



Weed reaction to parasitism by the guava root-knot nematode, *Meloidogyne enterolobii*

Reação de plantas daninhas ao parasitismo pelo nematoide das galhas da goiabeira, *Meloidogyne enterolobii*

MOTA, Erika Araújo⁽¹⁾; SOUZA JUNIOR, Francisco Jorge Carlos⁽²⁾; SANTOS, Carmem Dolores Gonzaga⁽³⁾

⁽¹⁾ 0000-0001-6799-4028; Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, Ceará (CE), Brasil. erikaaraujom@yahoo.com.br;

⁽²⁾ 0000-0003-2086-9857; Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Ceará. Limoeiro do Norte, Ceará (CE), Brasil. jorge.souza@ifce.edu.br

⁽³⁾ 0000-0002-3364-7623; Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, Ceará (CE), Brasil. carmelo.ufc@gmail.com.

O conteúdo expresso neste artigo é de inteira responsabilidade dos/as seus/as autores/as.

ABSTRACT

The nematode *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback) is one of the main pathogens associated with the guava tree (*Psidium guajava* L.) in northeastern Brazil. Considering the frequency with which weeds are found in fruit production areas and their potential as phytonematode hosts, the aim of this study was to investigate the reaction of weeds to the parasitism of *M. enterolobii*. The species evaluated for nematode infection were *Acanthospermum hispidum* DC., *Ageratum conyzoides* L., *Alternanthera tenella* Colla., *Amaranthus deflexus* L., *A. spinosus* L., *A. viridis* L., *Bidens pilosa* L., *Clitoria ternatea* L., *Datura stramonium* L., *Macroptilium lathyroides* (L.) Urb., *Merremia aegyptia* (L.) Urb., *Solanum americanum* Mill., *S. paniculatum* L. and *Spigelia anthelmia* L. Of these, only six were classified as susceptible to the pathogen with factor breeding >1.0: *S. paniculatum*, *S. americanum*, *B. pilosa*, *A. conyzoides*, *A. tenella*, and *M. aegyptia*, four species were resistant: *S. anthelmia*, *M. lathyroides*, *C. ternatea*, and *D. stramonium* and four species behaved as immune to the nematode: *A. hispidum*, *A. deflexus*, *A. spinosus*, and *A. viridis*. From the results obtained, it was found that weed species susceptible to *M. enterolobii* may pose a threat to the cultivation of guava, serving as a source of inoculum. Control measures in infested orchards should consider the hostability of these plants to the nematode in order to recommend their careful removal from the cultivated area.

RESUMO

O nematoide *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback) é um dos principais patógenos associado à cultura da goiabeira (*Psidium guajava* L.) na região nordeste do Brasil. Considerando a frequência com que as plantas daninhas são encontradas nas áreas de produção de frutíferas e de seu potencial como hospedeiras de fitonematoides, o objetivo deste estudo foi investigar a reação de plantas invasoras ao parasitismo de *M. enterolobii*. As espécies avaliadas quanto à infecção pelo nematoide foram *Acanthospermum hispidum* D.C., *Ageratum conyzoides* L., *Alternanthera tenella* Colla., *Amaranthus deflexus* L., *A. spinosus* L., *A. viridis* L., *Bidens pilosa* L., *Clitoria ternatea* L., *Datura stramonium* L., *Macroptilium lathyroides* (L.) Urb., *Merremia aegyptia* (L.) Urb., *Solanum americanum* Mill., *S. paniculatum* L. e *Spigelia anthelmia* L. Destas, apenas seis foram classificadas como suscetíveis ao patógeno com fator de reprodução >1,0: *S. paniculatum*, *S. americanum*, *B. pilosa*, *A. conyzoides*, *A. tenella* e *M. aegyptia*, quatro espécies foram resistentes: *S. anthelmia*, *M. lathyroides*, *C. ternatea* e *D. stramonium* e quatro espécies comportaram-se como imunes ao nematoide: *A. hispidum*, *A. deflexus*, *A. spinosus* e *A. viridis*. A partir dos resultados obtidos, verificou-se que as espécies de plantas daninhas suscetíveis a *M. enterolobii* podem constituir-se ameaça ao cultivo de goiabeira servindo como fonte de inóculo. Medidas de controle em pomares infestados devem considerar a hospedabilidade dessas plantas ao nematoide para a recomendação de sua criteriosa remoção da área cultivada.

INFORMAÇÕES DO ARTIGO

Histórico do Artigo:

Submetido: 09/08/2021

Aprovado: 27/12/2022

Publicação: 10/01/2023



Keywords:

Psidium guajava,
alternative hosts, invasive
plants

Palavras-Chave:

Psidium guajava,
hospedeiras alternativas,
plantas invasoras.



Introdução

As plantas daninhas competem diretamente com as espécies vegetais cultivadas por fatores de crescimento tais como água, luz, espaço e nutrientes, ou de modo indireto, em razão da ação alelopática, por meio da liberação de substâncias químicas que podem ser tóxicas, estimulantes ou nocivas ao desenvolvimento de outras espécies vegetais (Soares et al., 2010; Vasconcelos et al., 2012). As perdas ocasionadas pela competição por nutrientes reduzem a produtividade das culturas que pode variar entre 45 a 95% de acordo com as espécies de invasoras presentes na área, com o nível de infestação, as condições edafoclimáticas, podendo resultar na inviabilização econômica e, em casos extremos, em perda total da produção (Araújo-Junior et al., 2015; Vilà & Hulme, 2017). A presença de plantas daninhas em áreas de cultivo agrícola constitui-se, assim, um dos principais fatores bióticos que interferem no cultivo de plantas de interesse agrônômico em regiões tropicais e a predominância de espécies infestantes na área podem ainda interferir negativamente, uma vez que o uso de herbicidas poderá vir a ser empregado, o que seria prejudicial ao meio ambiente (Bester et al., 2020; Kozłowski et al., 2002; Schaffner et al., 2020).

Além da competição espacial e nutricional no solo, as plantas infestantes podem atuar como hospedeiras alternativas de diversos fitopatógenos de importância econômica, tais como fungos, bactérias, vírus e nematoides (Sales Júnior et al., 2019). Na literatura há relatos de diversas associações entre plantas daninhas e nematoides fitoparasitas, particularmente com o nematoide das galhas, *Meloidogyne* Goeldi (Ponte, 1968; Manso et al., 1994; Roese & Oliveira, 2004). Este nematoide afeta o sistema radicular comprometendo a absorção de água e nutrientes, interferindo, em geral, no crescimento das plantas, reduzindo a sua produção. O nematoide das galhas possui distribuição mundial existindo mais de 100 espécies do patógeno identificadas associadas a numerosas culturas, constituindo-se, assim, um dos maiores problemas à produção agrícola (Álvarez-Ortega et al., 2019; Jones et al., 2013; Przybylska & Obrepalska-Stepłowska, 2020).

A espécie *M. enterolobii* Yang & Eisenback foi relatada pela primeira vez no Brasil parasitando goiabeiras (*Psidium guajava* L.) na região nordeste (Carneiro et al., 2001) e, desde então, tem aumentado sua importância em razão das perdas causadas na cultura, podendo em alguns casos ocasionar 100% de redução na produção (Barbosa, 2001). Em geral, as cultivares de goiabeira parasitadas por *M. enterolobii* apresentam sintomas de galhas com apodrecimento de raízes, folhas com bronzeamento, amarelecimento, queima dos bordos e queda, declínio generalizado com a conseqüente redução no número e no tamanho dos frutos, ocorrendo, por vezes, a morte precoce da planta (Reis et al., 2011). A espécie *M. enterolobii* é polífaga e parasita diversas culturas de importância econômica no Brasil como abacaxi (*Ananas comosus* (L.) Merrill.), acerola (*Malpighia emarginata* D.C.), banana (*Musa* spp.),

batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam), berinjela (*Solanum melongena* L.), girassol (*Helianthus annuus* L.), mamão (*Carica papaya* L.), melão (*Cucumis melo* L.), melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum & Nakai) e soja (*Glycine max* (L) Merrill), entre outras, com ampla distribuição geográfica (Almeida et al., 2011; Bitencourt & Silva, 2010; Carneiro et al., 2001; Silva et al., 2016; Silva & Krasuski, 2012; Luquini et al., 2019; Rosa et al., 2015).

Tendo em vista a frequência com que as plantas daninhas ocorrem nos campos e pomares competindo por nutrientes com as plantas cultivadas e considerando a sua importância como potencial hospedeiras de fitonematoides, objetivou-se com este trabalho investigar a reação de espécies de plantas invasoras ao parasitismo de *M. enterolobii*.

Materiais e Métodos

Os ensaios experimentais com plantas daninhas e *M. enterolobii* foram realizados na casa de vegetação e no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal do Ceará (UFC). O inóculo de nematoide foi obtido de raízes de goiabeira infectadas provenientes de pomares no município do Acaraú, CE. A identificação da espécie do nematoide foi realizada mediante o emprego da técnica de eletroforese de isoenzimas em gel de poliacrilamida descrita por Carneiro e Almeida (2001). Posteriormente, o inóculo foi multiplicado em plantas de cóleus, *Coleus scutellarioides* (L.) Benth., espécie vegetal boa hospedeira do nematoide (Silva; Santos, 2012). A extração de ovos de *M. enterolobii* para inoculação das plantas nos ensaios foi realizada de acordo com a metodologia de Coolen e D'Herde (1972).

Foram avaliadas 14 espécies de plantas daninhas: *Acanthospermum hispidum* D.C., *Ageratum conyzoides* L., *Alternanthera tenella* Colla., *Amaranthus deflexus* L., *A. spinosus* L., *A. viridis* L., *Bidens pilosa* L., *Clitoria ternatea* L., *Datura stramonium* L., *Macroptilium lathyroides* (L.) Urb., *Merremia aegyptia* (L.) Urb., *Solanum americanum* Mill., *S. paniculatum* L. e *Spigelia anthelmia* L. As sementes das plantas daninhas, devidamente identificadas e utilizadas no trabalho, foram coletadas na Fazenda Experimental Lavoura Seca da UFC, localizada em Quixadá, CE. As sementes de cada espécie foram semeadas em vasos de 2 L contendo substrato de solo e esterco (2:1), previamente autoclavado. Após a germinação, as mudas foram transplantadas para vasos de 0,5 L, permanecendo uma planta por vaso, com oito repetições de cada espécie. Após 24 horas do transplante, as plantas daninhas foram individualmente inoculadas com uma suspensão contendo ovos e juvenis de segundo estágio (J2) de *M. enterolobii*. O inóculo constituído de 5.000 ovos/J2 foi distribuído em três orifícios feitos próximos à raiz das plantas. Como controle positivo do inóculo de *M. enterolobii*, foram empregadas mudas de cóleus. Todas as plantas inoculadas foram mantidas em casa de vegetação durante o experimento com temperatura variando de $29 \pm 3^\circ\text{C}$. O delineamento

utilizado foi inteiramente casualizado, com 15 tratamentos (14 espécies de plantas daninhas e o controle), com 8 repetições cada.

Aos 45 dias após a inoculação, as 120 plantas foram retiradas e as raízes cortadas e levadas para o laboratório para a contagem de número de galhas (NG), número de massa de ovos (NMO), número de ovos (NO) e o cálculo do índice de massa de ovos (IMO) e do fator de reprodução (FR). A contagem do NG e NMO foi realizada sob microscópio estereoscópico e o cálculo do IMO foi realizado conforme escala de Taylor e Sasser (1978) que aplica notas que variam de 0 a 5, de acordo com a quantidade de galhas ou de massas de ovos: 0= ausência de galhas; 1= de 1 a 2 galhas; 2= de 3 a 10 galhas; 3= de 11 a 30 galhas; 4= de 31 a 100; 5 = acima de 100 galhas.

O FR foi calculado pelo quociente entre a população final e inicial de ovos para cada tratamento ($FR = Pf/Pi$), onde: Pf = população final e Pi = população inicial. O valor de FR foi utilizado para realizar a classificação proposta por Oostenbrink (1966) onde se classifica as espécies como: imune (I) se $FR = 0$, resistente (R) se $FR < 1$ e suscetível (S) quando $FR > 1$.

As análises estatísticas foram realizadas com o programa ASSISTAT (Silva & Azevedo, 2006). As médias dos tratamentos foram submetidas a análise de variância (ANOVA) e comparadas pelo teste Tukey ($p \leq 0,05$).

Resultados e Discussão

As variáveis NG, IG, NMO, IMO, NO e FR do parasitismo de *M. enterolobii* inoculado nas 14 plantas daninhas são apresentados na Tabela 1.

O número médio de galhas observado no sistema radicular das plantas daninhas variou de 7,3 a 483,5, excetuando-se as espécies *A. deflexus*, *A. spinosus* e *A. viridis* as quais não apresentaram nenhuma galha. O número médio de massas de ovos variou de 0,6 a 155, não tendo sido observada a presença de massa de ovos em *A. deflexus*, *A. hispidum*, *A. spinosus* e *A. viridis*. Em relação ao número médio de ovos nas raízes, constatou-se uma variação de 100 a 46.800 ovos/raiz, exceto para as quatro espécies mencionadas anteriormente que não possuíam massa de ovos nas raízes (Tabela 1). Nas espécies *A. conyzoides*, *A. tenella*, *B. pilosa*, *M. aegyptia*, *S. americanum* e *S. paniculatum*, foi observado FR variando de 1,2 a 9,4, sendo as mesmas classificadas como suscetíveis ao nematoide. Em *C. ternatea*, *D. stramonium*, *M. lathyroides* e *S. anthelmia*, apesar do índice de galhas ter variado de 2 a 5, o FR obtido foi muito baixo (0,01 a 0,03), sendo as plantas consideradas muito resistentes. Finalmente, nas espécies *A. hispidum*, *A. deflexus*, *A. spinosus* e *A. viridis*, o FR foi zero, indicando que não

possibilitaram a multiplicação do patógeno, ainda que em *A. hispidum* o índice de galhas tenha sido maior que 2 (Tabela 1).

Tabela 1.

Número médio de galhas (NG), índice de galhas (IG), número médio de massas de ovos (NMO), índice de massas de ovos (IMO), número médio de ovos (NO), fator de reprodução (FR) nas espécies de plantas daninhas inoculadas com Meloidogyne enterolobii.

Espécies vegetais	NG	IG	NMO	IMO	NO	FR	Reação*
<i>Solanum paniculatum</i>	400,5 a	5	96,5 b	4	46.800 a	9,4	S
<i>Solanum americanum</i>	327,9 b	5	104,3 b	5	22.195 b	4,4	S
<i>Bidens pilosa</i>	306,6 b	5	155 a	5	13.716 d	2,7	S
<i>Ageratum conyzoides</i>	160,5 c	5	46 c	4	11.070 d	2,2	S
<i>Alternanthera tenella</i>	483,5 a	5	6,4 d	2	5.965 e	1,2	S
<i>Merremia aegyptia</i>	276,6 b	5	18,4 d	3	5.940 e	1,2	S
<i>Spigelia anthelmia</i>	132,5 c	5	2,3 d	2	150 f	0,03	R
<i>Macroptilium lathyroides</i>	7,3 d	2	2,9 d	2	103 f	0,02	R
<i>Clitoria ternatea</i>	65,4 d	4	2,0 d	1	95 f	0,02	R
<i>Datura stramonium</i>	30,2 d	3	0,6 d	0,5	12 f	0,01	R
<i>Acanthospermum hispidum</i>	10,2 d	2	0 d	0	0 f	0	I
<i>Amaranthus deflexus</i>	0	0	0 d	0	0 f	0	I
<i>Amaranthus spinosus</i>	0	0	0 d	0	0 f	0	I
<i>Amaranthus viridis</i>	0	0	0 d	0	0 f	0	I
Controle (cóleus)	284,4 b	5	61,3 c	4	31.200 c	6,2	S
CV	37,06	20,45	51,58	19,50	24,11	19,15	-

*Nota: Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade. *Reação segundo Oostenbrink (1966): imune (I: FR=0), resistente (R: FR <1) e suscetível (S: FR ≥ 1).*

Solanum paniculatum foi à espécie vegetal que apresentou o maior fator de reprodução (9,4), superior ao controle cóleus (6,2), indicando ter elevada hospedabilidade ao *M. enterolobii*. Comportamento semelhante ao observado em *D. stramonium* e *A. hispidum* foi relatado para *Catharanthus roseus* infectado com *M. paranaensis*. Essa espécie apresentou numerosas galhas em suas raízes, porém não ocorreu a reprodução do nematoide (FR=0), sendo considerada pelos autores como altamente resistente (Mendonça et al., 2017).

A suscetibilidade de *A. spinosus*, *B. pilosa*, *S. americanum* ao *M. enterolobii* foi também relatado por Kaur et al. (2007) e Bellé et al. (2019a) a partir de ensaios experimentais conduzidos com o nematoide em casa de vegetação. Porém, as espécies *A. deflexus*, *A. spinosus* e *A. viridis* citadas como suscetíveis por Bellé et al. (2019a), comportaram-se como imunes ao *M. enterolobii* neste ensaio, estando em discordância com aqueles autores. Em levantamentos realizados em pomares de goiabeira, as espécies *M. aegyptia* e *S. paniculatum* foram encontradas com infecção pelo *M. enterolobii* (Castro et al., 2019; Silva & Santos, 2017), confirmando os resultados observados neste trabalho.

A resistência das plantas daninhas *A. conyzoides*, *A. tenella* e *A. viridis* a *M. enterolobii* foi anteriormente relatada por Pinheiro et al. (2019) em inoculações artificiais semelhantes àquelas realizadas no presente estudo. Contudo, os resultados diferiram uma vez que *A. conyzoides* foi classificada como suscetível e todas as três espécies do gênero *Amaranthus* avaliadas foram imunes ao nematoide (Tabela 1). Em trabalho realizado por Freire e Santos (2018), *S. anthelmia* e *D. stramonium* foram classificadas como resistentes a *M. enterolobii*, informação confirmada nesta avaliação.

O comportamento das amarantáceas *A. deflexus*, *A. spinosus* e *A. viridis* e da asterácea *Acanthospermum hispidum* observado no ensaio, sugere que essas plantas não constituem fonte de inóculo para um pomar de goiabeira. O parasitismo de *M. enterolobii* em *C. ternatea* e *A. hispidum* observada neste estudo é o primeiro registro da susceptibilidade destas espécies vegetais ao patógeno.

A resistência de *M. lathyroides* a *M. enterolobii* observada neste estudo, difere da susceptibilidade a *M. incognita* observada por Brito et al. (2008).

A susceptibilidade dessas plantas daninhas a outras espécies de *Meloidogyne* foram relatadas por vários autores em diversas regiões do Brasil como é o caso de *S. paniculatum* suscetível a *M. javanica* (Zem & Lordello, 1976), *S. americanum* a *M. incognita* e a *M. javanica* (Bellé et al., 2019b; Zem & Lordello, 1976; Mônaco et al., 2009), *B. pilosa* às espécies *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica* (Bellé et al., 2019b; Ponte et al., 1977), *A. conyzoides* às espécies *M. arenaria*, *M. incognita* e *M. javanica* (Bellé et al., 2019b; Zem & Lordello, 1976), *A. tenella* aos nematoides *M. incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis* (Bellé et al., 2019b; Mônaco et al., 2009), *S. anthelmia* a *M. javanica* (Ponte et al., 1977), *M. lathyroides* a *M. arenaria* e *M. incognita* (Brito et al., 2008; Ponte et al., 1977), *C. ternatea* a *M. ethiopica* (Lima et al., 2009), *A. deflexus* a *M. exigua* e *M. paranaensis* (Lima et al., 1985; Mônaco et al., 2008), *A. spinosus* às espécies *M. graminicola* e *M. paranaensis* (Mônaco et al., 2008; Sperandio & Amaral, 1994; Roese & Oliveira, 2004) e *A. viridis* a *M. javanica* e *M. incognita* (Mônaco et al., 2009), o que confirma a importância de se investigar as plantas invasoras como fonte de inóculo de nematoides para as culturas. Para as espécies invasoras, *M. aegyptia* e *A. hispidum* não foram encontrados relatos de infecção por *Meloidogyne* spp. no país.

Conclusões

Apesar do alto grau de polifagismo observado para o *M. enterolobii*, das 14 espécies avaliadas apenas seis dentre as espécies de plantas daninhas testadas foram suscetíveis ao nematoide das galhas da goiabeira. As espécies do gênero *Amaranthus* destacaram-se por não apresentarem galhas ou massa de ovos, e FR zero indicando que não são hospedeiras do nematoide.

Plantas daninhas como hospedeiros alternativos podem garantir a sobrevivência e multiplicação do nematoide em pomares de goiabeira. Desta forma, as medidas de controle a serem adotadas em pomares infestados com esse parasita devem levar em consideração a hospedabilidade dessas plantas ao nematoide para recomendar a criteriosa remoção dessas espécies vegetais da área cultivada. A susceptibilidade das espécies avaliadas neste estudo corroboram para incrementar informações sobre o parasitismo de *Meloidogyne* spp. em plantas daninhas.

REFERÊNCIAS

- Almeida, E. D., Santos, J., Martins, A., & Alves, G. (2011). Reação de frutíferas nativas da Amazônia brasileira a *Meloidogyne enterolobii*. *Scientia Agraria*, 12(4), 219-222.
- Álvarez-Ortega, S., Brito, J. A., & Subbotin, S. (2019). Multigene phylogeny of root-knot nematodes and molecular characterization of *Meloidogyne nataliei* Golden, Rose & Bird, 1981 (Nematoda: Tylenchida). *Scientific reports*, 9(1), 1-11.
- Araujo Junior, C. F., Martins, B. H., Higashi, V. Y., & Hamanaka, C. A. (2015). The role of weed and cover crops on soil and water conservation in a tropical region. *Weed Biology and Control. Rijeka, Croatia: InTech*, 1-18.
- Barbosa, F. R. (2011) *Goiaba: Fitossanidade*. Embrapa, Petrolina.
- Bellé, C., Kaspary, T. E., Balardin, R. R., Ramos, R. F., & Antonioli, Z. I. (2019). *Meloidogyne* species associated with weeds in Rio Grande do Sul. *Planta Daninha*, 37, e019214250.
- 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*, 44(4), 380-384.
- Bitencourt, N. V., & Silva, G. S. (2010). Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. *Nematologia Brasileira*, 34(3), 181-183.
- Brito, J. A., Kaur, R., Cetintas, R., Stanley, J. D., Mendes, M. L., McAvoy, E. J., ... & Dickson, D. W. (2008). Identification and isozyme characterisation of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops, and weed plants in Florida. *Nematology*, 10(5), 757-766.

- Carneiro, R. M., Moreira, W. A., Almeida, M. R., & Gomes, A. C. M. (2001). Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. *Nematologia Brasileira*, 25(2), 223-228.
- Castro, J. M. C. (2019) *Meloidogyne enterolobii* e sua evolução nos cultivos brasileiros. *Informe Agropecuario*, 40(306), 41-48.
- Coolen, W. A., & D'herde, C. J. (1972). A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. *A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue*.
- Freire, M. S., & Santos, C. D. G. (2018). Reaction of plant species to *Meloidogyne enterolobii* and the efficiency of their aqueous extracts in controlling the pathogen. *Semina: Ciências Agrárias*, 39(6), 2385-2398.
- Hasan, N., & Jain, R. (1984). Pathogenicity of the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* to *Clitoria ternatea*, Linn. *Agricultural Science Digest*, 4, 189-190.
- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G., ... & Perry, R. N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular plant pathology*, 14(9), 946-961.
- Kaur, R., Brito, J. A., & Rich, J. R. (2007). Host suitability of selected weed species to five *Meloidogyne* species. *Nematropica*, 37, 107-120.
- Kozłowski, L. A., Ronzelli Júnior, P., Purissimo, C., Daros, E., & Koehler, H. S. (2002). Período crítico de interferência das plantas daninhas na cultura do feijoeiro-comum em sistema de semeadura direta. *Planta daninha*, 20, 213-220.
- Lima, E. A., Mattos, J. K., Moita, A. W., Carneiro, R. G., & Carneiro, R. M. (2009). Host status of different crops for *Meloidogyne ethiopica* control. *Tropical Plant Pathology*, 34, 152-157.
- Lima, R. D., Campos, V. P., Huang, S. P., & Andrade Melles, C. C. (1985). Reprodutividade e parasitismo de *Meloidogyne exigua* em ervas daninhas que ocorrem em cafezais. *Nematologia Brasileira*, 9, 63-72.
- 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), 377-377.
- Manso, E. C., Tenente, R. C., Ferraz, L. C. C. B., Oliveira, R. S., & Mesquita, R. (1994). *Catálogo de nematóides fitoparasitos encontrados associados a diferentes tipos de plantas no Brasil* (pp. 488-488). Brasília: EMBRAPA-SPI.
- Mendonça, C. I., Mattos, J. D. A., & Carneiro, R. M. (2017). Host status of medicinal plants to *Meloidogyne paranaensis*. *Nematropica*, 47(1), 49-54.
- Mônaco, A. P. D. A., Carneiro, R. G., Kranz, W. M., Gomes, J. C., Scherer, A., Nakamura, K. C., ... & Santiago, D. C. (2008). Reação de espécies de plantas daninhas a *Meloidogyne paranaensis*. *Nematologia Brasileira*, 32(4), 279-283.
- Mônaco, A. P. D. A., Carneiro, R. G., Kranz, W. M., Gomes, J. C., Scherer, A., & Santiago, D. C. (2009). Reação de espécies de plantas daninhas a *Meloidogyne incognita* raças 1 e 3, a *M. javanica* e a *M. paranaensis*. *Nematologia Brasileira*, 33(3), 235-242.
- Pinheiro, J. B., Silva, G. O. D., Biscaia, D., Macedo, A. G., & Correia, N. M. (2019). Reaction of weeds, found in vegetable production areas, to root-knot nematodes *Meloidogyne incognita* and *M. enterolobii*. *Horticultura Brasileira*, 37, 445-450.
- Ponte, J. D., Fernandes, E. R., & Silva, A. D. (1976). Plantas hospedeiras de *Meloidogyne* no estado do Rio Grande do Norte (Brasil). *Sociedade brasileira de Nematologia*, 12(2).
- Ponte, J. J. D., & Lordello, L. G. E. (1968). Subsídios ao conhecimento de plantas hospedeiras e ao controle dos nematóides das galhas, *Meloidogyne* spp., no Estado do Ceará. *Sociedade Agrônômica*, 9(1), 1-26.
- Przybylska, A., & Obrepalska-Stepłowska, A. (2020). Plant defense responses in monocotyledonous and dicotyledonous host plants during root-knot nematode infection. *Plant and Soil*, 451(1), 239-260.

Reis, H. F., Bacchi, L. M. A., Vieira, C. R. Y. I., & Silva, V. S. (2011). Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) on guava in Ivinhema City, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 33(2), 676-679.

Roese, A. D. & Oliveira, R. D. L (2004). Capacidade reprodutiva de *Meloidogyne paranaensis* em espécies de plantas daninhas. *Nematologia Brasileira*, 28(2), 137-141.

Rosa, J. M. O., Westerich, J. N., & Wilcken, S. R. S. (2015). Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. *Revista Ciência Agronômica*, 46, 826-835.

Sales Júnior, R. S., Rodrigues, A. P. M. S., Negreiros, A. M. P., Ambrósio, M. M. Q., Barboza, H. S., & Beltrán, R. (2019). Plantas daninhas potenciais hospedeiras de patógenos radiculares em melancia. *Revista Caatinga*, 32(1), 1-6.

Schaffner, U., Steinbach, S., Sun, Y., Skjøth, C. A., de Weger, L. A., Lommen, S. T., ... & Müller-Schärer, H. (2020). Biological weed control to relieve millions from *Ambrosia allergies* in Europe. *Nature Communications*, 11(1), 1-7.

Silva, F. A. S., & Azevedo, C. A. V. (2006). A New Version of The Assistat-Statistical Assistance Software. In *World Congress on Computers in Agriculture*. Orlando: Am. Soc. Agric. Biol. Eng. 393-396.

Silva, G. S., & Krasuski, A. I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. *Nematologia Brasileira*, 36(3/4), 83-86.

Silva, M. C. L., & Santos, C. D. G. Distribution of *Meloidogyne enterolobii* in guava orchards in the state of Ceará, Brazil. *Revista Caatinga*, 30, 335-342.

Silva, M. C. L. & Santos, C. D. G. *Solenestemon scutellarioides*, espécie vegetal de rápida propagação para a multiplicação de nematóides das galhas. *Tropical Plant Pathology*, 37, (Suplemento).

Silva, M. D. C. L. D., Santos, C. D. G., & Silva, G. S. D. (2016). Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. *Revista Ciência Agronômica*, 47, 710-719.

Soares, I. A. A., Freitas, F. C. L., Negreiros, M. Z., Freire, G. M., Aroucha, E. M. M., Grangeiro, L. C., ... & Dombroski, J. L. D. (2010). Interferência das plantas daninhas sobre a produtividade e qualidade de cenoura. *Planta daninha*, 28, 247-254.

Souza, R. M., Nogueira, M. S., Lima, I. M., Melarato, M., & Dolinski, C. M. (2006). Manejo do nematóide das galhas da goiabeira em São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros. *Nematologia brasileira*, 30(2), 165-169.

Sperandio, C. A., & Amaral, A. S. (1994). Occurrence of the rice root-knot nematode, *Meloidogyne graminicola*, on irrigated rice in Rio Grande do sul. *Lavoura Arrozeira*, 47, 18-21.

Tedford, E. C., & Fortnum, B. A. (1988). Weed hosts of *Meloidogyne arenaria* and *M. incognita* common in tobacco fields in South Carolina. *Journal of nematology*, 20(Annals 2), 102.

Vasconcelos, M. C. C., Silva, A. F. A. & Silva, R. L. (2012). Interferência de plantas daninhas sobre plantas cultivadas. *Agropecuária científica no semiárido*, 8(1), 01-06.

Vilà, M., & Hulme, P. E. (Eds.). (2017). *Impact of biological invasions on ecosystem services* (Vol. 12). Cham: Springer International Publishing.

Zem, A. C., & Lordello, L. G. E. (1976). Nematóides associados a plantas invasoras. *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, 33, 597-615.