

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
CURSO DE AGRONOMIA**

**RICARDO PIASSA**

**REAÇÃO DE DIFERENTES ESPÉCIES VEGETAIS AO FITONEMATOIDE  
*Meloidogyne enterolobii***

**UBERLÂNDIA  
2011**

**RICARDO PIASSA**

**REAÇÃO DE DIFERENTES ESPÉCIES VEGETAIS AO FITONEMATOIDE**  
*Meloidogyne enterolobii*

Trabalho de Conclusão de Curso  
apresentado ao Curso de Agronomia, da  
Universidade Federal de Uberlândia, para  
obtenção do grau de Engenheiro  
Agrônomo.

Orientadora: Maria Amelia dos Santos

**Uberlândia – MG**  
**2011**

**RICARDO PIASSA**

**REAÇÃO DE DIFERENTES ESPÉCIES VEGETAIS AO FITONEMATOIDE**  
*Meloidogyne enterolobii*

Trabalho de Conclusão de Curso  
apresentado ao Curso de Agronomia, da  
Universidade Federal de Uberlândia, para  
obtenção do grau de Engenheiro  
Agrônomo.

Aprovado pela Banca Examinadora em 07 de novembro de 2011.

Eng<sup>a</sup>. Agr<sup>a</sup> Camilla Buiatti Vicente  
Membro da Banca

Prof. Dr. Ednaldo Carvalho Guimarães  
Membro da Banca

---

Prof. Dra. Maria Amelia dos Santos  
Orientadora

## AGRADECIMENTOS

Ao meu Deus pela proteção, força, capacidade cognitiva, saúde e oportunidades com que me brindou sempre.

À minha mãe, Elis Regina, por ter sonhado comigo, por jamais perder a esperança, pela estrutura que sempre me propiciou e pela fé que me ensinou a ter. Ao meu pai, Carlos Alberto, pelo exemplo de ser humano e de profissional no qual busco me espelhar. Aos dois por me ensinarem a viver com dignidade.

À minha esposa Paula Cristina, pelo amor, paciência e cumplicidades oferecidas a todo momento.

Ao meu irmão Felipe, parte essencial em minha vida. Aos meus tão queridos avós, tios e primos pela força prestada.

Aos meus amigos, pelo acolhimento em momentos adversos, pela convivência e aprendizado compartilhado.

À professora Maria Amélia dos Santos, pela orientação, compreensão, dedicação, confiança, respeito, e pelo conhecimento repassado.

Ao técnico Aires Ney Gonçalves de Souza, por toda ajuda prestada durante o período que fiquei no LANEM.

Aos mestres, minha eterna gratidão e respeito.

Enfim, à todos que de formas tão variadas contribuíram para a realização deste trabalho.

À todos de todo meu coração, agradeço!

## RESUMO

O fitonematoide *Meloidogyne enterolobii* apresenta importância no país, por ser uma espécie de alta polifagia, ter elevado fator reprodutivo, grande poder de disseminação e elevada capacidade de atacar plantas resistentes à outras espécies de *Meloidogyne*. O presente trabalho teve como objetivo avaliar a hospedabilidade de girassol, milho, sorgo, mamona, crotálarias e tomateiro ao fitonematoide *M. enterolobii*. O ensaio foi conduzido em casa de vegetação seguindo o delineamento inteiramente casualizado com 11 tratamentos (híbridos de girassol Helio 251 e Helio 863; cultivares de mamona BRS Energia e IAC 2028; as cultivares de sorgo Grannus 401 e Grannus 505; *Crotalaria spectabilis* e *C. juncea* e híbridos de milho Cristal 399 e 30F53 e o tomateiro como padrão de suscetibilidade) e 10 repetições. Após 15 dias da semeadura, foram inoculados 5000 ovos de *M. enterolobii*. A avaliação ocorreu 60 dias após a inoculação, quando o sistema radicular foi submetido à técnica do liquidificador doméstico e o solo, processado pela técnica da flutuação centrífuga em solução de sacarose. Determinou-se o fator de reprodução (FR) pela razão entre a população final (solo e raízes) e a inicial. Dentre as espécies testadas, verificou-se que a reprodução do nematoide foi pequena, pois os fatores de reprodução encontrados foram menores que 1. Portanto, foram maus hospedeiros, diferenciando-se do tomateiro (testemunha de viabilidade de inóculo) que apresentou fator de reprodução de 4,5.

**Palavras-chave:** meloidoginose, hospedabilidade, *Helianthus annuus* L.; *Ricinus communis* L.; *Sorghum bicolor* L.; *Zea mays* L.; *Crotalaria spectabilis* L.; *C. juncea* L.

## SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	6
2	REVISÃO DE LITERATURA .....	8
2.1	<i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	9
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	11
3.1	Preparo do inóculo de <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	11
3.2	Inoculação de <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	12
3.3	Avaliação da população de <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	12
3.4	Análise estatística .....	13
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	14
5	CONCLUSÕES .....	16
	REFERÊNCIAS .....	17

## 1 INTRODUÇÃO

Os nematoides das galhas pertencentes ao gênero *Meloidogyne* Goeldi são parasitos de plantas em todo o mundo, e são responsáveis por reduções de produção na ordem de 45% (BARBOSA et al., 2004). O fitonematoide *Meloidogyne enterolobii* (sin. *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirshmann) Yang & Eisenback, vem se destacando como de grande importância no país, pois é uma espécie que apresenta alta polifagia, elevado fator reprodutivo e grande poder de disseminação, podendo parasitar plantas como goiabeira, tomateiro, pimentão, ornamentais, fumo, café, mamão, acerola, araquá e soja (CARNEIRO, 2003). Além disso, apresenta elevada capacidade de atacar plantas resistentes a outras espécies de *Meloidogyne*, como tomateiro e pimentão (CARNEIRO et al., 2006a), tornando assim sua ameaça, ainda maior, para culturas de interesse econômico.

O girassol (*Helianthus annuus* L.) é uma planta tropical, pertencente a Família Asteraceae, cultivado no país como sucessão em campos de soja e milho de ciclo precoce. A planta de girassol comporta-se como sendo altamente suscetível a patógenos e pragas. Entre os agentes patogênicos, os nematoides formadores de galhas são os principais responsáveis pela queda de produtividade dessa oleaginosa (ASMUS et al., 2005).

A mamona (*Ricinus communis* L.) é uma oleaginosa pertencente a família das Euphorbiaceae, cujo cultivo tem sido incentivado pelas indústrias de produção de biodiesel em diversas regiões agrícolas no país. Entretanto, é uma espécie pouco estudada, em relação a reação de suas cultivares aos nematoides formadores de galhas (DIAS-ARIEIRA et al., 2009).

A cultura do milho (*Zea mays* L.), é uma das culturas de maior importância para a economia brasileira, por ser um dos cereais mais cultivados, tanto no cultivo de verão, como o de entre safras (“safrinha”). A cultura do sorgo (*Sorghum bicolor* L.) é um dos cereais mais importantes no mundo, sendo fonte de alimento para o homem e animais. O sorgo tem sido amplamente utilizado nos sistemas agrícolas devido sua rusticidade, podendo ser tanto como forrageira como para a produção de grãos. Alguns genótipos dessas duas espécies vegetais tem sido seriamente afetados por nematoides do gênero *Meloidogyne* causando sérios danos às lavouras (BRITO; CARNEIRO, 1991; PINTO, 2003).

As leguminosas de clima tropical como *Crotalaria spectabilis* L. e *C. juncea* L., tem sido muito utilizadas na agricultura como adubos verdes. Estas leguminosas, além de serem eficientes na fixação biológica de nitrogênio, formam excelente cobertura vegetal no solo

aumentando os teores de matéria orgânica, favorecendo também, a reciclagem de nutrientes e são eficientes no controle de nematoides (SILVA; SILVA, 2009)

O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) é originário da América do Sul, e cultivado em quase todo mundo. É um alimento que possui elevados teores de vitaminas A e C e licopeno, que trata-se de uma substância que atua na prevenção de cânceres relacionados ao aparelho digestivo (CARVALHO; PAGLIUCA, 2007). Ele apresenta alta suscetibilidade ao ataque dos fitonematoides, principalmente em áreas onde não foram tomadas medidas preventivas de controle do mesmo (PINHEIRO et al., 2009).

O objetivo deste trabalho foi avaliar, em casa de vegetação, a reprodução de *Meloidogyne enterolobii* nas culturas do girassol, mamona, milho, sorgo, crotalária e tomateiro.



## 2 REVISÃO DE LITERATURA

O grande problema dos nematoides na agricultura é resultado do desequilíbrio ocasionado por práticas agrícolas inadequadas, como a monocultura. O aumento da população de nematoides em uma área ocorre devido a disponibilidade de alimento, ou seja, plantas suscetíveis.

Por isso, o controle de fitonematoides tem sido constante motivo de estudos por pesquisadores, como uso de plantas antagônicas (FERRAZ; VALLE, 1997), do controle biológico (SIKORA, 1992) e de métodos culturais (WHITEHEAD, 1997).

Em busca de novas fontes de energia renovável e biodegradável, tem-se intensificado o cultivo de oleaginosas como girassol e mamona visando a produção de biodiesel. A literatura carece de novas pesquisas em relação à interação entre nematoides de galhas e essas culturas. Foi relatado por Lordello (1973), a presença de *Meloidogyne javanica* em raízes de girassol. Enquanto que, Santos e Ruano (1987) e Asmus et al. (2005), verificaram a suscetibilidade da planta de girassol ao ataque de *M. javanica* e *M. incognita*. No entanto, a cultura do girassol foi indicada por Rao et al. (1986), para compor o sistema de rotação de culturas, objetivando o controle em áreas de arroz infestadas por *M. graminicola*.

A cultura da mamona é citada por Lordello (1973) como sendo suscetível aos nematoides *M. javanica* e *M. incognita*. Rao et al. (1986), relataram sua resistência à *M. graminicola*.

As gramíneas apresentam grande eficiência no controle de muitas espécies de nematoides formadores de galhas (BRITO; FERRAZ, 1987; CARNEIRO et al., 2006b; DIAS-ARIEIRA et al., 2003). Segundo Silva e Silva (2009), milho e sorgo foram maus hospedeiros do nematoide *M. enterolobii*, porém para outros nematoides dos gêneros *Meloidogyne* ou *Pratylenchus*, estas plantas podem apresentar-se como multiplicadoras (CARNEIRO et al., 2007; INOMOTO et al., 2006).

Lordello et al. (1986) relataram, pela primeira vez, em Santa Helena de Goiás, que *Meloidogyne incognita* raça 3 proporcionava danos à cultura do milho. Os híbridos de milho cultivados no país apresentam variações no comportamento de resistência e suscetibilidade aos fitonematoides *M. incognita* e de *M. javanica*.

Quanto às crotalarias, Lordello (1973) verificou que os juvenis de 2º estágio de *Meloidogyne*, penetravam nas raízes de *C. spectabilis* e *C. juncea*, mas não conseguem completar seu ciclo de vida no interior das raízes. Guimarães et al. (2003), verificaram que

*M. enterolobii* em *C. spectabilis* não reproduziu, enquanto que *C. juncea* comportou como suscetível ao nematoide.

O tomateiro esta sujeito ao ataque de um grande número de patógenos, entre eles os nematoides do gênero *Meloidogyne* são os mais agressivo a cultura, podendo causar perdas de até 85% da produção (FERRAZ; CHURATA-MASSA, 1983). Estas perdas variam de acordo com a época de plantio e com as práticas culturais adotadas. O *M. incognita* (raças 1,2,3 e 4), *M. javanica* e *M. arenaria*, são as espécies de fitonematoides mais comuns no país que causam danos severos a cultura do tomate. Para estas espécies, genes de resistência tem sido identificados e incorporados em cultivares comerciais de tomateiro e de outras espécies cultivadas (PINHEIRO et al., 2009).

## 2.1 *Meloidogyne enterolobii*

O *Meloidogyne enterolobii* foi assinalado pela primeira vez no Brasil parasitando raízes de goiabeira, nos municípios de Petrolina (PE), Curaçá (BA) e Maniçoba (BA), causando sérios danos à cultura (CARNEIRO et al., 2001). Em seguida, esse nematoide foi detectado nos Estados do Rio de Janeiro, Ceará, São Paulo, Paraná, Piauí, Espírito Santo, Paraíba, Rio Grande do Norte, Mato Grosso do Sul, Santa Catarina, Rio Grande do Sul e Minas Gerais (SILVA; OLIVEIRA, 2010).

Essa espécie é polífaga, com elevada taxa de reprodução e com fácil disseminação. Parasito obrigatório, o juvenil de segundo estágio que é a fase infectiva, penetra na raiz da planta hospedeira, e inicia a formação do sítio de alimentação (células gigantes), do qual alimenta-se até a fase adulta. A vida da fêmea encerra-se com a postura de todos os ovos. O sintoma característico é a presença de galhas em órgãos subterrâneos da planta infectada, ocasionadas pela hipertrofia e hiperplasia do tecido adjacente à lesão. Sintomas reflexos do parasitismo que ocorre nas raízes surgem na parte aérea da planta como clorose nas folhas, murcha nas horas mais quentes do dia, menor crescimento da parte aérea, e redução da produção da cultura.

O *Meloidogyne enterolobii*, tornou-se um dos principais problemas fitossanitários na cultura da goiabeira no Brasil, sendo a área infestada por este nematoide estimada em 5000 ha, distribuída por 16 estados. O impacto econômico na produção no ano de 2008, foi a perda em cerca de 66 milhões de dólares (PEREIRA et al., 2009).

Desde a sua detecção, o nematoide *M. enterolobii* disseminou e, mais de 70% das áreas cultivadas por goiabeira na região do vale do sub-médio São Francisco, foram

erradicadas (CARNEIRO et al., 2007). Além da cultura da goiabeira, esse nematoide pode afetar outras culturas de grande interesse econômico, como o tomateiro, soja e pimentão.

Recentemente, Gomes et al. (2010) afirmaram que o “declínio da goiabeira” é uma doença que possui um efeito sinérgico dos fitopatógenos *M. enterolobii* e *Fusarium solani*, sendo que o ataque inicial do nematoide predispõe as raízes da planta atacada à intensa degeneração radicular causada pelo fungo.

Os resultados obtidos por Dias et al. (2010), apontam para uma pequena disponibilidade de fontes de resistência para *M. enterolobii* no germoplasma da soja.

Para as espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, genes de resistência como o gene *Mi*, tem sido identificados e incorporado em cultivares comerciais de tomateiro, soja, pimentão e outras espécies cultivadas. O *M. enterolobii* encontra-se como sendo uma espécie com potencial de infectar e causar doença em cultivares de tomateiro com gene *Mi* (CHARCHAR et al., 2004).

O mecanismo de resistência em plantas portadoras do gene *Mi*, causa uma reação de hipersensibilidade provocando uma mudança histológica, como a morte celular próximo ao sítio de infecção do juvenil de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. Essa reação ocorre 12 h após o estabelecimento do fitonematoide no interior da raiz (PINHEIRO et al., 2009).

O controle desse nematoide em áreas contaminadas é difícil, pois ainda as medidas adotadas não apresentaram resultados satisfatórios. Uma das medidas viáveis para o controle do avanço deste fitonematoide seria adoção de plantas más ou não hospedeiras em rotação de culturas, para redução populacional do nematoide no solo sob reforma (SILVA; SILVA, 2009).

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

O ensaio foi conduzido em casa de vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia no período de setembro a novembro de 2010. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com 11 tratamentos e dez repetições.

Os tratamentos foram as cultivares Helio 251 e Helio 863 de girassol; BRS Energia e IAC 2028 de mamona; Grannus 401 e Grannus 505 de sorgo; *Crotalaria spectabilis* e *C. juncea* e os híbridos Cristal 399 e P30F53 de milho. Como testemunha foi utilizado o tomateiro Santa Cruz Kada Gigante por ser suscetível ao fitonematoide *Meloidogyne enterolobii*.

As sementes foram colocadas em bandejas de isopor contendo 128 células com substrato agrícola. Após 2 semanas de emergência, as plântulas foram transferidas para vasos plásticos de 1,5 L, contendo uma mistura de areia e terra na proporção de 2:1. Essa mistura foi tratada pelo processo de exposição à radiação solar com revolvimentos semanais constantes durante 1 mês. A unidade experimental foi constituída pelo vaso.

#### 3.1 Preparo do inóculo de *Meloidogyne enterolobii*

Para o preparo do inóculo partiu-se de raízes de tomateiro infectadas pelo fitonematoide em estudo, em seguida foram processadas pela técnica de Boneti e Ferraz (1981). As raízes foram fragmentadas em pedaços de 1 a 2 cm de comprimento e colocadas no copo de um liquidificador doméstico. Solução de hipoclorito de sódio a 0,5% de cloro ativo (1 parte de água sanitária: 4 partes de água) foi adicionada ao copo do liquidificador até encobrir os fragmentos de raízes. Procedeu-se a trituração na menor velocidade do liquidificador durante 20 s. Após esse procedimento, a suspensão foi vertida na peneira de 100 mesh sobreposta a de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido com o auxílio de jatos de água de uma pisseta para um copo de Becker. A suspensão obtida foi calibrada com o uso da câmara de contagem de Peters para conter 500 ovos de *M. enterolobii* por mL.

### 3.2 Inoculação de *Meloidogyne enterolobii*

No solo de cada vaso, contendo uma plântula em estudo, foram realizados três orifícios distanciados de 2 cm da haste da plântula e com 2 cm de profundidade. Foram distribuídos 10 mL da suspensão calibrada do nematoide totalizando-se 5000 ovos do nematoide como população inicial nos três orifícios.

Durante a condução do experimento, a partir da semeadura, foram realizadas regas diárias conforme a necessidade de suprimento de água ao solo. Uma semana após a inoculação, e semanalmente, foram aplicados 100 mL de solução nutritiva no solo de cada vaso.

### 3.3 Avaliação da população de *Meloidogyne enterolobii*

As populações do fitonematoide no solo e nas raízes foram determinadas aos 60 dias após a inoculação. A parte aérea de cada vaso foi cortada rente ao solo. O solo foi vertido em uma bandeja, e separado do sistema radicular. O solo foi processado pela técnica da flutuação centrífuga em solução de sacarose (JENKINS, 1964), enquanto que para o sistema radicular, utilizou-se a técnica do liquidificador doméstico conforme Boneti e Ferraz (1981).

A população do solo foi obtida pelo processamento da alíquota de 150 cm<sup>3</sup> de solo de cada vaso. Essa alíquota de solo foi adicionada em um recipiente que recebeu 2L de água, os torrões foram desmanchados para que os nematoides fossem liberados. A mistura foi agitada e ficou em repouso por 15 s. A suspensão passou por uma peneira de 20 mesh sobreposta a de 400 mesh. O resíduo da peneira de 400 mesh foi recolhido para um copo com o auxílio de jatos de água de uma pisseta. A suspensão foi colocada em tubos de centrífuga e centrifugada por 5 min a 650 gravidades.

Terminada a centrifugação, o sobrenadante foi descartado e adicionou-se a solução de sacarose (454g de açúcar para 1000 mL de água) ao resíduo, depois procedeu-se nova centrifugação por mais 1 min. na mesma velocidade anterior. Os tubos foram retirados e o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh na posição inclinada para que o excesso de sacarose fosse lavado com água. O resíduo da peneira foi recolhido para um copo, e a suspensão obtida foi avaliada quanto ao número de ovos e juvenis de 2º estágio de *Meloidogyne enterolobii*, com o auxílio da câmara de contagem de Peters.

As raízes foram pesadas e em seguida fragmentadas em 1 a 2 cm de comprimento e colocadas em um copo de liquidificador doméstico contendo solução de hipoclorito de sódio

(1 parte de água sanitária : 4 partes de água de torneira ). Procedeu-se a trituração na menor rotação durante 20 s. Após esse período, a suspensão passou por um conjunto de peneiras de 100 e 500 mesh respectivamente, sobrepostas. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido, com o auxílio de uma pisseta com água para um béquer. A suspensão obtida foi avaliada quanto à população de *M. enterolobii* no sistema radicular, com o auxílio da câmara de contagem de Peters.

Após a determinação das populações de nematoides no solo e nas raízes, foi realizada a somatória para composição da população final. O fator de reprodução (FR) foi calculado pela razão entre população final e população inicial. O FR com valor igual ou superior a 1, significou boa hospedabilidade do nematoide. Valor de FR inferior a 1, indicou má hospedabilidade.

### **3.4 Análise estatística**

Os dados foram analisados por meio de análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. As análises foram realizadas no programa estatístico Sisvar (FERREIRA, 2000).

#### 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com a Tabela 1, verifica-se que a reprodução do fitonematoide *Meloidogyne enterolobii* nas espécies vegetais testadas foi pequena com fatores de reprodução abaixo de 1, excetuando-se, a testemunha que apresentou um fator de reprodução de 4,52.

**Tabela 1:** Fator de reprodução (FR) de *Meloidogyne enterolobii* em diferentes espécies vegetais após 60 dias da inoculação. Médias de 10 repetições. UFU, Uberlândia, 2010.

Tratamentos	FR	Reação
<i>Crotalaria juncea</i>	0,10 a*	mau hospedeiro
IAC 2028 (mamona)	0,11 a*	mau hospedeiro
BRS Energia (mamona)	0,13 a*	mau hospedeiro
<i>Crotalaria spectabilis</i>	0,19 a*	mau hospedeiro
Grannus 401 (sorgo)	0,19 a*	mau hospedeiro
Cristal 399 (milho)	0,23 a*	mau hospedeiro
P30F53 (milho)	0,24 a*	mau hospedeiro
Grannus 505 (sorgo)	0,32 a*	mau hospedeiro
Helio 251 (girassol)	0,34 a*	mau hospedeiro
Helio 863 (girassol)	0,39 a*	mau hospedeiro
Tomateiro (Santa Cruz Kada Gigante)	4,52 b*	bom hospedeiro
C.V. (%)	68,04	

\* Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os híbridos de milho e de sorgo testados, foram maus hospedeiros ao *M. enterolobii*, como obtido por Silva e Silva (2009). Segundo Inomoto et al. (2006) e Carneiro et al. (2007), o milho e o sorgo são multiplicadores de outras espécies de fitonematoídes de importância agrícola como o gênero *Pratylenchus*.

A *Crotalaria juncea* e a *C. spectabilis*, comportaram-se como sendo más hospedeiras ao fitonematoide *M. enterolobii*. Resultados semelhantes aos de Silva e Silva (2009). No entanto Guimarães et al. (2003), verificaram que a *C. spectabilis* comportou-se como imune, e que *C. juncea* mostrou-se suscetível ao ataque do *M. enterolobii*.

As cultivares de mamona IAC 2028 e BRS Energia comportaram-se como resistentes ao ataque do *M. enterolobii*, com FR de 0,11 e 0,13, respectivamente confirmando o resultado obtido por Dias-Arieira et al. (2009) e por McSorley (1999).

Rodríguez-Kábana et al. (1988) citam a mamona como espécie alternativa para rotação de culturas visando o controle de *M. arenaria* em áreas de cultivo de soja, no Alabama.

Os dados obtidos mostram que os genótipos Helio 251 e o Helio 863 de girassol, comportaram-se como resistentes a *M. enterolobii*, ou seja, com FR de 0,34 e 0,39, respectivamente. Resultados obtidos por Dias et al. (2010), confirmam a alta suscetibilidade de cultivares de girassol, ao ataque de outros nematoides formadores de galhas, que não a espécie *M. enterolobii*.



## 5 CONCLUSÕES

Pelos dados obtidos, pode-se concluir que os genótipos de girassol, sorgo, milho e mamona e as espécies vegetais *Crotalaria juncea* e *C. spectabilis*, foram maus hospedeiros ao fitonematoide *Meloidogyne enterolobii*, podendo ser cultivados em áreas nas quais esse nematóide esteja presente.

## REFERÊNCIAS

- ASMUS, G.L.; INOMOTO, M.M.; SAZAKI, C.S.S.; FERRAZ, M.A. Reação de algumas culturas utilizadas no sistema plantio direto a *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n.1, p. 47-52, Junho 2005.
- BARBOSA, D.H.S.G.; VIEIRA, H. D.; SOUZA, R. M. de.; VIANA, A.P.; SILVA, C.P. Estimativas a campo de perdas de produção e níveis de dano em lavouras cafeeiras afetadas por *Meloidogyne exigua*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 28, n.1, p. 49-54, 2004.
- BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 6, n. 3, p. 553, 1981.
- BRITO, J. A.; CARNEIRO, R. G. Nematoides. In: FUNDAÇÃO INSTITUTO AGRONÔMICO DO PARANÁ (ed). **Cultura do milho no Paraná**. Londrina: IAPAR, 1991. p. 240-249. (Circular Técnica, 68).
- BRITO, J.A; FERRAZ, S. Antagonismo de *Brachiaria decumbens* e *Panicum maximum* cv. Guiné a *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 11, n. 1, p. 270-285. Dezembro 1987.
- CARNEIRO, R.G.; MORITZ, M.P.; MÔNACO, A.P.A.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 67-71, Agosto 2007.
- CARNEIRO, R.G.; MÔNACO, A.P.A.; LIMA, A.C.C.; NAKAMURA, K.C.; MORITZ, M.P.; SCHERER, A.; SANTIAGO, D.C. Reação de gramíneas a *Meloidogyne incognita*, a *M. paranaensis* e a *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.30, n.3, p.287-291. Abril 2006b.
- CARNEIRO, R.M.D.G. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e outras culturas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA 24., 2003, Petrolina, PE. **Resumos...** Petrolina: EMBRAPA, 2003. p.22.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; MOREIRA, W.A.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 25, n. 2, p. 223-228, Dezembro 2001.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; BRAGA, R.S.; ALMEIDA, C.A.; R. GIORIA, R. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à meloidoginose no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 1, p. 81-86. Agosto 2006a.
- CARVALHO, J. L. de; PAGLIUCA, L. G. Tomate: um mercado que não para de crescer globalmente. **Revista Hortifruti Brasil**, Piracicaba, ano 6, n. 58, p. 6-14, Junho 2007.

CHARCHAR, J. M.; BOITEUX, L. S.; GIORDANO, L. B. Epidemics of *Meloidogyne mayaguensis* on processing tomato hybrids carrying the *Mi* (root-knot nematode resistance) gene in Central Brazil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 30, p. 108, July/Sept 2004.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; MIZOBUTSI, E.H. Avaliação de gramíneas forrageiras para controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* (Nematoda). **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 25, n. 2, p. 473-477. July/Sept 2003.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; SANTANA, S.M.; SILVA, M.L.; FURLANETTO, C.; RIBEIRO, R.C.F.; LOPES, E.A. Reação de cultivares de mamona (*Ricinus communis* L.) e girassol (*Helianthus annuus* L.) a *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 1, p. 61-66. Março 2009

DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; HOMECHIN, M.; PARPINELLI, N.M.B.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de soja a *Meloidogyne enterolobii* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 4, p. 220- 225, Setembro 2010.

FERRAZ, S.; VALLE, L.A.C. **Controle de fitonematoides por plantas antagônicas**. Viçosa: Editora UFV, 1997 .72p. (Caderno Didático, 7).

FERRAZ, L.C.C.B.; CHURATA-MASSA, M.G.C. Comportamento de cultivares de tomateiro (*Lycopersicon esculentum*, Mill) de crescimento determinado em relação ao nematóide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949. **Cientifica**, Jaboticabal, v. 11, n. 1, p. 87-91, 1983.

FERREIRA, D.F. Análises estatísticas por meio do Sisvar para Windows versão 4.0. In: REUNIÃO ANUAL DA REGIÃO BRASILEIRA DA SOCIEDADE INTERNACIONAL DE BIOMETRIA, 45., 2000, São Carlos, SP. **ANAIS...** São Carlos: UFSCar, 2000. p. 255-258.

GOMES, V.M.; SOUZA, R.M.; DIAS, V.M.; SILVEIRA, S.F.; DOLINSKI, C. Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 159, p. 45-50, Junho 2011.

GUIMARÃES, L. M. P.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 27, n. 2, p. 139-147, Dezembro 2003.

INOMOTO, M.M.; MOTTA, L.C.C.; BELUTI, D.B.; MACHADO, A.C.Z. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 1, p. 39-44, Abril 2006.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, Washington, DC, v. 48, n. 9, p. 692, Sept 1964.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 2. ed. São Paulo: Nobel, 1973. 197 p.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E.; TREVISAN, W.L. Nematóide das galhas danifica lavoura de milho em Goiás. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 10, p. 145-149, Dezembro 1986.

McSORLEY, R. Host suitability of potential cover crops for root-knot nematodes. **Journal of Nematology**, Orlando, v. 31, n. 4, p. 619-623, 1999.

PEREIRA, F.M.; SOUZA, R.M.; SOUZA, P.M.; DOLINSKI, C.; SANTOS, G.K. Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, p. 176-181, Junho 2009.

PINHEIRO, J.B.; BOITEUX, L.S.; LOPES, C.A.; SILVA, G.O. **Identificação de fontes de resistência ao nematóide *Meloidogyne mayaguensis* em acessos de tomateiro (*Solanum seccção Lycopersicon*)**. Brasília: EMBRAPA Hortaliças, 2009. 19 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 56).

PINTO, N. F. J. de A. **Doenças de sorgo causadas por nematoides**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2003. 3 p. (Comunicado Técnico, 84).

RAO, Y.S.; PRASAD, J.S.; PANWAR, M.S. Nematode problems in rice: crop losses, symptomatology and management. In: SWARUP, G.; DASGUPTA, D.R. (ed). **Plant parasitic nematodes of India**. Problems and progress. New Delhi: Agriculture Research Institute, 1986. p. 279-299.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; KING, P.S.; ROBERTSON, D.G.; WEAVER, C.F. Potential of crops uncommon to Alabama for management of rootknot and soybean cyst nematodes. **Annals of Applied Nematology**, Lawrence, v. 2, n. 1, p. 116-120, July 1988.

SANTOS, M.A.; RUANO, O. Reação de plantas usadas como adubos verdes a *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 11, n. 1, p. 184-197, Dezembro 1987.

SIKORA, R.A. Management of the antagonistic in agricultural ecosystems for the biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 30, p. 245-270, August 1992.

SILVA, K. C.; SILVA, G. S. Reação de gramíneas e leguminosas a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 2, p. 198-200, Junho 2009.

SILVA, R.V.; OLIVEIRA, R.D.L. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *Meloidogyne mayaguensis*) em goiabeira no Estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 3, p. 172-177. Setembro 2010.

WHITEHEAD; A.G. **Plant nematode control**. London: CAB International, 1997. 384 p.