009
		Maranhao	Silva i in., 2008
		Mato Grosso	Almeida i in., 2008; Paes i in., 2012

		Mato Grosso do Sul	Reis i in., 2011
		Minas Gerais	Oliveira i in., 2007; Silva i Oliveira, 2010; Almeida i in., 2011
		Parana	Carneiro i in., 2006
		Pernambuco	Guimarães i in., 2003; Maranhão i in., 2003; Carneiro i in., 2004
		Piaui	Silva i in., 2006; Sousa i in., 2012
		Rio de Janeiro	Almeida i in., 2011a; Marques i in., 2012
		Rio de Janeiro do Norte	Torres i in., 2004; Torres i in., 2007
		Rio Grande do Sul	Gomes i in., 2008
		Santa Caterina	Gomes i in., 2008
		Sao Paulo	Almeida i in., 2011b; Almeida i in., 2008; Almeida i in., 2010
		Tokantis	Charchar i in., 2009
	Wenezuela		Lugo i in., 2005 Perichi i Crozzoli, 2010
Ameryka Środkowa	Kostaryka		Humphreys i in., 2012
	Kuba		Decker i Rodriguez 1989; Cuadra i in.,1999; Rodriguez i in., 1995; Rodriguez i in.,1999; Rodriguez i in., 2003; Molinari i in., 2005
	Gwadelupa		Rammah i Hirschmann, 1988
	Gwatemala		Carneiro i in., 2004; Blok I in., 2002; Hernandez i in., 2004
	Martynika		Quénéhervé i in., 2011
	Puerto Riko		Rammah i Hirschmann, 1988; Brito i in., 2004
	Trinidad i Tobago		Trudgill i in., 2000; Blok i in., 2002
Ameryka Pn.	Meksyk		Ramírez-Suárez i in., 2014;

			Martinez Gallardo i in.,2015; Villar-Luna i in., 2016
	USA	Floryda	Brito i in., 2004; Brito i in.,2008 Kaur i in., 2006; Cetintas i in., 2008; Han i in., 2012 EPPO Reporting Service 2014/150; EPPO Reporting Service 2017/093
		Karolina Północna	Ye i in., 2013
Azja	Chiny		Zhang 1987; Jindapunnapat i in., 2013; Wang i in.,2014
		Fuijan	Wang i in., 2014; Zhou i in., 2016; Xiao i in., 2018; EPPO Reporting Service 2015/057; EPPO Reporting Service 2016/108; EPPO Reporting Service 2018/068
		Guangdong	Yang i in., 1984 Gao i in., 2014;
		Hainan	Yang i Eisenback 1983; Zhuo i in., 2010; Liu i in., 2005; Long i in., 2014; Long i in., 2015; EPPO Reporting Service 2015/053
		Liaoning	Niu i in., 2012
		Shadong	Zhang, 1987
		Yunnan	Wang i in., 2014; EPPO Reporting Service 2015/119
	Indie	Tamil Nandu	Poornima i in., 2016; EPPO Reporting Service 2018/024
		Uttarakhand	Kumar i Rawat, 2018
	Singapur		Anonymous 2010



	Tajlandia		Jindapunnapat i in., 2013
	Wietnam		Iwahori i in., 2009; EPPO Reporting Service 2010/078
Europa	Szwajcaria		EPPO 2009
UE	Portugalia		EPPO Reporting Service 2018/120
	Francja		Blok i in., 2002

Z komentarzem [RD1]: dodane wg wskazówki z recenzji

## 7. Rośliny żywicielskie i ich rozmieszczenie na obszarze PRA.

Nazwa naukowa rośliny żywicielskiej (nazwa potoczna)	Występowanie na obszarze PRA ( <i>Tak/Nie</i> )	Komentarz (np. główne/poboczne siedliska)	Źródła (dotyczy występowania agrofaga na roślinie)
<i>Abelmoschus esculentus</i> (pizmian jadalny, okra)	Nie	Gatunek uprawny w krajach o klimacie tropikalnym i subtropikalnym. Rzadko sprowadzane owoce do celów spożywczych.	Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Acanthospermum australe</i> (okolka)	Nie	Gatunek pochodzący z tropikalnej Ameryki. Użytkowany jako roślina lecznicza.	Bellé i in., 2019
<i>Accacia seyal</i>	Nie		Duponnois i in., 1997
<i>Accacia holosericea</i>	Nie	Krzew pochodzący z Australii.	Duponnois i in., 1997
<i>Ajuga reptans</i> (dąbrówka rozłogowa)	Tak	Roślina dziko rosnące i ozdobne, spotykane na całym obszarze PRA.	Moens i in., 2009; Brito i in., 2010
<i>Allium fistulosum</i> (czosnek dęty, cebula siedmiolatka)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA.	Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Allium porum</i> (por)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Rosa i in., 2015
<i>Alternanthera tenella</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Castro i in., 2007
<i>Amaranthus deflexus</i> (szarłat pochylony)	Tak	Bardzo rzadko zawlekana na obszar PRA roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Bellé i in., 2019
<i>Amaranthus hybridus</i> (szarłat prosty)	Tak	Rozpowszechniona na obszarze PRA roślina miejsc ruderalnych.	Bellé i in., 2019

<i>Amaranthus spinosus</i>	Nie	Roślina uprawiana w tropikalnej części Ameryki. Potencjalnie może być rzadko zawlekana na obszar PRA	Bellé i in., 2019
<i>Amaranthus viridis</i>	Nie	Pochodząca z tropikalnej Ameryki roślina jadalna.	Bellé i in., 2019
<i>Amaranthus tricolor</i> (szarłat trójbarwny)	Tak	Roślina uprawiana jako ozdobna, jednoroczna na obszarze PRA.	Bellé i in., 2019
<i>Ananas comosus</i> (ananas jadalny)	Nie?	Roślina uprawna pochodząca z Ameryki Południowej. Na obszarze PRA czasem uprawiana w domach jako doniczkowa. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Silva i Oliveira, 2010
<i>Apium graveolens</i> (selery zwyczajne)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Quénéhervé i in., 2011
<i>Artocarpus heterophyllus</i> (chlebowiec różnolistny)	Nie	Pochodzące z Azji drzewo o jadalnych owocach.	Long i in., 2015; Brito i in., 2015
<i>Aquilaria malaccensis</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Azji.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Beta vulgaris</i> (burak zwyczajny)	Tak	Roślina uprawiana na terenie całego kraju.	Moens i in., 2009
<i>Beta</i> sp.	Tak	Rośliny uprawiane na obszarze PRA.	Rosa i in., 2015
<i>Bidens alba</i>	Nie	Roślina rosnąca w rejonach tropikalnych i subtropikalnych.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Bidens pilosa</i> (uczep owłosiony)	Tak	Efemerofit pochodzący z Ameryki Południowej. Wnika do zbiorowisk antropogenicznych na obszarze PRA.	Carneiro i in., 2006; Moens i in., 2009; Bellé i in., 2019
<i>Bidens subalternans</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej, wkraczająca do zbiorowisk w Europie. Nie notowana z obszaru PRA.	Bellé i in., 2019
<i>Brachychyton</i> sp.	Tak?	Roślina pochodząca z Australii. Możliwa uprawa amatorska w warunkach domowych oraz w palmiarniach na obszarze PRA.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/document">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/document</a> <a href="#">s</a>
<i>Brassica oleracea</i> (kapusta warzywna)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA.	Moens i in., 2009

<i>Brassica oleracea</i> var. <i>acephala</i> (jarmuż)	Tak	Roślina coraz częściej uprawiana na obszarze PRA	Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i> (kalafior)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Brugmansia</i> sp. (brugmansja, „trąby anielskie”)	Tak	Na obszarze PRA rośliny ozdobne uprawiane w ogrodach i na balkonach. Rośliny wrażliwe na mróz, nie zimują w gruncie na obszarze PRA.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Buddleja davidii</i> (budleja Dawida)	Tak	Krzew uprawiany jako ozdobny na obszarze PRA.	Brito i in., 2010
<i>Cactus</i> sp. (kaktus)	Tak	Rośliny pochodzące z Ameryki uprawiane jako ozdobne w warunkach domowych oraz szklarniowych na obszarze PRA.	Silva i in., 2016
<i>Caladium</i> ( <i>Caladium x hortulanum</i> ) (obraźnica)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA w warunkach domowych.	Kokalis-Burelle i in., 2017
<i>Cardiospermum halicacabum</i> (kardiospermum zielone, winorośl balonowa)	Tak	Roślina jednoroczna uprawiana jako ozdobna na obszarze PRA.	Bellé i in., 2019
<i>Callistemon rigidus</i> (kuflik, kalistemon)	Tak	Pochodzący z Australii krzew uprawiany na obszarze PRA w palmiarniach i warunkach domowych. Roślina wrażliwa na przymrozki, nie zimuje w gruncie.	Marques i in., 2012
<i>Callistemon viminalis</i> (kuflik płaczący)	Tak	Pochodzący z Australii krzew uprawiany na obszarze PRA w palmiarniach, warunkach domowych, latem na tarasach. Roślina wrażliwa na przymrozki, nie zimuje w gruncie.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Cannavalia ensiformis</i> (konwalia mieczokształtna)	Nie	Roślina uprawiana na obszarach tropikalnych.	Moens i in., 2009
<i>Chamaesyce prostrata</i> (wilczomlec)	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Souza i in., 2006
<i>Capsicum annuum</i> (papryka roczna)	Tak	Na obszarze PRA uprawiana jako roślina jednoroczna. W cieplejszych rejonach kraju	Bitencourt i Silva, 2010b; Melo de i in., 2011;

		możliwa uprawa gruntowa, najczęściej jednak pod osłonami. Dostępne są odmiany ozdobne uprawiane doniczkowo w warunkach domowych.	Silva Soraes i in., 2018
<i>Capsicum baccatum</i> (papryka jagodowa)	Tak	Roślina uprawna głównie w Ameryce Południowej. Możliwa uprawa amatorska w warunkach domowych na obszarze PRA.	Pinheiro i in., 2014
<i>Capsicum chinense</i> (papryka habanero)	Tak	Roślina uprawna pochodząca z Ameryki Południowej. W uprawie amatorskiej w warunkach domowych na obszarze PRA – jako ozdobna i przyprawowa.	Melo de i in., 2011; Quénéhervé i in., 2011; Marques i in., 2012
<i>Capsicum frutescens</i> (pieprzowiec owocowy papryczka chili)	Tak	Roślina uprawna – ostre papryki w wielu odmianach (chilli, cayenne, piri-piri). W uprawie amatorskiej w warunkach domowych na obszarze PRA.	Bitencourt i Silva, 2010b; Quénéhervé i in., 2011; Silva i in., 2016
<i>Carica papaya</i> (papaja)	Nie	Roślina uprawiana w strefie tropikalnej i subtropikalnej. Roślina sporadycznie uprawiana w warunkach pokojowych na obszarze PRA. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Silva i Krasuski 2012; Silva i in., 2016
<i>Caryopteris x clandonensis</i> (barbula kładońska)	Tak	Rzadko uprawiany na obszarze PRA krzew ozdobny.	Brito i in., 2010
<i>Cereus fernambucensis</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Souza i in., 2006
<i>Chamaesyce hypericifolia</i> (wilczomlecz dziurawcolistny)	Tak	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej, uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna. Nie zimuje w gruncie.	Quénéhervé i in., 2011
<i>Citrullus lantanus</i> (arbuz zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA Uprawy nie są rozpowszechnione przeważnie w tunelach foliowych lub warunkach szklarniowych.	Brito i in., 2008; Quénéhervé i in., 2011; Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Clerodendrum ugandense</i> (klerodendrum)	Tak	Pochodząca z Afryki roślina uprawiana na obszarze PRA	Moens i in., 2009; Brito i in., 2010

		jako doniczkowa w warunkach domowych.	
<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.	Rodriquez i in., 1995b; Moens i in., 2009
<i>Commelina benghalensis</i>	Nie	Roślina pochodząca z tropikalnej Afryki.	Bellé i in., 2019
<i>Coriandrum sativum</i> (kolendra siewna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA. Roślina przyprawowa.	Bitencourt i Silva, 2010b; Quénéhervé i in., 2011
<i>Cucumis anguria</i> (ogórek antylski)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca prawdopodobnie z Ameryki Południowej,	Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Cucumis melo</i> (ogórek melon)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA w gruncie i pod osłonami. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Bitencourt i Silva, 2010b; Diniz i in., 2016; Freitas i in., 2017
<i>Cucumis sativus</i> (ogórek siewny)	Tak	Roślina uprawiana w gruncie i pod osłonami na całym obszarze PRA.	Bitencourt i Silva, 2010b
<i>Cucurbita moschata</i> (dynia piżmowa)	Tak	Roślina coraz częściej uprawiana na obszarze PRA, głównie w uprawie amatorskiej.	Bitencourt i Silva, 2010b; Marques i in., 2012
<i>Daucus carota</i> (marchew zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna i dziko rosnąca na całym obszarze PRA.	Bitencourt i Silva, 2010b; Wang i in., 2014
<i>Dioscorea rotundata</i> (pochrzyn, jam)	Nie	Roślina pochodząca z Afryki.	Kolumbia i in., 2016
<i>Dracena</i> sp. (dracena)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA jako ozdobna w warunkach domowych.	Brito i in., 2010
<i>Emilia fosbergii</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej.	Silva i in., 2016; Silva i in., 2017
<i>Enterolobium contortisiliquum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Yang i Eisenback, 1983
<i>Erechtites hieracifolius</i> (erechites jastrzębcowaty)	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki.	Carneiro i in., 2006
<i>Eugenia stipitata</i>	Nie	Drzewo owocowe pochodzące z Ameryki Południowej.	Silva i Krasuski, 2012

<i>Euforbia cyathophora</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Euforbia punicea</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Środkowej.	Han i in., 2012
<i>Euphorbia tirucalli</i> (wilczomlec palczasty)	Tak	Roślina pochodząca z Afryki, Uprawiana na obszarze PRA jako doniczkowa w warunkach domowych.	Souza i in., 2006
<i>Faidherbia albida</i>	Nie	Pochodząca z Afryki roślina użytkowa.	Duponnois i in., 1997
<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.	Freitas i in., 2017
<i>Galinsoga parviflora</i> (żółtlica drobnokwiatowa)	Tak	Pospolita roślina ruderalna rosnąca na całym obszarze PRA.	Bellé i in., 2019
<i>Gardenia jasminoides</i> (gardenia jaśminowata)	Tak	Roślina pochodząca z Azji. Uprawiana na obszarze PRA jako doniczkowa w warunkach domowych.	Lu i in., 2019
<i>Gladiolus</i> sp. (mieczyk)	Tak	Rośliny uprawiane jako ozdobne i dziko rosnące na obszarze PRA (lasy zarośla, mokre łąki).	Silva i in., 2016
<i>Glycine max</i> (soja warzywna, soja zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Gatunek przejściowo dziczejący.	Ye i in., 2013
<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.	Ye i in., 2013
<i>Inga edulis</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Silva i in., 2016
<i>Ipomoea batatas</i> (wilec ziemniaczany, batat)	Tak	Jadalne bulwy sprowadzane do celów spożywczych. Może być uprawiany jako roślina	Melo de i in., 2011; Gao i in., 2014; Silva i in., 2016

		ozdobna – raczej rzadko na obszarze PRA.	
<i>Ipomoea grandifolia</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Bellé i in., 2019
<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).	Bellé i in., 2019
<i>Ipomoea purpurea</i> (wilec purpurowy)	Tak	Na obszarze PRA gatunek uprawiany jako roślina ozdobna i przejściowo dziczejąca (efemerofit).	Bellé i in., 2019
<i>Helianthus</i> sp. (słonecznik)	Tak	Rośliny uprawne na obszarze PRA. Także jako rośliny ozdobne.	Rosa i in., 2015
<i>Hibiscus grandiflorus</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Północnej.	Brito i in., 2010
<i>Hibiscus</i> sp. (ketmia, róża chińska)	Tak	Rośliny uprawiane jako ozdobna na obszarze PRA.	Brito i in., 2010
<i>Hydrocotyle bonariensis</i>	Nie	Roślina strefy tropikalnej i subtropikalnej.	Souza i in., 2006
<i>Hypericum</i> sp. (dziurawiec)	Tak	Rośliny uprawiane jako ozdobne i dziko rosnące na obszarze PRA (lasy zarośla, łąki).	Silva i in., 2016
<i>Lactuca sativa</i> (sałata siewna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA, przejściowo dziczejąca (efemerofit).	Bitencourt i Silva, 2010b; Melo de i in., 2011; Correia i in., 2015
<i>Lagerstroemia indica</i> (lagerstermia indyjska)	Tak	Roślina uprawiana jako ozdobna w gruncie na obszarze PRA. W surowe zimy może przemarzać.	Brito i in., 2010
<i>Lantana camara</i> (lantana pospolita)	Tak	Roślina uprawiana jako ozdobna w gruncie, na tarasach i balkonach na obszarze PRA. Nie jest mrozoodporna.	Silva i in., 2016
<i>Leonotis nepetifolia</i>	Tak	Roślina pochodząca z Afryki. Na obszarze PRA uprawiana rzadko przez kolekcjonerów.	Quénéhervé i in., 2011
<i>Leonurus sibiricus</i> (serdecznik syberyjski)	Tak	Roślina lecznicza pochodząca z Azji Wschodniej. Na obszarze	Bellé i in., 2019

		PRA uprawiana przez kolekcjonerów i hobbystów.	
<i>Ligustrum</i> sp. (ligustr)	Tak	Rośliny dziko rosnące i uprawiane w gruncie jako ozdobne na obszarze PRA.	Brito i in., 2010
<i>Luffa cylindrica</i> (trukwa, gąbczak walcowaty)	Tak	Roślina uprawna na obszarze PRA. Uprawy nie są rozpowszechnione, przeważnie w tunelach foliowych lub warunkach szklarniowych.	Marques i in., 2012
<i>Lycopersicon peruvianum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Melo de i in., 2011
<i>Lycopersicon hirsutum</i> var. <i>hirsutum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Melo de i in., 2011
<i>Lycopersicon hirsutum</i> var. <i>glabratum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Melo de i in., 2011
<i>Lycopersicon pennellii</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Melo de i in., 2011
<i>Malpighia emarginata</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Środkowej.	Silva i Krasuski, 2012
<i>Malpighia glabra</i> (malpigia granatolistna)	Tak?	Pochodząca z Ameryki Środkowej roślina jadalna. Może być uprawiana przez hobbystów w warunkach domowych i szklarniowych.	Silva i in., 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.	Rosa i in., 2014
<i>Marantha arundinacea</i> (maranta trzcinowa)	Nie	Pochodząca z Ameryki Środkowej roślina użytkowa.	Zhuo i in., 2010
<i>Marsypianthes chamaedrys</i>	Tak	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Castro i in., 2007
<i>Melaleuca citrina</i> (=Callistemon citrinus, kuflik cytrynowy)	Tak	Pochodzący z Australii krzew uprawiany na obszarze PRA w palmiarniach, warunkach domowych, latem na tarasach. Roślina wrażliwa na przymrozki, nie zimuje w gruncie.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Merremia aegyptia</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Castro i in., 2007



<i>Myrica cerifera</i> (= <i>Morella cerifera</i> , woskownica amerykańska)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Morinda citrifolia</i> (morwa indyjska)	Tak	W rejonie PRA rzadko uprawiana przez hobbystów roślina ozdobna pokojowa lub szklarniowa. Owoce są jadalne.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Morus celtidifoia</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	Soares i in., 2018
<i>Morus nigra</i> (morwa czarna)	Tak	Rzadko uprawiana na obszarze PRA. Mniej odporna na mróz niż morwa biała.	Santos Paes-Takahashil i in., 2015
<i>Musa</i> sp. (bananowiec)	Tak	Roślina uprawiana w oranżeriach i w kolekcjach prywatnych na obszarze PRA. Owoce sprowadzane do celów spożywczych	Freitas i in., 2017; Luquini i in., 2019
<i>Nicandra physaloides</i> (nicandra miechunkowa)	Tak	Roślina uprawiana jako jednoroczna ozdobna na obszarze PRA.	Bellé i in., 2019
<i>Nicotiana tabacum</i> (tytoń szlachetny)	Tak	Roślina uprawna i dziczejąca (efemerofit) na całym obszarze PRA.	Moens i in., 2009
<i>Oeceoclades maculata</i>	Nie	Roślina pochodząca z Afryki, obecnie rozpowszechniona także w Amerykach.	Carneiro i in., 2006
<i>Ocimum basilicum</i> (bazylija pospolita)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA, w gruncie i pod osłonami.	Silva i in., 2016
<i>Ocimum</i> sp. (bazylija)	Tak	Rośliny uprawiane na obszarze PRA, w gruncie, pod osłonami i w warunkach domowych.	Moens i in., 2009
<i>Paulownia elongata</i> (paulownia puszysta)	Tak	Możliwe że drzewo to uprawiane jest w cieplejszych regionach na obszarze PRA lub przez hobbystów w warunkach szklarniowych. W warunkach Polski raczej przemarza.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Passiflora mucronata</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Souza i in., 2006
<i>Penta lanceolata</i> (piętań lancetowaty)	Tak	Roślina uprawiana w warunkach domowych jako ozdobna na obszarze PRA.	Brito i in., 2010
<i>Petroselinum sativum</i> (pietruszka zwyczajna)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA, uprawy poboczne.	Quénéhervé i in., 2011

<i>Phaseolus lunatus</i> (fasola półksiężycowata)	Nie	Roślina pochodząca z obszarów tropikalnych Ameryki Południowej i Środkowej.	Bitncourt i Silva, 2010a
<i>Phaseolus vulgaris</i> (Fasola zwykła, fasola zwyczajna)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA.	Moens i in., 2009; Melo de i in., 2011
<i>Physalis angulata</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	Quénéhervé i in., 2011; Marques i in., 2012
<i>Pisum sativum</i> (groch zwyczajny)	Tak	Roślina uprawna na całym obszarze PRA	Rosa i in., 2015
<i>Pointsentia cyathophora</i>	Nie	Roślina natywna dla Ameryk.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/document_s">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/document_s</a>
<i>Portulaca oleracea</i> (portulaka pospolita)	Tak	Roślina dziko rosnąca na obszarze PRA, stosunkowo rzadka.	Bellé i in., 2019
<i>Psidium acutangulum</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Almeida i in., 2011c
<i>Psidium guajava</i> (guajawa)	Tak	Roślina o jadalnych owocach pochodząca z Ameryki Środkowej, obecnie uprawiana w 50 krajach. Na obszarze PRA rzadko uprawiana w warunkach domowych.	Quénéhervé i in., 2011; Almeida i Santos, 2011b; Silva i Krasuski, 2012; Martins i in., 2013; Silva i in., 2016; Poornima i in., 2017
<i>Psidium guineensis</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Marques i in., 2012
<i>Psidium</i> sp.		Rośliny użytkowe pochodzące z Ameryki Południowej i Środkowej, obecnie uprawiane w wielu krajach. Na obszarze PRA rzadko uprawiana w warunkach domowych P. guajava.	Silva i Krasuski, 2012
<i>Punica granatum</i> (granat właściwy)	Tak	W Polsce roślina jest uprawiana amatorsko w doniczkach. Owoce sprowadzane do celów spożywczych.	Silva i Krasuski, 2012
<i>Raphanus sativus</i> var. <i>sativus</i> (rzodkiewka)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA.	Rosa i in., 2015
<i>Rhynchelytrum repens</i> (= <i>Melinis repens</i> )	Nie	Roślina pochodząca z południowej Afryki.	Bellé i in., 2019

<i>Rosa sp.</i> (róża)	Tak	Rośliny dziko rosnące i ozdobne. Stosunkowo dużo gatunków dziko rosnących na całym obszarze PRA na różnych siedliskach. Jeden z częściej uprawianych rodzajów roślin ozdobnych powszechnie spotykany w ogrodach, parkach i przestrzeni miejskiej.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Saccharum sp.</i> (cukrowiec)	Nie	Rośliny pochodzące z Azji.	Marques i in., 2012
<i>Senna alata</i> (strączyniec oskrzydłony)	Tak	Na obszarze PRA roślina jest uprawiana amatorsko w warunkach domowych, Itaem możliwa także w gruncie. Nie zimuje na obszarze PRA.	Souza i in., 2006
<i>Senna occidentalis</i>	Nie	Roślina pochodząca z Azji.	Souza i in., 2006
<i>Senefeldera multiflora</i>	Nie	Roślina pochodząca z Ameryki Południowej.	Lima i in., 2005
<i>Sida rhombifolia</i>	Nie	Roślina użytkowa z Chin.	Bellé i in., 2019
<i>Solandra maxima</i> (solandra wielka)	Tak	Roślina uprawiana jako ozdobna (doniczkowa i gruntowa) na obszarze PRA. Nie zimuje w gruncie.	Brito i in., 2010
<i>Solanum americanum</i> (psianka czarna)	Nie	Roślina użytkowa pochodząca prawdopodobnie z Ameryki Południowej, rozpowszechniona w rejonach tropikalnych i subtropikalnych.	Silva i in., 2016; Bellé i in., 2019
<i>Solanum gilo</i> (bakłażan etiopski, turecka pomarańcza)	Tak	Roślina ozdobna i jadalna uprawiana przez hobbystów i kolekcjonerów. Raczej rzadko spotykana na obszarze PRA, wrażliwa na niskie temperatury.	Marques i in., 2012
<i>Solanum habrochaites</i>	Nie	Roślina pochodząca prawdopodobnie z Ameryki Południowej.	Melo de i in., 2011
<i>Solanum lycopersicum</i> (pomidor zwyczajny)	Tak	Roślina uprawiana na obszarze PRA w gruncie i pod osłonami.	Bitrcourt i Silva, 2010; Quénéhervé i in., 2011; Melo de i in., 2011; Marques i in., 2012 Rosa i in., 2015; Gallardo i in., 2015; Poornima i in., 2017
<i>Solanum melongena</i>	Tak	Roślina uprawna, na obszarze PRA głównie pod osłonami.	Rammah i Hirshmann 1988;

(bakłazan, psianka podłużna, oberżyna)			Bitencourt i Silva 2010; Marques i in., 2012 Silva i in., 2016; Poornima i in., 2017
<i>Solanum scabrum</i>	Nie	Roślina użytkowa uprawiana głównie w Afryce.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Solanum sisymbriifolium</i> (psianka stulizolistna)	Tak	Raczej rzadko uprawiane na obszarze PRA warzywo pochodzące z Ameryki Południowej.	Bellé i in., 2019
<i>Solanum paniculatum</i> (jurubeba)	Nie	Roślina użytkowana w medycynie pochodząca z Ameryki Południowej.	Silva i in., 2016; Silva i in., 2017
<i>Solanum pseudocapsicum</i> (psianka koralowa)	Tak	Jednoroczna roślina ozdobna. W rejonie PRA może być uprawiana jako pokojowa a także na balkonach trasach i w gruncie.	Groth i in., 2017; Bellé i in., 2019
<i>Solanum tuberosum</i> (ziemniak, psianka ziemniak)	Tak	Roślina uprawiana na całym obszarze PRA.	Moens i in., 2009
<i>Solenostemon scutellarioides</i> (koleus Blumego, pokrzywka brazylijska)	Tak	Na obszarze PRA uprawiana jako jednoroczna roślina ozdobna - pokojowa a także na balkonach trasach i w gruncie.	Brito i in., 2010; Freire i in., 2018
<i>Stenocereus queretaroensis</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca Meksyku.	Ramírez-Suárez i in., 2016
<i>Syagrus romanzoffiana</i>	Tak	Roślina rzadko uprawiana przez kolekcjonerów w warunkach domowych oraz oranżeriach i palmiarniach na obszarze PRA.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/documents">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/documents</a>
<i>Synogonium</i> sp. (zroślichy)	Tak	Roślina uprawiana w warunkach domowych jako ozdobna na obszarze PRA.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/documents">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/documents</a>
<i>Syzygium aromaticum</i> (czapetka pachnąca)	Nie	Pochodząca z Azji roślina użytkowa.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Talinum patens</i> (= <i>T. paniculatum</i> )	Nie	Roślina użytkowa klimatu tropikalnego.	Bitencourt i Silva, 2010; Bellé i in., 2019
<i>Talinum triangulare</i> ( <i>T. fruticosum</i> )	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Ameryki Południowej.	Souza i in., 2006
<i>Tecomaria capensis</i>	Nie	Roślina użytkowa pochodząca z Afryki.	Moens i in., 2009

<i>Thunbergia</i> sp. (tunbergia)		Pochodząca z Afryki roślina wieloletnia, na obszarze PRA uprawiana jako jednoroczna roślina ozdobna - na balkonach trasach i w gruncie.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Tibouchina elegans</i>	Nie	Roślina pochodząca z Brazylii.	Moens i in., 2009
<i>Urena lobata</i>	Nie	Roślina subtropikalna.	Quénéhervé i in., 2011
<i>Washingtonia</i> sp. (waszyngtonia)	Tak	Pochodząca z Ameryki palma uprawiana w warunkach szklarniowych i domowych na obszarze PRA. Nie jest odporna na mróz.	Brito i in., 2010
<i>Vigna unguiculata</i> (wspiega węzowata, fasolnik chiński)	Tak	Roślina uprawna. Na terenie PRA rzadko, głównie pod osłonami, ale może być również uprawiana w gruncie.	Guimarães i in., 2003
<i>Vitis</i> sp. (winorośl)	tak	Rośliny uprawiane na obszarze PRA. Owoce, liście sprowadzane do Polski w celach spożywczych.	<a href="https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts">https://gd.eppo.int/taxon/MELGMY/hosts</a>
<i>Zingiber officinale</i> (imbir lekarski)	Tak	Roślina użytkowa pochodząca z Azji. Na obszarze PRA możliwa uprawa w warunkach domowych. Kłącze sprowadzane do celów spożywczych i leczniczych.	Xiao i in., 2018
<i>Ziziphus jujuba</i> (głożyna pospolita)	Tak	Nasadzana głównie w prywatnych kolekcjach (w okresie zimy wymaga osłon). Owoce sprowadzane do Polski w celach spożywczych	Long i in., 2014

## 8. Drogi przenikania

Możliwa droga przenikania	Droga przenikania: <b>Rośliny do sadzenia (z wyłączeniem nasion) z lub bez podłoża</b>
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia z korzeniami i/lub podłożem.
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Nie.
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Tak, 2012 r. na <i>Zelkova serrata</i> (rośliny przeznaczone do sadzenia) z Chin; 2012 r. – 4 przesyłki <i>Chlorophytum</i> sp.

	(rośliny przeznaczone do sadzenia) z Singapuru; 2015 r. - <i>Portulacaria afra</i> (rośliny przeznaczone do sadzenia) z Chin; 2018 r. na <i>Syzygium buxifolium</i> (rośliny przeznaczone do sadzenia) z Chin; 2018 r. na <i>Bucida buceras</i> (rośliny przeznaczone do sadzenia) z USA.		
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?	Brak danych dotyczących wpływu temperatury o wyższych i niższych wartościach na ograniczenie funkcji życiowych lub śmierć osobników uniemożliwia wiarygodną ocenę.		
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	W przypadku wprowadzenia do środowiska, poprzez wysadzenie roślin do gleby.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o wielkości przemieszczania.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o częstotliwości przemieszczania.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	Niskie	Średnie	<b><u>Wysokie X</u></b>
Ocena niepewności	<b><u>Niska X</u></b>	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Droga przenikania: <b>Cebulki i bulwy</b>		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Istnieje możliwość zawleczenia żywych stadiów w tkankach.		
Czy droga przenikania jest zamknięta na obszarze PRA?	Spoza EU zakaz sprowadzania bulw ziemniaków, w pozostałych przypadkach dozwolone.		
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Nie		
Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia w każdym stadium rozwoju.		
Jakie są ważne czynniki do powiązania z tą drogą przenikania?	Zapewnienie transportowanemu materiałowi właściwych warunków zwiększa prawdopodobieństwo przeżycia organizmu w tkankach roślin, zwiększając tym samym szanse na wprowadzenie organizmu na obszar PRA.		
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Brak danych dotyczących wpływu temperatury o wyższych i niższych wartościach na ograniczenie funkcji życiowych lub śmierć osobników uniemożliwia wiarygodną ocenę.		

Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	W przypadku wprowadzenia organizmu do środowiska, poprzez wysadzenie bulw do gleby, jeżeli guzak nie zostanie wykryty w materiale.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Tak.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Tak.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	Niskie	Średnie	<b><u>Wysokie X</u></b>
Ocena niepewności	<b>Niska X</b>	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Droga przenikania: <b>Ziemia/materiał do sadzenia</b>		
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.		
Czy agrofag był już przechwycony tą drogą przenikania?	Tak. 2018 r. w podłożu z Wietnamu.		
Jakie stadium jest najbardziej prawdopodobnie związane z tą drogą przenikania?	Istnieje możliwość zawleczenia nicienia w stadium jaja J1–J2 oraz samców.		
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 jest to temperatura, gdyż jej wysokie i niskie wartości mogą modyfikować przeżywalność. Brak danych eksperymentalnych.		
Czy agrofag może przeżyć transport i składowanie w tej drodze przenikania?	Brak danych dotyczących wpływu temperatury o wyższych i niższych wartościach na ograniczenie funkcji życiowych lub śmierć osobników uniemożliwia wiarygodną ocenę.		
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	<b><u>Średnie X</u></b>	Wysokie
Ocena niepewności	<b>Niska X</b>	Średnia	Wysoka

Możliwa droga przenikania	Droga przenikania: <b>Odpady roślinne</b>		
Krótki opis, dlaczego jest rozważana jako droga przenikania	Odpady roślinne takie jak korzenie roślin czy fragmenty bulw, w przypadku wystąpienia na nich stadiów rozwojowych guzaka, 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?	Brak danych dotyczących wpływu temperatury o wyższych i niższych wartościach na ograniczenie funkcji życiowych lub śmierć osobników uniemożliwia wiarygodną ocenę.		
Czy agrofag może zostać przeniesiony z tej drogi przenikania na odpowiednie siedlisko?	Tak, poprzez świadome wprowadzenie podłoża na miejsce docelowe.		
Czy wielkość przemieszczana tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o wielkości przemieszczania.		
Czy częstotliwość przemieszczania tą drogą przenikania sprzyja wejściu agrofaga?	Brak danych o częstotliwości przemieszczania.		
Ocena prawdopodobieństwa wejścia	<b>Niskie X</b>	Średnie	Wysokie
Ocena niepewności	<u>Niska</u>	<b>Średnia X</b>	Wysoka

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

Wiele gatunków roślin żywicielskich *M. enterolobii* uprawia się w otwartym gruncie na obszarze PRA. Mimo braku danych dotyczących zróżnicowania podatności odmian tych roślin na porażenie przez guzaka, można przypuszczać, że również wśród nich występują odmiany podatne. Brak jednak również danych dotyczących wpływu temperatury zarówno na poziom infekcyjności jak i na rozwój *M. enterolobii*. Można przypuszczać, że temperaturze poniżej 20 °C rozwój nicienia będzie spowolniony lub zahamowany, a temperatury bliskie lub poniżej 0 °C mogą powodować śmierć osobników.

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

### 10. Prawdopodobieństwo zasiedlenia w uprawach pod osłonami na obszarze PRA

Niektóre z roślin żywicielskich *M. enterolobii* uprawia się na obszarze PRA w warunkach kontrolowanych, pod osłonami. Mimo braku wiedzy na temat zróżnicowania poziomu wrażliwości odmian tych roślin na porażenie przez *M. enterolobi* można przypuszczać, że występują wśród nich odmiany wrażliwe. Można również przypuszczać, że w kontrolowanych warunkach temperatury



może zachodzić rozwój *M. enterolobii*. Jednak, ze względu na brak danych eksperymentalnych, wiarygodna ocena rozwoju i wielkości populacji guzaka nie jest możliwa. Brak kluczowych danych dotyczących biologii nicienia uniemożliwia także wiarygodne szacowanie strat, jakie mogłyby być spowodowane wystąpieniem *M. enterolobii*. Czynnikiem ograniczającym zasiedlenie nicienia w uprawach pod osłonami jest wykorzystywany rodzaj podłoża, gdyż coraz częściej wprowadzane do produkcji podłoża syntetyczne skutecznie ograniczają/uniemożliwiają rozwój nicieni.

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

### 11. Rozprzestrzenienie na obszarze PRA

Z uwagi na fakt, iż rozprzestrzenianie się guzaków jest bardzo ograniczone, rozprzestrzenienie się *M. enterolobii* na obszarze potencjalnego zasiedlenia możliwe jest z udziałem człowieka: z wodą, porażoną glebą, roślinami oraz z narzędziami i sprzętami służącymi pracom polowym oraz w warunkach kontrolowanych.

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

### 12. Wpływ na obecnym obszarze zasięgu

#### 12.01 Wpływ na bioróżnorodność

Brak danych pokazujących wpływ *M. enterolobii* na bioróżnorodność na obecnym obszarze zasięgu. Jako pasożyt osiadły może mieć ograniczający wpływ na cykl życiowy nicieni przyjmujących formy robakowate.

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

#### 12.02 Wpływ na usługi ekosystemowe

Usługa ekosystemowa	Czy szkodnik ma wpływ na tę usługę? <i>Tak/nie</i>	Krótki opis wpływu	Źródła
Zabezpieczająca	Tak.	Spadek jakości uprawy i wielkości plonu gujawy i pomidora.	Cetintas i in., 2007; Pereira i in., 2009.

Regulująca	Tak.	Porażając rośliny różnych gatunków nicien może potencjalnie prowadzić do ich zamierania lub osłabienia powodując zmiany w częstotliwości wystąpienia.	
Wspomagająca	Brak danych.		
Kulturowa	Brak danych.		

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

### 12.03 Wpływ socjoekonomiczny

*M. enterolobii* należy do grupy najważniejszych gatunków szkodników roślin uprawnych strefy tropikalnej. Porażone przez guzaka rośliny są niższe, z objawami wędnięcia i żółtymi liśćmi oraz charakterystycznymi wyrostkami bocznymi na korzeniach porażonych roślin (EPPO 2016). Na obszarze Brazylii *M. enterolobii* poraża 1/3 powierzchni uprawy gujawy (Pereira i in., 2009). Natomiast w eksperymentalnej uprawie pomidora zaobserwowano spadek wielkości plonu równy 65% (Cetintas i in., 2007).

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

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

## 13. Potencjalny wpływ na obszarze PRA

### 13.01 Potencjalny wpływ na bioróżnorodność na obszarze PRA

Brak danych dotyczących wpływu *M. enterolobii* na bioróżnorodność na obszarze występowania gatunku powoduje, że wiarygodna ocena jego wpływu na bioróżnorodność na obszarze PRA nie jest możliwa. Na terenie Polski występuje niewiele dziko rosnących roślin atakowanych przez nicienia jak: dąbrówka rozlogowa, szarłat prosty i żółtlica drobnokwiatowa, jednak są to gatunki szeroko rozpowszechnione w szczególności na siedliskach antropogenicznych, ale także mogą występować w lasach.

Jeśli Nie

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

### 13.02 Potencjalny wpływ na usługi ekosystemowe na obszarze PRA

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

Taki sam jak na obecnym obszarze.

Ocena wielkości wpływu na usługi ekosystemowe na potencjalnym obszarze zasiedlenia	Niska	Średnia	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	Wysoka

### 13.03 Potencjalny wpływ socjoekonomiczny na obszarze PRA

Przy założeniu, iż *M. entrobii* może potencjalnie zagrażać uprawom pod osłonami sugeruje możliwość przeznaczenia dodatkowych nakładów finansowych na działania związane z ograniczeniem potencjalnej szkodliwości. Ponadto nicień może przyczynić się do znacznych strat w uprawach warzyw.

Taki sam jak na obecnym obszarze.

Ocena wielkości wpływu socjoekonomiczny na potencjalnym obszarze zasiedlenia	Niska	Średnia	Wysoka
Ocena niepewności	Niska	Średnia	Wysoka

## 14. Identyfikacja zagrożonego obszaru

Dostępne dane pozwalają przypuszczać, iż *M. entrobii* może mieć znaczenie jako szkodnik upraw prowadzonych w podłożu glebowym, w kontrolowanych warunkach pod osłonami. Wiarygodna ocena wielkości tego wpływu nie jest jednak możliwa. Nie jest również możliwe wiarygodne oszacowanie wpływu guzaka na uprawy w otwartym gruncie.

## 15. Zmiana klimatu

Każdy ze scenariuszy zmian klimatu (Załącznik 1) zakłada wzrost temperatury w stosunku do wartości z okresu referencyjnego 1986–2015. Najbardziej optymistyczny scenariusz RCP 2.6 prognozuje zmiany o około 1,3°C w perspektywie każdej pory roku. Według optymistycznego RCP 4.5 nastąpi ocieplenie o 1,6/1,7°C w przedziale 2036–2065 i o około 2,3°C dla lat 2071–2100 w

okresach zimowym oraz letnim. Natomiast realny scenariusz RCP 6.0 zakłada wzrost temperatury latem (marzec-sierpień) oraz zimą (wrzesień-luty) o 1,7°C dla 2036–2065 i 2,7°C dla 2071–2100. Pesymistyczna, ale prawdopodobna prognoza – RCP 8.5, spowoduje podwyższenie temperatury w okresie zimowym o około 2,3°C w latach 2036–2065 i o około 4,3°C dla 2071–2100. W porze letniej wzrost ten będzie zbliżony.

Największe wzrosty opadów prognozowane są w zimie (2036-2065 od 13,8% do 18,4%, 2071-2100 od 18% do 33,9%), natomiast najmniejsze w lecie (2036-2065 od -1,3% do 2,1%, 2071-2100 od -7,8% do 0,1%). Równie istotne są duże różnice pomiędzy 9 i 95 percentylem projekcji (w niektórych przypadkach sięgające nawet 100mm), utrudniające oszacowanie zmian opadów w przyszłości.

Można przypuszczać, że zmiany klimatu mogą zwiększyć szansę niciania na rozwój i utrzymanie populacji w glebie, w otwartym gruncie. Ze względu na brak danych pokazujących wpływ niskich temperatur na przeżywanie niciania, jednoznaczna wiarygodna ocena nie jest możliwa.

Zmiany klimatyczne mogą przyczynić się do wzrostu powierzchni obszaru o warunkach sprzyjających rozwojowi guzaka. Jednak ze względu na brak danych pokazujących wpływ niskich temperatur na przeżywanie niciania, jednoznaczna wiarygodna ocena nie jest możliwa.

Można przypuszczać, że prognozowane zmiany klimatu spowodują poprawę warunków rozwoju niciania.

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

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

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

Czy jest prawdopodobne, że drogi przenikania mogą się zmienić na skutek zmian klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę prawdopodobieństwa i niepewności)	Źródła
Nie	Ocena ekspercka
Czy prawdopodobieństwo zasiedlenia może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę prawdopodobieństwa i niepewności)	Źródła
Można przypuszczać, że zmiany klimatu mogą zwiększyć szansę niciania na rozwój i utrzymanie populacji w glebie, w otwartym gruncie. Ze względu na brak danych pokazujących wpływ niskich temperatur na przeżywanie niciania, jednoznaczna wiarygodna ocena nie jest możliwa.	Ocena ekspercka
Czy wielkość rozprzestrzenienia może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę wielkości rozprzestrzenienia i niepewności)	Źródła
Zmiany klimatyczne mogą przyczynić się do wzrostu powierzchni obszaru o warunkach sprzyjających rozwojowi guzaka. Jednak ze względu na brak danych pokazujących wpływ niskich temperatur na przeżywanie niciania, jednoznaczna wiarygodna ocena nie jest możliwa.	Ocena ekspercka

Czy wpływ na obszarze PRA może się zmienić wraz ze zmianą klimatu? (Jeśli tak, podać nową ocenę wpływu i niepewności)	Źródła
Można przypuszczać, że prognozowane zmiany klimatu spowodują poprawę warunków rozwoju niciania.	Ocena ekspercka

### 16. Ogólna ocena ryzyka

M. enterolobii może zostać wprowadzony na terytorium RP z podłożem, w tkankach roślin i odpadach roślinnych. Mimo, iż w otwartym gruncie na obszarze PRA uprawiane są gatunki roślin żywicielskich niciania, wiarygodna ocena rozwoju i utrzymania populacji nie jest możliwa. Można przypuszczać, że niskie temperatury otoczenia będą znacząco ograniczały rozwój guzaka. Istnieje duże prawdopodobieństwo zasiedlania przez niciania upraw pod osłonami, utrzymywanych w podłożu glebowym. Trudno jednak wiarygodnie ocenić wielkość potencjalnie powodowanych strat.

### Etap 3. Zarządzanie ryzykiem zagrożenia agrofagiem

#### 17. Środki fitosanitarne

**17.01 Opisać potencjalne środki dla odpowiednich dróg przenikania i ich oczekiwaną efektywność na zapobieganie wprowadzenia (wejście i zasiedlenie) oraz/lub na rozprzestrzenienie.**

Możliwe drogi przenikania (w kolejności od najważniejszej)	Możliwe środki
rośliny do sadzenia (z wyłączeniem nasion) z lub bez podłoża	Sprowadzanie materiału wolnego od nicienia.
cebulki i bulwy	Sprowadzanie materiału wolnego od nicienia. Transport w warunkach chłodni, służący ograniczeniu rozwoju nicienia.
ziemia/materiał do sadzenia	Sprowadzanie podłoża wolnego od nicieni lub sterylizacja po wprowadzeniu na obszar PRA.
odpady roślinne	Kontrola przesyłek pod kątem obecności nicienia. W przypadku użycia na kompost - sterylizacja.

#### 17.02 Środki zarządzania eradykacją, powstrzymywaniem i kontrolą

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

Dane dostępne w literaturze odnośnie ograniczania rozwoju nicienia:

- Wprowadzenie podkładek *Eugenia spicata* oraz *Psidium cattleianum* 'yellow' oraz *P. friedrichsthalianum* (Chiamolera i in., 2018), podkładek dyni (Wilcken i in., 2013), podkładek brzoskwini zwyczajnej i moreli japońskiej (Souza i in., 2014a),
- Uprawa czosnku, pora, brokuła, kalafiora, kapusta *Brassica oleracea* var. *acephala*, szczypioreku, marchwi, *Coriandrum sativum*, pietruszki, ketmi szczawiowej, *Lolium multiflorum*, *Crotalaria breviflora*, *C. juncea*, *C. spectabilis*, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *Dolichos lablab*, *Pennisetum glaucum*, *Mucana deeringiana*, *M. cinereum*, *M. aterrima*, rzodkwi oleistej (Bitencourt i Silva, 2010b; Rosa i in., 2015), bawełny (Marin i in., 2017), owsa (Brida i in., 2018; Machado i in., 2018) oraz drzew i krzewów owocowych ozdobnych: ananasa, atemoji, garcinii, nanercza zachodniego, kakaowiec, gawlioli, cytrusów *Citrus sinensis* i *Citrus aurantifolia*, mangberii, passiflory *Passiflora edulis flavicarpa*, flaszowica peruwiańskiego, pigwicy właściwej (Silva i in., 2015; Silva i Krasuski, 2012). Uprawa sorgo i miodli indyjskiej (Brida i in., 2018; Moreira i in., 2015); uprawa *Dieffenbachia amoena*, rącznika posoplitego, miodli indyjskiej, morwy indyjskiej, jatrofy przeczyszczającej oraz bielunia dziedzieżawa, *Spigelia anthelmia*, *Plumbago scandens* i komosy piżmowej (Freire i Santos, 2018), pszenicy (Brida i in., 2018), ryżu (Machado i Filho, 2014), kukurydzy (Dias i in., 2010);
- Wprowadzenie dogłębowo wyciągów roślin antagonistycznych: kanawalii mieczokształtnej (*Canavalia ensiformis*) (Cabezas i Silva, 2015);
- Zastosowanie wodnych wyciągów *Dieffenbachia amoena*, *Dieffenbachia stramonium*, *Plumbago scandens*, rącznika posoplitego, komosy piżmowej i miodli indyjskiej (Freire i Santos, 2018);
- Zastosowanie abamektyny (Romano i in., 2016);
- Zastosowanie olejku z *Tephrosia toxicaria* (Moreira i in., 2018);
- Zastosowanie grzybów mikoryzowych (AFM) (Silva Camopos i in., 2013; Pinheiro i in., 2014a);
- Łączne stosowanie *Pochonia chlamydosporia*, *Trichoderma asperellum* oraz wyciągu płynnych pozostałości manioku (Mesquita 2016; Silva i in., 2017a);
- Zastosowanie grzybów *Trichoderma hartzianum*, (Jindapunnapat i in., 2013), *Pochonia chlamydosporia* (Tigano i in., 2011; Silva i in., 2017), *Purpureocillium lilacinum* (Silva i in., 2017a); *Trichoderma* spp. (Amral i in., 2018).

## 18. Niepewność

W oparciu o zebrane dane można przypuszczać, że *M. enterolobii* może powodować szkody w uprawach pod osłonami. Ze względu na brak danych odnośnie podatności odmian uprawianych gatunków roślin na porażenie przez guzaka trudno wiarygodnie określić wielkość powodowanych przez niego strat. Nie jest również możliwa wiarygodna ocena środków, jakie trzeba by przeznaczyć na ograniczenie potencjalnej szkodliwości będącej skutkiem wystąpienia nicienia. Źródłem niepewności jest brak danych dotyczących strat powodowanych przez tego nicienia na obecnym obszarze występowania.

## 19. Uwagi

## 20. Źródła

- Affokpon A., Waeyenberge L., Etchina Afoha S.A.P., Coffi D.N.E., Dossou-Yovo D., Dansi A., Viaene N., Coyne L.D. 2017. Nematode parasites of yam (*Dioscorea* spp.) in Benin: prevalence and species diversity. Abstract of a paper presented at the 69th International Symposium on Crop Protection (Ghent, BE, 2017-05-23), p 43.
- Almeida E.J. de, Soares P.L.M., Silva A.R. da, Santos J.M. dos, 2008. New records on *Meloidogyne mayaguensis* in Brazil and comparative study with *M. incognita*. (Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*.) *Nematologia Brasileira* 32(3):236–241.
- Almeida E.J., Santos J.M., Martins A.B.G. 2010. Population fluctuation of *Meloidogyne enterolobii* in guava (*Psidium guajava*) orchard. (Flutuação populacional de *Meloidogyne enterolobii* em pomar de goiabeira (*Psidium guajava*.) *Nematologia Brasileira* 34(3):164–168.
- Almeida E.J., Alves G.C.S., Santos J.M., Martins A.B.G. 2011. Records of *Meloidogyne enterolobii* on guava orchards and weeds in the State of São Paulo, Brazil. (Assinalamentos de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira e em plantas invasoras no estado de São Paulo, Brasil.) *Nematologia Brasileira* 35(1/2):50-52. <http://docentes.esalq.usp.br/sbn/nbonline/ol%203512/50-52%20co.pdf>
- Almeida E.J., Santos J.M., 2011a. Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* in the municipality of Uberlândia, State of Minas Gerais, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, no município de Uberlândia, Minas Gerais, Brasil.) *Bioscience Journal* 27(6):877–878.
- Almeida E.J., Alves G.C.S., Santos J.M., Martins A.B.G. 2011b. Records of *Meloidogyne enterolobii* on guava orchards and weeds in the State of São Paulo, Brazil. (Assinalamentos de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira e em plantas invasoras no estado de São Paulo, Brasil.) *Nematologia Brasileira* 35(1/2):50–52.
- Almeida E.J., Santos J.M., Martins A.B.G. Alves G.C.S. 2011c. Reaction of native fruit trees from brazilian amazon to *Meloidogyne enterolobii*. *Scientia Agraria Curitiba* 12(4):219-222.
- Almeida E.J. de, Paes Vdos S., Barbosa B.F.F., Santos J.M. dos, Soares P.L.M. 2012. Eucalyptus clones reaction to *Meloidogyne enterolobii*. (Reação de clones de eucalipto a *Meloidogyne enterolobii*.) *Nematologia Brasileira* 36(3/4):80–82.
- Amaral A.C.T., Lopes Lira V., de Moura R.M., Vieira Tiago P., de Oliveira N.T. 2018. biocontrole de espécies de *Trichoderma* sobre *Meloidogyne enterolobii*. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica* 15(2):159–166.
- Anonymous 2010. A new root-knot nematode - *Meloidogyne enterolobii* in Singapore. *Pest News*, Singapore: Agri-Food & Veterinary Authority of Singapore.
- Araújo Filho de J.V., Machado A.C.Z., Dallagnol L.J., Camargo L.E.A. 2016. Root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) parasitizing resistant tobacco cultivars in Southern Brazil. *Plant Disease* 100:1222-1231.
- Assoumana B.T., Habash S., Ndiaye M., Van der Puije G., Sarr E., Adamou H., Grundler F.M.W., Elashry A. 2017. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* parasitising sweet pepper (*Capsicum annuum*) in Niger. *New Disease Reports* 36:18.



Bellé C., Ramos R.F., Balardin R.R., Kaspary T.E., Antonioli Z.I. 2019. Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on weeds found in Brazil. *Tropical Plant Pathology*. <https://doi.org/10.1007/s40858-019-00278-z>

Berthou F., Kouassi A., Bossis M., Dantec J.P., Eddaoudi M., Ferji Z., Pelle' R., Taghzouti M., Ellisseche D., Mugniery D. 2003. Enhancing the resistance of the potato to Southern Root-knot Nematodes by using *Solanum sparsipilum* germplasm. *Euphytica* 132:57–65.

Biazatti M.A., de Souza R.M., Marinho C.S., de Oliveira Guilherme D., Siqueira Campos G., Gomes V.M., Bremenkamp C.A. 2016. Resistência de genótipos de araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii*. (Cattley guava genotypes resistance to *Meloidogyne enterolobii*). *Ciência Rural*, Santa Maria 46(3):418–420.

Bitencourt, N.V., Silva G.S. 2010a. Reação de genótipos de fava a *Meloidogyne incognita* e *M. enterolobii*. (Reaction of lima bean to *Meloidogyne incognita* and *M. enterolobii*). *Nematologia Brasileira* 34(3):184–186.

Bitencourt, N.V., Silva G.S. 2010b. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. (Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on vegetables). *Nematologia Brasileira* 34(3):181–183.

Blok V.C., Wishart J., Fargette M., Berthier K., Phillips M.S. 2002. Mitochondrial DNA differences distinguishing *Meloidogyne mayaguensis* from the major species of tropical root-knot nematodes. *Nematology* 4(7):773–781.

Braun-Kiewnick A., Kiewnick S. 2018. Real-time PCR, a great tool for fast identification, sensitive detection and quantification of important plant-parasitic nematodes. *European Journal of Plant Pathology* 152:271–283.

Brida Lima de A., Monteiro de Castro e Castro M., Cola Zanuncio J., Serrão J.E., Siciliano Wilcken S.R. 2018. Oat, wheat and sorghum cultivars for the management of *Meloidogyne enterolobii*. *Nematology* 20(2):169–173. <https://doi.org/10.1163/15685411-00003131>

Brito J., Powers T.O., Mullin P.G., Inserra R.N., Dickson D.W. 2004. Morphological and molecular characterization of *Meloidogyne mayaguensis* isolates from Florida. *Journal of Nematology* 36(3): 232–240.

Brito J.A., Stanley J.D., Kaur R., Cetintas R., Di Vito M., Thies, J. A., Dickson D.W. 2007. Effects of the *Mi-1*, *N* and *Tabasco* Genes on Infection and Reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on Tomato and Pepper Genotypes. *Journal of Nematology* 39(4):327–332.

Brito J.A., Kaur R., Centitas R., Stanley J.D., Mendes M.L., McAvoy E.J., Powers T.O. 2008. Identification and isozyme characterization of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops and weed plants in Florida. *Nematology* 10(5):757–766.

Brito J.A., Kaur R., Cetintas R., Stanley J.D., Mendes M.L., Powers T.O., Dickson D.W. 2010. *Meloidogyne* spp. infecting ornamental plants in Florida. *Nematropica* 40:87–103.

Brito J.A., Smith T., Dickson D.W. 2015. First report of *Meloidogyne enterolobii* infecting *Artocarpus heterophyllus* worldwide. *Plant Disease* 99(9):1284.

Cabezas S.R.M., Silva G.S. 2015. Antagonistic effect of jack bean on *Meloidogyne enterolobii* in tomato plants. *Summa Phytopathologica* 41(4):305–310.

Carneiro R.M.D.G., Tigano M.S., Randig O., Almeida M.R.A., Sarah J.L. 2004. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. *Nematology* 6(2):287–298.

Carneiro R.G., Mónico A.P. do A., Moritz M.P., Nakamura K.C., Scherer A. 2006. Identification of *Meloidogyne mayaguensis* in guava and weeds, in loam soil in Paraná State. (Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná.) *Nematologia Brasileira* 30(3):293–298.

Castro J.M.C., Carneiro R.M.D.G., Almeida M.R.A., Antunes E.F. Jr. 2007. Detecção de hospedeiros alternativos de *Meloidogyne mayaguensis* em áreas de cultivo de goiabeira em Petrolina-PE. *Nematologia Brasileira*, 31:152 (Abstract).

Charchar J.M., Fonseca M.E.N., Boiteux L.S., Lima Neto A.F. 2009. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava in Tocantins State, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Tocantins.) *Nematologia Brasileira* 33(2):182–186.

Castro J.M.C., Santana T.A.S. 2010. First record of *Meloidogyne enterolobii* on guava in the state of Alagoas, Brazil. (Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em Goiabeira no estado de Alagoas.) *Nematologia Brasileira* 34(3):169–171.

Cetintas R., Kaur R., Brito J.A., Mendes M.L., Nyczepir A.P., Dickson D.W. 2007. Pathogenicity and reproductive potential of *Meloidogyne mayaguensis* and *M. floridensis* compared with three common *Meloidogyne* spp. *Nematropica* 37:21–31.

Cetintas R., Brito J.A., Dickson D.W. 2008. Virulence of four Florida isolates of *Meloidogyne mayaguensis* to selected soybean genotypes. *Nematropica* 38(2):127–136.

Chiamolera F.M., Martins A.B.G., Martins Soares P.L., Loeiro da Cunha-Chiamolera T.P. 2018. Reaction of potential guava rootstocks to *Meloidogyne enterolobii*. *Rev. Ceres, Viçosa* 65(3): 291–295.

Correia É.C.S.S., Silva N., Costa M.G.S., Wilcken S.R.S. 2015. Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* in lettuce cultivars of the American group. *Horticultura Brasileira* 33: 147-150.

Costa S.R., Fernandes Santos C.A., da Cunha e Castro H.M. 2017. Inheritance of resistance to *Meloidogyne enterolobii* in *Psidium guajava* x *P. guineense* hybrid. *European Journal of Plant Pathology* 148:405–411.

Cuadra R., Pérez J.A., Machado J., Vázquez J. 1999. Effect of Nematicur, Terracur and Furadan on root-knot nematodes in coffee plantations. (Efecto de la aplicación de Nematicur, Terracur y Furadan sobre nematodos de las agallas en plantaciones de café.) *Revista de Protección Vegetal* 14(2):111–115.

Cunha da T.G., Evangelista Visôto L., Lopes E.A., Gonçalves Oliveira C.M., Vieira Good God P.I. 2018. Diagnostic methods for identification of root-knot nematodes species from Brazil. *Ciência Rural, Santa Maria* 48(2):1–11.

Dias W.P., Freitas V.M., Ribeiro N.R., Moita A.W., Carneiro R.M.D.G. 2010. Reação de Genótipos de Milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. (Reaction of corn genotypes to *Meloidogyne mayaguensis* and *M. ethiopica*.) *Nematologia Brasileira Piracicaba Vol.* 34(2):98–105.

Decker H., Rodriguez Fuentes M.E. 1989. The occurrence of root gall nematodes *Meloidogyne mayaguensis* on coffee arabica in Cuba. Wissenschaftliche Zeitschrift der Wilhelm-Pieck-Universitaumlautt Rostock. Naturwissenschaftliche Reihe 38(3):32–34.

Diniz G.M.M., Candido W. dos Santos, Silva E.H.C., Marin M.V., Franco C.A., Trevisan Braz L., Soares P.L.M. 2016. Screening melon genotypes for resistance to *Meloidogyne enterolobii*. African Journal of Agricultural Research 11(26):2271–2276.

Duponnois R., Mateille T., Ba A. 1997. Potential effect of Sahelian nematophagous fungi against *Meloidogyne mayaguensis* on tobacco (*Nicotiana tabacum* L. var. Paraguay x Claro). Annales du Tabac Section 2, 29:61–70.

EPPO Reporting Service 2010/078.

EPPO Reporting Service 2014/015.

EPPO Reporting Service 2014/150.

EPPO Reporting Service 2015/053.

EPPO Reporting Service 2015/057.

EPPO Reporting Service 2015/119.

EPPO Reporting Service 2017/214.

EPPO Reporting Service 2016/108.

EPPO Reporting Service 2017/093.

EPPO Reporting Service 2017/214.

EPPO Reporting Service 2018/024.

EPPO Reporting Service 2018/068.

EPPO Reporting Service 2018/120.

EPPO Bulletin. 2016. *Meloidogyne enterolobii* PM 7/103 (2). EPPO Bulletin 46 (2):190–201.

Esbenshade P.R., Triantaphyllou A.C. 1985. Use of Enzyme Phenotypes for Identification of *Meloidogyne* Species. Journal of Nematology 17(1):6–20.

Fargette M. 1987. Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. Revue de Nématologie 10(1):45–55.

Fargette M., Braaksma R. 1990. Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 3. A study of some “B” race lines and their taxonomic position. Revue de Nématologie 13(4): 375–386.

Freire M.S. dos, Santos C.D.G. 2018. Reaction of plant species to *Meloidogyne enterolobii* and the efficiency of their aqueous extracts in controlling the pathogen. Ciências Agrárias, Londrina 39(6):2385–2398.

Freitas V.M., Silva J.G.P., Gomes C.B., Castro J.M.C. Correa V.R., Carneiro R.M.D.G. 2017. Host status of selected cultivated fruit crops to *Meloidogyne enterolobii*. European Journal of Plant Pathology 148:307–319.

Gallardo J.A.M., Díaz Valdés T., Allende Molar R., García Estrada R.S., Carrillo Fasio J.A. First report of *Meloidogyne enterolobii* infesting tomato in Culiacan, Sinaloa, Mexico. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas Pub. Esp. Núm. 11: 2165-2168.

- Gamel S., Huchet E., Anne-Claire Le Roux-Nio A.C., Anthoine G. 2014. Assessment of PCR-based tools for the specific identification of some temperate *Meloidogyne* species including *M. chitwoodi*, *M. fallax* and *M. minor*. *European Journal of Plant Pathology* 138:807–817.
- Gao B., Wang R.Y., Chen S.L., Li X.H., Ma J. 2014. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* in sweet potato in China. *Plant Disease* 98(5):702.
- Gomes C.B., Couto M.E.O., Carneiro R.M.D.G. 2008. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava and tobacco in South of Brazil. (Registro de ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil.) *Nematologia Brasileira* 32(3):244–247.
- Gomes V.M., Souza R.M., Midorikawa G., Miller R., Almeida A.M. 2012. Guava decline: evidence of nationwide incidence in Brazil. *Nematropica* 42(1):153–162.
- Gomes V.M., Souza R.M., Silveira da S.F., Almeida A.M. 2013. Guava decline: effect of root exudates from *Meloidogyne enterolobii*-parasitized plants on *Fusarium solani* in vitro and on growth and development of guava seedlings under controlled conditions. *European Journal of Plant Pathology* 137:393–401.
- Gomes V.M., Souza R.M., Almeida A.M., Dolinski C. 2014. Relationships between *M. enterolobii* and *F. solani*: spatial and temporal dynamics in the occurrence of guava decline. *Nematoda*. 2014;1: e01014. <http://dx.doi.org/10.4322/nematoda.01014>
- Gonçalves, L.A.; Brida, A.L.; Silva, M.F.A.; Bueno Junior, C.; Wilcken, S.R.S. 2014. Reação de crisântemos a *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne enterolobii*. (Chrysanthemum reaction to *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* and *Meloidogyne enterolobii*). *Summa Phytopathologica* 40(1):71–74.
- Groth M.Z., Bellé C., Cocco K.L.T., Kaspary T.E., Casarotto G., Cutti L., Schmitt J. 2017. First Report of *Meloidogyne enterolobii* Infecting the Weed Jerusalem Cherry (*Solanum pseudocapsicum*) in Brazil. *Plant Disease* 101(3):510.
- Gueye M., Duponnois R., Samb P.I., Mateille T. 1997. Biological control by three strains of *Arthrobotrys oligospora*: characterization and effects on *Meloidogyne mayaguensis* parasitizing tomato in Senegal. (Etude de trois souches d'*Arthrobotrys oligospora*: caractérisation biologique et effets sur *Meloidogyne mayaguensis* parasite de la tomate au Sénégal.) *Tropicultura* 15(3):109–115.
- Guimarães L.M.P., Moura R.M. de Pedrosa E.M.R. 2003. *Meloidogyne mayaguensis* parasitism on different plant species. *Nematologia Brasileira*, 27(2):139–145.
- Han H., Brito J.A., Dickson D.W. 2012. First report of *Meloidogyne enterolobii* infecting *Euphorbia punicea* in Florida. *Plant Disease* 96(11):1706.
- Hallmann J., Kiewnick S. 2018. Virulence of *Meloidogyne incognita* populations and *Meloidogyne enterolobii* on resistant cucurbitaceous and solanaceous plant genotypes. *Journal of Plant Diseases and Protection* 125:415–424.
- Hernandez A., Fargette M., Sarah J.L. 2004. Characterization of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) from coffee plantations in Central America and Brazil. *Nematology*, 6(2):193–204.

- Hu M.X., Liao J.L. 2011. Multiplex PCR for the simultaneous identification and detection of *Meloidogyne incognita*, *M. enterolobii*, and *M. javanica* using DNA extracted directly from individual galls. *Phytopathology* 101:1270–1277.
- Humphreys D.A., Williamson V.M., Salazar L., Flores-Chaves L., Gómez-Alpizar L. 2012. Presence of *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback (= *M. mayaguensis*) in guava and acerola from Costa Rica. *Nematology* 14(2):199–207.
- Iwahori H., Truc N.T.N., Ban D.V., Ichinose K. 2009. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on guava in Vietnam. *Plant Disease* 93(6):675.
- Jindapunnapat K., Chinnasri B., Kwankuae S. 2013. Biological control of root-knot nematodes (*Meloidogyne enterolobii*) in guava by the fungus *Trichoderma harzianum*. *Journal of Developments in Sustainable Agriculture* 8(2):110–118.
- Karssen G., Liao J., Kan Z., Heese van E.Y.J., Nijs den L.J.M.F. 2012. On the species status of the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988. *ZooKeys* 181:67–77.
- Karuri H.W., Olago D., Neilson R., Mararo E., Villinger J. 2017. A survey of root knot nematodes and resistance to *Meloidogyne incognita* in sweet potato varieties from Kenyan fields. *Crop Protection* 92:114–121.
- Kaur R., Brito J.A., Dickson D.W., Stanley J.D. 2006. First report of *Meloidogyne mayaguensis* on *Angelonia angustifolia*. *Plant Disease* 90:1113.
- Kiewnick S., Dessimoz M., Franck L. 2009. Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode-resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. *Journal of Nematology* 41(2):134–139.
- Kiewnick S., Frey J.E., Braun-Kiewnick A. 2015. Development and validation of LNA-based quantitative Real-time PCR assay for detection and identification of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* in complex DNA backgrounds. *Phytopathology* 105:1245–1249.
- Kolombia Y.A., Kumar P.L., Claudius-Cole A.O., Karssen G., Viaene N., Coyne D., Bert W. 2016. First report of *Meloidogyne enterolobii* causing tuber galling damage on white yam (*Dioscorea rotundata*) in Nigeria. *Plant Disease* 100(11):2173–2174.
- Kokalis-Burelle N., Brito J. A., Hartman R.D. 2017. Susceptibility of Seven Caladium (*Caladium x hortulanum*) Cultivars to *Meloidogyne arenaria*, *M. enterolobii*, *M. floridensis*, *M. incognita*, and *M. javanica*. *Journal of Nematology* 49(4):457–461.
- Kumar S., Rawat S. 2018. First Report on the Root-Knot Nematode *Meloidogyne enterolobii* (Yang and Eisenback, 1988) Infecting Guava (*Psidium guajava*) in Udham Singh Nagar of Uttarakhand, India. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 7(4):1720–1724.
- Lu X.H., Solangi G.S., Li D.J., Huang J.L., Zhang Y., Liu Z.M. 2019. First Report of Root-Knot Nematode *Meloidogyne enterolobii* on *Gardenia jasminoides* in China. *Plant Disease* <https://doi.org/10.1094/PDIS-12-18-2128-PDN>

- Machado A.C.Z., Filho J.V.A. 2014. Host status and phenotypic diversity of rice cultivars resistant to *Meloidogyne* species under glasshouse conditions. *Nematology* 16(8): <https://doi.org/10.1163/15685411-00002825>
- Machado A.C.Z. Silva S.A., Dorigo O.F., Riede C.R., Garbuglio D.D. 2015. Phenotypic variability and response of Brazilian oat genotypes to different species of root-knot and root-lesion nematodes. *European Journal of Plant Pathology* 141:111–117.
- Martins L.S.S., Santos Musser dos R., Graças Souza das A., Vilela Resende L., MALUF W.R. 2013. Parasitismo de *Meloidogyne enterolobii* em espécies de Myrtaceae. (Parasitism of *Meloidogyne enterolobii* in Myrtaceae species). *Revista Brasileira de Fruticultura* 35(2): 477-484.
- Martins Diniz G.M., dos Santos Candido W., Costa Silva E.H., Vinícius Marin M., Andrade Franco C., Trevisan Braz L., Martins Soares P.L. 2016. Screening melon genotypes for resistance to *Meloidogyne enterolobii*. *African Journal of Agricultural Research* 11(26): 2271-2276.
- Martínez Gallardo M.G., Díaz Valdés T., Allende Molar R., Saúl García Estrada R., Carrillo Fasio J.A. 2015. First report of *Meloidogyne enterolobii* infesting tomato in Culiacan, Sinaloa, Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 11:2165-2168.
- Mesquita F. de Lima. 2016. Management of *Meloidogyne enterolobii* in Guava tree with biological products and manipueira, 113 p. Dissertation (Master in Plant Pathology) - Universidade de Brasília, Brasília, DF, Brazil.
- Moraes Filho de R.M., Albuquerque Cavalcanti de E. Jr., Gadé A Rossiter J., Valois Montarroyos A.V., Semen Martins L.S. 2018. Reaction of *Psidium guineense* and *Psidium guajava* genotypes to infection of *Meloidogyne enterolobii*. *Journal of Plant Science and Phytopathology* 2:015–019.
- Moreira A.A., Martins L.S.S., Musser R.S., Moraes Filho R.M., Maranhão W.A., Rossiter J.G.A. Montarroyos A.V.V. 2016. Response of *Malpighia emarginata* active germplasm bank accessions to *Meloidogyne enterolobii* parasitism. *Genetics and Molecular Research* 15 (4):1–7.
- Moreira F.J.C., de Abreu Araújo B., do Nascimento Lopes F.G., de Assis Lopes de Sousa A., Cavalcante Sousa A.E., da Silva Andrade L.B., Ferreira Uchoa A. 2018. Assessment of the *Tephrosia toxicaria* essential oil on hatching and mortality of eggs and second-stage juvenile (J2) root-knot nematode (*Meloidogyne enterolobii* and *M. javanica*). *Australian Journal of Crop Science* 12(12):1829–1836. doi: 10.21475/ajcs.18.12.12. p1102
- Lima I.M., Souza R.M., Silva C.P. Carneiro R.M.D.G. 2005. *Meloidogyne* spp. oriundas de áreas preservadas de Mata Atlântica do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Nematologia Brasileira*, 29: 31-37.
- Liu H., Long H., Yan XiaoNing, Xu JianHua, 2005. Species identification and host range testing of a root-knot nematode infecting guava in Hainan Province. *Journal of Nanjing Agricultural University* 28(4):55–59.
- Long H.B., Bai C., Peng J., Zeng F.Y. 2014. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* infecting Jujube in China. *Plant Disease* 98(10):1451–1452.

Long H.B., Sun Y.F., Bai C., Peng D.L. 2015. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* infecting jackfruit tree in China. *Plant Disease* 99(12):1868.

Lugo Z., Crozzoli R., Molinari S., Greco N., Perichi G., Jiménez-Pérez N. 2005. Isozyme patterns of Venezuelan populations of *Meloidogyne* spp. (Patrones isoenzimáticos de poblaciones Venezolanas de *Meloidogyne* spp.) *Fitopatología Venezolana* 18(2):26–29.

Luquini L., Barbosa D., Ferreira C., Rocha L., Haddad F., Amorim E. 2019. First Report of the Root-Knot Nematode *Meloidogyne enterolobii* on Bananas in Brazil. *Plant Disease* 103(2):377.

Maranhão S.R.V.L., Moura R.M. de, Pedrosa E.M.R. 2003. Reaction of *Psidium guineense* genotypes to *Meloidogyne incognita* race 1, *M. javanica* and *M. mayaguensis*. (Reação de indivíduos segregantes de araçazeiro a *Meloidogyne incognita* raça 1, *M. javanica* e *M. mayaguensis*.) *Nematologia Brasileira* 27(2):173–178.

Marin M.V., Santos L.S., Gaion L.A., Rabelo H.O., Franco C.A., Diniz G.M.M., Silva E.H.C., Braz L.T. 2017. Selection of resistant rootstocks to *Meloidogyne enterolobii* and *M. incognita* for okra (*Abelmoschus esculentus* L. Moench). *Chilena Journal of Agricultural Research* 77(1):58-64.

Marques M.L. da S., Pimentel J.P., Tavares O.C.H., Veiga C.F. de M., Berbara R.L.L. 2012. Host suitability of different plant species to *Meloidogyne enterolobii* in the state of Rio de Janeiro. (Hospedabilidade de diferentes espécies de plantas a *Meloidogyne enterolobii* no estado do Rio de Janeiro.) *Nematopica* 42(2):304–313.

Martins L.S.S., Musser R. dos Santos, das Graças Souza A., Resende L.V., Maluf W.R. 2013. Parasitismo de *Meloidogyne enterolobii* em espécies de Myrtaceae. (Parasitism of *meloidogyne enterolobii* in Mrtaceae species). *Revista Brasileira de Fruticultura* 35(2): 477–484.

Melo O.D. de, Maluf W.R., Sousa Gonçalves R.J. de, Neto Á.C.G., Gomes L.A.A., Castro Carvalho R de. 2011. Screening vegetable crop species for resistance to *Meloidogyne enterolobii* (Triagem de genótipos de hortaliças para resistência a *Meloidogyne enterolobii*). *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 46(8):829–835.

Miranda G.B., de Souza R.M., Martins Gomes V., de Freitas Ferreira T., Macedo Almeida A. 2012. Avaliação de acessos de *Psidium* spp. quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii*. (Assessment of *Psidium* spp. accessions for resistance to *Meloidogyne enterolobii*) *Bragantia* 71:52–58.

Moens M., Perry R.N. Star J.L. 2009. *Root-knot Nematodes*. CAB International.

Molinari S., Lamberti F., Crozzoli R., Sharma S.B., Sánchez Portales L. 2005. Isozyme patterns of exotic *Meloidogyne* spp. populations. *Nematologia Mediterranea* 33(1):61–65.

Moreira F.J.C., Barbosa da Silva M.C., Araújo Rodrigues A., das Neves Tavares M.K. 2015. Alternative control of root-knot nematodes (*Meloidogyne javanica* and *M. enterolobii*) using antagonists. *International Journal of Agronomy and Agricultural Research* 7(2):121–129.

Niu J.H., Jian H., Guo Q.X., Chen C.L., Wang X.Y., Liu Q., Guo Y.D. 2012. Evaluation of loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assays based on 5S rDNA-IGS2 regions for detecting *Meloidogyne enterolobii*. *Plant Pathology* 61: 809–819.

Onkendi E.M., Moleleki L.N. 2013. Distribution and genetic diversity of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in potatoes from South Africa. *Plant Pathology* 62(5):1184–1192.

Onkendi E.M., Kariuki G.M., Marais M., Moleleki L.N. 2014. The threat of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in Africa: a review. *Plant Pathology* 63(4):727–737.

Oliveira R.D.L., de Silva M.B.da, Aguiar N.D. da C, Bérnago F.L.K., Costa A.S.V. da, Prezotti L. 2007. The influence of parasitic nematodes on okra crop in eastern Minas Gerais State, Brazil. (Nematofauna associada à cultura do quiabo na região leste de Minas Gerais.) *Horticultura Brasileira* 25(1):88–93.

Overstreet C. 2017. An Emerging Nematode Problem in Sweet Potato. *Luisiana Sweet Potato News* 11:1.

Niu J.H., Jian H., Guo Q.X., Chen C.L., Wang X.Y., Liu Q., Guo Y.D. 2012. Evaluation of loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assays based on 5S rDNA-IGS2 regions for detecting *Meloidogyne enterolobii*. *Plant Pathology* 61(4):809–819.

Paes V. dos S., Soares P.L.M., Murakami D.M., Santos J.M. dos, Barbosa B.F.F., Neves S.S. 2012. Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* on muricizeiro of (*Byrsonima cydoniifolia*). (Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em muricizeiro (*Byrsonima cydoniifolia*.) *Tropical Plant Pathology* 37(3):215–219.

Pereira F.O.M., Souza R.M., Souza P.M., Dolinski C., Santos G.K. 2009. Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. (Estimate of the economical and social impact of *Meloidogyne mayaguensis* onto the guava crop in Brazil. *Neamtologia Brasileira* 33(2):176–181. (Abstract).

Perichi G., Crozzoli R. 2010. Morphology, morphometry and differential host of populations of *Meloidogyne* from Aragua and Zulia State, Venezuela. (Morfología, morfometría y hospedantes diferenciales de poblaciones de *Meloidogyne* de los Estados Aragua y Zulia, Venezuela.) *Fitopatología Venezolana* 23(1):5–15.

Pinheiro J.B., Reifschneider F.J.B., Pereira R.B., Moita A.W. 2014b. Reação de genótipos de *Capsicum* ao nematoide-das-galhas. (Reaction of *Capsicum* genotypes to root-knot nematode). *Horticultura Brasileira* 32: 371–375.

Pinheiro A.C.T., Oliveira Souza L.T., Coimbra J.L. 2014a. Controle de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de goiabeira com fungos micorrizicos isolados do Cerrado baiano. (*Control of Meloidogyne enterolobii* in guava seedlings with mycorrhizal fungi isolated from Bahia Savanna). *Revista Agro@ambiente On-line*, 8(3):398–403. (Abstract). DOI: 10.5327/Z 1982-470201400031913

Pinheiro J.B., Boiteux L.S., Almeida M.R.A., Pereira R.B., Galhardo L.C.S., Carneiro R.M.D.G. 2015. First report of *Meloidogyne enterolobii* in *Capsicum* rootstocks carrying the *Me1* and *Me3/Me7* genes in Central Brazil. *Nematropica* 45:184–188.

Poornima K., Suresh P., Kalaiarasan P., Subramanian S., Ramaraju K. 2016. Root knot nematode, *Meloidogyne enterolobii* in guava (*Psidium guajava* L.) a new record from India. *Madras Agricultural Journal* 103(10/12):359–365. (Abstract).

Powers T., Harris T., Higgins R., Mullin P., Powers P. 2018. Discovery and Identification of *Meloidogyne* Species Using COI DNA Barcoding. *Journal of Nematology* 50(3):399–412. DOI: 0.21307/jofnem-2018-029



Quénéhervé P., Godefroid M., Mège P., Marie-Luce S. 2011. Diversity of *Meloidogyne* spp. parasitizing plants in Martinique Island, French West Indies. *Nematropica* 41(2):191–199.

Randig O., Deau F., Santos dos M.F.A., Tigano M.S., Carneiro R.M.D.G., Castagnone-Sereno P. 2009. A novel species-specific satellite DNA family in the invasive root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* and its potential use for diagnostics. *European Journal of Plant Pathology* 125:485–495.

Ramírez-Suárez A., Rosas-Hernández L., Alcasio-Rangel S., Powers T.O. 2014. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* Parasitizing watermelon from Veracruz, Mexico. *Plant Disease* 98(3):428.

Ramírez-Suárez A., Alcasio-Rangel S., Rosas-Hernandez L., Brito J.A. 2016. First Report of *Meloidogyne enterolobii* infecting columnar cacti *Stenocereus queretaroensis* in Jalisco, Mexico. *Plant Disease* 100(7):1506.

Rammah A., Hirschmann H. 1988. *Meloidogyne mayaguensis* n.sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. *Journal of Nematology* 20:58–69.

Randig O., Deau F., dos Santos M.F.A., Tigano M.S., Carneiro R.M.D.G., Castagnone-Sereno P. 2009. A novel species-specific satellite DNA family in the invasive root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* and its potential use for diagnostics. *European Journal of Plant Pathology*:125:485–495. DOI 10.1007/s10658-009-9497-0

Reis H.F. dos, Bacchi L.M.A., Vieira C.R.Y.I, Silva V.S. da. 2011. Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) on guava in I in Ivinhema City, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em pomares de goiabeira no município de Ivinhema, Estado de Mato Grosso do Sul.) *Revista Brasileira de Fruticultura* 33(2):676–679.

Rodríguez M.G., Rodríguez I. Sanchez L. 1995a. *Meloidogyne mayaguensis*. Morphology, chromosome number and differential test of one Cuban population. *Revista de Protección Vegetal* 10:65–70.

Rodríguez M.G., Rodríguez I. Sanchez L. 1995b. Species of the genera *Meloidogyne* which parasitize coffee in Cuba. Geographical distribution and symptomatology. *Revista de Protección Vegetal* 10:123–128.

Rodríguez M.G., Rodríguez I., Sánchez L. 1995. Species of the genera *Meloidogyne* which parasitize coffee in Cuba. Geographical distribution and symptomatology. (Especies del genero *Meloidogyne* que parasitan el café en Cuba. Distribución geográfica y sintomatología.) *Revista de Protección Vegetal* 10(2):123–128.

Rodríguez M.G., Sánchez L., Regalado R.E. 1999. Evaluation of hosts for the bioassay of *Meloidogyne* spp. populations present in coffee crops. (Evaluación De Hospedantes Para El monitoreo de poblaciones de *Meloidogyne* spp. presentes en el café.) *Revista de Protección Vegetal* 14(1):51–54.

Rodríguez M.G., Sanchez L., Rowe J. 2003. Host status of agriculturally important plant families to the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* in Cuba. *Nematropica* 33: 125–130.

Romano M.J., Correia E.C.S.S., Monteiro R.N.F., Fontana L.F., Silva D.P. 2016. Intervalos de aplicação de abamectina na supressão de *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro. (Abamectin

application intervals on suppression *Meloidogyne enterolobii* in tomato. Brazilian Journal of Biosystems Engineering 10(4):394–402. (Abstract).

Rosa J.M.O., Westerich J.N., Wilcken S.R.S. 2015. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde (*Meloidogyne enterolobii* reproduction on vegetable crops and plants used as green Manure). Revista Ciência Agronômica 46(4):826–835.

Rosa J.M.O., Oliveira S.A. de, Jordão A.L., Siviero A., Oliveira C.M.G. de, 2014. Plant parasitic nematodes on cassava cultivated in the Brazilian Amazon. (Nematoides fitoparasitas associados à mandioca na Amazônia brasileira.) Acta Amazonica, 44(2):271–277.

Rutter W.B., Skantar A.M., Handoo Z.A., Mueller J.D., Aultman S.P., Agudelo P. 2019. *Meloidogyne enterolobii* found infecting Root-Knot Nematode resistant sweetpotato in South Carolina, United States. Plant Disease <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-18-1388-PDN>

Santos Paes-Takahashi dos V., Soares P.L.M., Carneiro F.A., Ferreira R.J., Almeida de E.J., Santos dos J.M. 2015. Detecção de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.). (Detection of *Meloidogyne Enterolobii* in mulberry seedlings (*Morus nigra* L.)). Ciência Rural, Santa Maria 45(5):757–759.

Santos M.F.A. dos, Mattos V. da Silva, Monteiro J.M.S., Almeida M.R.A., Jorge A.S. Jr., Cares J.E., Castagnone-Sereno P., Coyne D., Carneiro R.M.D.G. 2019. Diversity of *Meloidogyne* spp. from peri-urban areas of sub-Saharan Africa and their genetic similarity with populations from the Latin America. Physiological and Molecular Plant Pathology 105:110–118.

Silva G.S. da, Athayde Sobrinho C., Pereira A.L., Santos J.M. dos. 2006. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava in the State of Piauí, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí.) Nematologia Brasileira 30(3):307–309.

Silva G.S., Pereira A.L., Araújo J.R.G., Carneiro R.M.D.G. 2008. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on Psidium guajava in the State of Maranhão, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em Psidium guajava no estado do Maranhão.) Nematologia Brasileira 32(3):242–243.

Silva R.V., Oliveira R.D.L. 2010. *Meloidogyne enterolobii* (syn. *M. mayaguensis*) attacking guava in the state of Minas Gerais, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em Goiabeiras no Estado de Minas Gerais, Brasil.) Nematologia Brasileira 34(3):172–177.

Silva R.V., Krasuski A.I. 2012. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. (Reaction of some tropical fruits species to *Meloidogyne enterolobii*). Nematologia Brasileira Vol. 36(1-2):83–86.

Silva G.S., Krasuski A.I., Rozário I.L., Leite R.R. 2015. Resistência do abacaxizeiro ‘Turiaçu’ a *Meloidogyne arenaria*, *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*. (Resistance of pineapple ‘Turiaçu’ to *Meloidogyne arenaria*, *M. enterolobii*, *M. incognita* and *M. javanica*.) Summa Phytopathologica 41(3):227–228.

Silva M.C.L., Gonzaga Santos C.D., Soares da Silva G. 2016. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. (Species of *Meloidogyne* associated with vegetables in microregions of the state of Ceará). Revista Ciência Agronômica 47(4):710–719.

Silva M.C.L., Gonzaga Santos C.D. 2017. Distribution of *Meloidogyne enterolobii* in guava orchards in the state of CEARÁ, BRAZIL. Revista Caatinga 30(2):335–342.

Silva Campos M.A. da, Barbosa da Silva F.S., Mayumi Yano-Melo A., de Melo N.F., Régis Pedrosa E.M., Costa Maia L. 2013. Responses of guava plants to inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi in soil infested with *Meloidogyne enterolobii*. The Plant Pathology Journal 29(3):242–248.

Silva S.D., Carneiro R.M.D.G., Faria M., Souza D.A., Monnerat R.G., Lopes R.B. 2017a. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for suppression of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and banana. Journal of Nematology 49(1):77–85.

Silva Soares R., Costa Silva E.H., Vidal R.L., Santos Candido dos W., Andrade Franco C., Becker Reifschneider F.H., Trevisan Braz L. 2018. Response of *Capsicum annum* L. var. *annuum* genotypes to root-knot nematode infection. Chilean Journal of Agricultural Research 78(1):78–85.

Siqueira K.M.S. de, Freitas V.M., Almeida M.R.A., Santos M.F.A. dos, Cares J.A., Tigano M.S., Carneiro R.M.D.G., 2009. Detection of *Meloidogyne mayaguensis* on guava and papaya in Goiás State of Brazil using molecular markers. (Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares.) Tropical Plant Pathology 34(4):256–260.

Soares M.R.C., Lopez A.P M, Dias-Arieira C.R., Souto R., Manenti D.C., Mattei D. 2018. First Report on *Meloidogyne enterolobii* in *Morus celtidifolia* in Paraná State, Brazil. Plant Disease 102:1671.

Souza R.M., Nogueira M.S., Lima I.M., Melarato M., Dolinski. C.M. 2006. Management of the guava root-knot nematode in São João da Barra, Brazil, and report of new hosts. Nematologia Brasileira 30:165–169.

Sousa A.D. de, Beserra Júnior J.E.A., Rego T.J.S., Farias L.M.O., Castro J.M.C. 2012. Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* on guava tree in the Picos municipality, Piauí state, Brazil. (Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeiras no município de Picos (PI).) Nematologia Brasileira 36(3/4):87–89.

Souza A.G., Vilela Resende L.R., Pereira de Lima I., dos Santos R.M., Chalfun N.N.J. 2014. Variabilidade genética de acessos de araçazeiro e goiabeira suscetíveis e resistentes a *Meloidogyne enterolobii*. (Genetic variability of araçá and guava accessions susceptible and resistant *Meloidogyne enterolobii*). Ciência Rural, Santa Maria 44(5):822–829.

Souza das Graças A., Chalfun N.N.J., dos Santos Musser R., Fachinello J.C., Campos V.P., de Souza A.A. 2014. Behavior of peach and mume rootstocks to the nematode *Meloidogyne enterolobii*. Revista de Ciências Agrárias 57(2):108–113. <http://dx.doi.org/10.4322/rca.2014.002>

Subbotin S.A. 2019. Recombinase polymerase amplification assay for rapid detection of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii*. Nematology 21:243–251.

Tigano M., Siqueira de K., Castagnone-Sereno P., Mulet K., Queiroz P., Santos dos M., Teixeira C., Almeida M., Silva J. Carneiro R. 2010. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. Plant Pathology 59:1054–1061.

Tigano M., Ayres de Souza Silva KF., Martins I., Gomes Carneiro R.M.D., Hidalgo-Díaz L., Guimarães de Sousa M. 2011. Effect of nematophagous fungi on reproduction of *Meloidogyne*

*enterolobii* on guava (*Psidium guajava*) plants. *Nematology* 13(6):  
<https://doi.org/10.1163/138855410X545777>

Torres G.R.C., Covello V.N., Sales Júnior R., Pedrosa E.M.R., Moura R.M. 2004. *Meloidogyne mayaguensis* on *Psidium guajava* in Rio Grande do Norte. (*Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte.) *Fitopatologia Brasileira* 29(5):570.

Torres G.R.C. de, Sales R., Nerivania V., Rehn C., Pedrosa E.M.R., Moura R.M. de. 2005. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava in the state of Ceara. *Nematologia Brasileira*, 29(1):105–107.

Torres G.R.C. de, Medeiros H.A. de, Sales Junior R., Moura R.M. de. 2007. *Meloidogyne mayaguensis*: Novos assinalamentos no Rio Grande do Norte associados à goiabeira. *Caatinga* 20:106–112.

Trudgill D.L., Bala G., Blok V.C., Daudi A., Davies K.G., Gowen S.R., Fargette M., Madulu J.D., Mateille T., Mwangi W., Netscher C., Phillips M.S., Abdoussalam Sawadogo, Trivino C.G., Voyoukallou E. 2000. The importance of tropical root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and factors affecting the utility of *Pasteuria penetrans* as a biocontrol agent. *Nematology*, 2(8):823–845.

Wang Y.F., Xiao S., Huang Y.K., Zhou X., Zhang S.S., Liu G.K. 2014. First report of *Meloidogyne enterolobii* on carrot in China. *Plant Disease* 98(7):1019–1019.

Westerich J.N., Rodella R.A., Rosa J.M.O., Wilcken S.R.S. 2012. Anatomical Changes Induced by *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*) and *Meloidogyne javanica* in Tomato Plants Resistant to the Root-Knot Nematode. *Summa Phytopathologica* 38(3):192–197.

Xiao S., Hou X.Y., Cheng M., Deng M.X., Cheng X., Liu G.K. 2018. First report of *Meloidogyne enterolobii* on ginger (*Zingiber officinale*) in China. *Plant Disease* 102(3):684.

Yang B.J. 1984. The identification of 15 root-knot nematode populations. *Acta Phytopathologica Sinica* 14(2):107–112.

Yang B., Eisenback J.D., 1983. *Meloidogyne enterolobii* n.sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China. *Journal of Nematology* 15(3):381–391.

Villar-Luna E., Gómez-Rodríguez O., Rojas-Martínez R.I., Zavaleta-Mejía E. 2016. Presence of *Meloidogyne enterolobii* on Jalapeño pepper (*Capsicum annum* L.) in Sinaloa, Mexico. *Helminthologia* 53(2):155–160.

Wilcken S.R.S. Rosa J.M.O., Westerich J.N., de M Garcia M.J., Cardoso A.I.I. 2013. Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* in rootstocks and cucumber hybrids. *Horticultura Brasileira* 31:618–621.

Willers P. 1997. First record of *Meloidogyne mayaguensis* Rammah and Hirschmann, 1988: Heteroderidae on commercial crops in the Mpumalanga province, South Africa. *Inligtingsbulletin - Instituut vir Tropiese en Subtropiese Gewasse* 294:19–20.

Wishart J., Phillips M.S., Blok V.C. Ribosomal intergenic spacer: a polymerase chain reaction diagnostic for *Meloidogyne chitwoodi*, *M. fallax*, and *M. hapla*. *Phytopathology* 92:884–892.

Xu J., Liu P., Meng Q., Long H. 2004. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. *European Journal of Plant Pathology* 110: 309–315.

Yang B., Eisenback J.D. 1983. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China. *Journal of Nematology* 15(3):381–391.

Ye W.M., Koenning S.R., Zhuo K., Liao J.L. 2013. First report of *Meloidogyne enterolobii* on cotton and soybean in North Carolina, United States. *Plant Disease* 97(9):1262.

Zhang Y.M. 1987. Vegetable root-knot nematode diseases and their control. *Shandong Agricultural Science* 3:15–17.

Zhuo K., Hu M.X., Liao J.L., Rui K., 2010. First report of *Meloidogyne enterolobii* on arrowroot in China. *Plant Disease* 94(2):271.

Zhou X., Cheng X., Xiao S., Liu G.K., Zhang S.S. 2016. First report of *Meloidogyne enterolobii* on banana in China. *Plant Disease* 100(4):863.

## Załącznik 1

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

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

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

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

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

<b>RCP 2.6</b>	<b>2036-2065 III-V</b>	<b>2071-2100 III-V</b>	<b>2036-2065 VI- VIII</b>	<b>2071-2100 VI- VIII</b>
CanESM2	9,11	9,20	18,69	18,77
CNRM-CM5	9,26	9,14	18,05	18,35
GISS-E2-H	9,12	8,08	18,12	17,88
GISS-E2-R	8,95	7,80	17,90	17,28
HadGEM2-AO	9,61	9,74	20,84	20,41
HadGEM2-ES	10,00	9,87	20,38	20,66
IPSL-CM5A-LR	10,00	9,51	19,34	19,17
IPSL-CM5A-MR	9,31	8,89	19,13	18,63
MIROC5	10,91	11,14	19,71	19,53
MIROC-ESM	10,27	9,98	19,65	20,22
MPI-ESM-LR	8,52	8,61	17,82	17,99
MPI-ESM-MR	8,24	8,40	18,12	18,07
MRI-CGCM3	8,25	8,91	17,65	17,57
NorESM1-M	9,63	9,81	18,85	18,97
NorESM1-ME	9,26	9,72	18,85	19,00
ŚREDNIA:	9,36	9,25	18,87	18,83
5,00%	8,25	8,00	17,78	17,50
95,00%	10,46	10,33	20,50	20,47
<b>RCP 4.5</b>	<b>2036-2065 III-V</b>	<b>2071-2100 III-V</b>	<b>2036-2065 VI- VIII</b>	<b>2071-2100 VI- VIII</b>
ACCESS1-0	9,34	10,14	19,96	20,91
ACCESS1-3	9,37	10,64	20,53	21,36
CanESM2	9,44	9,75	19,30	19,68
CCSM4	9,35	9,79	19,63	20,25
CMCC-CM	10,18	11,18	18,87	19,48



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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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