

# *Meloidogyne enterolobii* e sua evolução nos cultivos brasileiros

José Mauro da Cunha e Castro<sup>1</sup>

Resumo - *Meloidogyne enterolobii* é um nematoide-das-galhas que se tornou conhecido no Brasil pelos danos e perdas causados à cultura da goiabeira. Desde então, sua ocorrência já foi registrada associada a diversas outras plantas, pertencentes a diferentes grupos de classificação das espécies vegetais. A evolução deste nematoide é notada em cultivos brasileiros, inclusive em espécies menos importantes do ponto de vista de produção comercial, como plantas daninhas, as quais contribuem para que o patógeno chegue até as áreas economicamente viáveis na produção agrícola brasileira.

Palavras-chave: Nematode-das-galhas. Planta hospedeira. Controle.

## *Meloidogyne enterolobii* and its evolution in Brazilian crops

Abstract - *Meloidogyne enterolobii* is a root-knot nematode that became known in Brazil for the damage and losses caused to guava crop. Since then, its occurrence has been recorded in association with several other plants, belonging to different classification groups of plant species. The evolution of this nematode is noted in Brazilian crops, including in less important species from the point of view of commercial production, such as weeds, which contribute to the pathogen reaching the economically viable areas in Brazilian agricultural production.

Keywords: Root-knot nematode. Host plant. Control.

### INTRODUÇÃO

No início dos anos 2000, a goiabeira (*Psidium guajava*) foi a primeira cultura a sinalizar a ocorrência de um nematoide ainda não detectado no Brasil. *Meloidogyne enterolobii* (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis*) foi descrito como o agente causal de declínio e morte de goiabeiras, a partir de amostras de raízes coletadas nos Projetos de Irrigação de Bebedouro e Senador Nilo Coelho, no município de Petrolina, no estado de Pernambuco, e nos municípios de Juazeiro (Distrito de Maniçoba) e Curaçá, no estado da Bahia (CARNEIRO *et al.*, 2001). Entretanto, a infecção de goiabeiras no Nordeste brasileiro por nematoides-das-galhas já havia sido

descrita há tempos (MOURA; MOURA, 1989), e o nematoide foi identificado como *M. incognita* raça 2. O mais importante para a história da cultura foi que, no período compreendido entre 1989 e 2000, a doença disseminou-se de forma mais lenta.

Este panorama modificou-se no início do século 21 e o número e a área de pomares infestados por *M. enterolobii* começaram a aumentar. Essa situação pode ter sido agravada pela ocorrência de chuvas em quantidade excessivamente anormal, registrada em 2004, inclusive com relatos de inundação de extensas áreas, o que levou à comunicação entre pomares de goiabeiras doentes e outros com goiabeiras sadias por meio da água acumulada na superfície do solo.

Este fato pode ter contribuído para a disseminação de *M. enterolobii* para outros Estados brasileiros por meio da comercialização de mudas contaminadas pelo nematoide (TORRES *et al.*, 2005; SILVA *et al.*, 2006). Contudo, não se pode desconsiderar o parasitismo de plantas nativas que atuam como reservatório de inóculo do nematoide (LIMA *et al.*, 2005 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e que, após o preparo da área e o plantio das mudas, sob irrigação, a depender do local de cultivo, desenvolve uma relação de desequilíbrio com as plantas, fato observado com mais clareza nos cultivos de goiabeira.

Nas goiabeiras infectadas por *M. enterolobii*, observa-se, em raízes de diferentes diâmetros, a presença de galhas

<sup>1</sup>Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EMBRAPA Semiárido, Petrolina, PE, mauro.castro@embrapa.br

grandes e numerosas, além de necroses. O sistema radicular tende a ser mais reduzido que aquele observado numa planta sadia. Na parte aérea da planta, amarelecimento de folhas, descoloração de caules e ramos, desfolha (Fig. 1), menor produção, alteração no formato e maturação precoce de frutos são os sintomas mais comuns (Fig. 2). Além disso, a planta pode ser levada à morte com tempo variável em função da maior ou menor infestação do solo.

Inicialmente, *M. enterolobii* foi considerado o único responsável pelo definhamento das goiabeiras infectadas. Mais tarde, foi comprovado o envolvimento de *Fusarium solani* na expressão dos sintomas observados (GOMES *et al.*, 2011). Desde então, o declínio da goiabeira passou a ser tratado como uma doença complexa, decorrente da ação conjunta desses dois patógenos. Também foi observado que o fungo é dependente do nematoide para a sua penetração nos tecidos radiculares. Por esse motivo, muitas ações de pesquisa continuam focadas na busca por porta-enxertos resistentes ao nematoide, pois, sendo assim, o fungo não terá o ferimento feito pelo nematoide, para infectar as raízes.

### AGENTE ETIOLÓGICO

*Meloidogyne enterolobii* (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis*) é uma praga não regulamentada que pertence à Ordem Tylenchida e Família Meloidogynidae. Nematóide-das-galhas-da-goiabeira é o nome comum mais usual. Com uma ampla gama de plantas hospedeiras, o patógeno infecta, exclusivamente, órgãos subterrâneos, como raízes e tubérculos, em qualquer fase de desenvolvimento da planta.

As fêmeas, com corpo piriforme, possuem configuração perineal com formato circular a ovalado, o arco dorsal varia de arredondado a trapezoidal, podendo ser baixo ou alto. Apresentam estrias largas e espaçadas, a região da extremidade da cauda é grande, circular, usualmente sem estrias e os bulbos do estilete são reniformes. Os machos são vermiformes, possuem região labial alta, retangular e que

Figura 1 - Goiabeiras infectadas por *Meloidogyne enterolobii*



Nota: A - Parte aérea de goiabeira infectada por *M. enterolobii* com sintomas de amarelecimento de folhas, descoloração de caules e ramos, desfolha e início de processo de seca e morte; B - Presença de galhas grandes e numerosas, necroses, em raízes de diferentes diâmetros, e pequeno número de raízes de absorção.

Figura 2 - Goiabeira com baixa produção de frutos que apresentam alteração no formato e maturação precoce





não é projetada para fora do corpo, além de apresentar bulbos do estilete separados (CARNEIRO *et al.*, 2001).

Logo após a eclosão, os juvenis de segundo estágio procuram as raízes de plantas hospedeiras. A penetração ocorre sempre nas regiões de tecidos tenros, próximos à coifa. Após a alimentação, dá-se início à fase de desenvolvimento e reprodução. A fêmea madura produz uma massa gelatinosa, onde faz a deposição dos ovos, em número variável, sendo que a reprodução é por partenogênese mitótica obrigatória, ou seja, ocorre sem a participação do gameta masculino. O ciclo ocorre entre 20 e 25 dias, em temperaturas que variam entre 28 °C e 32 °C.

Em goiabeiras infectadas, causam sintomas variados, sendo que o principal é a ocorrência de galhas nas raízes da planta atacada, além de bronzeamento dos bordos foliares, amarelecimento e desfolha, descoloração de ramos e alteração em frutos, mas outros sintomas podem ser observados nas diversas plantas hospedeiras do nematoide.

Por se tratar de uma visão geral da ocorrência de *M. enterolobii* em cultivos brasileiros, não será abordada a participação de *F. solani* como agente etiológico do declínio da goiabeira. Porém, é importante que se tenha conhecimento dessa associação e saiba que pode ocorrer em outras culturas, mesmo que ainda não tenha sido comprovada.

Com relação às medidas de controle, recomenda-se a destruição total das raízes infectadas por meio da queima ou remoção da área de cultivo. Fazer a recepa da planta contaminada, o pincelamento de um herbicida na região do corte ou uma desbrota manual para acelerar a morte do sistema radicular, também são medidas que devem ser adotadas em caso de plantas lenhosas. Além disso, evitar o deslocamento de solo contaminado por meio de qualquer ação de trato cultural (capina, aplicação de adubos, irrigação, colheita, dentre outras), promover melhores condições nutricionais e de suprimento hídrico às plantas, são medidas favoráveis ao manejo da meloidoginose, principalmente nas áreas ocupadas por

cultivos perenes. Nestas, quando possível, recomenda-se evitar poda drástica. Nas áreas destinadas aos cultivos com espécies anuais ou de ciclo curto, a rotação de culturas, a aração, a irrigação e a exposição do solo ao sol por um período de 15 a 20 dias, o consórcio com plantas antagonistas ou não hospedeiras são medidas que poderão contribuir para que o nível de dano econômico não seja alcançado, aumentando, assim, as chances de exploração da área de forma economicamente viável.

## PLANTAS HOSPEDEIRAS

Desde a detecção de *M. enterolobii* em goiabeira (CARNEIRO *et al.*, 2001), tem-se observado que a lista de plantas que lhe servem como hospedeiras é bastante ampla. O acréscimo de informações a essa lista é frequente e, a cada consulta, novas hospedeiras podem ser encontradas nos registros feitos na literatura especializada. Por esse motivo, essa compilação não deverá ser entendida como um esgotamento do assunto, mas sim, como um registro da ampliação dinâmica que ocorreu sobre o conhecimento das plantas hospedeiras de *M. enterolobii* desde a sua detecção no Brasil. Assim, diversas espécies de importância econômica, incluindo frutíferas, produtoras de grãos, oleráceas, culturas que possuem genes de resistência a outras espécies de *Meloidogyne*, condimentares, medicinais, ornamentais e florestais servem de hospedeiras para a multiplicação do nematoide. Ainda, diversas espécies de plantas daninhas ou espontâneas também atuam como hospedeiras e multiplicadoras do inóculo do nematoide. Silva e Oliveira (2010) fizeram uma síntese das plantas relatadas por diversos autores que atuam como hospedeiras de *M. enterolobii* no Brasil (Quadro 1). Nesta compilação, pretende-se apresentar a ampliação dessa gama de hospedeiras do nematoide, cujas informações poderão ser úteis às diferentes formas de manejo do patógeno e das doenças causadas, seja por táticas mais simples, como a rotação de culturas, seja por táticas mais complexas, como o desenvolvimento de cultivares resistentes.

Diversas plantas frutíferas, além da goiabeira, também são infectadas por *M. enterolobii*. Vários genótipos de figueira são suscetíveis ao nematoide (COSTA *et al.*, 2015). O mesmo foi observado em araçá-pera (ALMEIDA *et al.*, 2011), araçazeiro, araçá-boi, aceroleira, mamoeiro, romãzeira, abacaxizeiro (SILVA; KRASUSKI, 2012) e ingá (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). *M. enterolobii* também já foi encontrado em mudas de amoreira (PAES-TAKAHASHI *et al.*, 2015), em maracujá-do-mato e em mamoeiro (SOUZA *et al.*, 2006 e SIQUEIRA *et al.*, 2009 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e, recentemente, foi identificado a partir de raízes de bananeira no estado de Minas Gerais (LUQUINI *et al.*, 2019).

Dentre as culturas produtoras de grãos, *M. enterolobii* reproduz-se em plantas de soja (ALMEIDA *et al.*, 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), de feijão, de feijão-caupi (GUIMARÃES; MOURA; PEDROSA, 2003) e de grão-de-bico (PINHEIRO *et al.*, 2017). Embora a ocorrência do nematoide em associação com a cultura do cafeeiro seja relatada em alguns países, no Brasil não há registros desta ocorrência.

No grupo das oleráceas, *M. enterolobii* encontra uma gama de hospedeiras bastante extensa. O tomate-cereja ‘Carolina’, o pepino, o melão, a berinjela, a melancia, os tomateiros ‘Santa Cruz’ e ‘Block’ e o João-gomes (BITENCOURT; SILVA, 2010), os rabanetes ‘Comprido Vermelho’, ‘Redondo Vermelho’ e ‘Comprido Branco’ e as beterrabas ‘Maravilha’, ‘Chata do Egito’, ‘Early Wonder’ e ‘Boro’ (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015; CORREIA, 2017) são plantas consideradas muito suscetíveis ao nematoide. O quiabeiro, o pimentão, o maxixe, as abóboras (*Cucurbita moschata* e *C. pepo*), a alface americana e a alface crespa foram levemente ou muito resistentes (CARNEIRO *et al.*, 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

Reação de suscetibilidade também foi observada em batata-doce (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), em alfaces ‘Au-

Quadro 1 - Plantas hospedeiras de *Meloidogyne enterolobii* no Brasil

(continua)

Grupo	Planta hospedeira	Fonte
Frutífera	Abacaxizeiro ( <i>Ananas comosus</i> 'Turiaçu')	Silva e Krasuski (2012)
	Araçá-boi ( <i>Eugenia stipitata</i> )	
	Araçazeiro ( <i>Psidium</i> sp.)	
	Aceroleira ( <i>Malpighia emarginata</i> )	
	Romanzeira ( <i>Punica granatum</i> )	
	Amoreira ( <i>Morus nigra</i> )	Paes-Takahashi <i>et al.</i> (2015)
	Araçá-pera ( <i>Psidium acutangulum</i> )	Almeida <i>et al.</i> (2011)
	Bananeira ( <i>Musa</i> spp.)	Luquini <i>et al.</i> (2019)
	Figueira ( <i>Ficus carica</i> 'Genoveso IAC', 'Roxo de Valinhos', 'White Adriatic', 'Caprifygo IAC', 'Celeste IAC')	Costa <i>et al.</i> (2015)
	Goiabeira ( <i>Psidium guajava</i> )	Carneiro <i>et al.</i> (2001)
	Ingazeiro ( <i>Inga edulis</i> )	Silva, Santos e Silva (2016)
	Mamoeiro ( <i>Carica papaya</i> )	<sup>(A)</sup> Siqueira <i>et al.</i> (2009)
	Maracujá-do-mato ( <i>Passiflora mucronata</i> )	<sup>(A)</sup> Souza <i>et al.</i> (2006)
Grão	Feijão-caupi ( <i>Vigna unguiculata</i> 'IPA 206')	Guimarães, Moura e Pedrosa (2003)
	Feijoeiro ( <i>Phaseolus vulgaris</i> 'IPA 9')	
	Grão-de-bico ( <i>Cicer arietinum</i> )	Pinheiro <i>et al.</i> (2017)
	Soja ( <i>Glycine max</i> )	<sup>(A)</sup> Almeida <i>et al.</i> (2008)
Olerácea	Abóbora ( <i>Cucurbita pepo</i> )	<sup>(A)</sup> Carneiro <i>et al.</i> (2006)
	Batata-doce ( <i>Ipomoea batatas</i> )	Silva, Santos e Silva (2016)
	Alface crespa ( <i>Lactuca sativa</i> 'Mônica')	Bitencourt e Silva (2010)
	Alface americana ( <i>L. sativa</i> 'Grandes Lagos 659')	<sup>(A)</sup> Nascimento <i>et al.</i> (2006)
	Abóbora ( <i>Cucurbita moschata</i> 'Maranhão')	
	Berinjela ( <i>Solanum melongena</i> 'Flórida Market')	
	João-gomes ( <i>Talinum patens</i> )	
	Maxixe ( <i>Cucumis anguria</i> )	<sup>(A)</sup> Castro <i>et al.</i> (2007)
	Melanciaira ( <i>Citrullus lanatus</i> 'Charleston Gray')	Bitencourt e Silva (2010)
	Meloeiro ( <i>Cucumis melo</i> 'Amarelo')	
	Pepino ( <i>Cucumis sativus</i> 'Caipira Esmeralda')	
	Quiabeiro ( <i>Abelmoschus esculentum</i> 'Santa Cruz 47')	
	Tomate-cereja ( <i>Lycopersicon esculentum</i> 'Carolina')	
	Mandioca ( <i>Manihot esculenta</i> 'Inajá')	Rosa <i>et al.</i> (2014)
	Alface ( <i>L. sativa</i> 'Aurélia', 'Regina HT', 'Karla' e 'Roxa')	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
	Beterraba ( <i>Beta vulgaris</i> 'Chata do Egito', 'Early Wonder', 'Maravilha' e 'Boro')	
Pimentão ( <i>Capsicum annum</i> 'Dagmar', 'Casca Dura Ikeda', 'Silver', 'Magna Super' e 'AF 8253')		
Rabanete ( <i>Raphanus sativus</i> 'Comprido Branco', 'Comprido Vermelho' e 'Redondo Vermelho')		
Tomateiro ( <i>L. esculentum</i> 'Santa Cruz' e 'Block')	Bitencourt e Silva (2010) e Rosa, Westerich e Wilcken (2015)	
Condimentar	Coentro ( <i>Coriandrum sativum</i> 'Verdão')	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
	Pimenta ( <i>Capsicum baccatum</i> 'Dedo de Moça' e 'Cambuci')	
	Pimenta ( <i>Capsicum frutescens</i> 'Malagueta')	
	Pimenta ( <i>C. annum</i> 'Doce Italiana', 'Jalapeño M', 'Amarela Comprida')	
	Pimenta tabasco ( <i>C. frutescens</i> )	Silva, Santos e Silva (2016)
Medicinal	Cipó-de-são-joão ( <i>Hypersicum perforatum</i> )	Silva, Santos e Silva (2016)
	Manjericão ( <i>Ocimum basilicum</i> )	
	Yacon ( <i>Smallanthus sonchifolius</i> )	Siqueira <i>et al.</i> (2016)

(conclusão)

Grupo	Planta hospedeira	Fonte
Adubo verde	Feijão-de-porco ( <i>Canavalia ensiformis</i> ) Ervilhaca ( <i>Vicia sativa</i> 'Comum') Girassol ( <i>Helianthus annuus</i> 'Catissol' e 'IAC Uruguai') Guandu ( <i>Cajanus cajan</i> 'Fava Larga') Guandu-anão ( <i>C. cajan</i> 'IAPAR 43')	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
Planta daninha	Apaga-fogo ( <i>Alternatera tenella</i> ) Jitirana-cabeluda ( <i>Merremia aegyptia</i> ) Meloso-da-flor-roxa ( <i>Marsypianthes chamaedrys</i> ) Beldroega ( <i>Chamaesyce prostrata</i> ) Caruru-branco ( <i>Amarantus hybridus</i> ) Falsa-serralha ( <i>Emilia sonchifolia</i> ) Gaiolinha ( <i>Euphorbia tirucalli</i> ) Maria-pretinha ( <i>Solanum americanum</i> ) Mato-pasto ( <i>Senna alata</i> ) Para-sol ( <i>Hidrocotyli bonariensis</i> ) Camará-de-cheiro ( <i>Lantana camara</i> ) Jurubeba ( <i>Solanum paniculatum</i> ) Caruru ( <i>A. retroflexus</i> ) Caruru-amargoso ( <i>Erechtites hieraciifolius</i> ) Picão-preto ( <i>Bidens pilosa</i> ) Fedegoso ( <i>Senna</i> spp.) Urtiga ( <i>Cnidocolus urens</i> )	(A)Castro <i>et al.</i> (2007)  (A)Souza <i>et al.</i> (2006)  Silva, Santos e Silva (2016)  Almeida <i>et al.</i> (2011) (A)Carneiro <i>et al.</i> (2006)  Lima, Dolinski e Souza (2003)
Planta florestal	Cacto ( <i>Cereus fernambucensis</i> ) Sucanga ( <i>Senefeldera multiflora</i> )	(A)Souza <i>et al.</i> (2006) (A)Lima <i>et al.</i> (2005)
Planta ornamental	Orquídea ( <i>Oeceoclades maculata</i> ) Palma ( <i>Gladiolus</i> sp.)	(A)Carneiro <i>et al.</i> (2006) Silva, Santos e Silva (2016)
Produto agrícola	Fumo ( <i>Nicotiana tabacum</i> )	(A)Gomes <i>et al.</i> (2008)

Fonte: (A) (*apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

rélia', 'Regina HT', 'Karla' e 'Roxa' e em pimentões 'Dagmar', 'Casca Dura Ikeda', 'Silver', 'Magna Super' e 'AF 8253' (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015). Os pimentões 'Silver' e 'AF 8253', comumente, são empregados como porta-enxertos de cultivares comerciais por serem resistentes às quatro raças de *M. incognita* e a algumas populações de *M. javanica* que se multiplicam em plantas de pimentão. Entretanto, essa estratégia de manejo torna-se inviável em áreas infestadas por *M. enterolobii*. O nematoide foi encontrado, também, em raízes de mandioca 'Inajá', cultivada em Igarapé-Açu, no estado do Pará (ROSA *et al.*, 2014).

Um aspecto importante a respeito de *M. enterolobii* refere-se à agressividade de suas populações que são capazes de infectar plantas resistentes a outras espé-

cies de *Meloidogyne*. Estudos citados por Carneiro *et al.* (2001) já mencionavam que o tomateiro portador do gene *Mi*, resistente a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, a soja 'Forest' e a batata-doce 'CDH' são suscetíveis àquele nematoide, por causa de sua capacidade de suplantar a ação de genes de resistência a outras espécies de nematoides-das-galhas, presentes no genoma dessas plantas.

Uma mesma planta olerácea pode apresentar diferença de reação a *M. enterolobii* entre trabalhos conduzidos por diferentes autores. Objetiva-se, neste artigo, apresentar uma relação das plantas capazes de permitir qualquer índice de multiplicação do nematoide em suas raízes. Isto pode ser observado nas culturas de alface, pimentão (ALMEIDA *et al.*, 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e abóbora (*C. moschata*)

(NASCIMENTO *et al.*, 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

Dentro do grupo das oleráceas, nas chamadas plantas condimentares, este nematoide pode-se reproduzir nas raízes de pimenta-tabasco (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), 'Dedo de Moça', 'Malagueta', 'Doce Italiana', 'Jalapeño M', 'Amarela Comprida' e 'Cambuci' e de algumas cultivares de coentro (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015; SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Em outras culturas condimentares, como o salsão (*Apium graveolens*), a salsinha (*Petroselinum crispum*) e o cravo-da-índia (*Syzygium aromaticum*), a infecção das raízes por *M. enterolobii* já foi registrada. Entretanto, até o momento, essas associações não foram observadas no Brasil e, por isso, as áreas de cultivo devem ser mantidas livres da infestação

pelo patógeno. Isto se torna ainda mais necessário em caso de plantas arbóreas e perenes, como é o cravo-da-índia, por causa das dificuldades de manejo da doença nos cultivos dessa natureza.

Também as plantas medicinais podem ser agrupadas às oleráceas por causa das características de cultivo dessas espécies. Além disso, deve-se entender, no contexto deste artigo, que uma planta pode ser considerada medicinal ou condimentar, por exemplo, a depender do uso principal que lhe for dado. Qualquer planta que se encontre fora do propósito principal de um cultivo pode ser chamada daninha, mas seu consumo como olerácea muitas vezes é comum ou, até mesmo, habitual. Assim, o cipó-de-são-joão é uma planta medicinal importante em diversos locais do mundo e já foi relatada como hospedeira de *M. enterolobii* (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Segundo estes autores, o nematoíde já foi encontrado, também, em associação com as raízes de manjeriço. Siqueira *et al.* (2016) identificaram o nematoíde a partir de raízes de yacon, planta cujas propriedades medicinais podem auxiliar no tratamento de diabetes e de colesterol.

Diversas plantas são preconizadas em programas de rotação de culturas como forma de integrar as medidas de controle, para manejo de áreas infestadas por nematoídes. Todavia, o conhecimento da hospedabilidade dessas plantas aos diferentes nematoídes parasitas de plantas é importante para o sucesso da redução populacional esperada. Nesse sentido, plantas de adubação verde como a ervilhaca, o feijão-de-porco, o girassol 'Catissol' e 'IAC Uruguai', o guandu 'Fava Larga' e o guandu-anão 'IAPAR 43' (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015) não devem ser utilizadas como forma de promover a redução populacional de *M. enterolobii*, pois o nematoíde é capaz de infectar e de se multiplicar em suas raízes, ocorrendo uma inversão do resultado esperado. Ainda, as plantas daninhas, invasoras ou espontâneas compõem e ampliam a gama de hospedeiras de *M. enterolobii*. Além de dificultar o manejo das áreas infestadas,

pelo importante papel que desempenham na reposição do inóculo, essas plantas podem ser investigadas por ocasião da análise de uma área para a implantação de culturas suscetíveis a esse nematoíde. Assim, nas raízes de falsa-serralha (SOUZA *et al.*, 2006 *apud* SOUZA; OLIVEIRA, 2010), maria-pretinha, camará-de-cheiro, jurubeba (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), fedegoso e urtiga (LIMA; DOLINSKI; SOUZA, 2003), caruru-gigante (ALMEIDA *et al.*, 2011), picão-preto (Fig. 3), caruru-amargoso ou serralha-brava (CARNEIRO *et al.*, 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), apaga-fogo, jitirana-cabeluda, meloso-da-flor-roxa (CASTRO *et al.*, 2007 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), beldroega, caruru-branco, gaiolinha, mata-pasto, para-sol (SOUZA *et al.*, 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) já foram feitas a detecção e a identificação de *M. enterolobii*.

Dentre as espécies florestais, *M. enterolobii* já foi detectado em sucanga, presente em área de Mata Atlântica nativa no estado do Rio de Janeiro (LIMA *et al.*, 2005 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010). Essa ocorrência sugere, inclusive, que

essa espécie de *Meloidogyne* não tenha sido introduzida no Brasil, conforme se acreditava na época de sua detecção (CARNEIRO *et al.*, 2001). Em áreas do Nordeste brasileiro, onde os cactos são mais comuns na vegetação da Caatinga, *M. enterolobii* já foi encontrado nas raízes de *Cereus fernambucensis* (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Nessa região, diversas cactáceas são utilizadas como forragem para a alimentação dos rebanhos, constituídos, principalmente, por caprinos e ovinos, mas também por bovinos, ainda que em números menores. Os baixos índices pluviométricos do Semiárido brasileiro e os longos períodos de estiagem levam o agricultor a se valer de plantas mais resistentes à seca, para alimentar os animais. Nessa condição, as cactáceas são bastante úteis.

Em plantas ornamentais, o nematoíde já foi identificado a partir das raízes de orquídea (CARNEIRO *et al.*, 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e de palma (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Por causa do menor número de trabalhos sobre a associação entre nematoídes e plantas desse grupo, é possível que, no Brasil,

Figura 3 - Galhas causadas por *Meloidogyne enterolobii* em raízes de picão-preto (*Bidens pilosa*)



Flávia Rabelo Barbosa



outras interações ainda não tenham sido registradas. Em outros países, a infecção das raízes de espécies ornamentais por *M. enterolobii* já tem registros na literatura científica.

*M. enterolobii* multiplica-se também em plantas de fumo (GOMES *et al.*, 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010). Informações obtidas de produtores relatam que, nos municípios do entorno de Arapiraca, no estado de Alagoas, a atividade tabagista do passado pode explicar a ocorrência do nematoide em vários plantios de goiabeira, instalados em áreas anteriormente cultivadas com fumo.

## MEDIDAS DE MANEJO

Existem diversas medidas de controle que podem ser aplicadas, inclusive de forma integrada, para chegar ao manejo de doenças causadas por nematoides nas mais diferentes culturas e condições de plantio. Um dos aspectos mais importantes a ser considerado é a classificação da cultura em anual ou perene. Nas culturas anuais, a disponibilidade de estratégias para composição de um programa de manejo é maior, pois, após cada ciclo de produção, o plantio é eliminado. Nesses casos, a rotação de culturas, o consórcio de plantas, o alqueive, o pousio, o revolvimento do solo com irrigação subsequente, a alteração da época de plantio e da colheita, a inundação ou o ressecamento ou o aquecimento do solo, o plantio em local isento de nematoides de importância econômica para a cultura em questão, o uso de material de propagação isento de nematoides, o emprego de métodos para diminuir a disseminação, a adoção de medidas que contribuam para evitar a contaminação de áreas de produção ou de viveiros, o controle de plantas daninhas que sirvam de hospedeiras alternativas aos nematoides, a localização da lavoura, o uso de porta-enxertos resistentes e de agentes de controle biológico constituem as ferramentas mais importantes. Na literatura nematológica, essas estratégias são bastante abordadas, mas uma síntese destas pode ser encontrada em Campos (1999).

Nas culturas perenes, a permanência das plantas na área, muitas vezes por vários anos, torna mais difícil o planejamento de um programa de manejo, pois, a aplicação de medidas como rotação de culturas, revolvimento do solo, consórcio de plantas, dentre outros, pode-se tornar extremamente limitada. Nestes casos, a destruição de plantas atacadas, o plantio em local isento de nematoides de importância econômica para a espécie a ser cultivada, o uso de material de propagação isento de nematoides, o emprego de métodos para diminuir a disseminação do nematoide, os cuidados com a localização da lavoura e o uso de porta-enxertos resistentes são medidas de controle mais eficientes.

Em áreas sob cultivos perenes, a destruição de plantas atacadas, principalmente por nematoides-das-galhas, pode representar porcentual importante de eliminação desses nematoides que, então, não servirão de inóculo para causar a infecção de plantas vizinhas que ainda estejam sadias. Após a destruição (arranquio) da planta atacada, as raízes contaminadas devem ser cuidadosamente amontoadas e queimadas dentro da área de cultivo ou, se possível, levadas para área externa. Neste caso, as raízes devem ser ensacadas para evitar que o solo contaminado por nematoides caia ao longo do percurso.

O plantio em local isento de nematoides de importância econômica é fundamental para o sucesso dos cultivos perenes. Uma vez constatada a presença do nematoide nessas condições de cultivo, o manejo torna-se difícil e pouco efetivo. Assim, recomenda-se, antes do preparo de uma área e da aquisição de mudas, por exemplo, que o agricultor colete amostras de solo e de raízes da área a ser ocupada pela cultura de interesse e solicite a análise nematológica em laboratório especializado. De posse do resultado, juntamente com um profissional da assistência técnica, será possível tomar decisões mais acertadas e dar início a um empreendimento de forma mais segura e com maior viabilidade econômica.

Com relação ao emprego de métodos para diminuir a disseminação do nematoide, ao se detectar a ocorrência de plantas

com a presença do patógeno nas raízes, recomenda-se isolar o local infestado do restante da área cultivada. Isto pode ser feito por meio do desvio de enxurradas para áreas contíguas não cultivadas, bem como pela restrição do trânsito de máquinas e implementos que não devem passar dessas áreas para outras ainda não infestadas. O trânsito de animais, de pessoas que estejam realizando tratos culturais, como capinas, podas, pulverizações, colheitas e outros, também deve ser evitado, principalmente, em condições em que o solo contaminado possa ser deslocado para áreas distantes da reboleira de ocorrência do nematoide.

As lavouras de uma determinada cultura, localizadas abaixo de áreas ocupadas com a mesma cultura ou outras, que sejam hospedeiras de nematoides de importância econômica para a espécie vegetal em produção, precisam ser assistidas com mais frequência. A qualquer sinal de ocorrência de nematoides prejudiciais nas áreas mais elevadas, todos os cuidados devem ser tomados para evitar que sejam levados, por meio de solo e de água contaminados, para a área situada abaixo. Nesse caso, o desvio de águas excedentes dos processos de irrigação e de enxurradas deve ser a primeira medida a ser adotada.

Por fim, o uso de porta-enxertos resistentes é uma estratégia de grande importância para o manejo de doenças causadas por nematoides, não só nos cultivos perenes, mas também nos anuais, conforme já comentado. Um dos fatores que mais limitam o emprego dessa estratégia em maior escala é a pequena disponibilidade de porta-enxertos resistentes a nematoides que infectam diversas culturas perenes. No caso da goiabeira, por exemplo, a Embrapa Semiárido desenvolveu um porta-enxerto híbrido, obtido do cruzamento entre *Psidium guajava* e *P. guineense* (CASTRO *et al.*, 2012; COSTA; SANTOS; CASTRO, 2012), o qual se apresenta como uma das melhores alternativas para enfrentamento do problema causado por *M. enterolobii* à cultura da goiabeira, nas diferentes regiões brasileiras, onde essa frutífera é cultivada. Em novembro de 2018, por meio de oferta

pública, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) disponibilizou sete lotes de mudas oriundas de plantas básicas para implantação de jardins clonais pelos viveiristas selecionados que, a partir de então, passarão a produzir mudas de goiabeira enxertadas em 'BRS Guaraçá' para venda aos produtores.

O uso de nematicidas, quando automatizado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), pode ser integrado em programas de manejo de doenças causadas por nematoides em diversas culturas, sejam estas anuais ou perenes. Entretanto, aspectos relacionados com a alta toxicidade de muitos produtos nematicidas ao ambiente, ao homem e aos animais, ao elevado período de carência e aos altos custos da maioria desses produtos apresentam-se como desvantagens para o produtor que, conseqüentemente, passa a demandar por medidas que sejam mais sustentáveis do ponto de vista econômico, social e ambiental.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

*Meloidogyne enterolobii* é um patógeno para o qual, dificilmente, se alcança um controle efetivo. Além de muito agressivo, trata-se de um nematoide com ampla gama de plantas hospedeiras e que, por isso, tem afetado o rendimento econômico de diversas culturas importantes para o agronegócio brasileiro. A compilação ora apresentada atualiza a lista de plantas hospedeiras do nematoide, traz informações que contribuem com a instalação segura de novos cultivos, faz orientações importantes a ser observadas nos processos de amostragem, e, sobretudo, discute as estratégias disponíveis para o manejo do patógeno com uma análise dos principais aspectos positivos e negativos que envolvem a adoção dessas estratégias em cultivos anuais ou perenes.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, E.J. de *et al.* Reação de frutíferas nativas da Amazônia brasileira a *Meloidogyne enterolobii*. **Scientia Agraria**, Curitiba, v.12, n.4, p.219-222, jul./dez. 2011.
- BITENCOURT, N.V.; SILVA, G.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.3, p.181-183, set. 2010.
- CAMPOS, V.P. **Manejo de doenças causadas por fitonematóides**. Lavras: UFLA-FAEPE, 1999. 129p.
- CARNEIRO, R.M.D.G. *et al.* Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.25, n.2, p.223-228, dez. 2001.
- CASTRO, J.M.C. *et al.* Reaction of *Psidium* accessions to the *Meloidogyne enterolobii* root-knot nematode. **Acta Horticulturae**, Leuven, v.959, p.51-57, Sept. 2012. III International Symposium on Guava and other Myrtaceae, 2012, Petrolina, Brazil.
- CORREIA, E.C.S. da S. **Potencial reprodutivo e danos causados por *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* em beterraba**. 2017. 69p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrônomicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Botucatu, 2017.
- COSTA, M.G.S. *et al.* Reação de figueiras a três espécies de nematoides-das-galhas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.37, n.3, p.617-622, jul./set. 2015.
- COSTA, S.R.; SANTOS, C.A.F.; CASTRO, J.M.C. Assessing *Psidium guajava* x *P. guineense* hybrids tolerance to *Meloidogyne enterolobii*. **Acta Horticulturae**, Leuven, v.959, p.59-65, Sept. 2012. III International Symposium on Guava and other Myrtaceae, 2012, Petrolina, Brazil.
- GOMES, V.M. *et al.* Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.159, n.1, p.45-50, jan. 2011.
- GUIMARÃES, L.M.P.; MOURA, R.M. de; PEDROSA, E.M.R. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.27, n.2, p.139-145, dez. 2003.
- LIMA, I.M.; DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. [Anais...]. Petrolina: SBN: Embrapa Semi-Árido, 2003. p.139.
- LUQUINI, L. *et al.* First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on bananas in Brazil. **Plant Disease**, St. Paul, v.103, n.2, p.377, Feb. 2019.
- MOURA, R.M. de; MOURA, A.M. de. Meloidoginose da goiabeira: doença de alta severidade no estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.13-19, 1989.
- PAES-TAKAHASHI, V.S. *et al.* Detecção de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, v.45, n.5, p.757-759, maio 2015.
- PINHEIRO, J.B. *et al.* Avaliação de genótipos de grão-de-bico para resistência aos nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.). *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 34., 2017, Vitória. [Anais...]. Piracicaba: SBN, 2017. Tema: Nematoides: manejo, desafios e soluções.
- ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.46, n.4, p.826-835, out./dez. 2015.
- ROSA, J.M.O. *et al.* Nematoides fitoparasitas associados à mandioca na Amazônia brasileira. **Acta Amazonica**, Manaus, v.44, n.2, p.271-275, jun. 2014.
- SILVA, G.S. da; KRASUSKI, A.I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.36, n.3/4, p.83-86, dez. 2012.
- SILVA, G.S. da *et al.* Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.3, p.307-309, dez. 2006.
- SILVA, M. do C.L. da; SANTOS, C.D.G.; SILVA, G.S. da. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.47, n.4, p.710-719, out./dez. 2016.
- SILVA, R.V.; OLIVEIRA, R.D.L. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em goiabeiras no estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.3, p.172-177, set. 2010.
- SIQUEIRA, S.V.C. *et al.* Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em batata yacon no Submédio do Vale do Rio São Francisco. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 33., 2016, Petrolina. [Anais ...]. Piracicaba: SBN, 2016. Tema: Nematologia do litoral ao sertão: avanços e desafios.
- TORRES, G.R. de C. *et al.* 2005. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, v.29, n.1, p.105-107, jun. 2005.