

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**LEVANTAMENTO DAS ESPÉCIES DE NEMATOIDES DAS GALHAS
EM ÁREAS DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS E REAÇÃO DE
ESPÉCIES VEGETAIS A *Meloidogyne enterolobii* E *M. javanica***

JULIANA MAGRINELLI OSÓRIO ROSA

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da Unesp – Câmpus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em
Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP

Novembro – 2010

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**LEVANTAMENTO DAS ESPÉCIES DE NEMATOIDES DAS GALHAS
EM ÁREAS DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS E REAÇÃO DE
ESPÉCIES VEGETAIS A *Meloidogyne enterolobii* E *M. javanica***

JULIANA MAGRINELLI OSÓRIO ROSA

Engenheiro Agrônomo

Orientadora: Profa. Dra Silvia Renata Siciliano Wilcken

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da Unesp – Câmpus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em
Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP

Novembro – 2010

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO – SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO – UNESP – FCA – LAGEADO – BOTUCATU (SP)

R788L Rosa, Juliana Magrinelli Osório, 1978-
Levantamento das espécies de nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas e reação de espécies vegetais a *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* / Juliana Magrinelli Osório Rosa. – Botucatu : [s.n.], 2010.
ix, 120 f. : gráfs., tabs., fots. color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2010
Orientador: Silvia Renata Siciliano Wilcken
Inclui bibliografia.

1. *Meloidogyne enterolobii*. 2. *Meloidogyne javanica*.
3. Nematoides. 4. Olerícolas. I. Wilcken, Silvia Renata Siciliano. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

BIOGRAFIA DO AUTOR

JULIANA MAGRINELLI OSÓRIO ROSA

Nascida no dia 23 de Outubro de 1978, na cidade de Campo Grande do estado de Mato Grosso do Sul, se formou em Agronomia no ano de 2003, na Faculdade de Ciências Agrônômicas, Câmpus de Botucatu, SP, pertencente à Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, obtendo o título de Engenheiro Agrônomo.

Ao decorrer do curso de graduação em Agronomia iniciou seus estudos em pesquisa no setor de Agricultura e Melhoramento Vegetal por três anos. Iniciou – se também nos estudos relacionados à Proteção de Plantas, na área de Nematologia Agrícola, se dedicando então com exclusividade a esta área.

Na área de Nematologia Agrícola, desenvolveu estudos sobre a utilização de nematoides entomopatogênicos visando o controle de pragas, como percevejo castanho da raiz (*Scaptocoris castanea*) e cupim de montículo (*Cornitermes cumulans*). Tais estudos contribuíram na obtenção da premiação e título de melhor trabalho da IX Reunião Científica em Ciências Agrárias do Lageado realizada no período de 07 a 11 de outubro de 2002, em Botucatu, SP.

No ano de 2004, iniciou – se no curso de mestrado no Programa de Proteção de Plantas, na mesma Universidade, estudos com nematoides fitoparasitos e na continuação do desenvolvimento dos estudos com nematoides entomopatogênicos, resultando na dissertação: Potencial de utilização de nematoides entomopatogênicos (Nematoda: Rhabditida) no controle do cupim de montículo (*Cornitermes cumulans* Kollar).

No ano de 2007, iniciou – se no curso de doutorado do mesmo programa e Universidade, estudos com levantamentos nematológicos em áreas de produção de olerícolas na região de Botucatu, SP, visando à detecção de nematoides das galhas com ênfase na espécie *Meloidogyne enterolobii* e numa segunda etapa, no estudo da reprodução das espécies *M. enterolobii* e *M. javanica* em diferentes espécies vegetais.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: "LEVANTAMENTO DAS ESPÉCIES DE NEMATOIDES DAS GALHAS EM
- ÁREAS DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS E REAÇÃO DE ESPÉCIES
VEGETAIS A *Meloidogyne enterolobii* E *M. javanica* "

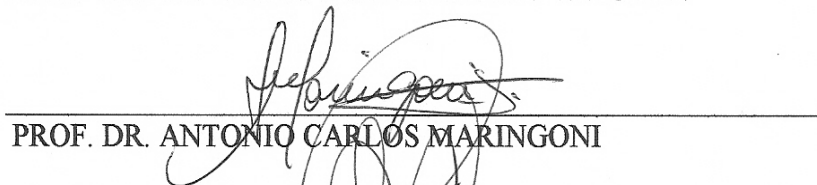
ALUNA: JULIANA MAGRINELLI OSORIO ROSA

ORIENTADORA: PROF^a DR^a SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN

Aprovado pela Comissão Examinadora



PROF^a DR^a SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN



PROF. DR. ANTONIO CARLOS MARINGONI



PROF. DR. CLAUDIO MARCELO GONÇALVES OLIVEIRA



PROF. DR. ROBERTO KAZUHIRO KUBO



PROF^a DR^a MARIA JOSÉ DE MARCHI GARCIA

Data da Realização: 09 de dezembro de 2010.

À meus pais, Walter Osório Rosa e Mercedes Magrinelli de Oliveira Rosa,

pelo amor, carinho e ensinamentos;

Ao meu irmão Walter Magrinelli Osório Rosa, pelo apoio e companheirismo;

À Nina e Brida ("my dogs") pela alegria, amor e brincadeiras.

A eles devo essa oportunidade.

Dedico

Aos meus avós paternos (In memoriam), Antônio Ozório Rosa e Maria Batista Rosa;

aos meus avós maternos, Alexandrino Magrinelli e Benedita de Oliveira Magrinelli;

aos meus familiares e aos meus amigos (as),

muito obrigado pelo incentivo e

manifestações de apoio e carinho.

Ofereço

*“...Vivemos esperando
Dias melhores
Dias de paz, dias a mais
Dias que não deixaremos
Para trás!!!*

*Vivemos esperando
O dia em que
Seremos melhores...
Melhores no amor!
Melhores na dor!
Melhores em tudo!!!*

*Vivemos esperando
O dia em que seremos
Para sempre
Vivemos esperando
Dias melhores pra sempre
Dias melhores pra sempre
Pra sempre...*

Jota Quest (Dias Melhores)

AGRADECIMENTOS

À Deus pela vida, saúde e proteção nos momentos bons e difíceis presentes em nossa vida.

À orientadora, Profa Dra. Silvia Renata Siciliano Wilcken, pelos ensinamentos, paciência e amizade a mim dedicada.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudos concedida para a concretização desta tese.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo apoio financeiro para realização desta pesquisa.

Ao Eng. Agr. Hélio Carlos Fogueral da Coordenadoria de Assistência Técnica Integral (CATI – Botucatu), pelo acompanhamento nas propriedades agrícolas do município de Botucatu, SP.

Ao Dr. Claudio Marcelo Gonçalves Oliveira, pesquisador do Instituto Biológico, em Campinas, SP, pela contribuição no desenvolvimento de parte da tese e amizade.

Ao programa de Pós – graduação em Proteção de Plantas, da Faculdade de Ciências Agronômicas/UNESP – Campus de Botucatu/SP, pela realização desta tese.

Aos amigos que, mesmo à distância, me apoiaram e a todos amigos e colegas que encontrei durante o curso de doutorado, obrigado pelo companheirismo e carinho.

Em especial agradeço a amiga Juliana Elisa Sartori Santos, pela amizade e dedicação desde os tempos de graduação.

À grande amiga Juliana Nogueira Westerich, que durante esses anos me ajudou no desenvolvimento deste trabalho e que me apoiou, transmitindo força mesmo nos momentos difíceis, criando um vínculo de amizade que levarei pelo resto da vida.

À amiga Juliana Cardoso do Prado, pela amizade, força, conversas e pelas boas risadas.

À técnica de Laboratório de Nematologia Maria de Fátima Almeida Silva, pelos ensinamentos sobre a identificação dos nematoides e pela amizade.

Aos colegas da pós – graduação da Proteção de Plantas e colegas da graduação de Agronomia, pela amizade e em geral pelo bom convívio.

Aos funcionários do Setor de Defesa Fitossanitária, em especial ao Sr. Domingos Paulossi, Maria do Carmo Barbosa, Paulo Roberto Rodrigues, Norberto Vaz de Carvalho, Nivaldo Lúcio da Costa, Evandro Enilson Gomes, pela ajuda, convívio e amizade.

À Edna Cristina Bessa, pela ajuda e amizade durante o curso.

Às funcionárias da Seção de Pós – graduação, em especial a Marlene Rezende de Freitas e Marilena do Carmo Santos; e aos funcionários da Biblioteca, em especial a Ermete Nibi Neto, Denise Melo Nogueira de Assis e Nilson de Camargo, pela amizade, brincadeiras e por estarem sempre dispostos a ajudar.

Aos funcionários da Fazenda Experimental Lageado, em especial, a Valdivino Borges Pereira e Flávio César Galhardo, e aos funcionários do setor de transporte, em especial, a Francisco Teixeira de Cais (Bahia) e Antônio Jaime Ferreira, pelo auxílio nas coletas nematológicas.

Aos professores, principalmente ao Prof. Dr. Wilson Badiali Crocomo, Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin, Prof. Luis Carlos Forti e Prof. Dr. Antônio Carlos Maringoni pela atenção, amizade e auxílio neste período.

Ao Prof. Dr. Lincoln Gehring Cardoso e Dr. Luciano Nardini Gomes, pela ajuda no desenvolvimento do mapa geográfico.

À Dra Maria José de Marchi Garcia, pesquisadora da Unidade de Pesquisa e Desenvolvimento de Bauru/Apta, pela amizade e colaboração nessa tese.

À meus pais e meu irmão, que acreditaram, incentivaram e fizeram o máximo para isso se tornar realidade.

À todos que direta ou indiretamente tornaram possível este trabalho, meu muito obrigado.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO	01
SUMMARY	03
1. INTRODUÇÃO.....	05
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	08
2.1 Importância do gênero <i>Meloidogyne</i>	08
2.2 As espécies <i>M. javanica</i> e <i>M. enterolobii</i>	11
2.3 Classificação e importância econômica de olerícolas e do milho	20
2.4 Identificação morfológica (perineal) e a técnica de eletroforese de isoenzimas para o gênero <i>Meloidogyne</i>	22
CAPÍTULO I “Levantamento das espécies de nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas”	26
Resumo	26
Summary	27
Introdução.....	27
Material e métodos	29
Resultados e discussão	30
Agradecimentos	40
Literatura citada.....	40
CAPÍTULO II “Multiplicação de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde”	44
Resumo	44
Introdução.....	45
Material e métodos	47

Resultados e discussão	52
Agradecimentos	60
Referências bibliográficas	61
CAPÍTULO III “Reprodução de <i>Meloidogyne javanica</i> em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde”	75
Resumo	75
Abstract	76
Introdução	76
Material e métodos	77
Resultados	82
Discussão	85
Agradecimentos	87
Referências bibliográficas	88
CAPÍTULO IV “Reprodução de <i>Meloidogyne enterolobii</i> e <i>M. javanica</i> em híbridos e cultivares de milho”	97
Resumo	97
Summary	98
Introdução	98
Material e métodos	100
Resultados e discussão	102
Agradecimentos	106
Literatura citada	106
3.CONCLUSÕES	110
4.REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICA	112

RESUMO

O objetivo do estudo foi realizar levantamentos em áreas produtoras de olerícolas na região de Botucatu, SP, e a multiplicação de *M. enterolobii* e *M. javanica* em diferentes espécies vegetais. Primeiramente, levantamentos nematológicos foram realizados em 32 propriedades com produção de olerícolas (Botucatu, São Manuel, Arealva, Bauru, Manduri, Pirajuí e Taguaí). Nesse estudo, *M. javanica*, *M. incognita* e *M. hapla* foram detectadas no município de Botucatu; *M. incognita* em Arealva e Bauru; *M. incognita* e *M. javanica* em Taguaí. *M. enterolobii* foi detectada em Pirajuí e Manduri, sendo neste último município também detectadas as espécies *M. javanica* e *M. incognita*. No processamento de solo, 29% apresentaram infestação com *Meloidogyne* spp., 46% apresentaram *Helicotylenchus* spp., 8% de *Pratylenchus* spp., 3% de *Rotylenchulus reniformis*, 1% de *Tylenchulus semipenetrans* e 88% de nematoides de vida livre. O processamento de raiz mostraram que 40% das amostras apresentaram *Meloidogyne* spp., 28% de *Helicotylenchus* spp., 9% de *Pratylenchus* spp., 1% de *R. reniformis* e 72% de nematoides vida livre. Na segunda etapa, foram realizados experimentos para verificar a reprodução das espécies *M. enterolobii* e *M. javanica* em 16 espécies de olerícolas; em 18 espécies vegetais utilizadas na adubação verde e 22 cultivares e híbridos de milho. As espécies acima mencionadas foram estudadas com as

duas espécies de *Meloidogyne*, com exceção os tomate e porta enxerto e híbridos de pepino, que foram estudadas com apenas *M. enterolobii*. Na segunda fase da pesquisa as espécies vegetais: couve flor ‘Teresópolis Gigante’ e ‘Piracicaba Precoce’; e repolho ‘Chato de Quintal’ foram consideradas imunes a *M. enterolobii*. As alface ‘Grand Rapids’, cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’; alho ‘Poró Gigante’; salsas ‘Comum HT’ e graúda ‘Portuguesa’; cenouras ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e ‘Planeta’; repolho ‘Coração de Boi’; brócolis ‘Piracicaba’, ‘Bruxelas’, ‘Tronchuda Portuguesa’, ‘Brasília’, ‘Santana’ e ‘Cabeça’ foram resistentes a *M. enterolobii*. Doze plantas de adubo verde e todas as cultivares de milho testadas foram consideradas resistentes e/ou imunes a *M. enterolobii*. Para *M. javanica* foram consideradas imunes todas as cultivares de pimentas e pimentões, salsa graúda ‘Portuguesa’; brócolis ‘Bruxelas’ e couve ‘Tronchuda Portuguesa’. As resistentes foram à alface ‘Roxa’; cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’; alho ‘Poró Gigante’; salsa ‘Comum HT’; brócolis ‘Brasília’; tomate ‘Block’. Das 18 plantas de adubo verde e 22 cultivares e híbridos de milho, foram consideradas resistentes à *M. javanica*, 08 plantas de adubo verde e 15 cultivares e híbridos de milho testadas.

Palavras chaves: *Meloidogyne*, amostragens, resistência, suscetibilidade

ROOT – KNOT NEMATODES SPECIES SURVEY ON VEGETABLE CROPS AND VEGETABLE SPECIES REACTION TO *Meloidogyne enterolobii* AND *M. javanica*. Botucatu, 2010. 120p. Tese (Doutorado em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”.

Author: Msc. Juliana Magrinelli Osório Rosa

Adviser: Dra Silvia Renata Siciliano Wilcken

SUMMARY

The nematological survey and the *Meloidogyne enterolobii* (sin.= *M. mayaguensis*) and *M. javanica* multiplication on vegetable species was made in Botucatu and neighboring cities, São Paulo State, Brazil. Nematological surveys were realized in 32 rural farms in Botucatu, São Manuel, Arealva, Bauru, Manduri, Pirajuí and Taguaí. *M. javanica*, *M. incognita* and *M. hapla* were detected in Botucatu; *M. incognita* in Arealva and Bauru; *M. incognita* and *M. javanica* in Taguaí. *M. enterolobii* in Pirajuí and Manduri and *M. javanica* and *M. incognita* species were also found in Manduri. Soil analysis showed 29% of *Meloidogyne* spp., 46% of *Helicotylenchus* spp., 8% of *Pratylenchus* spp., 3% of *Rotylenchulus reniformis*, 1% of *Tylenchulus semipenetrans* and 88% of free-living nematodes. The root analysis showed 40% of *Meloidogyne* spp., 28% of *Helicotylenchus* spp., 9% of *Pratylenchus* spp., 1% of *R. reniformis* and 72% of free-living nematodes. The *M. enterolobii* and *M. javanica* reproduction factor was studied on 16 vegetable species; on 18 green manure species and on 22 *Zea mays* hybrids and cultivars. These vegetables were studied to both *Meloidogyne* species, except the tomato cultivars, rootstock and *Cucumis sativus* hybrids which were tested only to *M. enterolobii*. The vegetable species: ‘Teresópolis Gigante’, ‘Piracicaba Precoce’ and ‘Chato de Quintal’ were considered immune to *M. enterolobii*. The ‘Grand Rapids’, ‘Tokyo’, ‘Nebuka’, ‘Poró Gigante’, ‘Comum HT’, ‘Portuguesa’, ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’, ‘Planeta’, ‘Coração de Boi’, ‘Piracicaba’, ‘Bruxelas’, ‘Tronchuda Portuguesa’, ‘Brasília’, ‘Santana’ and ‘Cabeça’ were resistant to *M. enterolobii*. All those maize cultivars and the 12 green manure tested before were considered resistant or immune to *M. enterolobii*. All *Capsicum* spp. cultivars, ‘Portuguesa’, ‘Bruxelas’ and ‘Tronchuda Portuguesa’ were considered immune to *M. javanica*. The resistant cultivars were

‘Roxa’, ‘Tokyo’, ‘Nebuka’, ‘Poró Gigante’, ‘Comum HT’, ‘Brasília’, ‘Block’. Eight plants of green manure and 15 maize hybrids and cultivars were resistant to *M. javanica*.

Keywords: *Meloidogyne*, sampling, resistance, susceptibility

1. INTRODUÇÃO

Entre os nematoides parasitos de plantas, os formadores de galhas, pertencente ao gênero *Meloidogyne*, são considerados um dos mais danosos à agricultura, incluindo as espécies de *M. incognita* e *M. javanica*, reconhecidas como altamente prejudiciais à agricultura e com notável distribuição geográfica. Outra espécie *M. enterolobii*, foi descrita a partir de populações provenientes de raízes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong, na ilha de Hainan, na China (Yang e Eisenback, 1983) e relatada no Brasil em 2001, em goiabeira, no nordeste brasileiro, nesse momento denominada de *M. mayaguensis* (Carneiro et al., 2001). Entretanto, embora *M. mayaguensis* tenha sido denominada como uma nova espécie sabe se tratar, na verdade, da espécie *M. enterolobii* (Xu et al., 2004).

M. enterolobii foi relatada causando severos danos em algumas culturas, principalmente em cultivo de goiaba, na região do Vale do São Francisco. São nematoides endoparasitas do sistema radicular, que na fase adulta, na reprodução, ocorre formação de um sítio de alimentação. Essa característica auxilia no diagnóstico desta praga. Esses nematoides são extremamente polípagos, sendo que poucos indivíduos, numa infestação

inicial, podem danificar muito o cultivo. Essa espécie possui alta taxa de reprodução e virulência em diferentes espécies vegetais, exigindo preocupação com sua disseminação e demandando medidas quarentenárias que impeçam sua disseminação no país (Carneiro et al., 2001). Destacando a importância de se evitar o trânsito e a inspeção de material vegetal que possa transportar essa espécie e a utilização de mudas de viveiros certificados, isentos do nematoide em questão.

Em goiabeira, a primeira ocorrência de meloidoginose severa no Brasil foi realizada por Moura e Moura (1989), na Zona da Mata do Estado de Pernambuco, trabalho precedido pelo simples assinalamento do parasitismo por Freire e Ponte (1976). Recentemente, uma nova espécie do nematoide das galhas, *M. enterolobii*, assinalada no Brasil por Carneiro et al. (2001), vêm causando altas perdas à goiabeira na região semi – árida do nordeste. A evidência da severidade da meloidoginose da goiabeira pode ser comprovada pelos sintomas primários e secundários. Os primários são as galhas, em grande quantidade, e necroses associadas. Seguem – se sintomas de bronzeamento de bordos de folhas, amarelecimento e desfolhamento que são consequências secundárias ou reflexo e que antecedem a morte da planta (Moura e Moura, 1989). Está amplamente disseminada, causando danos sérios às lavouras de goiaba, delibitando – as e tornando economicamente inviável o cultivo já aos quatro anos da lavoura (Moreira et al., 2003).

No Estado de São Paulo, foi detectada essa espécie em porta enxerto de pimentão ‘Silver’ e os tomateiros ‘Andréia’ e ‘Débora’, considerados resistentes a meloidoginose (*M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*), causando perdas na qualidade e quantidade de frutos nessas culturas nos municípios de Pirajuí, Santa Cruz do Rio Pardo, Reginópolis e Campos Novos Paulista (Carneiro et al., 2006a).

Segundo Lordello (1992), a utilização de nematicidas, o alqueive, o uso de matéria orgânica e a rotação de culturas têm sido utilizados como práticas de manejo agrícola para redução populacional de nematoides no solo, permitindo o cultivo de culturas suscetíveis. Contudo, a estratégia de utilização de cultivares resistentes, sugere – se um controle mais adequado para áreas infestadas por *M. enterolobii*, entretanto, essa espécie confere resistência a cultivares resistentes a outras espécies de *Meloidogyne*, tais como, *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*.

Devido ao exposto, fica clara a necessidade de prevenção da disseminação de nematoides fitoparasitos em áreas sadias. A utilização de plantas resistentes em áreas infectadas muitas vezes se faz necessário, entretanto, atualmente o conhecimento da disponibilidade de espécies botânicas de valor comercial resistentes a *M. enterolobii* ainda é bastante restrita.

Com isso, a presente pesquisa pretende verificar o fator de reprodução de *M. enterolobii* e *M. javanica* em espécies vegetais de interesse agrícola e efetuar o levantamento nematológico em áreas de cultivo de olerícolas, visando à detecção de espécies do gênero *Meloidogyne* spp. com ênfase na detecção de *M. enterolobii*.

Para isso, esta tese foi dividida em 04 capítulos, sendo o primeiro capítulo intitulado de “Levantamento das espécies de nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas”, o segundo capítulo intitulado “Multiplicação de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde”, o terceiro capítulo intitulado “Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde” e o quarto capítulo intitulado “Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* em híbridos e cultivares de milho”, sendo os capítulos 1 e 4 redigidos conforme as normas da revista Nematologia Brasileira, o capítulo 3 redigidos conforme as normas da revista Tropical Plant Pathology e o capítulo 2 redigido conforme as normas da revista Phytoparasitica.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Importância do gênero *Meloidogyne*

Muitos nematoides fitoparasitos estão associados às plantas olerícolas, sendo que no Brasil os nematoides formadores de galhas, *Meloidogyne* spp. e *Ditylenchus dipsaci* são os que causam maiores prejuízos às olerícolas (Huang, 1992).

Os nematoides formadores de galhas pertencem ao Reino Animal, Filo Nematoda Potts, 1932; Classe Chromadorea Inglis, 1983; Subclasse Chromadoria Pearse, 1942; Ordem Rhabditida Chitwood, 1933; Subordem Tylenchina Thorne, 1949; Infraordem Tylenchomorpha De Ley e Blaxter, 2002; Superfamília Tylenchoidea Örley, 1880; Família Meloidogynidae Skarbilovich, 1959; Subfamília Meloidogyninae Skarbilovich, 1959; Gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1892, conforme a classificação proposta por De Ley e Blaxter (2002).

No gênero *Meloidogyne* estão os nematoides fitoparasitos de maior importância no mundo, possuindo ampla gama de hospedeiros, que incluem a maioria das plantas exploradas economicamente (Campos, 1985). No caso do cultivo de olerícolas a ampla distribuição em todo país, polifagia e a diferença biológica ligada ao parasitismo entre

populações da mesma espécie, dificulta a implementação de programas de resistência varietal e rotação de culturas, que são as medidas de controle mais eficientes e viáveis em nossas condições. A utilização de técnicas de manejo é a única forma viável de reduzir as populações do parasita a níveis inferiores aqueles capazes de causar prejuízos, sem riscos de contaminação do meio ambiente (Pimenta e Carneiro, 2005). Segundo Castagnone – Sereno (2002), esses nematoides são indivíduos endoparasitas sedentários obrigatórios possuindo mais de três mil espécies de plantas como hospedeiras em potencial. Entretanto, é dada pouca importância pelos agricultores e até mesmo técnicos agrícolas, devido ao seu tamanho reduzido e pelo fato de geralmente não provocarem o aparecimento de sintomas facilmente visíveis na parte aérea das plantas (Tihohod, 1993).

Segundo Taylor e Sasser (1978), os nematoides causadores de galhas multiplicam – se em escala logarítmica. Assim, considerando que uma única fêmea produzindo uma média de 500 ovos, e estes apenas 5% sobrevivem para reproduzirem – se em gerações seguidas, terão em apenas quatro gerações, respectivamente: 25, 625, 15.625 e 390.625 adultos.

O ciclo de vida completo dos nematoides das galhas ocorre em três a quatro semanas, em condições favoráveis (verão). Contudo, qualquer espécie reduz ou paralisa por completo as suas atividades vitais em temperaturas superiores a 40°C ou inferiores a 5°C (Ferraz, 2001). A partir dos ovos depositados em massas na superfície das raízes por fêmeas adultas, que são parasitas obrigatórios, ocorrem quatro ecdises, chegando então ao estágio adulto (Monteiro, 1992). Assim, encontram – se os denominados estádios de desenvolvimento: juvenil (J_1 – ainda dentro do ovo), juvenil de segundo estágio (J_2), juvenis de terceiro e quarto estágio (J_3 e J_4). No estágio J_2 , o nematoide é infectante, locomove – se procurando raízes para realizar o parasitismo; nos estádios J_3 e J_4 , os nematoides já se encontram no interior das raízes, sendo sedentários e obesos. Após o estágio J_4 , ocorre à completa formação do aparelho reprodutor, o que caracteriza o estágio adulto. Cada fêmea pode produzir aproximadamente 500 a 2.000 ovos (Tihohod, 1993). Ao penetrar nas raízes e estabelecer seu sítio de alimentação no parênquima vascular, o J_2 incita a planta uma reação, em que algumas células do parênquima tornam – se hipertrofiadas e multinucleadas, e são conhecidas como células gigantes. Falhas no desenvolvimento das células gigantes e consequente abortamento no

desenvolvimento do nematoide (ou vice – versa) têm sido observadas frequentemente em cultivares resistentes ou plantas tratadas com antimicóticos (Huang, 1985).

Segundo Alvarenga (2004), plantas de tomateiros quando atacadas severamente por *Meloidogyne* spp., apresentam o sistema radicular completamente desorganizado, com poucas raízes funcionais. No início da cultura, as altas infestações desses nematoides podem levar à morte de mudas no campo, e nas plantas sobreviventes, a produção é fortemente afetada em relação à quantidade e qualidade dos frutos. Oliveira (2007a) também relata que os danos podem ser expressos pela redução de produção ou então pela depreciação da qualidade do produto a ser comercializado, como por exemplo, em cenouras com sintomas de digitamento ou tubérculos de batata exibindo galhas.

Os manejos realizados visando o controle dos nematoides incluem controle químico, práticas culturais e controle biológico. Dentre as práticas culturais, o uso de cultivares resistentes mostra – se bastante promissor, uma vez que oferece as maiores possibilidades de êxito no controle desses organismos (Ruano et al., 1997). A associação de controle químico e a rotação de cultura, a eliminação de restos culturais e plantas daninhas, além do emprego de adubação verde diminuem a população do patógeno no solo. Outra opção é a utilização de plantas antagônicas, tais como o cravo de defunto, crotalárias, mucuna preta, erva de Santa Maria, aveia preta, que podem reduzir também a população. Algumas dessas plantas liberam substâncias tóxicas que inibem o desenvolvimento dos nematoides, além de serem incorporadas ao solo, melhorando assim as características físicas e o teor de matéria orgânica do mesmo. Medidas preventivas visando evitar a entrada de nematoides na lavoura, como a limpeza de ferramentas e maquinários agrícolas são de extrema importância (Fancelli, 2005).

Outra técnica atualmente recomendada é o emprego da enxertia, que segundo Goto et al. (2003), a utilização de porta enxertos resistentes, constituem uma alternativa de controle dos patógenos do solos em curto prazo, e que desde que começou a ser praticada em hortaliças, a enxertia se apresentou como uma boa alternativa na solução de problemas de ocorrência frequentes na olericultura. Segundo Wilcken et al. (2010a), após estudarem a reprodução de *M. javanica* e *M. incognita* raça 2 em porta enxertos e híbridos de pepino, verificaram que todos os porta – enxertos e híbridos de pepino testados proporcionaram a multiplicação de *M. javanica* e de *M. incognita* raça 2, porém, os valores

nos híbridos de pepino foram superiores aos dos porta – enxertos. Assim sendo, consideraram que na ausência de cultivares comerciais resistentes a *M. javanica* e *M. incognita* raça 2, a adoção de mudas de pepinos enxertadas em áreas infestadas com esses nematoides, além de interferir de maneira positiva na qualidade e produtividade da cultura (Goto et al., 2003), pode também proporcionar, dependendo do porta – enxerto escolhido, menor multiplicação dessa espécie do nematoide das galhas comparada ao plantio de pés – franco dos híbridos estudados.

Levantamentos populacionais são úteis na identificação dos nematoides associados às culturas e determinação da distribuição numa dada localidade, o que possibilita o início de estudos a respeito da biologia, ecologia e de métodos de controle de nematoides. Tais estudos são importantes para a adoção de medidas de controle antes que os patógenos atinjam o nível de dano econômico (Neves et al., 2009).

2.2 As espécies *M. javanica* e *M. enterolobii*

As espécies de nematoides formadores de galhas mais comumente encontradas associadas ao cultivo de olerícolas nas regiões tropicais e subtropicais são *M. incognita* e *M. javanica*. Outras duas espécies, *M. arenaria* e *M. hapla*, são menos frequentes, mas podem ser encontradas em algumas regiões do Brasil. Entre as culturas mais suscetíveis encontram – se as de quiabo, berinjela, tomate, abóbora e batata (Huang, 1992).

Atualmente, outra espécie de grande importância é *M. enterolobii* que foi descrita oriunda de uma população encontrada em raízes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong, na ilha de Hainan, na China (Yang e Eisenback, 1983). Segundo Yang e Eisenback (1983), as plantas de algodão, fumo ‘NC 95’, pimentão, melão e tomate também são boas hospedeiras dessa espécie.

Segundo a EPPO (2008), a espécie *M. enterolobii* tem sido identificada em várias matérias primas importadas vindas de diferentes partes do mundo, possuindo uma ampla gama de hospedeiros, sendo capaz de quebrar a resistência de cultivares de tomate, soja e batata – doce consideradas resistentes a meloidoginose. *M. enterolobii* tem sido relatada desde 1991 nos países baixos, em material vegetal provenientes da Ásia, América do Sul e África. Na Suíça foi relatada a ocorrência de *M. enterolobii* em estufas de tomate e pepino,

causando grande prejuízo a essas culturas. Também foi relatada a ocorrência na Ásia, nos países da China (Hainan, Guangdong) e no Vietnã. Na América do Norte, nos EUA (Flórida) foi relatada pela primeira vez em 2002 em plantas ornamentais, em campo comercial de tomate e em viveiro de frutas tropicais. Outras ocorrências foram na América Central e Caribe, em Cuba, Martinica, Porto Rico, Trinidad e Tobago. Na América do Sul, no Brasil e na Venezuela.

No Brasil, a espécie *M. enterolobii* foi assinalada pela primeira vez em Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA), causando danos severos em plantios comerciais de goiabeira (Carneiro et al., 2001), contudo relatada como *M. mayaguensis*. Entretanto, embora *M. mayaguensis* tenha sido relatada como nova espécie, segundo Xu et al. (2004), estudos com as espécies *M. enterolobii* Yang e Eisenback (1983) e *M. mayaguensis* Rammah e Hirschmann (1988) sugerem tratar – se da mesma espécie. Tal fato se deve aos resultados de dados morfológicos, gama de hospedeiros serem semelhantes, e que os fenótipos para as enzimas EST e MDH e as sequências do mtDNA serem idênticos.

Tigano et al. (2010) após avaliarem a variabilidade genética de 16 isolados de *M. enterolobii* provenientes do Brasil e outros países, utilizando marcadores moleculares, e realizarem o desenvolvimento de marcadores moleculares específicos para aplicação na detecção dessa espécie. Obtiveram que esse nematoide das galhas é uma espécie geneticamente homogênea, obtendo assim um conjunto de primers, que representará uma nova ferramenta para a detecção dessa espécie em amostras de campo e nos testes de diagnóstico de rotina para os dispositivos de quarentena.

Mendes (1998) avaliando vinte e oito cultivares comerciais de alface quanto à resistência às raças 1, 3 e 4 de *M. incognita* e a *M. javanica*, considerou a cultivar de folhas crespas ‘Grand Rapids’ como uma boa fonte de resistência para ser utilizada em programas de melhoramento, devido à sua resistência a todas as raças e espécies testadas.

Vários autores (Baldwin e Barker, 1970; Windham e Williams, 1987; Ibrahim et al., 1983; Manzotte et al., 2002; Mortitz et al., 2003; Wilcken et al., 2006; Carneiro et al., 2007; Dias et al., 2009) têm demonstrado diferentes reações de espécies vegetais em relação as espécies de *Meloidogyne* sp.. Segundo Asmus et al. (2000), as cultivares de milho tidas como resistentes na presença dos nematoides das galhas apresentam, em geral, galhas inconspícuas, situadas próximas a extremidade apical das raízes. Assim sendo, apresentam

células nutridoras e hipertrofia de células parenquimáticas que provocam a obliteração de parte dos elementos de vaso do xilema e a desorganização total do cilindro vascular.

Moraes et al. (2006) estudaram a influência de leguminosas no controle de nematoides fitoparasitos, entre eles *M. javanica* e *M. incognita*, no cultivo orgânico da cultura do alface e de repolho. Verificaram que a incorporação das mucuna preta, *Crotalaria juncea* em cultivo orgânico, reduziram a população de *Meloidogyne* spp. em 42 e 51%, respectivamente, nessas olerícolas.

Inomoto et al. (2006) verificaram a reação de seis adubos verdes (guandu, guandu anão, *C. breviflora*, *C. spectabilis*, mucuna preta e mucuna cinza) a *M. javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. Observaram que guandu anão, *C. breviflora*, *C. spectabilis* e mucuna preta diminuíram a população de *M. javanica*, enquanto, guandu anão, *C. breviflora* e *C. spectabilis* reduziram a população de *P. brachyurus*, sendo os adubos verdes mais indicados para o uso em áreas com mistura dessas duas espécies de nematoides.

Charchar et al. (2007) estudaram o efeito do cultivo prévio de *C. spectabilis*, *C. juncea*, mucuna preta, mostarda preta, milho híbrido e milho doce sobre *M. javanica* e *M. incognita* raça 1 em cultivo de cenoura ('Alvorada', 'Brasília', 'Carandaí', 'Esplanada' e 'Nova Kuroda'), verificando que nenhuma das espécies vegetais avaliadas controlaram os nematoides acima citados.

Em estudo para avaliar a reação de milho, sorgo e milheto frente às espécies *M. incognita* raça 1 e 3, *M. javanica* e *M. paranaensis*, Carneiro et al. (2007), verificaram a resistência para a raça 1 de *M. incognita* em milheto '90', '1449', 'Takashi', 'ADR 300', 'ADR 500' e sorgo 'BR 304', 'BRS 306', 'Zeneca 732', 'Planta Baixa' e 'BR 601'. Para *M. incognita* raça 3, os milhetos '90', '1449', 'Takashi' e os sorgos 'BRS 306', 'BR 601' foram resistentes. Para *M. paranaensis* os híbridos de sorgo 'BRS 306', 'Planta Baixa', 'BR 601', as cultivares 'BN 2', 'ADR 300', 'ADR 500' de milheto e todas as de milho, com exceção de 'AG 7575', foram resistentes. Para *M. javanica*, apenas os milhetos 'BN 2', '90' e '1449' foram resistentes.

Santana et al. (2010) avaliaram a eficiência de plantas antagonistas (*Mucuna aterrima*, *C. spectabilis* e *Cajanus cajan*) no controle de *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp. em áreas de cultivo de hortaliças. Verificaram que após o cultivo dessas antagonistas, no sistema radicular, o número de *Meloidogyne* spp. foi

superior quando se cultivou tomateiro, enquanto que para *Helicotylenchus* spp. houve aumento da população na área cultivada com a mucuna.

No Brasil, as áreas que surgiram relatos de *M. enterolobii* foram, Pernambuco (Carneiro et al., 2001), Bahia (Carneiro et al., 2001), Rio Grande do Norte (Torres et al., 2004), Rio de Janeiro (Lima et al., 2005), Ceará (Torres et al., 2005), São Paulo (Carneiro et al., 2006a), Paraná (Carneiro et al., 2006b), Piauí (Silva et al., 2006), Espírito Santo (Lima et al., 2007), Mato Grosso do Sul (Asmus et al., 2007), Paraíba (Gomes et al., 2007), Mato Grosso (Almeida et al., 2008), Maranhão (Silva et al., 2008), Rio Grande do Sul (Gomes et al., 2008a), Santa Catarina (Gomes et al., 2008a), Goiás (Siqueira et al., 2009), Tocantins (Charchar et al., 2009). É uma espécie polígafa, de alta virulência, com potencial de multiplicação superior a *M. incognita* em cultivares suscetíveis de tomateiro (*Solanum lycopersicum* Mill.), sendo capaz de vencer a resistência da cultivar ‘Rossol’ portadora do gene *Mi*, e também de batata – doce (*Ipomoea batatas* L.) cv. ‘CDH’ e de soja (*Glycine max* L.) cv. ‘Forest’, todas resistentes a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* (Fargette, 1987). Tendo em vista a estas características e o pouco conhecimento sobre o manejo de áreas infestadas por *M. enterolobii*, medidas de erradicação devem ser urgentemente tomadas para redução das fontes de inóculo, diminuindo a disseminação. Ações complementares devem ser implementadas, empregadas para controle do trânsito de mudas e órgãos vegetais infectados (Torres et al., 2004).

A não efetividade da resistência genética das cultivares a *M. enterolobii* não está ligada ao aumento de temperatura do solo, como ocorre nas outras espécies de *Meloidogyne* spp. Esta capacidade de contornar a resistência genética é uma característica intrínseca dessa espécie, e já foi verificada em temperaturas de 24 a 28°C (Prot, 1984; Luc e Reversat, 1985). Conforme Rodriguez (2000), perdas provocadas por *M. enterolobii* já foram relatadas em café, em Cuba, onde também foi constatada em cultivares de tomateiros resistentes às espécies de *Meloidogyne*, conferida pela presença do gene *Mi*. Segundo Brito et al. (2004), foram verificados que o isolado de *M. enterolobii* originado da Florida reproduziu – se em genótipos de tomateiros com gene *Mi* em experimentos desenvolvidos em diferentes temperaturas.

Segundo Moreira et al. (2003), o dano causado por *M. enterolobii* debilita as goiabeiras, tornando inviável seu cultivo já aos quatro anos da lavoura. Pereira et

al. (2009) estimaram que nas regiões produtoras de goiabeiras, o prejuízo direto causado por *M. enterolobii* foi de 112,7 milhões de reais até o ano de 2008, aos quais se acrescentam o desemprego de 3.703 trabalhadores rurais em tempo integral devido ao declínio e morte dos pomares. Evidenciando a importância de *M. enterolobii* no Brasil, cuja relevância poderá aumentar se outras áreas produtoras de goiaba forem infestadas e/ou se outras culturas agrícolas forem seriamente afetadas por este nematoide.

Segundo Carneiro et al. (2001), o sintoma primário em goiabeiras são galhas de grandes dimensões com necroses associadas no sistema radicular. Consequentemente ocorrem à diminuição drástica das raízes finas de alimentação, embora o nematoide parasite todos os tipos de raízes, desde as radículas superficiais até a raiz pivovante mais lignificada, localizada a mais de 50 cm de profundidade. Os sintomas secundários no campo em goiabeiras são forte bronzeamento de bordos de folhas e ramos, seguido de amarelecimento total da parte aérea, culminando com o desfolhamento generalizado e morte súbita da planta.

Maranhão et al. (2001) testaram diferentes genótipos de goiabeira em relação aos nematoides das galhas. Obtiveram que apenas um indivíduo segregante das variedades ‘Bebedouro – 18’ e ‘Pera Vermelha’ comportaram – se como moderadamente resistente a *M. enterolobii*, o mesmo ocorrendo com ‘Bebedouro – 18’, ‘Paluma’, ‘Pera Vermelha’ e ‘White Selection Florida’, porém em relação a *M. incognita*. Os demais genótipos mostraram – se pouco resistentes ou suscetíveis.

Guimarães et al. (2003) estudaram, em casa de vegetação, o parasitismo de *M. enterolobii* em diferentes espécies botânicas de valor comercial. Verificaram que o feijoeiro comum cv. ‘IPA – 9’, caupi cv. ‘IPA – 206’, tomateiros ‘Santa Cruz’ e ‘Viradoro’ e *C. juncea* comportaram – se como suscetíveis e o amendoim cv. ‘BR – 1’, o milho cv. ‘São José BR – 5026’ e a *C. spectabilis* como imunes, sendo estes recomendados no programa de rotação de cultura para o controle desta espécie.

M. enterolobii também foi encontrada em espécies consideradas plantas invasoras no município de São João da Barra (RJ), como fedegoso (*Senna* spp.), seralha (*Emilia sonchifolia*), beldroega pequena (*Chamaesyce prostrata*), urtiga (*Cnidoscolus urens*) e maracujá – do – mato (*Passiflora mucronata*) (Lima et al., 2003).

Segundo Lima et al. (2005), um levantamento em áreas de Mata Atlântica com vegetações do tipo floresta de altitude ou restinga, foi possível a detecção de doze isolados de *M. javanica*, seis de *M. exigua*, dois de *M. incognita*, um de *M. arenaria*, um de *M. enterolobii* e um isolado não identificado, evidenciando a diversidade de nematoides das galhas na floresta de altitude.

Torres et al. (2005) fez o primeiro relato de *M. enterolobii* no Ceará parasitando goiabeira (*Psidium guajava*) cv. 'Paluma', identificando essa espécie pelo fenótipo de esterase M2 (Rm: 0,7, 0,9). O primeiro registro de ocorrência de *M. enterolobii* em goiabeira 'Novo Milênio' em Novo Horizonte do Sul (MS) foi feito por Asmus et al. (2007), que verificaram que as plantas de goiabeira, com um a dois anos de idade, apresentavam intenso amarelecimento foliar, subdesenvolvimento e suas raízes estavam repletas de galhas.

A ocorrência de plantas com bronzeamento nas margens das folhas, sintomas de deficiência mineral acentuada, e presença de algumas plantas mortas foram relatadas pela primeira vez por Silva et al. (2008), na cultivar de goiabeira 'Paluma', em São Luís (MA). Outro registro foi em pomares das goiabas, 'Paluma' e 'Casca Dura', em Roca Sales (RS) realizado por Gomes et al. (2008a), onde constataram que as plantas apresentavam sintomas de deficiência nutricional, como amarelecimento, seca das extremidades das folhas, área foliar reduzida, presença de ramos secos, sistema radicular reduzido, com poucas raízes secundárias e com muitas galhas grandes, necroses e apodrecimento de raízes, além de morte das plantas.

Iwahori et al. (2009) após identificação morfométrica e por DNA (primers Powers e Harris) relataram pela primeira vez, no Vietnã, a detecção de *M. enterolobii* em plantas sintomáticas de goiabas intercaladas em pomares de citros, que apresentavam raízes com galhas severamente atacadas. Outro registro de detecção de *M. enterolobii* foi realizado por Zhuo et al. (2010), que relataram essa espécie em araruta (*Maranta arundinacea*) na China.

Em São Paulo, *M. enterolobii* foi detectada pela primeira vez parasitando o porta enxerto de pimentão 'Silver' e os tomateiros 'Andréia' e 'Débora', resistentes a meloidoginose (*M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*), causando perdas nessas culturas nos municípios de Pirajuí, Santa Cruz do Rio Pardo, Reginópolis e Campos Novos Paulista. As plantas infectadas apresentam aspecto cloróticos, diminuição no crescimento e

uma consequente redução na qualidade e quantidade de frutos, e as raízes severamente infectadas apresentam menor desenvolvimento e deformações, devido à presença de um grande número de galhas e ausência de raízes finas (Carneiro et al., 2006a). Os autores também relatam que provavelmente *M. enterolobii* é uma espécie nativa do estado de São Paulo e vem sendo disseminada nessa região por implementos agrícolas.

Brito et al. (2007) verificaram que isolados de *M. enterolobii* provenientes da Florida, foram capazes de superar a resistência de tomateiro e pimentão que apresentavam genes de resistência (*Mi – 1*, *N* e *Tabasco*).

Gomes et al. (2008b) estudaram a caracterização nutricional de goiabeiras parasitadas por *M. enterolobii*, em São João da Barra (RJ). Observaram que os sintomas de bronzeamento, amarelecimento, queima dos bordos e queda das folhas estavam associados à carência de nitrogênio, fósforo e potássio, e que as plantas tinham uma menor absorção de cálcio e magnésio, acumulando manganês, embora não atingindo níveis fitotóxicos. Concluíram que as adubações orgânicas e minerais são viáveis, aumentando a produtividade e minimizando os danos sofridos, promovendo assim, o retardamento do declínio das plantas infestadas por *M. enterolobii*.

Almeida et al. (2008) relataram o primeiro registro da ocorrência de *M. enterolobii* nas culturas de alface, pepino, pimentão e tomate cereja no Estado do Mato Grosso, e o primeiro em soja no estado de São Paulo. Estes autores sugerem que a morfologia da perineal e da região labial dos machos são suficientes para a distinção segura entre *M. enterolobii* de *M. incognita*. Contudo, os autores (Carneiro e Almeida, 2001 e Torres et al., 2005) relatam a dificuldade na identificação dessas espécies apenas pelo padrão perineal.

Pinheiro et al. (2009a) avaliaram mudas de tomateiro industrial quanto a resistência às espécie de *M. enterolobii* e uma mistura populacional de *M. incognita* e *M. javanica*. Após 45 dias, obtiveram que a mistura de *M. incognita*/*M. javanica* proporcionaram menor fator de reprodução nas linhagens: 512(OP)Mi, 512(OP)PST, 548(OP)Mi, 629(F7)Mi, 639(F8)Mi e 634(F7). Para a espécie *M. enterolobii* os menores valores foram das linhagens 512(OP)Mi, 548(OP)Mi, 562(F8)Mi, 629(F7)Mi, 633(F8)Mi, 639(F8)Mi, 640(F7)Mi, 641(F8)Mi, 512(OP)PST, 523(OP), 528(F9), 536(F9), 551(F8), 552(F8), 569(F8), 571(F8) e 609(F7).

Cantu et al. (2009) estudaram a reação de oito porta enxertos de tomateiros ('Guardião', 'Helper – M', 'Anchor – T', 'Dr. K', 'Kagemuscha', 'TMA 809', 'Magnet' e 'He – Man') portadores do gene *Mi* disponíveis no mercado brasileiro a *M. enterolobii*. Verificaram que todos os porta enxertos estudados foram suscetíveis a essa espécie, variando o fator de reprodução de 11,34 ('TMA – 804') a 18,21 ('Dr. K').

Pinheiro et al. (2009b) avaliaram o comportamento de 56 genótipos de *Capsicum* spp. pertencentes ao programa de melhoramento da Embrapa Hortaliças, visando a resistência desses genótipos a *M. enterolobii*. Obtiveram que apenas os genótipos CNPH 0060, CNPH 0578, CNPH 3454, CNPH 3272 e CNPH 4159 apresentaram menor índice de galhas e de massa de ovos para *M. enterolobii*.

Kiewnick et al. (2009) verificaram que todas as cultivares testadas de tomateiro (*Mi – I*) e pimentão (*N*) que conferiam resistência a algumas meloidoginoses, multiplicaram a espécie *M. enterolobii*, dificultando assim o controle dessa espécie em sistemas de agricultura orgânica, onde o controle químico não é uma opção.

Pontes et al. (2009) estudaram seis genótipos de melancia (92 – 0221, 92 – 0223, PI244019, 92-385 (PI – 10 A) e 92 – 0228, pertencentes ao grupo *Citrullus lanatus* var. 'Citroide', e 'Tra 2', pertencente ao grupo *Citrullus lanatus* var. 'Lanatus') quanto ao número de núcleos por células gigantes e a taxa de reprodução que aumentaram aos 5, 10, 15 e 20 dias após a inoculação com *M. enterolobii*, aferindo a fecundidade e a produção de ovos. Constaram que os genótipos 92 – 0221 e PI244019 apresentaram as taxas mais baixas de reprodução do nematoide e o menor número de núcleos por células gigantes, confirmando a reação de resistência.

Em estudo realizado por Dias et al. (2009), a reação de 37 genótipos de milho foi avaliada frente a espécie *M. enterolobii*, verificando que 31 dos genótipos testados foram considerados suscetíveis e que apenas seis genótipos comportaram – se como resistentes a essa espécie, dentre os quais foram NB 7361, SHS 5080, GNX 1020, GNX 3010, BRS 1031 e BM 1115.

Alves et al. (2009) estudaram o comportamento de sete variedades de café ('Obatã 1669 – 20 IAC', 'IAC Apoatã 2258' (*Coffea canephora*), 'Catuaí Amarelo IAC 62', 'IAC 99 Catuaí Vermelho', 'Catuaí Amarelo 17/02', 'Catuaí Vermelho 20/15' e 'Mundo Novo IAC 379 – 19') a *M. enterolobii*. Os resultados mostraram que todas as variedades de

café testadas tiveram fator de reprodução menor que um, sendo consideradas não hospedeiras de *M. enterolobii*.

Em maracujazeiro, foram avaliados por Silva et al. (2009), a reação de 07 acessos sendo eles, *Passiflora setacea*, *P. coccinea*, *P. nitida*, híbrido interespecífico das espécies *P. coccinea* x *P. setacea* – ‘Estrela do cerrado’, *P. edulis* f. *flavicarpa* – ‘Vermelhinho pequeno’, *P. edulis* f. *flavicarpa* – ‘GA2’, *P. edulis* f. *flavicarpa* – ‘EC2’ a *M. enterolobii*. Esses autores obtiveram que todos os acessos estudados foram considerados resistentes a *M. enterolobii*, podendo ser utilizados em programas de rotação de culturas em campos que foram anteriormente infestados por essa espécie.

Becaro et al. (2009) realizaram um levantamento de nematoides em pomares de goiaba de 14 municípios paulistas (Vista Alegre do Alto, Pirangi, Monte Alto, Taiacú, Matão, Taquaritinga, Itápolis, Fernando Prestes, Santa Adélia, Cândido Rodrigues, Novo Horizonte, Urupês, Elisiário e Júlio de Mesquita). Observaram a presença de *M. enterolobii* em 23,1% das amostras (Matão, Santa Adélia e Novo Horizonte), a presença de *P. brachyurus* em 27% das amostras (Júlio de Mesquita, Matão, Elisiário, Vista Alegre do Alto, Itápolis, Fernando Prestes, Pirangi e Novo Horizonte) e a presença de *Hemicycliophora* spp. em 57% das amostras (Vista Alegre do Alto, Itápolis, Fernando Prestes, Pirangi, Novo Horizonte, Monte Alto, Taiacú, Taquaritinga).

Carrizo et al. (2009) em estudo para identificar e caracterizar morfologicamente o gênero *Meloidogyne*, provenientes de *Solanum tuberosum* subsp. *andigenum*. Verificaram que em 27,66% do total das amostras analisadas estavam infectadas por *Meloidogyne* spp., sendo que as espécies mais frequentes foram *M. hapla* (36,14%), *M. incognita* (28,92%), *M.sp1* (15,66%), *M.sp2* (9,64%), *M. javanica* (4,82%) e *M. arenaria* (4,82%).

Segundo Wilcken et al. (2010b), após estudarem a biologia de *M. enterolobii* e *M. javanica* em plantas de tomateiro com (‘Magnet’) e sem o gene *Mi* (‘Rutgers’), constataram que após 3 dias de inoculação (DAI), os juvenis de segundo estágio já penetraram em ambos os tomateiros. Após o 17 DAI, fêmeas jovens de *M. javanica* foram observadas apenas em ‘Rutgers’, enquanto, para *M. enterolobii* foram observados nos dois tomateiros (‘Rutgers’ e ‘Magnet’). A espécie *M. javanica* após 31 DAI apenas se multiplicou na cultivar sem o gene *Mi* (‘Rutgers’), e que *M. enterolobii* multiplicou nas cultivares sem e

com o gene *Mi* de resistência. Observações realizadas por diversos autores demonstram que a capacidade de *M. enterolobii* de vencer a resistência genética é uma característica intrínseca dessa espécie (Prot, 1984; Luc e Reversat, 1985; Rodriguez, 2000; Guimarães et al., 2003; Brito et al., 2004; Pinheiro et al., 2009a; Westerich, 2010).

2.3 Classificação e importância econômica de olerícolas e do milho

Na safra de 2009, o tomate (175.544 toneladas) ocupou o primeiro lugar em volume de comercialização na CEAGESP/SP, vindo em seguida à cenoura (53.773 toneladas), pimentão (36.438 toneladas), repolho (31.037 toneladas), pepino (26.502 toneladas), beterraba (18.784 toneladas), alface (14.885 toneladas), brócolos (7.697 toneladas) e couve flor (5.814 toneladas) (Agrianual, 2010).

A planta de tomate pertence à família das Solanaceae e ao gênero *Solanum*, este é constituído por nove espécies, dividido em dois complexos: o *esculentum*, que engloba: *Solanum lycopersicum*, *Lycopersicon pimpinellifolium* (Jusl.) Mill., *L. cheesmani* Riley, *L. hirsutum* Humb. e Bonpl., *L. pennellii* (Corr) D'Arcy., *L. chmielewskii* Rick, Kes., Fob e Holle, *L. parviflorum* Rick, Kes., Fob e Holle e o complexo *peruvianum*, composto de duas espécies: *S. peruvianum* (*L. peruvianum* (L) Mill.) e *L. chilense* Dun (Taylor, 1986).

O tomate é uma planta nativa dos Andes, originando – se na região localizada na parte ocidental da América do Sul. É uma espécie cosmopolita, sendo uma das olerícolas mais importantes cultivadas no Brasil (Filgueira, 2007). A safra de tomate de 2009 foi estimada em 4.214.372 toneladas colhidas em uma área de 64.554 ha, sendo os Estados de Goiás, São Paulo, Minas Gerais, Paraná, Bahia, Rio de Janeiro, Santa Catarina e Pernambuco, os principais produtores (Agrianual, 2010). As espécies predominantes no cultivo de tomateiro são *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* (raças 1 a 4) e *M. javanica*, sendo *M. incognita* e *M. javanica* as mais comuns (Embrapa, 2003).

As pimentas e pimentões pertencem também à família das Solanaceae. As espécies do gênero *Capsicum* spp., com exceção a *C. anomalum*, são originárias da América tropical, (McLeod et al., 1982, citados por Nuez – Viñals et al., 1996), sendo também cultivadas em regiões com temperaturas amenas em cultivos protegidos.

Além do pimentão (*C. annuum* var. *annuum*), são cultivados no Brasil diferentes tipos de pimentas pertencentes às quatro espécies domesticadas: *C. annuum* (jalapeño), *C. baccatum* (dedo – de – moça), *C. frutescens* (malagueta) e *C. chinense* (de – cheiro, bode, cumari – do – Pará) (Embrapa, 2010).

A maioria das cultivares de *C. annuum* é resistentes a *M. javanica* e suscetíveis a *M. incognita*. Entretanto, fontes de resistência de *Capsicum* a *M. incognita* tem sido relatadas (Tzortzakakis, 1997). A resistência aos nematoides das galhas em pimenta, é caracterizada pelos genes dominantes como o gene *N* (Thies e Fery, 2000), *Me₁* a *Me₅* (Berthou et al., 2003), e *Me₇* (Pegard et al., 2005). A espécie *M. enterolobii* foi encontrada em porta enxerto de pimentão ‘Silver’ (resistente) no estado de São Paulo (Carneiro et al., 2006a).

As brassicáceas (crucíferas) constituem a família que abrange o maior número de culturas oleráceas, como por exemplo, a couve flor, repolho, couve – brócolos, couve tronchuda, couve de Bruxelas, rabanete etc. A partir da couve silvestre, *Brassica oleracea* var. *silvestris* originaram – se distintas culturas oleráceas que podem ser classificadas como diferentes variedades botânicas, sendo elas: Couve flor (*B. oleracea* var. *botrytis*), repolho (*B. oleracea* var. *capitata*), couve brócolos (*B. oleracea* var. *itálica*), couve tronchuda (*B. oleracea* var. *tronchuda*), couve de Bruxelas (*B. oleracea* var. *gemmifera*) e couve rábano (*B. oleracea* var. *gongylodes*) (Filgueira, 2007).

A alface (*Lactuca sativa*) originou – se de espécies silvestres, encontradas em regiões de clima temperado, no sul da Europa e na Ásia Ocidental. A cenoura (*Daucus carota*) é originária da região onde se localiza o Afeganistão, entretanto, a cenoura de coloração alaranjada foi selecionada a partir de material asiático trabalhado na França e na Holanda durante o século XVII. Sendo a parte utilizável uma raiz pivotante, tuberosa, carnuda, lisa, reta e sem ramificações, de formato cilíndrico ou cônico e de coloração alaranjada. A salsa ou salsinha (*Petroselinum crispum*) e o coentro (*Coriandrum sativum*) é uma apiácea herbácea, condimentar, em que a salsa é uma cultura melhor adaptada em temperaturas amenas e o coentro em clima quente. O pepino (*Cucumis sativus*) é originária de regiões quentes do norte da Índia ou da África. Já a beterraba (*Beta vulgaris*) originou – se em regiões européias e norte africanas de clima temperado. A planta desenvolve uma típica parte tuberosa, purpúrea, pelo entumescimento do hipocótilo (Filgueira, 2007).

No Brasil, a produção da cultura do milho (*Zea mays* L.) na safra 2009/10 foi aproximadamente de 50.204.768 toneladas, ocupando uma área de 12.916.554 ha, sendo destinado 6.500 mil toneladas para exportação mundial (Agrianual, 2010). A cultura do milho é utilizada em programas de rotação de culturas objetivando o controle de fitonematoídeos, em especial dos nematoídeos de galhas, do gênero *Meloidogyne* (Asmus et al., 2000).

2.4 Identificação morfológica (perineal) e técnica de eletroforese de isoenzimas para o gênero *Meloidogyne*

Os nematoídeos são considerados um dos organismos mais difíceis de serem identificados, tanto pelo tamanho diminuto ou pela dificuldade de observação de características chaves para o diagnóstico em microscopia de luz convencional (Oliveira, 2010). Em face ao tamanho relativamente pequeno desses organismos e da disponibilidade de limitado número de caracteres morfológicos mensuráveis por técnicas laboratoriais facilmente exequíveis, a sua taxonomia é difícil tarefa até mesmo para pesquisadores qualificados e experientes. Em parte, esses problemas têm sido superados mediante o uso da eletroforética de proteínas totais e de isoenzimas, sorologia e análise de DNA como critério adicional à taxonomia clássica, baseada em características morfológicas convencionais (Alonso e Alfenas, 2006).

A configuração perineal é a característica morfológica mais importante para a identificação de espécies de *Meloidogyne* (Alonso e Alfenas, 2006). Segundo Almeida et al. (2008), a morfologia da perineal e da região labial dos machos são suficientes para a distinção segura entre *M. enterolobii* e *M. incognita*. Entretanto, outros autores (Carneiro e Almeida, 2001 e Torres et al., 2005) relatam a dificuldade na identificação dessas espécies apenas pelo padrão perineal.

O termo eletroforese foi criado por Michaelis, em 1909, para descrever migração de colóides sob a influência de um campo elétrico. Moléculas de carga negativa migram para o pólo positivo, e moléculas com carga positiva migram para o pólo negativo. A eletroforese visa à separação de moléculas em função de suas cargas elétricas, de seus pesos

moleculares e de suas conformações, em suportes porosos (geis) e soluções – tampões que estabilizam o pH do meio e permitem o fluxo de corrente elétrica. Na prática a eletroforese consiste da extração de amostras, seja de proteínas, enzimas ou DNA obtido de um tecido vegetal ou animal e da migração destas num gel (amido, agarose, acrilamida) submetido a uma corrente elétrica contínua (Dantas e Nodari, 2008).

A principal aplicação das isoenzimas está ligada aos estudos de diversidade genética e evolução, sendo importante para as investigações sobre variação intraespecífica, genética de populações, na evolução e nos mapeamentos genéticos, realizados em centenas de espécies. Contudo, apesar de estarem sendo utilizado em vários programas de melhoramento, o reduzido número de sistemas enzimáticos polimórficos impõe limitações variáveis dependendo do objetivo do estudo ou atividade (Dantas e Nodari, 2008).

Com base nos padrões de esterase, malato desidrogenase e α – glicerofosfato desidrogenase, os autores Dickson et al. (1971) e Hussey et al. (1972), diferenciaram as espécies *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* e *M. hapla*, sendo comparados quanto ao número total de bandas e agrupadas por Hyman e Powers (1991), citados estes por Alonso e Alfenas (2006).

Segundo Carneiro et al. (2000), estudos bioquímicos, envolvendo proteínas solúveis, foram realizados nos últimos 30 anos, e têm demonstrado que várias espécies de nematoides das galhas podem ser diferenciadas a nível específico através de fenótipos enzimáticos, que podem ser obtidos através de eletroforese em geis de poliacrilamida. Até o momento, existem cerca de 26 espécies caracterizadas.

As populações de *Meloidogyne* estudadas a nível específico, por Steffen (2007) apresentaram o mesmo perfil para esterase VS1 (Rm 0,70), demonstrando apenas a presença de *M. graminicola* nessa região. Entretanto, como outras espécies do nematoide das galhas poderão estar presentes em lavouras de arroz irrigado, um levantamento mais detalhado deverá ser realizado em outras regiões orizícolas do Estado do Rio Grande do Sul.

Carneiro et al. (2006b) isolaram a espécie *M. enterolobii* de raízes de orquídea nativa (*Oeceoclades maculata*), de picão preto (*Bidens pilosa*), de abóbora (*Curcubita pepo*) e de caruru amargoso (*Erechtites hieraciifolius* L.) presentes no cultivo de goiaba no município de Santa Mariana, no Estado do Paraná, tal espécie foi identificada

através do perfil da isoenzima esterase e configuração da região perineal. Silva et al. (2006) também identificaram após estudos com os mesmos métodos de identificação, a ocorrência de *M. enterolobii* em pomares de goiabeiras ‘Paluma’ no Distrito Irrigado dos Tabuleiros Litorâneos no Estado do Piauí, no município da Paraíba.

Kiewnick et al. (2008) após a identificação através de características morfológicas e pela técnica de eletroforese de esterase (EST) e malato desidrogenase (MDH), realizaram o primeiro relato de *M. enterolobii* causando problemas em tomateiro resistente a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* e em pepino na Suíça.

Moura et al. (2009) caracterizaram por padrões perineais e estudos com a enzima esterases, espécies do gênero *Meloidogyne* em canaviais do Estado de Pernambuco. Foram encontradas as espécies *M. arenaria* (EST A2, Rm: 1.2, 1.3), *M. incognita* (EST I2, Rm: 1.0, 1.1; EST I1, Rm: 1.0), *M. enterolobii* (Est M4, Rm: 0.7, 0.75, 0.9, 0.95), *M. javanica* (EST J3, Rm: 1.0, 1.25, 1.4) e *M. hispanica* (Hi3, Rm: 0.8, 0.9, 1.05). As espécies de *Meloidogyne* são frequentemente mistas nas amostras e em termos de porcentagem de ocorrência para a região Norte e Sul: *M. arenaria* (46,3; 44,5), *M. incognita* (31,7; 7,4), *M. enterolobii* (12,1; 33,3), *M. javanica* (2,4; 0), *M. hispanica* (0; 3,7) e fenótipos atípicos (7,3; 0). Esses autores relatam a primeira ocorrência de *M. arenaria* e detecção de *M. enterolobii* em cana – de – açúcar no Brasil.

Castro et al. (2009) após estudo utilizando os fenótipos de α – esterase revelados em geis de poliacrilamida, submetidos à eletroforese vertical, identificaram espécies de *Meloidogyne* em aceroleiras de áreas irrigadas de Petrolina. Foram identificados *M. enterolobii* em 48 amostras (72,7%), *M. arenaria* em cinco (7,6%), *M. incognita* em cinco (7,6%) e *M. javanica* em quatro (6,1%). Numa amostra (1,5%), detectou – se a mistura de *M. enterolobii* e *M. arenaria*. Ressaltam que a aceroleira não é uma cultura indicada para a substituição de goiabeiras eliminadas devido à infecção por *M. enterolobii*, tendo em vista a suscetibilidade das cultivares comerciais atualmente disponíveis.

CAPÍTULO I

“Levantamento das Espécies de Nematoides das Galhas em Áreas de Cultivo de Olerícolas”

(artigo redigido conforme normas da revista Nematologia Brasileira)

Levantamento das Espécies de Nematoides das Galhas em Áreas de Cultivo de Olerícolas*

Juliana M. O. Rosa^{1*}, Juliana N. Westerich¹ & Silvia Renata S. Wilcken¹

* Parte da Tese de Doutorado da primeira autora

¹ Depto. de Produção Vegetal, Setor de Defesa Fitossanitária, Faculdade de Ciências Agronômicas - UNESP, 18610-307, Botucatu (SP), Brazil

* Autoras para correspondência: julianamagrinelli@hotmail.com, srenata@fca.unesp.br

Resumo – Rosa, J.M.O., Westerich, J.N. & S.R.S. Wilcken. 2010. Levantamento das espécies de nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas.

O cultivo sucessivo de olerícolas numa mesma área pode proporcionar o agravamento de problemas fitossanitários, dentre eles os nematológicos. O presente trabalho foi desenvolvido visando à determinação da ocorrência de espécies de *Meloidogyne* em áreas de cultivo de olerícolas. Levantamentos nematológicos foram realizados em 25 propriedades no município de Botucatu, SP, e outros 07 em municípios vizinhos (São Manuel, Arealva, Bauru (2), Pirajuí, Taguaí e Manduri) totalizando 32 propriedades produtoras de olerícolas. Em cada propriedade foram amostradas diferentes áreas de cultivos, sendo retiradas 03 subamostras para compor 01 amostra de solo e raiz. Após as coletas, parte da amostra foi processada para verificação da presença e quantificação dos nematoides, e parte para plantio de mudas de tomateiro ‘Rutgers’ visando à multiplicação da população de *Meloidogyne* spp. e posterior identificação morfológica (perineal) e eletroforética (esterase) das fêmeas. As espécies de *Meloidogyne* identificadas foram *M. javanica*, *M. incognita* e *M. hapla*, no município de Botucatu; *M. incognita* em Arealva e Bauru; *M. incognita* e *M. javanica* em Taguaí; e em Pirajuí e Manduri foram identificadas *M. enterolobii*, sendo este último município identificadas também as espécies *M. javanica* e *M. incognita*. De acordo com os resultados obtidos no processamento de solo, 29% apresentaram infestação com *Meloidogyne* spp., 46% apresentaram *Helicotylenchus* spp., 8% de *Pratylenchus* spp., 3% de *Rotylenchulus reniformis*, 1% de *Tylenchulus semipenetrans* e 88% de nematoides de vida livre. Os

resultados obtidos do processamento de raiz mostraram que 40% das amostras apresentaram *Meloidogyne* spp., 28% de *Helicotylenchus* spp., 9% de *Pratylenchus* spp., 1% de *Rotylenchulus reniformis* e 72% de nematoides vida livre.

Palavras – chaves: *Meloidogyne* sp., amostragem, multiplicação, perineal, eletroforese.

Summary – Rosa, J.M.O., Westerich, J.N. & S.R.S. Wilcken. 2010. Nematological survey with vegetable crops.

This study aimed to determinate the *Meloidogyne* species occurrence on vegetable crops. A nematological survey was conducted in 32 rural farms in Botucatu city and neighboring cities (São Manuel, Arealva, Bauru, Pirajuí, Taguaí and Manduri), São Paulo State, Brazil. At each farm was taken three subsamples in different areas to make one soil and one roots sample. After that, part of the samples were processed to verify and quantify the nematodes, and the other sample part was used to get the *Meloidogyne* species multiplied on tomatoes ‘Rutgers’. The female *Meloidogyne* identification were done by morphological identification (perineal) and electrophoretic analyses (esterase). In Botucatu, the *Meloidogyne* species detected were *M. javanica*, *M. incognita* and *M. hapla*; in Arealva and Bauru, *M. incognita*; in Taguaí, *M. incognita* and *M. javanica*; in Pirajuí, *M. enterolobii*; and in Manduri, *M. enterolobii*, *M. javanica* and *M. incognita*. According to soil analysis results, 29% had *Meloidogyne* spp., 46% *Helicotylenchus* spp., 8% *Pratylenchus* spp., 3% *Rotylenchulus reniformis*, 1% *Tylenchulus semipenetrans* and 88% free-living nematodes. The root analysis results showed 40% of *Meloidogyne* spp., 28% *Helicotylenchus* spp., 9% *Pratylenchus* spp., 1% *R. reniformis* and 72% free-living nematodes.

Key words: *Meloidogyne* sp., sampling, multiplication, perineal, electrophoresis.

Introdução

A ocorrência de nematoides em áreas de cultivos agrícolas vem se tornando cada vez mais preocupante, devido a inúmeros prejuízos que estes organismos

podem causar. Dentre os mais variados gêneros de nematoides fitoparasitos, os mais comumente encontrados em sistemas agrícolas anuais são *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Heterodera*, *Ditylenchus*, podendo ou não estar relacionados a perdas agrícolas dependendo da espécie vegetal ali presente e do nível populacional desses nematoides.

A realização correta da amostragem propicia a adoção de práticas eficientes no controle dos nematoides reduzindo as perdas econômicas. Segundo Zambudio (2003), estima-se que os danos causados por nematoides chegam a 100 milhões de dólares, em plantações de café e em outras culturas tropicais de grande importância econômica como as culturas anuais (soja, feijão), olerícolas e fruteiras.

Vários levantamentos vêm sendo realizados para o melhor conhecimento das espécies existentes, assim como seus possíveis danos. Em estudo realizado por Carneiro *et al.* (2006a), detectaram que no estado São Paulo a primeira ocorrência da espécie *M. enterolobii* foi em porta enxerto de pimentão ‘Silver’ e tomateiros ‘Andréia’ e ‘Débora’, resistentes a *M. incognita*, acarretando perdas nessas culturas nos municípios de Pirajuí, Santa Cruz do Rio Pardo, Reginópolis e Campos Novos Paulista. Lima *et al.* (2005), em levantamento em áreas de Mata Atlântica com vegetações do tipo floresta de altitude ou restinga, detectaram doze isolados de *M. javanica*, seis de *M. exigua*, dois de *M. incognita*, um de *M. arenaria*, um de *M. enterolobii* e um isolado não identificado, evidenciando a diversidade de nematoides das galhas na floresta de altitude. Torres *et al.* (2005) fizeram o primeiro relato de *M. enterolobii* no Ceará parasitando goiabeira (*Psidium guajava*) cv. ‘Paluma’, identificando essa espécie pelo fenótipo de esterase M2 (Rm: 0,7, 0,9).

Asmus *et al.* (2007) realizaram o primeiro registro da ocorrência de *M. enterolobii*, no município de Novo Horizonte do Sul (MS), em plantas de goiabeira ‘Novo Milênio’, com um a dois anos de idade, que apresentavam sintomas de intenso amarelecimento foliar, subdesenvolvimento e com raízes repletas de galhas.

Outro relato foi feito por Almeida *et al.* (2008), com o primeiro registro da ocorrência de *M. enterolobii* nas culturas de alface, pepino, pimentão e tomate cereja, no Estado do Mato Grosso, e o primeiro em soja, no Estado de São Paulo. Estes autores sugerem que a morfologia da perineal e da região labial dos machos são suficientes para a distinção segura entre *M. enterolobii* e *M. incognita*. Entretanto, outros autores (Carneiro &

Almeida, 2001 e Torres *et al.*, 2005) relatam a dificuldade na identificação dessas espécies apenas pelo padrão perineal.

Oliveira (2010) relata que os nematoides são considerados um dos organismos mais difíceis de serem identificados, tanto pelo tamanho diminuto ou pela dificuldade de observação de características chaves para o diagnóstico em microscopia de luz convencional.

Segundo Neves *et al.* (2009), dados obtidos em levantamentos populacionais são úteis na identificação dos nematoides associados às culturas e determinação da distribuição numa dada localidade, o que possibilita o início de estudos a respeito da biologia, ecologia e de métodos de controle de nematoides. O estudo de tais informações é importante para a adoção de medidas de controle antes que os patógenos atinjam o nível de dano econômico.

Devido ao exposto, o objetivo do trabalho foi verificar a distribuição das espécies de *Meloidogyne* em áreas de produção de olerícolas no município de Botucatu (SP) e municípios próximos, e constatar se a espécie *M. enterolobii* já ocorre nesses municípios.

Material e métodos

Amostragens nematológicas foram realizadas em 25 propriedades produtoras de olerícolas no município de Botucatu, e em outras 07 propriedades nos municípios de São Manuel, Arealva, Pirajuí, Taguaí, Manduri e duas propriedades em Bauru, todas localizadas no Estado de São Paulo.

Em cada propriedade foram amostradas diferentes áreas de cultivos, desde canteiros, estufas a área de campo, sendo retiradas 03 subamostras para compor 01 amostra de solo e raiz, na profundidade de aproximadamente 20 a 30 cm, na região da rizosfera das plantas. Em cada amostragem foi obtida às coordenadas geográficas (UTM) com a utilização de um GPS (Sistema de posicionamento global) para localização das propriedades produtoras de olerícolas amostradas (Figura 1).

Após a retirada das amostras, estas foram acondicionadas em sacos plásticos devidamente identificados e mantidas em caixa de isopor até serem encaminhadas ao Laboratório de Nematologia Agrícola da Faculdade de Ciências Agrônômicas/UNESP – Câmpus de Botucatu (SP). Em cada amostra, parte da mesma foi processada seguindo o método proposto por Coolen & D' Herde (1972) usando solução de hipoclorito de sódio a 0,5% no lugar da água, para triturar as raízes no liquidificador e o método de Jenkins (1964) para análise do solo. A identificação e quantificação dos nematoides nas suspensões foram efetuadas com o auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico.

O restante da amostra foi acondicionado em copos plásticos de 500 mL com tomateiro 'Rutgers' para multiplicação das possíveis espécies de *Meloidogyne* presentes na amostra. Após dois meses parte das fêmeas foram retiradas das raízes para serem identificadas utilizando técnicas de identificação morfológica, por meio de perineais. Os cortes perineais foram efetuados de fêmeas, lavadas e limpas em ácido láctico 45% e montadas em lâminas com glicerina, para posterior observação microscópica e identificação específica (Hartmann & Sasser, 1985). Posteriormente, com fêmeas dissecadas das raízes, foi realizada a confirmação das espécies com a utilização da técnica de eletroforese de isoenzimas (esterase) seguindo a metodologia proposta por Oliveira & Tomazini (2008) para identificação do gênero *Meloidogyne*.

Resultados e discussão

As análises de raízes demonstraram que dos 98 pontos retirados entre as 32 propriedades produtoras de olerícolas foram encontrados 40% de nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.), 28% de nematoides espiralados (*Helicotylenchus* spp.), 9% de nematoides das lesões (*Pratylenchus* spp.), 1% de nematoides reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) e 72% de nematoides de vida livre (Figura 2).

Nos resultados das análises de solos foram encontrados 29% de nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.), 46% de nematoides espiralados (*Helicotylenchus* spp.), 8% de nematoides das lesões (*Pratylenchus* spp.), 3% de nematoides reniforme (*R.*

reniformis), 1% de nematoide das plantas cítricas (*Tylenchulus semipenetrans*) e 88% de nematoides de vida livre (Figura 3). Carrizo *et al.* (2009) em estudo para identificar e caracterizar morfológicamente o gênero *Meloidogyne* provenientes de *Solanum tuberosum* subsp. *Andigenum*, na Argentina, verificaram que em 27,66% do total das amostras analisadas estavam infectadas por *Meloidogyne* spp., sendo que as espécies mais frequentes foram *M. hapla* (36,14%), *M. incognita* (28,92%), *Meloidogyne* sp1 (15,66%), *Meloidogyne* sp2 (9,64%), *M. javanica* (4,82%) e *M. arenaria* (4,82%).

As identificações conforme os padrões perineais das fêmeas demonstraram que no município de Botucatu existe a ocorrência das espécies *M. javanica*, *M. incognita* e *M. hapla*, sendo encontrados separadamente ou concomitantemente (Figura 4). No município de Taguaí foram identificadas as espécies *M. javanica* e *M. incognita* ocorrendo concomitantemente em área de bananal ao lado de área produtora de pimentão em condições de estufa. Nos municípios de Bauru e Arealva foram identificados a espécie *M. incognita*. A espécie *M. enterolobii* foi encontrada em Pirajuí e em Manduri, onde neste último município também foi detectada a ocorrência de *M. javanica* e *M. incognita* (Tabela 1). Tais resultados foram confirmados com a utilização de eletroforese.

As identificações das espécies com a utilização dos padrões perineais mostram se eficientes para as espécies *M. javanica* e *M. hapla*, contudo, a semelhança entre as espécies *M. incognita* e *M. enterolobii* dificultam a correta identificação das mesmas, sendo necessário o uso da técnica de eletroforese de isoenzima por esterase para confirmação.

Assim sendo, a ocorrência da espécie *M. enterolobii* foi detectada em 6% das propriedades amostradas, sendo estas em Manduri e Pirajuí, estes dados corroboram com os obtidos por Carneiro *et al.* (2006a) que também detectou essa espécie em pimentão ('Silver') e tomateiro ('Andréia' e 'Débora'), resistentes a meloidoginose, nos municípios de Pirajuí, Santa Cruz do Rio Pardo, Reginópolis e Campos Novos Paulista. Carneiro *et al.* (2006b) também isolaram a espécie *M. enterolobii* de raízes de orquídea nativa (*Oeceoclades maculata*), de picão preto (*Bidens pilosa*), de abóbora (*Curcubita pepo*) e de caruru amargoso (*Erechtites hieraciifolius* L.) presentes no cultivo de goiaba no município de Santa Mariana (PR). Tal espécie foi identificada através do perfil da isoenzima esterase e configuração da região perineal. Silva *et al.* (2006), também identificaram após estudos utilizando o perfil para

esterase VS1 (Rm 0,70), a ocorrência de *M. enterolobii* em pomares de goiabeiras ‘Paluma’ no Distrito Irrigado dos Tabuleiros Litorâneos no Estado do Piauí, no município da Paraíba.

A identificação adequada das espécies existentes no local, além de propiciar o conhecimento sobre a disseminação das espécies de nematoides fitoparasitos, ajuda na escolha de um manejo de controle em áreas com a presença de nematoides, visando à obtenção da diminuição da população nematológica no local.

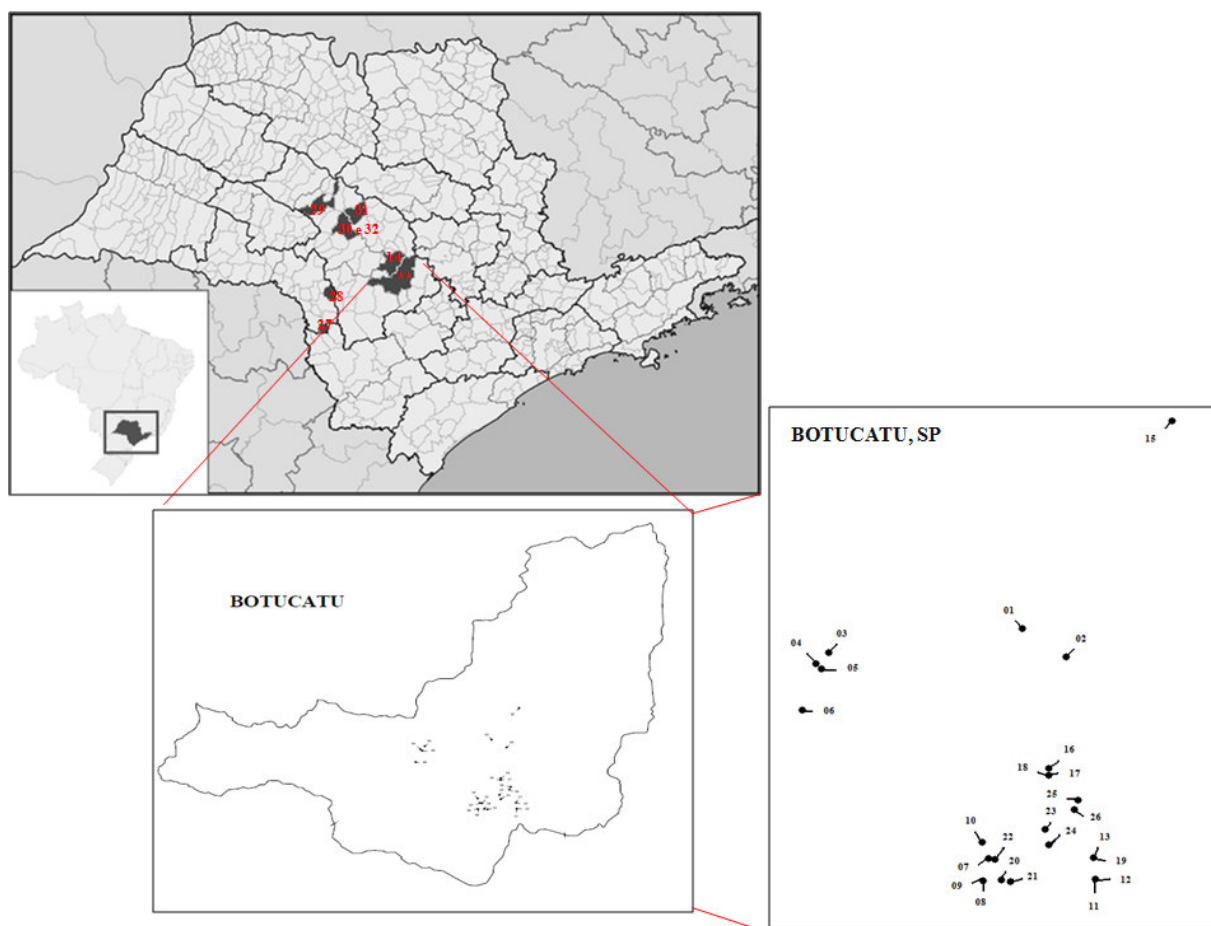


Figura 1 – Distribuição geográfica das 32 propriedades produtoras de olerícolas amostradas nos municípios de Botucatu (**), São Manuel (14), Arealva (31), Bauru (30 e 32), Pirajuí (29), Taguaí (27) e Manduri (28), no Estado de São Paulo, Brasil. UNESP – FCA, 2010.

Tabela 1 – Nematoides presentes nas amostras de raízes e solos provenientes de áreas com produção de olerícolas.

região	coordenadas		espécies								perineal	eletro-forese		
	(UTM)	cultura	<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.		<i>Helicotylenchus</i> sp.		vida livre				<i>R.r</i>	<i>T.s</i>
			raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo				
1- Rubião Jr.	763.240,71 7.471.304,06	alface crespa	-	3	-	-	-	1	-	2.268	-	-	-	-
2- Rubião Jr.	766.244,30 7.460.956,76	tomate	-	-	-	-	-	-	-	8	-	-	-	-
3- Faxinal	751.801,96	couve	-	15	132	-	44	15	66	45	-	-	-	-
	7.469.621,24	vagem	-	-	-	-	1.394	18	328	18	-	-	-	-
		abóbora	523	-	1	-	1	-	-	16	-	-	Mj	Mj
4- Faxinal	751.118,64	tomate	-	-	-	-	-	1	-	24	-	-	-	-
	7.468.835,46	abóbora	5.000	15	50	-	100	15	-	45	-	-	M.sp	nt
5- Faxinal	751.211,03 7.468.560,00	tomate	-	-	-	-	-	-	40	19	-	-	-	-
6- Faxinal	750.036,57	pimentão	67.811	-	-	-	-	-	8	-	-	-	M.sp	Mi
	7.465.837,20	pimentão	35.343	-	-	-	-	-	-	60	-	-	M.sp	Mi
		PD	1.584	-	-	-	-	-	-	-	-	-	s/fêmea	Mi
7- Microbacia do Rio Pardo	761.703,00	pimentão	-	-	-	-	-	-	-	6	-	-	-	-
	7.456.526,00	pimentão	5.880	17	-	-	-	-	120	17	-	-	M.sp	Mi
		feijão vagem/PD	1	-	-	-	62	-	62	45	-	-	Mh	nt**
		repolho	126	13	-	-	-	-	4	13	-	-	s/fêmea	nt**
		PD	172	-	-	-	-	-	516	30	-	-	M.sp	nt
8- Microbacia do Rio Pardo	761.837,00	ervilha americana	99	-	-	-	-	-	9	165	-	-	s/fêmea	nt**
	7.456.567,00	beterraba	-	-	-	-	-	-	36	20	-	-	-	-
		beterraba/PD	-	-	-	-	3	-	13	20	-	-	-	-

coordenadas			espécies								eletro-			
região	(UTM)	cultura	<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.		<i>Helicotylenchus</i> sp.		vida livre		<i>R.r</i>	<i>T.s</i>	perineal	Forese
			raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo				
9- Microbacia	761.343,00	repolho	-	-	-	-	-	-	700	54	-	-	-	-
do Rio Pardo	7.454.996,00	beterraba	78	-	-	-	78	-	78	18	-	-	s/fêmea	nt
10- C. Sta Maria	765.007,00	salsinha	-	-	-	-	8	138	20	506	-	-	-	-
	7.462.023,00	alface	-	-	-	-	-	47	-	2.303	-	-	-	-
		cebolinha	-	-	-	-	74	222	407	432	-	-	-	-
11- C. Sta Maria	767.891,00	salsinha	-	-	-	-	-	-	-	665	-	-	-	-
	7.455.036,00	alface	-	-	-	-	-	94	-	235	-	-	-	-
		brócolis	-	-	-	-	-	99	-	429	-	-	-	-
		alface americ.	-	-	-	-	-	44	-	880	-	-	-	-
		couve	-	-	-	-	36	432	432	144	-	-	-	-
12- C. Sta Maria	767.871,00	tomate	-	-	-	-	-	208	-	728	-	-	-	-
	7.455.097,00													
13- C. Sta Maria	767.835,00	brócolis	5.200	75	-	-	-	-	160	2.225	-	-	M.sp	nt
	7.456.452,00	rúcula	-	-	-	-	-	52	476	572	-	-	-	-
		alface	-	-	-	-	-	230	25	460	-	-	-	-
14- Fazenda	767.882,00	berinjela	36.170	522	-	-	-	29	53	58	-	-	M.sp	Mi
São Manuel*	7.456.436,00	berinjela	16.452	108	-	-	52	144	52	72	-	-	M.sp	Mi
		quiabo/alface	27.012	481	-	-	-	-	170	74	-	-	M.sp	Mi
		cenoura	3.255	-	-	-	-	-	182	130	-	-	M.sp	nt
		ervilha	-	-	-	-	-	-	2	10	-	-	-	-
		brócolis	-	-	-	-	8	-	6	10	-	-	-	-
		brócolis	-	-	-	-	161	-	68	100	01 (R)	-	-	-
		s/raiz	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
		s/raiz	-	-	-	-	-	11	-	121	33 (S)	-	-	-
		abóbora	484	-	-	-	18	-	18	12	-	-	-	-

região	coordenadas (UTM)	cultura	espécies										perineal	eletro-forese
			<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.		<i>Helicotylenchus</i> sp.		vida livre		<i>R.r</i>	<i>T.s</i>		
			raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo				
15- Rubião Jr.	772.084,84	pimentão	153	60	-	-	-	-	112	240	-	-	M.sp	Mj
	7.484.875,91	pimentão	1.248	63	-	-	-	-	416	252	-	-	s/fêmea	nt
		PD	562	4	-	-	-	-	245	221	-	-	Mh, M.sp	Mj, Mi
		pomar	1.423	140	125	-	-	-	75	336	-	-	Mh, M.sp	Mi
16- Pátio 08	769.981,36	cebolinha	-	-	-	-	-	-	294	990	18 (S)	-	-	-
	7.465.878,12	alho poró	-	-	-	-	2	260	108	780	182 (S)	-	-	-
		chicória	-	-	-	-	5	52	234	806	-	52(S)	-	-
		pimenta	74.710	138	-	-	-	184	930	552	-	-	M.sp	nt
17- Pátio 08	766.211,44	couve	-	-	-	29	60	462	120	232	-	-	-	-
	7.469.442,16	quiabo	32.480	352	-	-	280	44	-	484	-	-	M.sp	nt
		quiabo	-	51	325	85	175	527	525	102	-	-	-	-
18- Pátio 08	765.491,79	alface/chicória	-	-	-	-	5	816	8	1.504	-	-	-	-
	7.463.847,72	salsinha	36	-	-	-	36	27	630	837	-	-	s/fêmea	nt**
19- C. Sta Maria	759.584,42 7.545.633,41	tomate/PD	27.275	182	-	-	-	130	-	234	-	-	-	-
20- C. Sta Maria	762.307,11	tomate	22.977	-	-	-	-	-	-	-	-	-	M.sp	Mi
	7.455.066,31	tomate	19.468	21	-	-	-	-	303	84	-	-	M.sp	Mi, Mj
		pimentão	-	-	-	-	-	-	209	-	-	-	-	-
		pimenta	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
		berinjela	-	-	-	-	209	-	-	-	-	-	-	-
21- C. Sta Maria	762.889,82 7.454.753,24	pimentão	1.701	28	-	-	-	28	126	224	-	-	s/fêmea	nt
22- C. Sta Maria	761.129,17	beterraba	-	-	-	-	-	-	36	52	-	-	-	-
	7.457.535,72	repolho roxo	-	26	-	-	-	-	36	26	-	-	Mh	Mi, Mh
		repolho	-	-	-	-	26	-	234	28	-	-	-	-

região	coordenadas		espécies										eletro-forese	
	(UTM)	cultura	<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.		<i>Helicotylenchus</i> sp.		vida livre		<i>R.r</i>	<i>T.s</i>		perineal
			raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo				
23- Demétria	764.929,60	brócolis	-	253	-	23	31	46	589	713	-	-	Mj	Mj
	7.458.438,88	quiabo	77.140	396	-	-	31	756	2.610	612	-	-	Mj	Mj
		maracujá/feijão	-	-	-	16	-	256	336	960	-	-	-	-
24- Demétria	765.154,13	feijão vagem	-	-	207	-	-	4.156	299	494	-	-	-	-
	7.457.398,82	berinjela	-	-	-	-	-	52	578	572	-	-	-	-
		rabanete/nabo	-	-	-	-	-	87	155	1.363	-	-	Mj, Mh	Mj
		rúcula	-	-	-	-	-	66	432	770	-	-	-	-
		beterraba	-	-	-	-	-	-	392	1.015	-	-	-	-
		quiabo	-	-	1.228	26	-	78	980	1.015	-	-	-	-
25- Demétria	767.023,41	cenoura	-	-	-	-	-	-	-	1.460	-	-	-	-
	7.460.294,95	brócolis	-	-	-	-	-	24	-	888	-	-	-	-
		quiabo	-	-	-	-	-	-	214	1.020	-	-	-	-
26- Demétria	766.866,33	tomate	-	-	348	130	-	52	382	286	-	-	-	-
	7.460.214,63													
27- Taguaí*	714.948,77	pimentão	-	-	-	-	-	-	108	585	-	-	-	-
	7.403.004,83	pimentão	32	-	-	-	-	32	96	448	-	-	-	-
		pimentão	-	-	-	-	64	148	-	370	-	-	-	-
		pimentão	-	-	-	70	-	-	111	385	-	-	-	-
		pimentão	-	-	-	-	-	102	40	340	-	-	-	-
		pimentão	-	-	-	-	-	35	203	1.155	-	-	-	-
		pimentão	-	-	-	-	-	99	28	363	-	-	-	-
		pimentão	-	33	-	99	-	33	112	1.155	-	-	-	-
		banana	-	-	-	-	36	625	24	250	-	-	Mj,M.sp	Mi

região	coordenadas (UTM)	cultura	espécies										eletro-forese	
			<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.		<i>Helicotylenchus</i> sp.		vida livre		<i>R.r</i>	<i>T.s</i>		perineal
			raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo				
28- Manduri*	671.819,33	pimentão /PD	83	3.750	-	-	-	-	-	60	-	-	Mj, M.sp	Mi
	7.455.224,54	pimentão	1.734	1.152	-	-	-	-	230	144	-	-	M.sp	Mi
		tomate	1.638	312	-	-	-	-	42	234	-	-	M.sp	nt
		tomate	1.606	1.170	-	-	-	-	-	60	-	-	Mj, M.sp	Me
		maracujá/PD	29.647	93	76	-	-	-	190	279	-	-	Mj, M.sp	Mj
29- Pirajuí*	659.305,96	pimentão	208.800	-	-	-	-	-	2.700	-	-	-	M.sp	Me
	7.566.234,72													
30- Rio verde*	698.748,20	pimentão	23.360	-	-	-	-	-	1.050	-	-	-	M.sp	Mi
	7.530.260,72													
31- Arealva*	715.578,82	pimentão	292.800	-	-	-	-	-	7.200	-	-	-	M.sp	Mi
	7.562.628,19													
32- Bauru*	698.748,20	pimentão	165.270	-	-	-	-	-	670	-	-	-	M.sp	nt
	7.530.260,72													

*Regiões próximas a Botucatu (SP); ** número de indivíduos < 60; PD = planta daninha; M.sp = perineais semelhantes à *M. incognita* e *M. enterolobii*; Mj = *M. javanica*; Mh = *M. hapla*; Mi = *M. incognita*; Me = *M. enterolobii*; nt = não teve material para à realização da técnica de eletroforese; *R..r* = *Rotylenchulus reniformis*; *T.s* = *Tylenchulus semipenetrans*.

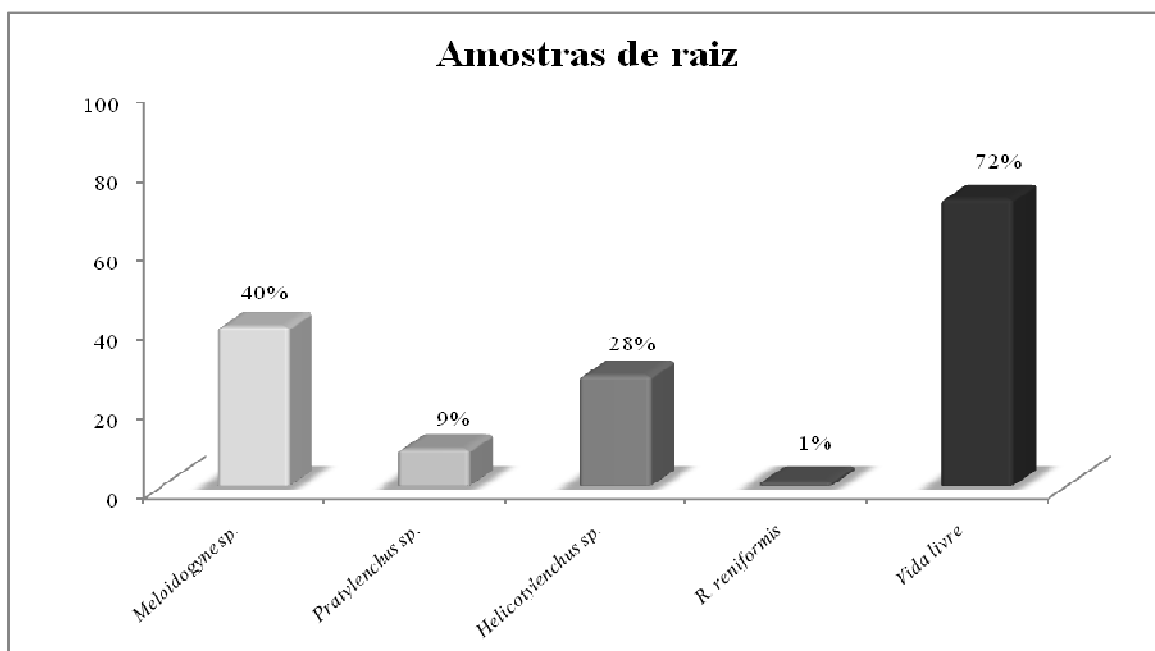


Figura 2 – Porcentagem de nematoides encontrados nas amostras de raízes das áreas de cultivo de olerícolas das 32 propriedades (98 pontos amostrados).

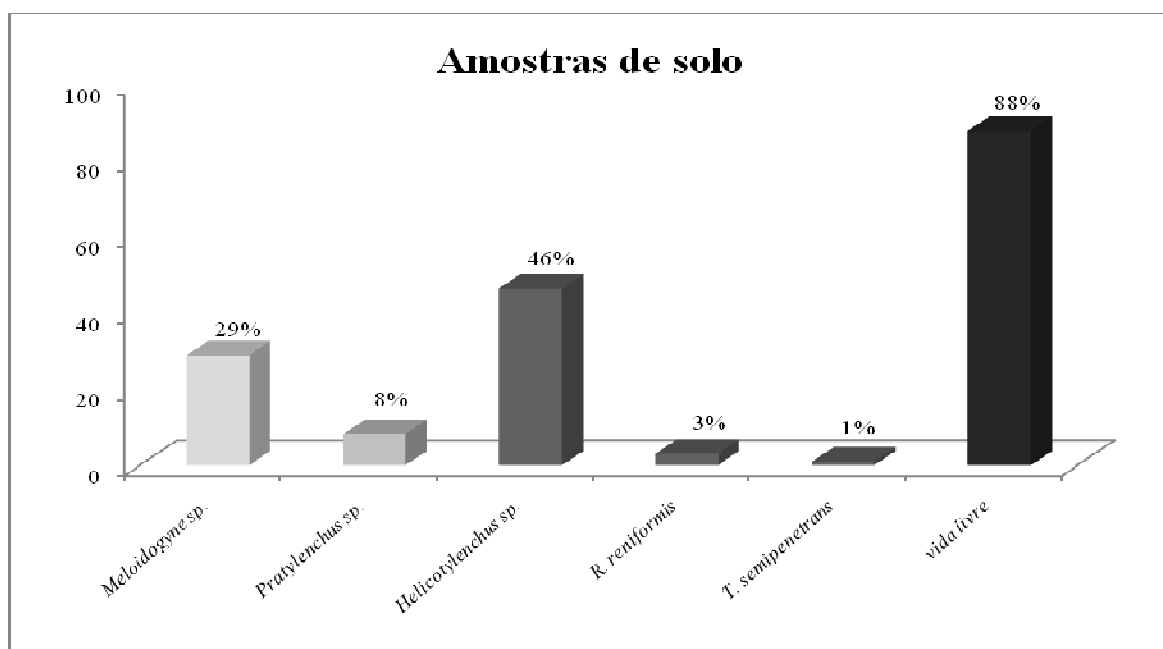


Figura 3 – Porcentagem de nematoides encontrados nas amostras de solos das áreas de cultivo de olerícolas das 32 propriedades (98 pontos amostrados).



Fotos: Juliana Magrinelli Osório Rosa (2010)

Figura 4 – Estufas abandonadas devido à infestação de *Meloidogyne* spp. (A); sintomas de desuniformidade de plantas de pimentão em cultivo em estufa provocados por *M. incognita* (B); raízes infestadas com *M. incognita* e *M. javanica* em área de cultivo estaqueado de tomate (C) e diminuição da planta de quiabo causada por *Meloidogyne* spp. (D). UNESP – FCA, 2010.

Agradecimentos

Ao Eng. Agr. Hélio Carlos Fogueral da Coordenadoria de Assistência Técnica Integral (CATI – Botucatu), pelo acompanhamento nas propriedades agrícolas do município de Botucatu, SP; à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo suporte financeiro e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudo concedida à primeira autora.

Literatura citada

- ALMEIDA, E.J., P.L.M. SOARES, A.R. SILVA & J.M. SANTOS. 2008. Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. Nematologia Brasileira, 32 (3): 236-241.
- ASMUS, G.L., E.M. VICENTINI & R.M.D.G. CARNEIRO. 2007. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado de Mato Grosso do Sul. Nematologia Brasileira, 31 (2): 112.
- CARNEIRO, R.D.G. & M.R.A. ALMEIDA. 2001. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. Nematologia Brasileira, 25 (1): 35-44.
- CARNEIRO, R.G., P.A. MÔNACO, M.O. MORITZ, K.C. NAKAMURA & A. SCHERER. 2006b. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. Nematologia Brasileira, 30 (3): 293-298.
- CARNEIRO, R.M.D.G., M.R.A. ALMEIDA, R.S. BRAGA, C.A. ALMEIDA & R. GIORIA. 2006a. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e

pimentão resistentes meloidoginose no estado de São Paulo. *Nematologia Brasileira*, 30 (1): 81-86.

CARRIZO, C., S. MURUAGA, C. GALLARDO. 2009. Ocurrance of *Meloidogyne* species (Nematoda) on potato cultivation in la quebrada de humahuaca (Jujuy-Argentina). In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, II, Alagoas. Resumos, Cd-ROM.

COOLEN, W.A. & C.J. D'HERDE. 1972. A method for quantitative extration of nematodes from plant tissue. Merebelke, State Nematology Research Station, 77 p.

HARTMANN, K.M. & J.N. SASSER. 1985. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: BARKER, K. R., C.C. CARTER, J.N. SASSER. An advanced treatise on Meloidogyne. North Carolina State University Graphics, Raleigh, 2: 69-77.

JENKINS, W.R.A. 1984. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, 48: 692.

LIMA, I.M., R.M. SOUZA, C.P. SILVA & R.M.D.G. CARNEIRO. 2005. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Nematologia Brasileira* 29 (1): 31-38.

NEVES W.S., M.S.C. DIAS & J.G. BARBOSA. 2009. Flutuação populacional de nematoides em bananais de Minas Gerais e Bahia (anos 2003 a 2008). *Nematologia Brasileira*, 34 (2): 281-285.

OLIVEIRA, C.M.G. & M.D.O. TOMAZINI. 2008. Procedimentos para eletroforese de isoenzima. In: II Curso de identificação de espécies de *Meloidogyne* através da técnica de eletroforese de isoenzimas. 9p.

- OLIVEIRA, C.M.G. 2010. Aplicação conjunta de técnicas moleculares e taxonomia clássica na resolução de problemas taxonômicas de nematoides. *Tropical Plant Pathology*, 35 (suplemento): LVIII.
- SILVA, G.S.S., C.A. SOBRINHO, A.L. PEREIRA & J.M. SANTOS. 2006. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Piauí. *Nematologia Brasileira*, 30 (3): 307-309.
- TORRES, G.R.C., R. SALES JUNIOR, V.N.C. REHN, E.M.R. PEDROSA & R.M. MOURA. 2005. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Ceará. *Nematologia Brasileira*, 29 (1): 105-107.
- ZAMBUDIO, S. 2003. Pesquisa desenvolve controle biológico para combater nematoides. <http://www23.sede.embrapa.br:8080/aplic/bn.nsf/b1bbbc852ee1057183256800005ca0ab/15b0a2fe00870b9583256d39006895e4?OpenDocument> acesso em 17 de outubro de 2009.

CAPITULO II

“Multiplicação de *Meloidogyne enterolobii* em Olerícolas e em Plantas Utilizadas na Adubação Verde” (artigo redigido conforme normas da revista *Phytoparasitica*)

Multiplicação de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde*

**Juliana Magrinelli Osório Rosa^{1*}, Juliana Nogueira Westerich¹,
Silvia Renata Siciliano Wilcken¹**

* Parte da Tese de Doutorado da primeira autora.

¹Setor de Defesa Fitossanitária, Departamento de Produção Vegetal, Faculdade de Ciências Agronômicas –
Universidade Estadual Paulista (FCA – UNESP), 18.610-307, Botucatu (SP) Brasil.

E-mail: julianamagrinelli@hotmail.com; srenata@fca.unesp.br / Telefone: (14) 3811-7167

Resumo

O presente trabalho teve como objetivo determinar o fator de reprodução da espécie dos nematoides das galhas, *M. enterolobii*, em plantas olerícolas sendo elas: alho poró (1), cebolinha (2), coentro (1), salsa (2), tomate (13), beterraba (3), cenoura (3), rabanete (3), brócolis (6), couve flor (2), repolho (2), alface (5), pimentas (6), pimentões (5) porta enxerto para pepino (6) e pepino (4), e em 18 espécies recomendadas na adubação verde: Azevém, *Crotalaria breviflora*, *C. juncea*, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *C. spectabilis*, ervilhaca, feijão de porco, girassol (2), guandu anão, guandu, labe labe, milheto, mucuna anã, mucuna cinza, mucuna preta e nabo forrageiro. Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação, sendo cada parcela constituída de uma planta por vaso contendo substrato autoclavado, na proporção de 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica). A infestação do solo foi realizada com 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii*/vaso. Tomateiros ‘Rutgers’ foram utilizados como padrão de viabilidade do inóculo. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis repetições por tratamento. Entretanto, os experimentos com genótipos e híbridos de tomateiro foram conduzidos, um em casa de vegetação e outro em BOD (25° C), com cinco e três repetições por tratamento, respectivamente. A avaliação do índice de galhas, índice de massas de ovos, população final e do fator de reprodução foi realizada 60 dias após a inoculação. As cultivares de olerícolas

imunes à *M. enterolobii* foram: couve flor ‘Teresópolis Gigante’ e ‘Piracicaba Precoce’, e o repolho ‘Chato de Quintal’; as consideradas resistentes foram: alface ‘Grand Rapids’, cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’, alho ‘Poró Gigante’, salsas ‘Comum HT’ e graúda ‘Portuguesa’, cenouras ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e ‘Planeta’, repolho ‘Coração de Boi’; brócolis ‘Piracicaba’, ‘Bruxelas’, ‘Tronchuda Portuguesa’, ‘Brasília’, ‘Santana’ e ‘Cabeça’. As plantas de adubação verde que proporcionaram fator de reprodução abaixo de um, sendo consideradas imunes à *M. enterolobii* foram: *C. spectabilis* e *C. breviflora*. As consideradas resistentes foram: azevém, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *C. juncea*, labe labe, milho, mucuna anã, mucuna cinza, mucuna preta e nabo forrageiro.

Palavras – chave: hospedabilidade, hortaliças, adubo verde, nematoides das galhas, resistência, suscetibilidade.

Introdução

Entre os fitonematoides mais importantes para a agricultura brasileira estão os pertencentes do gênero *Meloidogyne*, que ocorrem em diferentes culturas, entre elas as culturas de olerícolas como tomate (*Solanum lycopersicum*), batata (*S. tuberosum*), cenoura (*Daucus carota*), pimentão (*Capsicum* spp.) pepino (*Cucumis sativus*), em culturas anuais, milho (*Zea mays*), soja (*Glycines max*), feijão (*Phaseolus vulgaris*) entre outras (Huang, 1992; Peixoto et al., 1995; Silva et al., 2001; Charchar et al., 2007; Cantu et al., 2009; Wilcken et al., 2010a).

Além das espécies *M. incognita* e *M. javanica* que são as mais comumente encontradas em áreas agricultáveis, no Brasil, embora *M. mayaguensis* tenha sido relatada como nova espécie (Carneiro et al., 2001), segundo Xu et al. (2004), estudos com as espécies *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* sugerem tratar – se da mesma espécie. Tal fato se deve aos resultados de dados morfológicos, gama de hospedeiros serem semelhantes, e que os fenótipos para as enzimas EST e MDH e as sequências do mtDNA serem idênticos. Essa espécie foi descrita proveniente de população encontrada em raízes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.), na ilha de Hainan, na China (Yang e Eisenback, 1983), sendo

consideradas boas hospedeiras, as plantas de algodão, fumo ‘NC 95’, pimentão, melão e tomate. Após a obtenção de que *M. enterolobii* é uma espécie geneticamente homogênea, Tigano et al. (2010), desenvolveram um conjunto de primers, que representará uma nova ferramenta para a detecção dessa espécie em amostras de campo e nos testes de diagnóstico de rotina para os dispositivos de quarentena.

M. enterolobii tem sido considerada uma ameaça potencial por apresentar características como alta taxa de reprodução aliada com uma ampla gama de hospedeiros, sendo considerada uma espécie agressiva, capaz de superar fontes de resistência a outras meloidoginoses como *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*.

Com isso, *M. enterolobii* tem causado interesse e atenção entre produtores e pesquisadores que visam o conhecimento da capacidade reprodutiva dessa espécie em nossas espécies vegetais, principalmente naquelas cultivadas comercialmente. A necessidade do conhecimento sobre a sua ocorrência dessa espécie nos leva a alguns órgãos que monitoram essa espécie em potencial, como por exemplo, a EEPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization) que ajudar os países membros a impedir a entrada ou disseminação de pragas quarentenárias, com base na identificação e propondo medidas fitossanitárias para esses países. Segundo a EPPO, essa espécie tem sido identificada em várias matérias primas importadas vindas de diferentes partes do mundo, possuindo uma ampla gama de hospedeiros, sendo capaz de quebrar a resistência de cultivares de tomate, soja e batata – doce consideradas resistentes a meloidoginose. *M. enterolobii* tem sido relatada desde 1991 nos países baixos, em material vegetal provenientes da Ásia, América do Sul e África. Na Suíça foi relatada a ocorrência de *M. enterolobii* em estufas de tomate e pepino, causando grande prejuízo a essas culturas. Também foi relatada a ocorrência na Ásia, nos países da China (Hainan, Guangdong) e no Vietnã. Na América do Norte, nos EUA (Flórida) foi relatada pela primeira vez em 2002 em plantas ornamentais, em campo comercial de tomate e em viveiro de frutas tropicais. Outras ocorrências foram na América Central e Caribe, em Cuba, Martinica, Porto Rico, Trinidad e Tobago. Na América do Sul, no Brasil e na Venezuela (EEPO, 2008).

No Brasil, tal espécie vem causando preocupação devido aos danos causados em algumas culturas, tais como goiabeiras e pimentões, e por sua ampla disseminação nos Estados de Pernambuco (Carneiro et al., 2001), Bahia (Carneiro et al.,

2001), Rio Grande do Norte (Torres et al., 2004), Rio de Janeiro (Lima et al., 2005), Ceará (Torres et al., 2005), São Paulo (Carneiro et al., 2006a), Paraná (Carneiro et al., 2006b), Piauí (Silva et al., 2006), Espírito Santo (Lima et al., 2007), Mato Grosso do Sul (Asmus et al., 2007), Paraíba (Gomes et al., 2007), Mato Grosso (Almeida et al., 2008), Maranhão (Silva et al., 2008), Rio Grande do Sul (Gomes et al., 2008), Santa Catarina (Gomes et al., 2008), Goiás (Siqueira et al., 2009), Tocantins (Charchar et al., 2009).

Uma das formas de controle das espécies de nematoides das galhas é a adubação verde que consiste numa prática agrícola utilizada em programas de rotação de culturas, visando à melhoria estrutural e até mesmo a diminuição de patógenos nocivos do solo, aumentando a capacidade produtiva do mesmo. Segundo Silva (2010), diversas plantas têm apresentado efeito sobre os nematoides fitoparasitos, reduzindo a sua população do solo, dentre elas as espécies de leguminosas do gênero *Crotalaria* que tem sido eficientes no controle de *M. incognita*, *M. javanica*, *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaei* e *Rotylenchus reniformis*. Entretanto, existem discordâncias na literatura sobre a eficiência no controle desses nematoides, principalmente em relação a *C. juncea* (Wang et al., 2002, Guimarães et al. 2003). A multiplicação das espécies de *Meloidogyne* em plantas de adubação verde foi demonstrada por alguns autores, entre eles os mais recentes foram Guimarães et al. (2003), Moraes et al. (2006), Inomoto et al. (2006), Charchar et al. (2007). Entretanto, existem poucos relatos das espécies vegetais estudadas frente a *M. enterolobii*.

Devido ao exposto, esta pesquisa teve como objetivo verificar a reprodução de *M. enterolobii* em diferentes olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde, viabilizando o emprego dessas espécies vegetais como opção de controle em áreas com a presença dessa espécie de nematoide.

Material e Métodos

Local de execução do experimento – A presente pesquisa foi conduzida no Setor de Defesa Fitossanitária do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agronômicas/UNESP – Câmpus de Botucatu, no Estado de São Paulo,

Brasil. Foram conduzidos onze experimentos separadamente de olerícolas e de espécies vegetais utilizadas na adubação verde, em casa de vegetação. Entretanto, dois experimentos com genótipos e híbridos de tomate foram conduzidos, um em casa de vegetação e outro em estufa incubadora do tipo B.O.D, à temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas.

Experimento 01: Multiplicação de *M. enterolobii* em olerícolas condimentares e tomate – O experimento foi conduzido em agosto de 2009. As cultivares utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: alho ‘Poró gigante’; cebolinhas todo ano ‘Nebuka’ (Tiunegui) e ‘Tokyo’ (Futonegui); coentro ‘Verdão’; salsas graúda ‘Portuguesa’ e salsa ‘Comum HT’; e tomate ‘Block’.

Experimento 02 – Multiplicação de *M. enterolobii* em olerícolas tuberosas – O experimento foi conduzido em setembro de 2009. As cultivares utilizadas foram: beterrabas ‘Maravilha’, ‘Chata do Egito’ e ‘Early Wonder’; cenouras ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e ‘Planeta’; e rabanetes ‘Redondo Vermelho’, ‘Comprido Branco’ e ‘Comprido Vermelho’.

Experimento 03 – Multiplicação de *M. enterolobii* em brássicas – O experimento foi conduzido em setembro de 2009. As cultivares utilizadas foram: brócolis de ‘Cabeça’, couve brócolo ramoso ‘Brasília’, couve ‘Tronchuda ‘Portuguesa’, couve de ‘Bruxelas’, couve brócoli ramoso ‘Santana’; couve flores ‘Teresópolis Gigante’, ‘Piracicaba Precoce’; e repolhos ‘Chato de Quintal’ e ‘Coração de Boi’.

Experimento 04 – Multiplicação de *M. enterolobii* em cultivares de alface – O experimento foi conduzido em abril de 2010. As cultivares de alface utilizadas foram: ‘Aurélia’, ‘Karla’, ‘Grand Rapids’, ‘Regina HT’ e ‘Roxa’.

Experimento 05 – Multiplicação de *M. enterolobii* em pimentas e pimentões – O trabalho foi conduzido em outubro de 2009. Foram utilizados seis cultivares de pimentas ‘Amarela Comprida’, ‘Cambuci’, ‘Doce Italiana’, ‘Dedo de Moça’, ‘Jalapeño M’ e

‘Malagueta’; três cultivares de pimentão ‘Casca Dura Ikeda’, ‘Dagmar’ e ‘Magna Super’; e dois porta enxertos para pimentão ‘Silver’ e ‘AF 8253’.

Experimento 06 – Multiplicação de *M. enterolobii* em porta enxerto e híbridos de pepino – Foram instalados dois experimentos, um em abril de 2009 e outro em agosto de 2009 para confirmação dos resultados. No primeiro experimento foram estudados seis porta enxertos para pepino, sendo eles: abóboras ‘Menina Brasileira’, ‘Moranga Exposição’, ‘Shelper’, ‘Tetsukabuto’, ‘B8-A Tetsukabuto’ e ‘Excite Ikki KY’; e quatro híbridos de pepino tipo japonês ‘Yoshinari’, ‘Kouki’, ‘Taisho KY’ e ‘Tsuyataro’. No segundo experimento apenas as cultivares que apresentaram menor multiplicação de *M. enterolobii* foram estudadas.

Experimento 07 – Multiplicação de *M. enterolobii* em genótipos e híbridos de tomate – Foram conduzidos dois experimentos separadamente, nos períodos de setembro de 2009, em casa de vegetação, e em dezembro de 2009, em estufa incubadora do tipo B.O.D, à temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas. Foram estudados dez híbridos de tomate: ‘Absoluto’, ‘Cascade’, ‘Cordillera’, ‘Donato’, ‘Ellen’, ‘Fascínio’, ‘Laura’, ‘Marguerita’, ‘Nícolas’ e ‘Sanni’, aos quais somente os híbridos ‘Absoluto’, ‘Cascade’ e ‘Donatto’ não possuíam gene de resistência à *M. incognita* e *M. javanica*; e dois genótipos experimentais 05 tom0041 e 08 tom00345.

Experimento 08: Multiplicação de *M. enterolobii* em plantas de adubação verde (1º etapa) – Os experimentos foram conduzidos em agosto de 2008 e agosto de 2009. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: azevém, labe labe, milheto, mucuna cinza cv. ‘Comum’ e mucuna preta cv. ‘Comum’.

Experimento 09: Multiplicação de *M. enterolobii* em plantas de adubação verde (2º etapa) – Os experimentos foram conduzidos em agosto de 2009. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: feijão de porco cv. ‘Comum’, ervilhaca cv. ‘Comum’, guandu anão cv. ‘Iapar 43’, guandu cv. ‘Fava larga’, mucuna anã cv. ‘Comum’ e nabo forrageiro cv. ‘Comum’.

Experimento 10: Multiplicação de *M. enterolobii* em plantas de adubação verde (3º etapa) – O experimento foi conduzido em abril de 2010. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: *Crotalaria breviflora* cv. ‘Comum’, *C. juncea* cv. ‘Comum’, *C. mucronata* cv. ‘Comum’, *C. ochroleuca* cv. ‘Comum’, *C. spectabilis* cv. ‘Comum’, girassol cv. ‘Catissol’, girassol cv. ‘IAC Uruguai’, guandu anão cv. ‘Comum’, mucuna anã cv. ‘Comum’ e nabo forrageiro cv. ‘Comum’.

Origem, preparo do inóculo e delineamento experimental:

A população de *M. enterolobii* foi isolada de raízes do porta enxerto para pimentão ‘Silver’ provenientes do município de Campos Novos Paulista (SP), sendo a mesma identificadas pelo padrão perineal das fêmeas e pelo padrão eletroforético de isoenzimas conforme técnica proposta por Carneiro e Almeida (2001), no Laboratório da EMBRAPA - Recursos Genéticos e Biotecnologia, em Brasília.

As plantas foram inoculadas com aproximadamente 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio *M. enterolobii* (Pi), provenientes de populações puras mantidas em tomateiros ‘Rutgers’, processadas segundo a extração proposta por Hussey & Baker (1973), modificada por Bonetti e Ferraz (1981), que consiste no tritramento das raízes em liquidificador com hipoclorito a 0,5%.

A inoculação foi efetuada colocando 2,0 mL da suspensão de inóculo em dois orifícios equidistantes com 3,0 cm de profundidade na rizosfera de cada planta para cada tratamento. Tomateiro ‘Rutgers’ foi utilizado como padrão de viabilidade do inóculo.

Experimentos de olerícolas – As espécies de olerícolas estudadas foram semeadas em bandeja de poliestireno expandido contendo substrato Plantmax® e após atingirem a altura de aproximadamente 10 cm, foram transplantados para vaso de 2L. Cada parcela foi constituída de uma planta em vaso contendo substrato na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica) e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com seis repetições. Em geral, os experimentos seguiram a mesma metodologia com exceção dos experimentos de porta enxerto e híbridos de pepino para confirmação dos resultados que foram conduzidos em copos plásticos de 500mL e os experimentos de tomate que foram conduzidos com cinco repetições (vaso de 2L) e três repetições (copo de 500 mL).

Experimento com plantas de adubação verde – A semeadura das plantas de adubação verde foram realizadas com três sementes em vasos de 2,0 L ou em copos plásticos de 500 mL, contendo substrato autoclavado na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica). Após a emergência das plântulas foram realizado o desbaste das mesmas.

Com exceção ao terceiro experimento conduzido apenas em vasos de 2,0 L, os demais experimentos foram conduzidos primeiramente em vasos de 2,0 L e em copos plásticos de 500 mL para confirmação dos resultados. As parcelas foram constituídas de uma planta em vaso ou copo plástico, apresentando delineamento experimental inteiramente casualizado, com seis repetições.

Avaliação: Após 60 dias da inoculação, uma alíquota de solo (250 mL) foi retirada e processada segundo a metodologia proposta por Jenkins (1984), que consiste em flotação, peneiramento e centrifugação. Os sistemas radiculares foram lavados sob água corrente, e em seguida, submetidos à coloração com Floxina B (Taylor e Sasser, 1978) e as massas de ovos e o número de galhas foram contadas, sendo esses números relacionados com a metodologia proposta por Taylor e Sasser (1978), quando 0 = sem galhas ou massas de ovos, 1 = 1 a 2, 2 = 3 a 10, 3 = 11 a 30, 4 = 31 a 100 e 5 = mais de 100 galhas ou massas de ovos por raiz, obtendo assim, os parâmetros de índice de galhas (IG) e índice de massa de ovos (IMO). Em seguida, os sistemas radiculares foram processados segundo o método de Coolen e D'Herde (1972) usando solução de hipoclorito de sódio a 0,5% no lugar da água, para triturar as raízes no liquidificador e posterior centrifugação para obtenção da suspensão. A determinação do número final de ovos e eventuais juvenis recém – eclodidos na suspensão final foi efetuada com o auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico. Esse número (população final) foi utilizado para a obtenção do fator de reprodução (FR) [população final do nematoide (Pf)/população inicial (número de ovos utilizado nas inoculações do nematoide (Pi)], segundo Oostenbrink (1966), ou seja, FR = 1 consideradas imune, FR < 1 consideradas resistentes e FR > 1 consideradas suscetíveis.

Análise estatística: Os resultados obtidos de população final e o fator de reprodução foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$ submetidos à análise de variância, sendo as

médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%, com auxílio do programa computacional Sisvar (Ferreira, 2003).

Resultados e discussão

Experimento com olerícolas – De acordo com os resultados obtidos para *M. enterolobii*, foi verificada a suscetibilidade das cultivares de coentro ‘Verdão’ e do tomate ‘Block’, que proporcionaram FR de 1,13 e 9,81, respectivamente. Entretanto, apenas o tomate ‘Block’ diferiu estatisticamente das outras cultivares em relação aos parâmetros estudados de PF e FR.

As cultivares apresentaram IG que variaram de 0,0 a 5,0 e IMO que variaram de 0,0 a 4,8 para as cultivares de cebolinhas ‘Tokyo’, ‘Nebuka’ e alho ‘Poró Gigante’ ao tomate ‘Block’.

Embora a espécie estudada difere da presente pesquisa, os autores Chiamolera et al. (2010) estudaram a reação de diferentes olerícolas a *M. javanica* e observou uma resistência moderada da cultivar salsa graúda ‘Portuguesa’, corroborando com os resultados obtidos com a resistência dessa cultivar a *M. enterolobii*.

Para *M. enterolobii*, o conhecimento dos fatores de reprodução dessa espécie em plantas olerícolas ainda é raro na literatura, demonstrando a importância desse estudo que determinou a resistência dessas cultivares, com exceção da suscetibilidade verificada nas cultivares Coentro ‘Verdão’ e tomate ‘Block’ a essa espécie. Em estudo realizado por Biondi et al. (2001) observações de patogenia mostraram que o parasitismo de *M. incognita* não afetou o crescimento das três cultivares de coentro (‘Verdão’, ‘Palmeira’ e ‘Português’) e nem a produção de massa verde, caracterizando como tolerantes uma vez que reagiram como boas hospedeiras, mas seu desenvolvimento não foi afetado, reação segundo Dropkin e Nelson (1960).

O tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR de 48,21, comprovando a viabilidade do inóculo de *M. enterolobii*.

No experimento de oléícolas tuberosas, as três cultivares de beterraba e rabanete promoveram a multiplicação desse nematoíde. O fator de reprodução variou de 2,12 proporcionada pela cultivar ‘Comprido vermelho’ a 8,67 para beterraba ‘Early Wonder’. Todavia, as cenouras apresentaram baixo fator de reprodução (0,05; 0,06 e 0,08) para as cultivares ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e Planeta’, respectivamente (Tabela 1).

As cultivares de beterraba obtiveram o maior índice de galhas, igual a 5, dentro da escalas de notas proposta por Taylor e Sasser (1978), entretanto devido a fatores como sua coloração arroxeada, não foi possível a visualização de massas de ovos. As outras cultivares variaram de 0,3 (‘Brasília Irecê’) a 2,5 (‘Comprido Branco’) para o índice de galhas e para o índice de massas de ovos variaram de 0 (‘Brasília Irecê’) a 2,0 (‘Redondo Vermelho’).

Os dados demonstraram diferença estatística entre os demais parâmetros estudados, demonstrando a resistência das cultivares de cenoura e a suscetibilidade das cultivares de beterraba e rabanete à espécie *M. enterolobii*.

Podemos verificar que apenas as cenouras ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e ‘Planeta’ apresentaram resistência a *M. enterolobii*. Tal fato é mencionado por Charchar et al. (2007) que relatam que as cenouras ‘Alvorada’ e ‘Brasília’ apresentam graus de resistência moderada entre 60 e 70% às espécies de *Meloidogyne*, fato este que poderia contribuir para uma economia de 30 a 40% no custo de aquisição de defensivos químicos, pois com doses menores dos produtos além de reduzir o custo de produção, também proporciona uma menor contaminação ambiental.

Sintomas de deformações como empipocamento do tubérculo foram constatados nas cultivares de rabanete expostas a *M. enterolobii*, sendo também verificada a bifurcação na cultivar ‘Comprido Branco’. Nas cultivares de beterraba foi possível apenas a visualização de inúmeras galhas, entretanto, não foi possível a visualização das massas de ovos que se mostraram conspícuas e outro fator que contribuiu para a não visualização foi à coloração dos tubérculos dificultando assim a contagem de alguma massa de ovo que poderia estar exposta (Figura 1). Assim, plantas atacadas por *Meloidogyne* sp. acabam se tornando inutilizáveis para o comércio. Ferraz (1977) descreve que plantas de beterraba forrageira atacadas por *M. javanica* apresentam as raízes deformadas, com rachaduras e áreas necróticas de tamanho variável, além de grande número de galhas, sendo que as folhas exibiam uma leve

clorose. Para o experimento com olerícolas tuberosas, o tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR de 33,29 para *M. enterolobii*, comprovando a viabilidade do inóculo.

Para o experimento com as brássicas, todas as cultivares testadas proporcionaram baixo FR (0,0 a 0,54), caracterizando a imunidade (FR = 0) e resistência (FR < 1) dessas cultivares a *M. enterolobii*. O menor IG foi de 0,0 (brócolis ‘Brasília’) e o maior foi de 2,8 (repolho ‘Coração de Boi’), sendo que IMO variaram de 0,0 (couve flores ‘Teresópolis Gigante’, ‘Piracicaba Precoce’; repolho ‘Chato de Quintal’, brócolis ‘Piracicaba’, ‘Brasília’ e ‘Santana’) a 2,2 (repolho ‘Coração de Boi’). Diferiram estatisticamente entre si as cultivares brócolis ‘Cabeça’ e repolho ‘Coração de Boi’, as demais não diferiram entre si. Para o experimento das brássicas, a viabilidade do inóculo foi confirmada com o tomateiro ‘Rutgers’ que proporcionou FR de 40,53 de *M. enterolobii*.

No experimento de alface, a cultivar ‘Grand Rapids’ apresentou o menor IG e IMO de 3,8 e 2,5, respectivamente, proporcionado para *M. enterolobii* o fator de reprodução de 0,78, considerado resistente. Entretanto, não diferiu estatisticamente as cultivares ‘Aurélia’ e ‘Regina HT’ que apresentaram FR de 1,97 e 2,07. A cultivar ‘Roxa’ foi a que proporcionou maior suscetibilidade a *M. enterolobii*, com FR de 13,93. As cultivares ‘Grand Rapids’, ‘Aurélia’ e ‘Regina HT’ não diferiram entre si estatisticamente nos parâmetros PF e FR, entretanto diferiram se da ‘Karla’ que também diferiu de ‘Roxa’, que teve a maior multiplicação dessa espécie.

O tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR para *M. enterolobii* de 53,38, confirmando a viabilidade dos inóculos.

Rodriguez et al. (2003) estudando a hospedabilidade de 32 espécies vegetais importantes para a agricultura a *M. enterolobii*. Verificaram que não foram hospedeiras dessa espécie as plantas de brócolis, repolho e a alface, embora esta última tenha apresentado IG de 3,7; e que foram hospedeiras as beterrabas e a salsa. Embora tenha sido diferentes as cultivares testadas, os resultados mostram – se semelhantes às mesmas espécies de olerícolas apresentados neste estudo com exceções das salsas que foram não multiplicaram *M. enterolobii* neste estudo e algumas cultivares de alface que multiplicara essa espécie.

No experimento de pimenta e pimentão, todas as cultivares testadas com *M. enterolobii* apresentaram ocorrência de galhas, variando a escala de notas de 3,0 a 5,0, sendo a menor nota atribuída a cultivar de pimenta ‘Dedo de Moça’ e as maiores notas com as

cultivares pimenta ‘Doce Italiana’, ‘Amarela Comprida’, e os pimentões ‘Dagmar’ e o porta enxerto ‘AF 8253’ (Tabela 1) (Figura 1). Em relação ao índice de massas de ovos, todas as cultivares apresentaram índice variando de 2,7 (‘Dedo de Moça’) a 5,0 (‘Dagmar’ e ‘AF 8253’), demonstrando a suscetibilidade de todas as plantas a esta espécie de nematoide.

O fator de reprodução e população final da cultivar de pimenta ‘Dedo de Moça’ demonstrou estatisticamente diferenças significantes entre os demais cultivares e porta enxertos estudados, com exceção das pimentas ‘Malagueta’, ‘Doce Italiana’ e ‘Jalapeño M’, que não diferiram estatisticamente entre si. Entretanto, ‘Dedo de Moça’ obteve nesses parâmetros valores inferiores a estas cultivares, podendo ser recomendada com cautela em áreas que apresentem infestação desta espécie e ser uma possível fonte para o programa de melhoramento vegetal devido ao fator de reprodução ter sido menos expressivo em relação aos demais materiais estudados. Oliveira (2007), ao estudar a resistência a *M. enterolobii* em treze genótipos de pimenta resistentes a *M. incognita* e *M. javanica*, verificou que de todos os genótipos avaliados, somente o *C. frutescens* (pimenta malagueta) apresentou resistência (FR = 0,61) a essa espécie, entretanto, esse resultado de resistência não corrobora com a presente pesquisa, devido ao fato da cultivar de pimenta malagueta ter se comportado como suscetível com FR = 5,19. Pinheiro et al. (2009), em programa de melhoramento da Embrapa, visando a avaliação de 56 genótipos de *Capsicum* para reação a *M. enterolobii*, verificaram que cinco dos genótipos estudados (CNPH 0060, CNPH 0578, CNPH 3454, CNPH 3272 e CNPH 4159) apresentaram menor índice de galhas e de massa de ovos para *M. enterolobii*, constatando a suscetibilidade da maioria dos genótipos estudados a essa espécie.

No primeiro experimento de porta enxerto e híbridos de pepino foram observados elevados números de galhas (IG) e massas de ovos (IMO) variando o IG de 3,8 (‘Excite Ikki KY’) a 5,0 (‘Tetsukabuto Takaiama’, ‘Taisho KY’, ‘Tsuyataro’, ‘Yoshinari’ e ‘Kouki’) e IMO de 3,2 (‘Shelper’) a 5,0 (‘Taisho KY’, ‘Tsuyataro’, ‘Yoshinari’ e ‘Kouki’).

Os porta enxertos e híbridos de pepino apresentaram fatores de reprodução (FR) maiores que um, variando de 1,01 a 84,60 para o porta enxerto ‘Shelper’ e pepino japonês ‘Kouki’, respectivamente, demonstrando a suscetibilidade de todas as plantas testadas à espécie *M. enterolobii*. Apesar dos resultados de FR obtidos nos porta enxertos ‘Shelper’, ‘Excite Ikki KY’ e ‘Menina Brasileira’ ter diferido estatisticamente apenas do pepino japonês ‘Yoshinari’ e ‘Kouki’ apresentaram menor FR (1,01; 1,17 e 3,57,

respectivamente) em relação aos demais, resultado este foi confirmado no segundo experimento, onde foi testado novamente esses três porta enxertos verificando também o FR de 1,01; 1,01 e 4,71. Foram constatados que esses porta enxertos obtiveram IG de 4,0; 4,8 e 5,0 e IMO de 3,0; 3,0 e 4,4 para ‘Excite Ikki KY’, ‘Shelper’ e ‘Menina Brasileira’. Esses porta enxertos apesar de multiplicarem *M. enterolobii* seria uma opção de utilização uma vez que os demais porta enxertos e híbridos causam um maior aumento da população dessa espécie. Tais resultados vem corroborar com os obtidos com as espécies *M. javanica* e *M. incognita* raça 2 por Wilcken et al. (2010a), que observaram que todos os mesmos porta enxertos e híbridos testados neste estudo proporcionaram a multiplicação de *M. javanica* e *M. incognita* raça 2. Constataram – se também que os mesmos porta enxertos proporcionaram menor FR de *M. javanica* quando comparados aos demais porta enxertos e híbridos de pepino, ocorrendo também essa tendência para *M. incognita* raça 2. Também confirmam os dados obtidos por Franco et al. (2008), a suscetibilidade de ‘Moranga Exposição’ e ‘Menina Brasileira’ (FR= 1,59 e 2,65, respectivamente) a *M. incognita*. Carneiro et al. (2000) determinaram a multiplicação de *M. javanica*, *M. incognita* raça 3, *M. arenaria* raça 2 e *M. hapla* em diferentes olerícolas, verificando que as abobrinhas ‘Caserta’ e ‘Branca de Virgínea’ foram consideradas resistentes apenas a *M. hapla*, assim como os pepinos ‘SMR58’ e ‘Marketer’.

Os tomateiros ‘Rutgers’ apresentaram FR de 50,46 e 20,64 (1° e 2° experimento) comprovando a viabilidade do inóculo de *M. enterolobii*.

Assim sendo, em área com a presença de *M. enterolobii* a utilização da enxertia com os porta enxertos que permitem uma menor multiplicação dessa espécie, é plausível, visando em um primeiro momento a obtenção de produção de pepino, entretanto, deve se ressaltar a necessidade da utilização do manejo nessa área com métodos de controle para diminuição da população no local.

Em ambos os experimentos de tomate, todos os híbridos e genótipos experimentais estudados frente à reprodução de *M. enterolobii* apresentaram índices de galhas (IG) elevados, variando de 3,0 a 5,0 no experimento conduzido em casa de vegetação, sendo a menor nota atribuída ao genótipo 08 tom00345 e aos maiores IG com os híbridos ‘Cascade’, ‘Marguerita’, ‘Ellen’, ‘Cordillera’ e ‘Laura’ (Tabela 1). No experimento conduzido em BOD (25°C) os IG variaram de 3,3 a 5,0, sendo a menor nota atribuído ao híbrido ‘Ellen’ e o maior nota aos ‘Sanni’, ‘Fascínio’, ‘Laura’, ‘Nícolas’, ‘Donatto’, ‘Marguerita’, ‘Cordillera’,

‘Cascade’ e ao genótipo 08 tom00345. Em relação ao índice de massas de ovos (IMO), todos os híbridos e genótipos apresentaram índices variando de 2,2 (08 tom00345 e ‘Sanni’) a 5,0 (‘Laura’ e ‘Cordillera’), em casa de vegetação, enquanto, em condições de BOD apresentaram IMO de 3,3 (‘Ellen’) a 5,0 (‘Laura’, ‘Cordillera’, 08 tom 00345 e ‘Cascade’) demonstrando a suscetibilidade de todos os genótipos e híbridos de tomate a essa espécie de nematoide. Esses resultados corroboram com os obtidos por Guimarães et al. (2003) e Brito et al. (2004) que observaram a reprodução de *M. enterolobii*, em tomateiros portadores do gene *Mi*, considerados resistentes a meloidoginose.

Em geral, foram constatados nos híbridos e genótipos conduzidos em BOD, IG e IMO mais elevados em relação ao experimento em casa de vegetação. Entretanto, os parâmetros estudados de população final (PF) e fator de reprodução (FR), em casa de vegetação, obtiveram maiores valores nos híbridos que proporcionaram maior IG e IMO (5,0 - ‘Cordillera’, ‘Nícolas’ e ‘Laura’), em relação aos obtidos no experimento conduzido em BOD. Tal fato se deve a maior capacidade de desenvolvimento das raízes dos tomateiros conduzidos em vaso de 2,0 L, em relação às raízes de tomateiros conduzidas em copos plásticos de 500 mL. Com isso, uma maior área resultará consequentemente num maior volume de raiz a serem parasitadas pelo nematoide, Contudo, este fato não interferiu na obtenção dos parâmetros estudados, tendo em vista os elevados IG e IMO.

No experimento em casa de vegetação, o fator de reprodução do genótipo 08 tom00345 (2,33) e dos híbridos ‘Donatto’ (4,06) e ‘Sanni’ (4,15) diferiram se estatisticamente entre os fatores de reprodução dos híbridos ‘Cordillera’, ‘Nícolas’ e ‘Laura’ (22,62; 23,23 e 23,36, respectivamente). Entretanto, os mesmos não diferiram dos demais genótipos e híbridos estudados. O mesmo ocorreu com a população final, com exceção ao híbrido ‘Sanni’ que não diferiu estatisticamente dos híbridos ‘Cordillera’, ‘Nícolas’ e ‘Laura’.

No experimento conduzido em casa de vegetação pode se observar sintomas característicos do parasitismo de *M. enterolobii*, sendo eles o aparecimento de galhas individualizadas nas raízes próximas da superfície do solo, clorose nas folhas e a murcha acentuada nas horas mais quentes do dia, sintomas estes semelhante ao observados por Carneiro et al. (2001) e citados também por Cantu et al. (2009). O que não se observou no experimento em BOD, em relação ao murchamento das plantas, uma vez que foi conduzido em temperatura controlada a 25°C, contudo, os demais sintomas foram observados.

Cantu et al. (2009) estudaram a reação de oito porta enxertos de tomateiros ('Guardião', 'Helper – M', 'Anchor – T', 'Dr. K', 'Kagemuscha', 'TMA 809', 'Magnet' e 'He – Man') portadores do gene *Mi* disponíveis no mercado brasileiro à *M. enterolobii*. Verificaram que todos os porta enxertos estudados apresentaram suscetibilidade a essa espécie, variando o fator de reprodução de 11,34 (TMA – 804) a 18,21 (Dr. K).

Segundo Wilcken et al. (2010b), após estudarem a biologia de *M. enterolobii* e *M. javanica* em plantas de tomateiro com ('Magnet') e sem o gene *Mi* ('Rutgers'), constataram que após 3 dias de inoculação (DAI), os juvenis de segundo estágio já penetraram em ambos os tomateiros. Após o 17 DAI, fêmeas jovens de *M. javanica* foram observadas apenas em 'Rutgers', enquanto, para *M. enterolobii* foram observados nos dois tomateiros ('Rutgers' e 'Magnet'). A espécie *M. javanica* após 31 DAI apenas se multiplicou na cultivar sem o gene *Mi* ('Rutgers'), e que *M. enterolobii* multiplicou nas cultivares sem e com o gene *Mi* de resistência. Vale ressaltar que observações realizadas por diversos autores demonstram que a capacidade de *M. enterolobii* de vencer a resistência genética é uma característica intrínseca dessa espécie (Prot, 1984; Luc e Reversat, 1985; Rodriguez, 2000; Guimarães et al., 2003; Brito et al., 2004; Carneiro et al., 2006a; Pinheiro et al., 2009; Westerich, 2010).

Os parâmetros fator de reprodução e população final do híbrido 'Ellen' demonstraram estatisticamente diferenças significantes em relação ao híbrido 'Cascade', entretanto, os mesmos não diferiram entre os demais híbridos e genótipos estudados, em condições de BOD.

Apesar dos híbridos 'Cordillera', 'Ellen', 'Fascínio', 'Laura', 'Marguerita', 'Nícolas' e 'Sanni' possuírem gene de resistência às espécies *M. incognita* e *M. javanica*, não foi observado reação de resistência de nenhum híbrido estudado. Estes resultados corroboram com os obtidos por Brito et al. (2007), que verificaram que isolados *M. enterolobii* provenientes da Florida, foram capazes de superar a resistência de tomateiro e pimentão que apresentavam genes de resistência (*Mi – 1*, *N* e *Tabasco*). Contudo, sabe-se que muitos genes que conferem resistência a diferentes espécies de nematoides formadores de galhas, não conferem resistência a *M. enterolobii* (Kiewnick et al., 2009).

A importância de *M. enterolobii* também é relatada por Rodriguez et al. (2007) que considera a espécie mais perigosa dentro do gênero *Meloidogyne*. Portanto, a

utilização destes genótipos e híbridos de tomate em áreas com a presença da espécie *M. enterolobii* não deve ser recomendada, pois seu emprego elevaria ainda mais os níveis populacionais desta espécie na área, podendo aumentar o problema com esses nematoides.

Experimento com plantas de adubação verde – No experimento conduzido em agosto/2008, as plantas de adubação verde não proporcionaram a reprodução de *M. enterolobii* apresentando baixos fatores de reprodução para azevém (0,05), mucuna cinza (0,06), mucuna preta (0,06), labe labe (0,09) e milheto (0,14). Estes resultados foram confirmados ao se repetir o experimento (agosto/2009), comprovando a resistência dessas plantas a essa espécie (Tabela 2).

Com exceção do IG de 1,5 e o IMO de 1,0 obtido em labe labe, no segundo experimento, todas as outras plantas estudadas frente a *M. enterolobii* apresentaram IG e IMO iguais a zero, em ambos os experimentos.

Um fator de importância em relação ao uso de sementes de adubação verde está atribuído a variabilidade genética existente na composição dessas sementes, uma vez que pode existir a não homogeneidade na padronização das sementes, gerando conflitos nos resultados do emprego dessas sementes para a diminuição da população das espécies de *Meloidogyne*.

Das seis plantas testadas na segunda etapa foram observados a suscetibilidade de quatro plantas a *M. enterolobii* com elevados FR, em ambos os experimentos conduzidos em agosto/2009, sendo elas ervilhaca (2,90; 2,78), feijão de porco (6,90; 7,92), guandu anão (12,53; 10,78) e guandu cv. ‘Fava Larga’ (15,56; 36,91). As plantas de mucuna anã e nabo forrageiro proporcionaram FR baixo de (0,06; 0,02) e (0,11; 0,08), respectivamente, em ambos os experimentos, conferindo a reação de resistência a *M. enterolobii*. Em ambos os experimentos, os IG e IMO variaram de 0,0 (mucuna anã) a 5,0 (guandu cv. ‘Fava Larga’).

No experimento conduzido em Abril/2010 com *M. enterolobii* foram verificados que *C. spectabilis* e *C. breviflora* foram consideradas imune (FR = 0) a essa espécie, sendo que as plantas consideradas resistente com FR < 1 foram: mucuna anã (0,01), *C. mucronata* (0,13), *C. ochroleuca* (0,29), nabo forrageiro (0,30) e *C. juncea* (0,38). Entretanto, os resultados demonstraram que os girassóis cv. ‘Catissol’ e cv. ‘IAC Uruguai’ e o

guandu anão foram suscetíveis a *M. enterolobii*, com fatores de reprodução de 2,85, 12,12 e 14,27, respectivamente. Os IG variaram de 0,0 (*C. breviflora* e mucuna anã) a 5,0 (girassol cv. 'IAC Uruguai') e os IMO variaram de 0,0 (*C. spectabilis*, *C. breviflora* e mucuna anã) a 5,0 (girassol cv. 'IAC Uruguai') (Figura 2). A reação de imunidade a *M. enterolobii* apresentada por *C. juncea* também foi observadas por Guimarães et al. (2003). Entretanto esses mesmos autores verificaram que *C. juncea* apresentou-se como suscetível a essa espécie, não corroborando com os resultados desse estudo que observou a resistência dessa planta a *M. enterolobii*.

A suscetibilidade de guandu anão e a resistência de mucuna anã e nabo forrageiro a *M. enterolobii*, já haviam sido verificadas na segunda etapa do estudo, sendo confirmadas também nessa etapa.

Desta forma, o conhecimento dos fatores de reprodução das plantas de olerícolas e adubação verde utilizadas em programas de rotações de cultura, pode contribuir para a melhor compreensão das relações nematoides – plantas, uma vez que foram determinadas quais plantas podem ou não ser usadas para a diminuição das espécies de *Meloidogyne* encontradas nas áreas.

Agradecimentos

Às empresas Feltrin Sementes, Sakata Seed Sudamerica LTDA e Piraf Sementes, pelo fornecimento das sementes utilizadas na pesquisa; à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo suporte financeiro e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudo concedida à primeira autora.

Referências bibliográficas

- Almeida, E. J. et al. (2008). Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. *Nematologia Brasileira*, 32(3), 236-241.
- Asmus G. L. et al. (2007). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado de Mato Grosso do Sul. *Nematologia Brasileira*, 31, 112.
- Biondi, C. M. et al. (2001). Tolerância do coentro ao parasitismo do nematoide *Meloidogyne incognita* raça 1. *Nematologia Brasileira*, 25, 239-241.
- Bonetti, J. I. S., & Ferraz, S. (1981). Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. *Fitopatologia Brasileira*, 6(3), 553.
- Brito, J. A. et al. (2007). Effects of the *Mi-1*, *N* and *Tabasco* genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. *Journal of Nematology*, 39, 327-332.
- Brito, J., et al. (2004). *Meloidogyne mayaguensis* reproduction on resistant tomato and pepper. <<http://www.mbao.org/2004/Proceedings04/077%20BritoJ%20MBR%20RESISTANCE%20Mm%20Tom%20pep04.pdf>> acesso em 17 de outubro de 2009.
- Cantu, R. R. et al. (2009). Reação de porta enxertos de tomateiros a *Meloidogyne mayaguensis*. *Summa Phytopathologica*, 35, 124-126.
- Carneiro, R. G. et al. (2006b). Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. *Nematologia Brasileira*, 30(3), 293-298.

- Carneiro, R. M. D. G. et al. (2000). Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.; suggestion for a crop rotation system. *Nematologia Brasileira*, 24, 49-54.
- Carneiro, R. M. D. G. et al. (2001). Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil, *Nematologia Brasileira*, 25(2), 223-228.
- Carneiro, R. M. D. G. et al. (2006a). Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes meloidoginose no estado de São Paulo. *Nematologia Brasileira*, 30(1), 81-86.
- Carneiro, R. M. D. G., & Almeida, M. R. A. (2001). Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1), 35-44.
- Charchar, J. M. et al. (2007). Efeito de rotação de culturas no controle de *Meloidogyne* spp. em cenoura na região norte do Estado de Minas Gerais. *Nematologia Brasileira*, 31(3), 173-179.
- Charchar, J. M. et al. (2009). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Tocantins. *Nematologia Brasileira*, 33(2), 182-186.
- Chiamolera, F. M. et al. (2010). Reação de diferentes olerícolas a *Meloidogyne javanica*. *Tropical Plant Pathology*, 35 (suplemento), S211.
- Coolen, W. A., & D'Herde, C. J. (1972). *A method for quantitative extration of nematodes from plant tissue*. Merebelke, State Nematology Research Station.
- Dropkin, H. V.; & Nelson, P. E. (1960). The histopathology of root – knot nematode infections in soybeans. *Phytopathology*, 50, 442-447.

- EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). (2008). An Emerging Root – knot Nematode, *Meloidogyne enterolobii*: Addition to the EPPO Alert List. EPPO Reporting Service no. 5, Paris, 26 p.
- Ferraz, L. C. C. B. (1977). Meloidoginose de beterraba forrageira. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, 2, 39-40.
- Ferreira, D. F. (2003). Sisvar. Versão 4.2. Lavras: DEX/UFLA.
- Franco, A. J. et al. (2008). Avaliação de genótipos de curcubitáceas quanto à resistência à *Meloidogyne incognita*. *Horticultura Brasileira*, 26(2), S3650-S3654.
- Gomes, A. R. et al. (2007). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* L. no Estado da Paraíba. *Fitopatologia Brasileira*, 32(resumo), 273.
- Gomes, C. B. et al. (2008). Registro de Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em Goiabeira e Fumo no Sul do Brasil. *Nematologia Brasileira*, 32(3), 244-247.
- Guimarães, L. M. P. et al. (2003). Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. *Nematologia Brasileira*, 27(2), 139-145.
- Huang, S. P. (1992). Nematoides que atacam olerícolas e seu controle. *Informe Agropecuário*, 16(172), 31-36.
- Inomoto, M. M., et al. (2006). Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Nematologia Brasileira*, 30(1), 39-44.
- Jenkins, W. R. A. (1984). A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, 48, 692.

- Kiewnick, S. et al. (2009). Effects of the *Mi – I* and the *N* root – knot nematode – resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. *Journal of Nematology*, 41(2), 134-139.
- Lima, I. M. et al. (2005). *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Nematologia Brasileira*, 29(1), 31-38.
- Lima, I. M. et al. (2007). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira 'Paluma' no Estado do Espírito Santo. *Nematologia Brasileira*, 31(2), 133.
- Luc, M.; & Reversat, G. (1985). Possibilité des solutions génétiques aux affections provoquées par les nématodes sur les cultures tropicales. *Academy of Agriculture French*, 71, 781-791.
- Moraes, S. R. G. et al. (2006). Influência de leguminosas no controle de fitonematoides no cultivo orgânico de alface americana e de repolho. *Fitopatologia Brasileira*, 31(2), 188-191.
- Oliveira, C. D. (2007). Enxertia de plantas de pimentão em *Capsicum* spp. no manejo de nematoides de galha. (*Tese de Doutorado*). Universidade Estadual Paulista – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal SP, 134p.
- Oostenbrink, M. (1966). Major characteristics of the relation between nematodes and plants. *Med. Landbouwhogeschool, Wageningen*, 66: 3-46.
- Peixoto, J. R., et al. (1995). Avaliação de genótipos de pimentão quanto à resistência a *Meloidogyne incognita* (raça 2) e *Meloidogyne javanica*. *Horticultura Brasileira*, 13(2), 154-158.

- Pinheiro, J. B. et al. (2009). Programa de melhoramento de *Capsicum* da Embrapa: avaliação de genótipos para reação a *Meloidogyne mayaguensis*. In: *International congress of tropical nematology*, II, Maceió. Resumos, n. 66.
- Prot, J. C. (1984). A naturally occurring resistance breaking biotype of *Meloidogyne arenaria* on tomato: Reproduction and pathogenicity on tomato cultivars Roma and Rossol. *Revue de Nématologie*, 7, 23-28.
- Rodriguez, M. G. (2000). Identificación y caracterización de *Meloidogyne mayaguensis* (Nemata: Meloidogynidae) en le cafeto en Cuba. *Thesis (PhD)* -Universidad Agraria de La Habana, La Habana, Cuba, 100 p.
- Rodriguez, M. G. et al. (2003). Host status of agriculturally important plant families to the root – knot nematode *Meloidogyne mayaguensis*. *Nematropica*, 3, 125-130.
- Rodriguez, M. G. et al. (2007). *Meloidogyne mayaguensis* Rammah y Hirschmann, plaga emergente para la agricultura tropical y subtropical. *Revista Protección Vegetal*, 22, 183-196.
- Silva, G. S. (2010). Métodos alternativos de controle de fitonematoides. *Tropical Plant Pathology*, 35 (suplemento), CXI.
- Silva, G. S. et al. (2006). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. *Nematologia Brasileira*, 30(3), 307-309.
- Silva, G. S. S. et al. (2008). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Estado do Maranhão. *Nematologia Brasileira*, 32(3), 242-243.
- Silva, J. F. V. (Org.). (2001). *Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja*. Londrina: EMBRAPA Soja. Sociedade Brasileira de Nematologia.

- Siqueira, K. M. S. et al. (2009). Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. *Tropical Plant Pathology*, 34(4), 256-260.
- Taylor, A. L., & Sasser, J. N. (1978). *Biology, identification and control of root-knot nematodes (Meloidogyne sp.)*. Raleigh: North Carolina State University Graphics.
- Tigano, M. et al. (2010). Genetic diversity of the root – knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava – damaging species. *Plant Pathology*, 59(6), 1054-1061.
- Torres, G. R. C. et al. (2004). *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. *Fitopatologia Brasileira*, 29(5), 570.
- Torres, G. R. C. et al. (2005). Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. *Nematologia Brasileira*, 29(1), 105-107.
- Wang, K. H. et al. (2002). *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: a review. *Nematropica*, 32(1), 35-57.
- Westerich, J. N. (2010). Estudos histopatológicos e ciclos biológicos de *Meloidogyne mayaguensis* e *M. javanica* em tomateiros com gene *Mi*. (Dissertação de Mestrado). Universidade Estadual Paulista – Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu SP, 83p.
- Wilcken, S. R. S. et al. (2010a). Reprodução de *Meloidogyne* spp. em porta-enxertos e híbridos de pepino. *Horticultura Brasileira*, 28, 120-123.
- Wilcken, S. R. S. et al. (2010b). Biology of *Meloidogyne mayaguensis* and *M. javanica* in tomato plants with and without *Mi* gene. In: *International symposium of the european society of nematologists*, 30th, Vienna. Proceedings, p. 140.

- Xu, J. et al. (2004). Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. *European Journal of Plant Pathology*, 110, 309-315.
- Yang, B., & Eisenback, J. D. (1983). *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root – knot nematode parasitising pacara earpod tree in China. *Journal of Nematology*, 15, 381-391.

Tabela 1. Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. enterolobii* em olerícolas.

<i>Experimento 01 – Condimentos/tomate</i>	IG	IMO	PF	FR	Reação **
Cebolinha Todo Ano ‘Tokyo’ (Futonegui)	0,0	0,0	124 a	0,02 a	R
Cebolinha Todo Ano ‘Nebuka’ (Tiunegui)	0,0	0,0	377 a	0,08 a	R
Alho ‘Poró Gigante’	0,0	0,0	431 a	0,09 a	R
Salsa ‘Comum HT’	2,8	2,0	1.177 a	0,24 a	R
Salsa Graúda ‘Portuguesa’	3,7	2,0	1.925 a	0,39 a	R
Coentro ‘Verdão’	3,2	3,2	5.665 a	1,13 a	S
Tomate ‘Block’	5,0	4,8	49.036 b	9,81 b	S
CV			65,26	41,35	
‘Rutgers’	5,0	5,0	241.053	48,21	
<i>Experimento 02 – Tuberosas</i>					
Cenoura ‘Brasília’	1,2	0,2	267 a	0,05 a	R
Cenoura ‘Brasília Irecê’	0,3	0,0	291 a	0,06 a	R
Cenoura ‘Planeta’	0,5	0,2	409 a	0,08 a	R
Rabanete ‘Comprido Vermelho’	2,3	1,3	10.608 b	2,12 bc	S
Rabanete ‘Redondo Vermelho’	2,3	2,0	11.401 b	2,28 bc	S
Rabanete ‘Comprido Branco’	2,5	1,8	12.487 b	2,50 c	S
Beterraba ‘Maravilha’	5,0	*	25.027 c	5,01 d	S
Beterraba ‘Chata do Egito’	5,0	*	35.443 d	7,09 e	S
Beterraba ‘Early Wonder’	5,0	*	43.341 e	8,67 f	S
CV			6,04	3,36	
‘Rutgers’	5,0	5,0	166.427	33,29	
<i>Experimento 03 – Brássicas</i>					
Couve Flor ‘Teresópolis Gigante’	0,8	0,0	0 a	0,00 a	I
Couve Flor ‘Piracicaba Precoce’	1,3	0,0	0 a	0,00 a	I
Repolho ‘Chato de Quintal’	1,7	0,0	0 a	0,00 a	I
Couve Brócolo Ramoso ‘Piracicaba’	2,7	0,0	195 a	0,04 a	R
Couve de ‘Bruxelas’	0,5	0,2	100 a	0,02 a	R
Couve ‘Tronchuda Portuguesa’	1,8	0,2	120 a	0,02 a	R
Couve Brócolo Ramoso ‘Brasília’	0,0	0,0	126 a	0,03 a	R
Couve Brócoli Ramoso ‘Santana’	2,0	0,0	183 a	0,04 a	R
Brócolis de ‘Cabeça’	2,3	1,8	1.205 b	0,24 b	R
Repolho ‘Coração de Boi’	2,8	2,2	2.704 c	0,54 c	R
CV			56,02	5,65	
‘Rutgers’	5,0	5,0	202.655	40,53	

Tabela 2. Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. enterolobii* em cultivares de alface e em *Capsicum* spp.

	IG	IMO	PF	FR	Reação**
Experimento 04 – Alface					
‘Grand Rapids’	3,8	2,5	3.910 a	0,78 a	R
‘Aurélia’	5,0	3,0	9.860 a	1,97 a	S
‘Regina HT’	5,0	3,5	10.345 a	2,07 a	S
‘Karla’	5,0	3,3	32.313 b	6,46 b	S
‘Roxa’	5,0	4,7	69.668 c	13,93 c	S
CV			23,01	20,39	
‘Rutgers’	5,0	5,0	266.877	53,38	
Experimento 05 – Capsicum spp.					
Pimenta ‘Dedo de Moça’	3,0	2,7	7.116 a	1,42 a	S
Pimenta ‘Malagueta’	3,5	3,2	25.958 ab	5,19 ab	S
Pimenta ‘Doce Italiana’	5,0	4,2	29.215 abc	5,84 abc	S
Pimenta ‘Jalapeño M’	4,5	4,0	33.653 abc	6,73 abc	S
Pimentão ‘Dagmar’	5,0	5,0	57.567 bcd	11,51 bcd	S
Pimenta ‘Amarela Comprida’	5,0	4,8	75.710 bcd	15,14 bcd	S
Pimentão ‘Casca Dura Ikeda’	4,8	4,7	87.152 bcd	17,43 bcd	S
Pimentão ‘Silver’	3,7	3,7	89.628 bcd	17,93 bcd	S
Pimentão ‘Magna Super’	4,5	4,3	101.682 cd	20,34 cd	S
Pimenta ‘Cambuci’	4,5	4,5	112.417 d	22,48 d	S
Pimentão ‘AF 8253’	5,0	5,0	239.688 e	47,94 e	S
CV			28,09	26,82	
‘Rutgers’	5,0	5,0	347.082	69,42	

¹ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade. Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. ** I = Imune, S = Suscetível, R = Resistente.

Tabela 3. Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. enterolobii* em porta enxerto e híbridos de pepino e em cultivares de tomate.

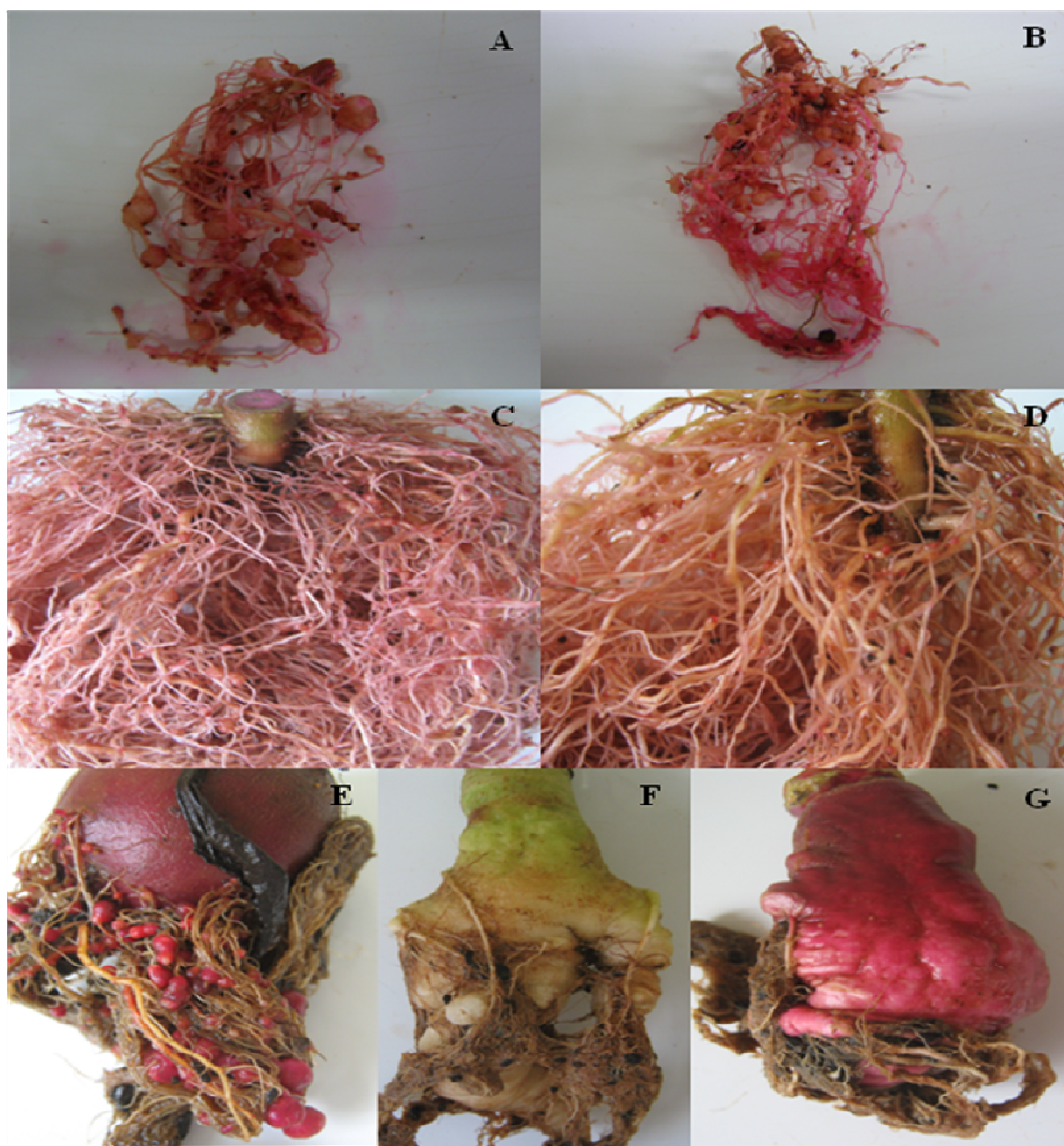
<i>Experimento 06 - Porta enxerto e híbr. Pepino</i>	1º experimento							2º experimento						
	IG	IMO	PF		FR		Reação**	IG	IMO	PF		FR		Reação**
Ab. ‘Shelper’	4,5	3,2	5.031	a	1,01	a	S	4,8	3,0	5.036	a	1,01	a	S
Ab. ‘Excite Ikki KY’	3,8	3,7	5.860	a	1,17	a	S	4,0	3,0	5.051	a	1,01	a	S
Ab. ‘Menina Brasileira’	4,8	4,2	17.840	ab	3,57	a	S	5,0	4,4	23.542	b	4,71	b	S
Ab. ‘B8-A Tetsukabuto’	4,5	3,5	37.817	abc	7,56	ab	S	-	-	-	-	-	-	-
Ab. ‘Tetsukabuto Takaiaima’	5,0	4,0	63.545	abc	12,71	ab	S	-	-	-	-	-	-	-
Pep. Japonês ‘Taisho KY’	5,0	5,0	76.411	abc	15,28	ab	S	-	-	-	-	-	-	-
Ab. Moranga ‘Exposição’	4,8	4,8	90.636	abc	18,13	ab	S	-	-	-	-	-	-	-
Pep. Japonês ‘Tsuyataro’	5,0	5,0	116.450	bcd	23,29	abc	S	-	-	-	-	-	-	-
Pep. Japonês ‘Yoshinari’	5,0	5,0	186.071	cd	37,21	bc	S	-	-	-	-	-	-	-
Pepino Japonês ‘Kouki’	5,0	5,0	423.007	d	84,60	c	S	-	-	-	-	-	-	-
CV			52,49		50,46					22,57		16,12		
<i>Rutgers</i>	5,0	5,0	20.538		4,11			5,0	5,0	103.196		20,64		
<i>Experimento 07 – Tomate</i>	set/09							dez/09						
	IG	IMO	PF		FR		Reação**	IG	IMO	PF		FR		Reação**
08 tom00345	3,0	2,2	11.689	a	2,33	a	S	5,0	5,0	70.327	ab	14,07	ab	S
‘Donatto’	4,4	3,0	20.284	a	4,06	a	S	5,0	4,0	36.124	ab	7,22	ab	S
‘Sanni’	4,4	2,2	20.774	ab	4,15	a	S	5,0	3,7	13.797	ab	2,76	ab	S
‘Cascade’	5,0	4,6	33.128	ab	6,61	ab	S	5,0	5,0	76.020	b	15,20	ab	S
05 tom0041	3,8	2,8	33.224	ab	6,64	ab	S	4,7	4,7	57.950	ab	11,59	ab	S
‘Marguerita’	5,0	3,6	36.112	ab	7,22	ab	S	5,0	4,3	49.720	ab	9,94	ab	S
‘Ellen’	5,0	4,0	61.141	ab	12,15	ab	S	3,3	3,3	10.407	a	2,08	a	S
‘Fascínio’	4,4	3,2	61.177	ab	12,24	ab	S	5,0	4,0	19.996	ab	4,00	ab	S
‘Absoluto’	4,2	4,2	70.106	ab	14,01	ab	S	4,7	4,7	31.203	ab	6,24	ab	S
‘Cordillera’	5,0	5,0	113.136	b	22,62	b	S	5,0	5,0	63.433	ab	12,69	ab	S
‘Nícolas’	4,8	4,8	116.142	b	23,23	b	S	5,0	4,7	35.637	ab	7,13	ab	S
‘Laura’	5,0	5,0	116.832	b	23,36	b	S	5,0	5,0	32.110	ab	6,42	ab	S
CV			43,13		39,61					30,02		27,92	b	
‘Rutgers’	5,0	4,8	124.000		24,73			5,0	5,0	104.607		20,92		

¹ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade. Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. ** I = Imune, S = Suscetível, R = Resistente.

Tabela 4. Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. enterolobii* em plantas de adubação verde.

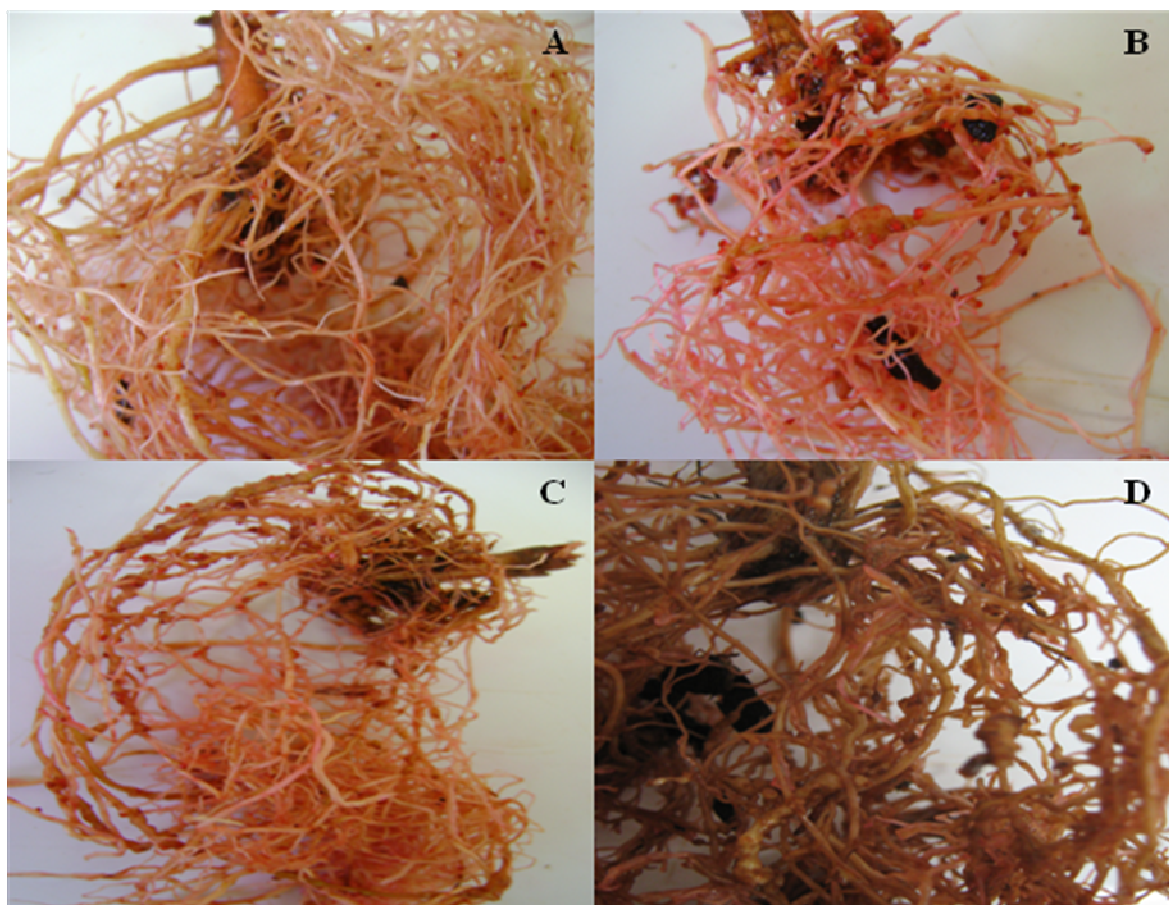
<i>Experimento 08</i>	ago/2008						Reação**	ago/09						Reação**
	IG	IMO	PF	FR				IG	IMO	PF	FR			
Azevém	0,0	0,0	228	a	0,05	a	R	0,0	0,0	205	a	0,04	a	R
Mucuna preta	0,0	0,0	315	a	0,06	a	R	0,0	0,0	242	a	0,05	a	R
Mucuna cinza	0,0	0,0	304	a	0,06	a	R	0,0	0,0	255	a	0,05	a	R
Labe labe	0,0	0,0	448	a	0,09	a	R	1,5	1,0	1.778	a	0,36	b	R
Milheto	0,0	0,0	718	a	0,14	a	R	0,0	0,0	620	a	0,12	ab	R
CV			46,62		5,80					73,82		12,18		
‘Rutgers’	5,0	5,0	299.559		59,91			5,0	4,8	293.087		58,62		
<i>Experimento 09</i>	ago/09							ago/09						
	IG	IMO	PF	FR				IG	IMO	PF	FR			
Mucuna anã	0,0	0,0	315	a	0,06	a	R	0,0	0,0	113	a	0,02	a	R
Nabo forrageiro	2,2	0,8	573	a	0,11	a	R	1,7	0,8	395	a	0,08	a	R
Ervilhaca	3,2	3,2	14.495	b	2,90	b	S	3,8	3,0	13.891	b	2,78	b	S
Feijão de porco	4,7	4,7	34.492	c	6,90	c	S	5,0	5,0	39.577	c	7,92	c	S
Guandu anão cv. ‘Iapar 43’	4,8	4,7	62.653	d	12,53	d	S	4,8	4,7	53.887	c	10,78	c	S
Guandu cv. ‘Fava Larga’	5,0	5,0	77.797	d	15,56	d	S	5,0	5,0	184.573	d	36,91	d	S
CV			20,40		17,94					14,78		13,17		
‘Rutgers’	5,0	5,0	358.505		71,70			5,0	5,0	284.191		56,84		
<i>Experimento 10</i>	abr/10													
	IG	IMO	PF	FR				IG	IMO	PF	FR			
<i>Crotalaria spectabilis</i>	0,2	0,0	0	a	0,00	a	I	-	-	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria breviflora</i>	0,0	0,0	0	a	0,00	a	I	-	-	-	-	-	-	-
Mucuna anã	0,0	0,0	40	a	0,01	a	R	-	-	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria mucronata</i>	2,3	0,8	642	a	0,13	a	R	-	-	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria ochroleuca</i>	2,3	0,8	1.473	a	0,29	ab	R	-	-	-	-	-	-	-
Nabo forrageiro	1,5	1,5	1.485	a	0,30	ab	R	-	-	-	-	-	-	-
<i>Crotalaria juncea</i>	2,5	1,5	1.877	a	0,38	ab	R	-	-	-	-	-	-	-
Girassol cv. ‘Catissol’	3,3	3,2	14.237	b	2,85	b	S	-	-	-	-	-	-	-
Girassol cv. ‘IAC Uruguai’	5,0	5,0	60.605	c	12,12	c	S	-	-	-	-	-	-	-
Guandu anão cv. ‘Iapar 43’	4,8	4,8	71.353	c	14,27	c	S	-	-	-	-	-	-	-
CV			46,99		32,16					-		-		
‘Rutgers’	5,0	5,0	313.527		62,71			-	-	-	-	-	-	

[†] Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade. Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. **I = Imune, S = Suscetível, R = Resistente.



Fotos: Juliana Magrinelli Osório Rosa (2010)

Figura 1 – Sintomas de galhas (coloridas com Floxine B) provocadas por *M. enterolobii* em híbridos de tomateiros ‘Laura’ (A) e ‘Cascade’ (B); galhas em porta enxertos de pimentão ‘AF 8253’ (C) e ‘Silver’ (D); galhas em beterraba ‘Early Wonder’ (E); bifurcação em rabanete ‘Comprido Branco’ (F) e empipocamento em rabanete ‘Redondo Vermelho’ (G). UNESP – FCA, 2010.



Fotos: Juliana Magrinelli Osório Rosa (2010)

Figura 2 – Sintomas de galhas (coloridas com Floxine B) provocadas por *M. enterolobii* em girassol cv. ‘IAC Uruguai’ (A), guandu cv. ‘Fava Larga’ (B), guandu anão cv. ‘Comum’ (C) e feijão de porco cv. ‘Comum’ (D). UNESP – FCA, 2010.

CAPÍTULO III

“Reprodução de *Meloidogyne javanica* em Olerícolas e em Plantas Utilizadas na Adubação Verde” (artigo redigido conforme normas da revista Tropical Plant Pathology)

Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde*

Juliana M. O. Rosa^{1*}; Juliana N. Westerich¹ & Silvia Renata S. Wilcken¹

*Parte da tese de doutorado da primeira autora

¹Departamento de Produção Vegetal, Setor de Defesa Fitossanitária, Faculdade de Ciências Agrônômicas - UNESP, 18610-307, Botucatu, SP, Brazil

Autoras para correspondência: Juliana M. O. Rosa, email: julianamagrinelli@hotmail.com e Silvia Renata S. Wilcken, e-mail: srenata@fca.unesp.br

RESUMO

O objetivo do trabalho foi determinar o fator de reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas (alho poró, cebolinha, coentro, salsa, tomate, beterraba, cenoura, rabanete, brócolis, couve flor, repolho, alface, pimentão e pimentas) e em plantas de adubação verde (azevém, *Crotalaria breviflora*, *C. juncea*, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *C. spectabilis*, ervilhaca, feijão de porco, girassol, guandu anão, guandu, labe labe, milheto, mucuna anã, mucuna cinza, mucuna preta e nabo forrageiro). Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação durante 60 dias, sendo a infestação do substrato realizada com 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. javanica*. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis repetições por tratamento. As plantas imunes a *M. javanica* foram: salsa graúda ‘Portuguesa’; os brócolis ‘Bruxelas’ e ‘Tronchuda Portuguesa’; as pimentas ‘Dedo de Moça’, ‘Malagueta’, ‘Doce Italiana’, ‘Jalapeño M’, ‘Amarela Comprida’ e ‘Cambuci’; os pimentões ‘Dagmar’, ‘Casca Dura Ikeda’, ‘Magna Super’ e os porta enxertos para pimentão ‘Silver’ e ‘AF 8253’. As plantas consideradas resistentes a *M. javanica* foram à alface ‘Roxa’; cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’; alho ‘Poró Gigante’; salsa ‘Comum HT’; brócolis ‘Brasília’; tomate ‘Block’; azevém; as crotalárias *C. spectabilis*, *C. juncea*, *C. breviflora*; girassol cv. ‘Uruguai’, guandu anão, milheto e mucuna preta.

Palavras chaves: espécies vegetais, nematoides das galhas, resistência, suscetibilidade.

ABSTRACT

***Meloidogyne javanica* reproduction on vegetable crops and plants used as green manure.**

The goal of this work was to determinate the *Meloidogyne javanica* reproduction factor on vegetable crops (*Allium porrum*, *A. schoenoprasum*, *Coriandrum sativum*, *Petroselinum crispum*, *Solanum lycopersicum*, *Beta vulgaris*, *Dacus carota*, *Raphanus sativus*, *Brassica* spp., *Lactuca sativa* and *Capsicum* spp.) and on plants used as green manure (*Lolium multiflorum*, *Crotalaria breviflora*, *C. juncea*, *C. mucronata*, *C. ochroleuca*, *C. spectabilis*, *Vicia sativa*, *Canavalia ensiformis*, *Helianthus annuus*, *Cajanus cajan*, *Dolichos lalab*, *Pennisetum glaucum*, *Mucuna deeringiana*, *M. cinereum*, *M. aterrima* and *Raphanus sativus*). The experiments were carried out in a greenhouse during 60 days being the substrate infestation made with 5,000 eggs and possible second stage juveniles of *M. javanica*. The immune plants to *M. javanica* were: 'Portuguesa', 'Bruxelas', 'Tronchuda Portuguesa', 'Dedo de Moça', 'Malagueta', 'Doce Italiana', 'Jalapeño M', 'Amarela Comprida', 'Cambuci', 'Dagmar', 'Casca Dura Ikeda', 'Magna Super', 'Silver' and 'AF 8253'. The resistant plants were: 'Roxa', 'Tokyo', 'Nebuka', 'Poró Gigante', 'Comum HT', 'Brasília', 'Block', *L. multiflorum*, *C. spectabilis*, *C. juncea*, *C. breviflora*; 'Uruguai', 'Iapar 43', *P. glaucum* and *M. aterrima*.

Keywords: vegetable species, root – knot nematodes, resistance, susceptibility.

INTRODUÇÃO

A produtividade das olerícolas está relacionada com fatores ambientais, incluindo fitossanidade, os estruturais do solo e os teores de nutrientes disponíveis para a planta. Dentre os problemas de importância fitossanitária existente no cultivo de olerícolas estão os causados por nematoides. O gênero *Meloidogyne*, constitui o grupo de nematoides fitoparasitos mais importante para as olerícolas devido a sua ampla distribuição em todo país, polifagia e a diferença biológica ligada ao parasitismo entre populações da mesma espécie, dificultando a implementação de programas de resistência varietal e rotação

de culturas, que são uma das medidas de controle mais eficientes e viáveis em nossas condições (Pimenta & Carneiro, 2005).

Essas ocorrências de *Meloidogyne* comum em áreas destinadas ao cultivo de olerícolas vêm sendo responsável por perdas econômicas causadas pela queda de produtividade devido aos danos no sistema radicular, dificultando a absorção de água e nutrientes ou até por danos diretos em raízes comestíveis e tubérculos (Charchar et al., 2008). Segundo Oliveira (2007), os danos em olerícolas podem ser expressos pela redução de produção ou então pela depreciação da qualidade do produto a ser comercializado, como por exemplo, em cenouras com sintomas de digitamento ou tubérculos de batata exibindo as galhas.

Dentre as principais espécies de nematoides encontradas em áreas destinadas a produção das olerícolas são *M. incognita* e *M. javanica*, podendo ser encontradas concomitantemente ou separadas, causando muitas vezes, prejuízos a essas culturas. Segundo Huang (1992), entre as culturas mais suscetíveis encontram-se as de quiabo, berinjela, tomate, abóbora e batata.

O cultivo sucessivo de olerícolas numa mesma área vem agravando os problemas nematológicos devido à elevação dos níveis populacionais dos nematoides fitoparasitos, principalmente, os nematoides das galhas. Com isso, o objetivo do trabalho foi verificar a reprodução da espécie *M. javanica* em diferentes espécies de olerícolas para possibilitar a escolha da espécie vegetal a ser plantada em áreas infestadas com esse nematoide, diminuindo assim a porcentagem de perda agrícola.

MATERIAL E MÉTODOS

A presente pesquisa foi desenvolvida no setor de Defesa Fitossanitária do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônômicas/UNESP – Câmpus de Botucatu (SP), sob condições de casa de vegetação.

O experimento com olerícolas 01 foi conduzido em agosto de 2009, os experimentos 02 e 03 foram conduzidos concomitantemente em setembro de 2009, o

experimento 04 conduzido em outubro de 2009 e o experimento 05 conduzido em abril de 2010.

Experimento 01 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas como tempero e tomate.

As cultivares utilizadas na determinação dos fatores de reprodução foram: alho ('Poró Gigante'), salsa (graúda 'Portuguesa' e 'Comum HT'), cebolinha (todo ano 'Nebuka' (Tiunegui) e 'Tokyo' (Futonegui)), coentro 'Verdão' e tomate 'Block'.

Experimento 02 – Reprodução de *M. javanica* em tuberosas.

As cultivares utilizadas na determinação dos fatores de reprodução foram: cenoura ('Brasília', 'Brasília Irecê' e 'Planeta'), beterraba ('Maravilha', 'Chata do Egito' e 'Early Wonder') e rabanete ('Redondo Vermelho', 'Comprido Branco' e 'Comprido Vermelho').

Experimento 03 – Reprodução de *M. javanica* em brássicas.

As cultivares utilizadas na determinação dos fatores de reprodução foram: couve flor ('Teresópolis Gigante' e 'Piracicaba Precoce'), brócolis de ('Cabeça'), couve brócolo ramoso ('Brasília' e 'Santana'), couve ('Tronchuda 'Portuguesa'), couve de ('Bruxelas'), e repolho ('Chato de Quintal' e 'Coração de Boi').

Experimento 04 – Reprodução de *M. javanica* em pimentas e pimentões.

As cultivares utilizadas na determinação dos fatores de reprodução foram: pimenta ('Amarela Comprida', 'Cambuci', 'Doce Italiana', 'Dedo de Moça', 'Jalapeño M' e 'Malagueta'), pimentão ('Casca Dura Ikeda', 'Dagmar' e 'Magna Super') e porta enxerto para pimentão ('Silver' e 'AF 8253').

Experimento 05 – Reprodução de *M. javanica* em cultivares de alface.

As cultivares utilizadas na determinação dos fatores de reprodução foram: alface ('Aurélia', 'Karla', 'Grand Rapids', 'Regina HT' e 'Roxa').

Para os experimentos com plantas de adubação verde, com exceção da 3ª etapa dos mesmos, as demais etapas desses experimentos foram conduzidos novamente para confirmação dos resultados.

Experimento 06 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (1ª etapa).

O experimento foi conduzido em agosto de 2008 e outro para confirmação dos resultados foi conduzido em agosto de 2009. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: azevém, labe labe, milheto, mucuna cinza cv. ‘Comum’ e mucuna preta cv. ‘Comum’.

Experimento 07 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (2ª etapa).

Os experimentos foram conduzidos em agosto de 2009. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: feijão de porco cv. ‘Comum’, ervilhaca cv. ‘Comum’, guandu anão cv. ‘Iapar 43’, guandu cv. ‘Fava larga’, mucuna anã cv. ‘Comum’ e nabo forrageiro cv. ‘Comum’.

Experimento 08 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (3ª etapa).

O experimento foi conduzido em abril de 2010. As plantas utilizadas na obtenção dos fatores de reprodução foram: *Crotalaria breviflora* cv. ‘Comum’, *C. juncea* cv. ‘Comum’, *C. mucronata* cv. ‘Comum’, *C. ochroleuca* cv. ‘Comum’, *C. spectabilis* cv. ‘Comum’, girassol cv. ‘Catissol’, girassol cv. ‘IAC Uruguai’, guandu anão cv. ‘Comum’, mucuna anã cv. ‘Comum’ e nabo forrageiro cv. ‘Comum’.

Origem, preparo do inóculo e delineamento experimental

A população de *M. javanica* foi isolada de raízes do pimentão ‘Magali’, proveniente do município de Santa Rosa (RS), e multiplicados separadamente em raízes de tomateiro ‘Rutgers’. A identificação da espécie foi realizada pelo padrão perineal das fêmeas e pelo padrão eletroforético de isoenzimas conforme técnica proposta por Carneiro &

Almeida (2001), no Laboratório da EMBRAPA - Recursos Genéticos e Biotecnologia, em Brasília.

As plantas foram inoculadas com aproximadamente 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio (Pi) de *M. javanica*. Para obtenção do inóculo, as raízes foram processadas segundo o método de extração proposto por Hussey & Baker (1973), modificada por Bonetti & Ferraz (1981), que consiste no tritramento das raízes em liquidificador com hipoclorito a 0,5%.

A inoculação foi efetuada depositando 2,0 mL da suspensão de inóculo em dois orifícios equidistantes, com 3,0 cm de profundidade, na rizosfera de cada planta para cada tratamento. O tomateiro 'Rutgers' foi utilizado como padrão de viabilidade do inóculo de *M. javanica*.

Experimentos de olerícolas

As plantas de olerícolas foram semeadas em bandeja de poliestireno expandido (128 células), contendo substrato Plantmax[®] e após atingirem a altura de aproximadamente 10 cm, foram transplantadas. Cada parcela foi de uma planta contida em vaso de 2,0 L com substrato, na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica), com exceção do experimento com cultivares de alface, que foi conduzido em copos plásticos de 500 mL, contendo o mesmo substrato. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com seis repetições.

Após 60 dias da inoculação, uma amostra de solo (250 mL) foi retirada e processada segundo a metodologia proposta por Jenkins (1984), que consiste em flotação, peneiramento e centrifugação. Os sistemas radiculares foram lavados sob água corrente, e em seguida, submetidos à coloração com Floxina B (Taylor & Sasser, 1978) e as massas de ovos e o número de galhas foram contadas, sendo esses números relacionados com a metodologia proposta por Taylor & Sasser (1978), quando 0 = sem galhas ou massas de ovos, 1 = 1 a 2, 2 = 3 a 10, 3 = 11 a 30, 4 = 31 a 100 e 5 = mais de 100 galhas ou massas de ovos por raiz, obtendo assim, os parâmetros de índice de galhas (IG) e índice de massa de ovos (IMO). Em seguida, os sistemas radiculares foram processados segundo o método de Coolen & D' Herde (1972), usando solução de hipoclorito de sódio a 0,5% no lugar da água, para triturar as raízes no liquidificador e posterior centrifugação para obtenção da suspensão. A determinação do

número final de ovos e eventuais juvenis recém – eclodidos na suspensão final foi efetuada com o auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico. Esse número (população final) foi utilizado para a obtenção do fator de reprodução [população final do nematoide (Pf)/população inicial (número de ovos utilizado nas inoculações do nematoide (Pi)], segundo Oostenbrink (1966), ou seja, $FR = 0$ consideradas imunes, $FR < 1$ consideradas resistentes e $FR > 1$ são consideradas suscetíveis.

Experimentos com plantas de adubação verde

Os experimentos com plantas de adubação verde seguiram a mesma metodologia dos experimentos conduzidos com as olerícolas, acima citados, diferindo apenas na semeadura das plantas de adubação verde que foram realizadas com três sementes em vasos de 2,0 L ou em copos plásticos de 500 mL, contendo substrato autoclavado na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica). Após a emergência das plântulas foram realizado o desbaste das mesmas.

Com exceção ao terceiro experimento conduzido apenas em vasos de 2,0 L, os demais experimentos foram conduzidos primeiramente em vasos de 2.0 L e em copos plásticos de 500 mL para confirmação dos resultados. As parcelas foram constituídas de uma planta em vaso ou copo plástico, apresentando delineamento experimental inteiramente casualizado, com seis repetições.

Análise estatística

Os dados de população final e o fator de reprodução foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$ submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%, com auxílio do programa computacional Sisvar (Ferreira, 2003).

RESULTADOS

Experimento 01 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas como tempero e tomate.

A cultivar de coentro ‘Verdão’ proporcionou maiores valores de IG, IMO, PF e FR (3,7; 3,2; 16.424 e 3,28, respectivamente) diferindo estatisticamente das demais cultivares, que não diferiram entre si (Tabela 1). Com exceção do coentro ‘Verdão’ que foi suscetível a *M. javanica*, as demais cultivares apresentaram baixos valores em todos os parâmetros, sendo consideradas resistentes e imune no caso da salsa graúda ‘Portuguesa’, a essa espécie. Apenas a cultivar de salsa ‘Comum HT’ apresentou IG = 2,0, entretanto, apresentou IMO = 0 com FR de 0,03, mostrando-se resistente.

O tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR de 44,22, comprovando a viabilidade do inóculo de *M. javanica*.

Experimento 02 – Reprodução de *M. javanica* em tuberosas.

Todas as cultivares mostraram-se suscetíveis a esse nematoide, obtendo fatores de reprodução de 1,04 para ‘Brasília Irecê’ e 9,52 para ‘Planeta’. Os fatores de reprodução das cultivares ‘Brasília Irecê’ e ‘Brasília’ não diferiram estatisticamente, entretanto ‘Brasília’, ‘Chata do Egito’, ‘Comprido Vermelho’, ‘Comprido Branco’, ‘Redondo Vermelho’ e ‘Maravilha’ não diferiram estatisticamente. Os maiores valores de fatores de reprodução que não se diferiram estatisticamente entre si foram as cultivares ‘Early Wonder’ e ‘Planeta’, verificando também a suscetibilidade a *M. javanica*. Os parâmetros avaliados demonstram a suscetibilidade dessas plantas, embora a cultivar ‘Brasília Irecê’ mostrou-se menos suscetível que as demais cultivares.

Tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR de 58,19 para *M. javanica*, comprovando a viabilidade do inóculo.

Experimento 03 – Reprodução de *M. javanica* em brássicas.

De acordo com os resultados para a espécie *M. javanica*, os IG variaram de 0,8 à 4,0 (brócolis ‘Bruxelas’ a couve flor ‘Teresópolis Gigante’) e os IMO

variaram de 0,0 à 3,2 (brócolis ‘Bruxelas’ e ‘Tronchuda Portuguesa’ à couve flor ‘Teresópolis Gigante’).

As cultivares de brócolis ‘Bruxelas’, ‘Tronchuda Portuguesa’ foram consideradas imunes e ‘Brasília’ considerada resistente por terem proporcionado baixos valores de FR (0,0, 0,0 e 0,17). As demais cultivares apresentaram valores de FR > 1, demonstrando a suscetibilidade à *M. javanica*.

Tomateiro ‘Rutgers’ apresentou FR de 36,11 comprovando a viabilidade do inóculo.

Experimento 04 – Reprodução de *M. javanica* em pimentas e pimentões.

Em todas as cultivares de pimentas e pimentões e porta enxertos para pimentões foram verificados a não multiplicação da espécie *M. javanica*, resultando em valores iguais à zero para todos os parâmetros, demonstrando a imunidade plantas.

Experimento 05 – Reprodução de *M. javanica* em cultivares de alface.

A cultivar ‘Roxa’ apresentou resistência a essa espécie com FR de 0,37, embora estatisticamente não diferiu da cultivar ‘Regina HT’ (FR = 1,63). Essa cultivar teve seus IG de 2,5 e proporcionou baixo IMO de 0,8.

Variaram os IG (2,5 a 5,0) e IMO (0,8 a 4,0) para as das cultivares de alface ‘Roxa’ e ‘Karla’, conseqüentemente, a população final de *M. javanica* não diferiu estatisticamente entre ‘Roxa’ e ‘Regina HT’, diferindo das cultivares ‘Aurélia’, ‘Grand Rapids’ e ‘Karla’ que não diferiram estatisticamente entre si.

O tomateiro ‘Rutgers’ apresentou FR para *M. javanica* de 73,68, confirmando a viabilidade dos inóculos.

Experimento 06 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (1º etapa).

Apenas a espécie labe labe apresentou IG e IMO de 1,2 e 1,3, em ambos experimentos, os demais apresentaram IG e IMO iguais a zero, demonstrando a suscetibilidade de labe labe (FR = 2,65) a essa espécie, e a reação de resistência das outras plantas que apresentaram baixos fatores de reprodução, variando de 0,05 (milheto) a 0,65

(mucuna preta). Entretanto, ao se realizar novamente o experimento em agosto/2009 para confirmação dos dados anteriormente obtidos, podemos verificar que não apenas labe labe foi considerado suscetível a essa espécie, como a mucuna cinza também apresentou suscetibilidade com FR de 1,42, ao contrário obtido inicialmente de FR igual a 0,14 (Tabela 2). Esse fato é atribuído a uma possível variabilidade existente na composição dessas sementes obtidas de adubação verde, sendo um fator preocupante para obtenção de homogeneidade na diminuição da população das espécies de *Meloidogyne*.

Experimento 07 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (2º etapa).

Foi verificada a resistência do guandu anão que obteve FR de 0,06 e 0,05 em ambos experimentos conduzidos em agosto/2009. Contudo, foram verificados elevados FR, para nabo forrageiro (2,14 e 2,44), guandu cv. ‘Fava Larga’ (2,47 e 2,46) e Mucuna anã (5,21 e 5,21) sendo consideradas suscetíveis a *M. javanica*. Os IG variaram de (0,2 e 0,2) para guandu anão à (2,7 e 2,8) para mucuna anã e IMO variaram de (0,0 e 0,0) a (2,7 e 2,8) para as mesmas plantas, em ambos os experimentos.

Experimento 08 – Reprodução de *M. javanica* em plantas utilizadas na adubação verde (3º etapa).

Todas as plantas apresentaram IG variando de 0,3 a 4,7, sendo a menor nota atribuída a *C. spectabilis* e o maior IG para o girassol cv. ‘Catissol’. Em relação ao IMO, os índices variaram de 0,2 (*C. spectabilis*) a 4,7 (girassol cv. ‘Catissol’). Foram constatados FR > 1 sendo consideradas suscetíveis as plantas *C. mucronata* (1,06), *C. ochroleuca* (1,78), nabo forrageiro (2,20), mucuna anã (5,81) e girassol cv. ‘Catissol’ (29,15). Todavia, a resistência a *M. javanica* foi obtida nas *C. spectabilis* (0,20), *C. juncea* (0,26), guandu anão (0,29), girassol cv. ‘IAC Uruguai’ (0,66) e *C. brevipflora* (0,81).

DISCUSSÃO

A imunidade da cultivar salsa graúda ‘Portuguesa’ verificada em relação à espécie *M. javanica*, corrobora com os autores Chiamolera et al. (2010) que estudaram a reação de diferentes olerícolas a *M. javanica* e observaram uma resistência moderada dessa mesma cultivar de salsa. Também estudaram as cultivares brócolo ramoso ‘Piracicaba de Verão’, repolho ‘Chato’ e ‘Coração de Boi’, verificando que comportaram – se como suscetíveis, confirmando os resultados obtidos neste estudo. Entretanto, para a cebolinha todo ano ‘Nebuka’ considerada suscetível a *M. javanica* pelo mesmo autor acima mencionado, não se confirmam com os obtidos neste estudo, que observou a não multiplicação dessa espécie, considerando – a como resistente, dado observado similarmente na cultivar cebolinha todo ano ‘Tokyo’.

As cultivares de cenouras estudadas foram consideradas suscetíveis a essa espécie, entretanto as cultivares ‘Brasília’ e ‘Brasília Irecê’ apresentaram fatores de reproduções mais baixos em relação às outras cultivares testadas neste experimento. Tal fato é mencionado por Charchar et al. (2007) que relatam que as cenouras ‘Alvorada’ e ‘Brasília’ apresentam graus de resistência moderada entre 60 e 70% às espécies de *Meloidogyne*, fato este que poderia contribuir para uma economia de 30 a 40% no custo de aquisição de defensivos químicos, pois doses menores dos produtos poderiam ser utilizadas para reduzir o custo de produção, proporcionando menor contaminação ambiental.

A suscetibilidade em ambas às espécies dos nematoides verificada nas três cultivares de rabanetes testadas aplicam – se nos resultados obtidos por Rossi & Montaldi (2004), que constataram também a suscetibilidade de 11 cultivares de rabanete a *M. javanica*, dentre eles as três cultivares testadas no presente estudo. E que os dois tratamentos (500 e 10.000 ovos/planta) para avaliação da patogenicidade comprovaram a ação patogênica sobre a cultivar ‘Redondo Vermelho’.

Sintomas de deformações como empipocamento do tubérculo e rachaduras foram constatados nas cultivares de rabanete expostas a *M. javanica*, sendo também verificada a bifurcação na cultivar ‘Comprido Branco’. Nas cultivares de beterraba foi possível a visualização apenas de inúmeras galhas, entretanto, não foi possível a observação das massas de ovos que se mostraram conspícuas e outro fator que contribuiu para a não

visualização foi à coloração dos tubérculos, dificultando assim, a contagem de alguma massa de ovo que poderia estar exposta (Figura 1). Assim, plantas altamente atacadas por *Meloidogyne* sp. acabam se tornando inutilizáveis para o comércio. Segundo Ferraz (1977), plantas de beterraba forrageira atacadas por *M. javanica* apresentam as raízes deformadas, com rachaduras e áreas necróticas de tamanho variável, além de grande número de galhas, sendo que as folhas exibiam uma leve clorose.

A multiplicação da espécie *M. javanica* nas cultivares de repolho ‘Coração de Boi’ e couve flor ‘Teresópolis Gigante’ também foram constatadas por Carneiro et al. (2000).

A imunidade apresentada pelas plantas de pimentas e pimentões observadas nesse estudo, corroboram com os resultados obtidos por Peixoto et al. (1995), que avaliando a suscetibilidade de diferentes genótipos de pimentões a *M. javanica* e *M. incognita* raça 2, verificaram a resistência de todos os genótipos *M. javanica* e a suscetibilidade com exceção a cultivar ‘Yolo Wonder’ a *M. incognita*. Em outro trabalho, Peixoto et al. (1999) após avaliarem linhagens, híbridos F₁ e cultivares de pimentões quanto à resistência a *M. incognita* (raça 1,2,3 e 4) e *M. javanica* observaram que todas as cultivares e linhagens – padrão (Linha 004 e Linha 006) foram suscetíveis às raças 1, 2, 3 e 4 de *M. incognita* e que todos os genótipos de pimentão foram resistentes a *M. javanica*. Constatando a possível utilização de híbridos F1 entre linhagens resistentes vs. linhagens suscetíveis para fins de controle dos nematoides *M. incognita* e *M. javanica*, via resistência varietal. Embora a pimenta longa pertencer ao gênero *Piper* e não ao gênero *Capsicum*, em estudo realizado por Sharma et al. (2005), foi verificada pela primeira vez a suscetibilidade dos genótipos 15 e 16 de pimenta longa (*Piper hispidinervum* C.DC) a *M. javanica*, *M. incognita* raça 1 e *Rotylenchulus reniformis*, em casa de vegetação.

A resistência do milheto observada nesse estudo (Figura 2), corrobora com Carneiro et al. (2007), que observaram também a resistência das cultivares de milheto ‘BN2’, ‘90’ e ‘1449’ a essa mesma espécie.

Tais resultados corroboram com os obtidos por Moraes et al. (2006), que verificaram que a incorporação de mucuna preta e *C. juncea* reduziu em 42 e 51%, respectivamente, a mistura de população *M. javanica* e *M. incognita* em áreas de cultivo de alface e repolho. Dias – Arieira et al. (2008) também verificaram a suscetibilidade de

cultivares de girassóis, inclusive a cv. ‘Catissol’ testada nesse trabalho. Sharma & Amabile (2004) relataram a ocorrência de *M. javanica* em 100% das amostras provenientes da cultura de girassol na região do cerrado. Os resultados obtidos por vários autores indicam uma tendência a suscetibilidade das cultivares de girassol a espécie *M. javanica*.

De acordo com os resultados obtidos por Inomoto et al. (2006), as espécies vegetais guandu ‘Fava Larga’ e mucuna cinza apresentaram-se suscetíveis a *M. javanica*, sendo que mucuna preta, *C. spectabilis*, *C. breviflora* e guandu anão apresentaram-se como resistentes, corroborando com os resultados verificados nesse estudo. Entretanto, em relação à mucuna cinza a multiplicação de *M. javanica* tenha sido conflitante no presente estudo, constatando a reação de suscetibilidade, mas também a de resistência. Tal fato pode ser atribuído a variabilidade genética existente em algumas plantas utilizadas na adubação verde.

Os resultados demonstram que entre as olerícolas podem ser recomendadas as cultivares de pimentas, os pimentões, os porta enxertos para pimentão, e para as plantas utilizadas como adubação verde, o milheto, o azevém, a mucuna preta, guandu anão, o girassol cv. ‘IAC Uruguai’ e as crotalárias (*C. spectabilis*, *C. juncea* e *C. breviflora*) podem ser recomendadas em áreas infestadas com *M. javanica*, no emprego de rotação de cultura, adubação verde e plantios consorciados, desde que não ocorra mistura de espécies no local, para não agravar o problema com as outras espécies dos nematoides das galhas.

AGRADECIMENTOS

As autoras agradecem a empresa Pirai Sementes, pelo fornecimento das sementes de adubação verde; à empresa Sakata Seed Sudamerica LTDA, pelo fornecimento da semente de tomate; à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo suporte financeiro e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudo concedida à primeira autora.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bonetti JI, Ferraz S (1981) Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. Fitopatologia Brasileira 6:553.
- Carneiro RG, Moritz MP, Mônaco APA, Nakamura KC, Scherer A (2007) Reação de milho, soru e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira 31:9-13.
- Carneiro RMDG, Almeida MRA (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. Nematologia Brasileira 25:35-44.
- Carneiro RMDG, Randig O, Almeida MRA, Campos AD (2000) Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.; suggestion for a crop rotation system. Nematologia Brasileira 24:49-54.
- Charchar JM, Rodrigues AG, Gonzaga V, Lima DB, Melo TG (2008) Embrapa Hortaliças. Manejo e controle de nematoides em hortaliças. Disponível em: <<http://www.cnph.embrapa.br/public/folders/folnema.html>>. Acesso em: 21 out 2008.
- Charchar JM, Vieira JV, Oliveira VR, Moita AW (2007) Efeitos de nematicidas fumigantes e não fumigantes no controle de *Meloidogyne* spp. em batata e cenoura. Nematologia Brasileira 31:59-66.
- Chiamolera FM, Cunha TPL, Puerari HH, Biela F, Santana SM, Dias – Arieira CR (2010) Reação de diferentes olerícolas a *Meloidogyne javanica*. Tropical Plant Pathology 35:S211.
- Coolen WA, D'Herde CJ (1972) A Method for Quantitative Extration of Nematodes from Plant Tissue. Ghent. State Nematology and Entomology Research Station.

- Dias – Arieira CR, Santana SM, Silva ML, Furlanetto C, Ribeiro RCF, Lopes EA (2008) Reação de Cultivares de Mamona (*Ricinus communis* L.) e Girassol (*Helianthus annuus* L.) a *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira 31:61-66.
- Ferraz LCCB (1977) Meloidoginose de beterraba forrageira. Sociedade Brasileira de Nematologia 2:39-40.
- Ferreira DF (2003) Sisvar. Versão 4.2. Lavras: DEX/UFLA.
- Huang SP (1992) Nematoides que atacam olerícolas e seu controle. Informe Agropecuário 16:31-36.
- Inomoto MM, Motta LCC, Beluti DB, Machado ACZ (2006). Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. Nematologia Brasileira 30:39-44.
- Jenkins WRA (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. Plant Disease Report 48:692.
- Moraes SRG, Campos VP, Pozza EA, Fontanetti A, Carvalho GJ, Maximiniano C (2006) Influência de leguminosas no controle de fitonematoides no cultivo orgânico de alface americana e de repolho. Fitopatologia Brasileira 31:188-191.
- Oliveira CMG (2007) Panorama das doenças e pragas em horticultura: doenças causadas por nematoides. Biológico 69:85-86.
- Oostenbrink M (1966) Major characteristics of the relation between nematodes and plants. Mededeelingen der Landbouw – Hoogeschool 66:1-46.

- Peixoto JR, Maluf WR, Campos VP (1995) Avaliação de genótipos de pimentão quanto à resistência a *Meloidogyne incognita* (raça 2) e *Meloidogyne javanica*. Horticultura Brasileira 13:154-158.
- Peixoto JR, Maluf WR, Campos VP (1999) Avaliação de linhagens, híbridos F₁ e cultivares de pimentão quanto à resistência a *Meloidogyne* spp. Pesquisa Agropecuária Brasileira 34:2259-2265.
- Pimenta CAM, Carneiro RMDG (2005) Utilização *Pasteuria penetrans* em controle biológico de *Meloidogyne javanica* em duas culturas sucessivas de alface e tomate. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 116:36p.
- Rossi CE, Montaldi PT (2004) Nematóide de galha em rabanete: suscetibilidade de cultivares e patogenicidade. Horticultura Brasileira 22:72-75.
- Sharma RD, Amsbile RF (2004) Nematóides associados ao girassol em áreas de Cerrado do Distrito Federal. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 125:13p.
- Sharma RD, Araújo VI, Cavalcante MJB, Gomes AC (2005) Reação de genótipos de pimenta-longa aos nematoides *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* raça1 e *Rotylenchulus reniformis*. Nematologia Brasileira 29:83-86.
- Taylor AL, Sasser JN (1978) Biology, Identification and Control of Root-knot Nematodes (*Meloidogyne* spp.). North Carolina State University Graphics, Raleigh (NC) EUA.

Tabela 1 – Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. javanica* em olerícolas.

<i>Temperos/tomate - (ago/2009)</i>	IG	IMO	PF	FR	Reação**
Salsa Graúda ‘Portuguesa’	0,0	0,0	8 a	0,00 a	I
Cebolinha Todo Ano ‘Nebuka’ (Tiunegui)	0,0	0,0	75 a	0,02 a	R
Salsa ‘Comum HT’	2,0	0,0	138 a	0,03 a	R
Alho ‘Poró Gigante’	0,0	0,0	412 a	0,08 a	R
Tomate ‘Block’	0,7	0,0	898 a	0,18 a	R
Cebolinha Todo Ano ‘Tokyo’ (Futonegui)	0,0	0,0	912 a	0,18 a	R
Coentro ‘Verdão’	3,7	3,2	16.424 b	3,28 b	S
CV			88,43	35,05	
‘Rutgers’	5,0	4,7	221.120	44,22	
<i>Tuberosas - set/2009</i>					
Cenoura ‘Brasília Irecê’	3,2	2,8	5.218 a	1,04 a	S
Cenoura ‘Brasília’	4,3	3,7	12.426 ab	2,49 ab	S
Beterraba ‘Chata do Egito’	4,0	*	17.226 bc	3,45 b	S
Rabanete ‘Comprido Vermelho’	2,0	2,0	19.377 bc	3,88 b	S
Rabanete ‘Comprido Branco’	2,0	2,0	20.508 bc	4,10 b	S
Rabanete ‘Redondo Vermelho’	3,2	2,8	24.610 bc	4,92 b	S
Beterraba ‘Maravilha’	5,0	*	25.214 c	5,04 b	S
Beterraba ‘Early Wonder’	4,5	*	45.802 d	9,16 c	S
Cenoura ‘Planeta’	5,0	5,0	47.580 d	9,52 c	S
CV			16,97	15,46	
‘Rutgers’	5,0	5,0	290.973	58,19	
<i>Brássicas - set/2009</i>					
Couve de ‘Bruxelas’	0,8	0,0	0 a	0,00 a	I
Couve ‘Tronchuda Portuguesa’	1,5	0,0	0 a	0,00 a	I
Couve Brócolo Ramoso ‘Brasília’	2,5	2,0	866 b	0,17 a	R
Repolho ‘Chato de Quintal’	2,5	2,0	4.988 c	1,00 b	S
Brócolis de ‘Cabeça’	3,5	3,0	5.217 c	1,04 b	S
Couve Flor ‘Piracicaba Precoce’	2,7	2,3	5.218 c	1,04 b	S
Couve Brócolo Ramoso ‘Piracicaba’	3,3	3,0	5.377 c	1,08 b	S
Couve Brócoli Ramoso ‘Santana’	3,5	3,0	6.907 cd	1,38 bc	S
Repolho ‘Coração de Boi’	3,2	3,0	8.592 d	1,72 c	S
Couve Flor ‘Teresópolis Gigante’	4,0	3,2	12.583 e	2,52 d	S
CV			16,02	9,86	
‘Rutgers’	5,0	5,0	180.568	36,11	

<i>Continuação</i>	IG	IMO	PF	FR	Reação**
<i>Capsicum</i> spp. – out/2009					
Pimenta 'Dedo de Moça'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimenta 'Malagueta'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimenta 'Doce Italiana'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimenta 'Jalapeño M'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimentão 'Dagmar'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimenta 'Amarela Comprida'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimentão 'Casca Dura Ikeda'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimentão 'Silver'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimentão 'Magna Super'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimenta 'Cambuci'	0,0	0,0	0	0,00	I
Pimentão 'AF 8253'	0,0	0,0	0	0,00	I
CV			-	-	
'Rutgers'	5,0	5,0	359.466	71,89	
<i>Alface</i> - abr/2010					
'Roxa'	2,5	0,8	1.865 a	0,37 a	R
'Regina HT'	4,3	1,5	8.142 a	1,63 a	S
'Aurélia'	4,7	4,0	45.250 b	9,05 b	S
'Grand Rapids'	3,5	3,2	53.677 b	10,74 b	S
'Karla'	5,0	4,0	68.663 b	13,73 b	S
CV			27,62	25,08	
'Rutgers'	5,0	5,0	368.417	73,68	

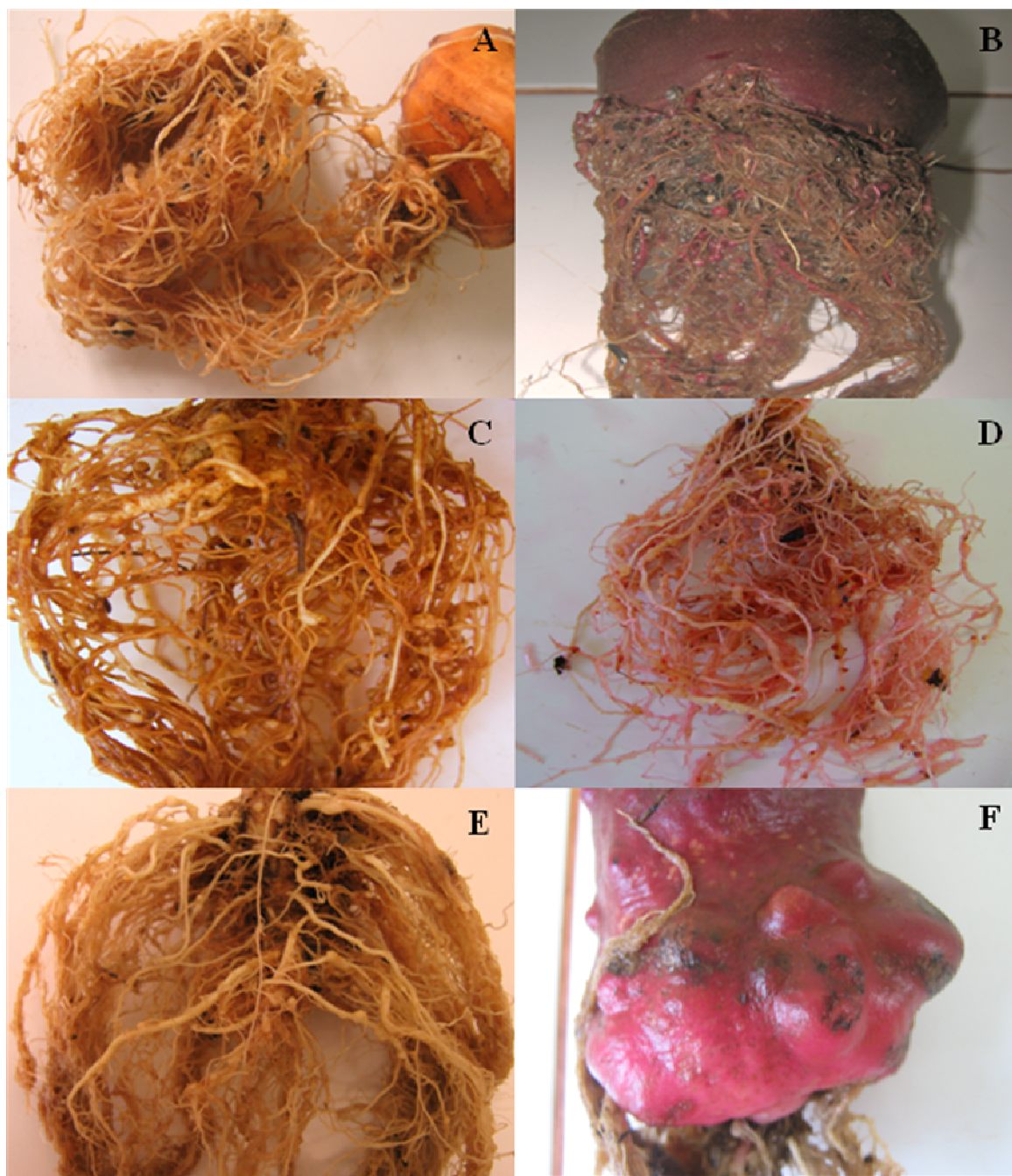
¹ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade.

Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. ** I = Imune, S = Suscetível, R = Resistente.

Tabela 2 – Índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), população final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. javanica* em plantas de adubação verde.

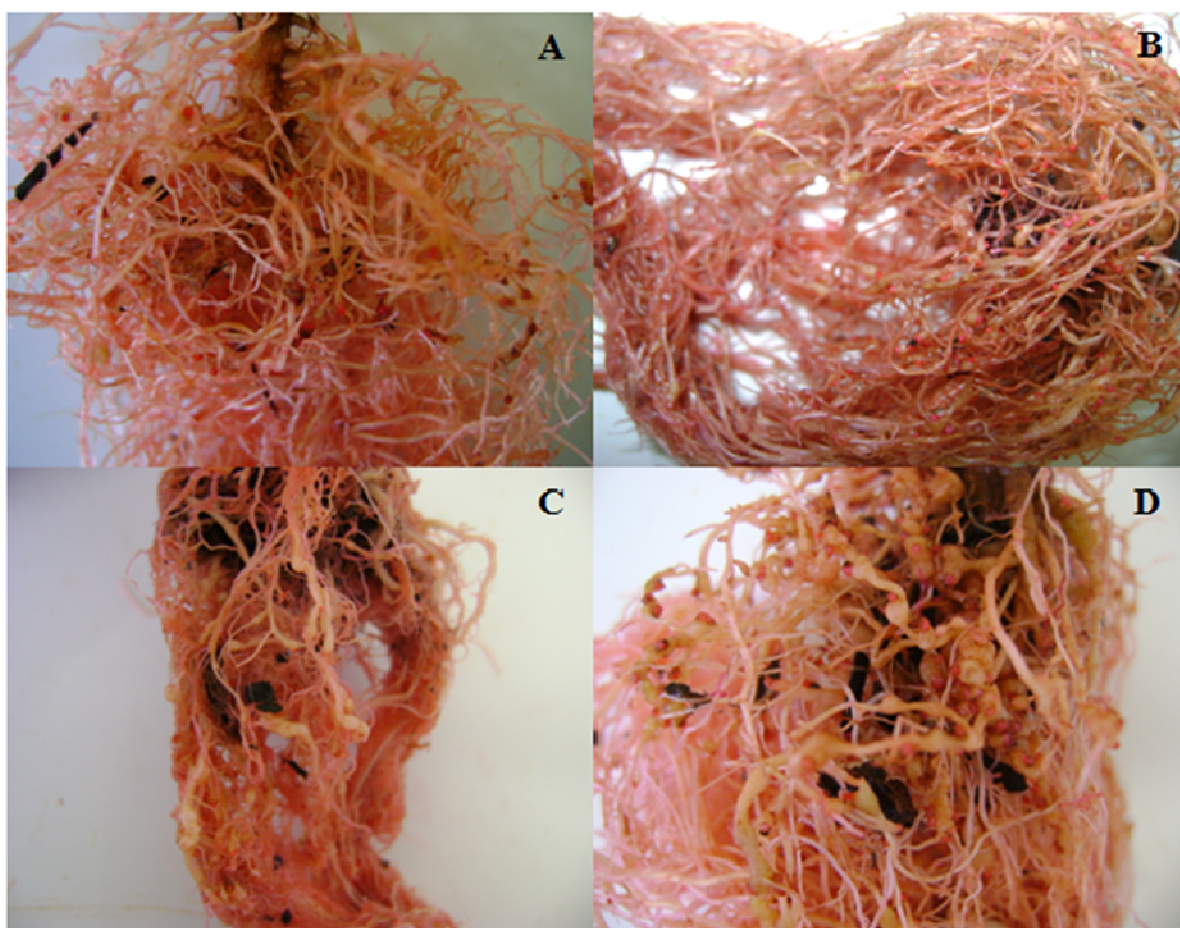
	ago/2008							ago/09						
Exp. 06	IG	IMO	PF	FR		Reação**	IG	IMO	PF	FR		Reação**		
Milheto	0,0	0,0	261 a	0,05 a		R	0,0	0,0	389 a	0,08 a		R		
Azevém	0,0	0,0	342 a	0,07 a		R	0,0	0,0	309 a	0,06 a		R		
Mucuna cinza	0,0	0,0	709 a	0,14 a		R	0,0	0,0	7.081 b	1,42 b		S		
Mucuna preta	0,0	0,0	3.249 a	0,65 a		R	0,0	0,0	3.183 ab	0,64 ab		R		
Labe labe	1,2	1,2	13.250 a	2,65 a		S	1,3	1,3	10.023 b	2,00 b		S		
CV			104,29	53,64					62,99	33,15				
‘Rutgers’	5,0	5,0	224.186	44,84			5,0	5,0	281.300	56,26				
Exp. 07	ago/09							ago/09						
Guandu anão cv. ‘Iapar 43’	0,2	0,0	310 a	0,06 a		R	0,2	0,0	261 a	0,05 a		R		
Nabo forrageiro	2,7	2,7	10.711 b	2,14 b		S	2,5	2,3	12.209 b	2,44 b		S		
Guandu cv. ‘Fava Larga’	2,2	2,2	12.353 b	2,47 b		S	2,2	2,2	12.288 b	2,46 b		S		
Mucuna anã	2,7	2,7	26.255 c	5,25 c		S	2,8	2,8	26.053 c	5,21 c		S		
CV			29,13	21,99					25,25	19,11				
‘Rutgers’	4,7	4,7	260.898	52,18			4,7	4,7	269.103	53,82				
Exp. 08	abr/10													
Crotalaria spectabilis	0,3	0,2	1.011 a	0,20 a		R	-	-	-	-		-		
Crotalaria juncea	1,0	1,0	1.322 a	0,26 a		R	-	-	-	-		-		
Guandu anão	0,8	0,8	1.443 a	0,29 a		R	-	-	-	-		-		
Girassol cv. ‘IAC Uruguai’	1,5	1,5	3.287 a	0,66 a		R	-	-	-	-		-		
Crotalaria breviflora	1,0	1,0	4.043 a	0,81 a		R	-	-	-	-		-		
Crotalaria mucronata	2,0	1,8	5.313 a	1,06 a		S	-	-	-	-		-		
Crotalaria ochroleuca	2,7	2,7	8.883 a	1,78 ab		S	-	-	-	-		-		
Nabo forrageiro	2,7	2,3	10.995 ab	2,20 ab		S	-	-	-	-		-		
Mucuna anã	2,5	2,5	29.055 b	5,81 b		S	-	-	-	-		-		
Girassol cv. ‘Catissol’	4,7	4,7	145.773 c	29,15 c		S	-	-	-	-		-		
CV			41,73	32,87					-	-				
‘Rutgers’	5,0	5,0	271.933	54,39			-	-	-	-				

[†] Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade. Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. **I = Imune, S = Suscetível, R = Resistente.



Fotos: Juliana Magrinelli Osório Rosa (2010)

Figura 1 – Sintomas de galhas provocadas por *M. javanica* em cenoura ‘Planeta’ (A); em beterraba ‘Early Wonder’ (B); em coentro ‘Verdão’ (C); em alface ‘Karla’ (D); em couve flor ‘Teresópolis Gigante’ (E); sintomas de empipocamento em rabanete ‘Redondo Vermelho’ (F). UNESP – FCA, 2010.



Fotos: Juliana Magrinelli Osório Rosa (2010)

Figura 2 – Sintomas de galhas (coloridas com Floxine B) provocadas por *M. javanica* em *C. ochroleuca* (A), girassol cv. ‘Catissol’ (B), nabo forrageiro (C) e tomateiro ‘Rutgers’ – padrão de viabilidade do inóculo (D). UNESP – FCA, 2010.

CAPÍTULO IV

“Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* em Híbridos e Cultivares de Milho”

(redigido conforme normas da revista Nematologia Brasileira)

Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* em Híbridos e Cultivares de Milho*

Juliana M. O. Rosa^{1*}; Juliana N. Westerich¹ & Silvia Renata S. Wilcken¹

* Parte da Tese de Doutorado da primeira autora.

¹ Depto. de Produção Vegetal, Setor de Defesa Fitossanitária, Faculdade de Ciências Agrônômicas - UNESP, 18610-307, Botucatu (SP), Brazil

* Autora para correspondência: julianamagrinelli@hotmail.com

Resumo – Rosa, J.M.O.; J.N. Westerich & S.R.S. Wilcken. 2010. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* em híbridos e cultivares de milho.

O objetivo do trabalho foi determinar a reprodução de *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica* em 22 híbridos e cultivares de milho: ‘Cati AL – Piratininga’, ‘Cati H – 2002’, ‘Cati AL – Bandeirantes’, ‘Cati H – 25’, ‘Pioneer 3862’, ‘Pioneer 30F35’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Dow 2B587’, ‘Dow 2B688’, ‘Dow 2B710’, ‘Dow 2B707’, ‘Dow 2B604’, ‘Dow 5K6086’, ‘Dow PZ677’, ‘Dow PZ240’, ‘Dow PZ242’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Syngenta Impacto’, ‘Syngenta Maximus’, ‘Syngenta Somma’, ‘Syngenta NB 8315’ e ‘Dkb 177’. Foram conduzidos em casa de vegetação, um experimento com *M. enterolobii* e outro com *M. javanica*, separadamente, utilizando seis repetições por tratamento, os quais foram repetidos para comprovação dos dados com três repetições por tratamento. A parcela foi formada por uma planta por vaso contendo 500 ml de substrato autoclavado na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica). A infestação do substrato foi realizada com 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio para cada espécie de nematoide e a avaliação foi realizada após 60 dias da inoculação. Nenhum dos híbridos e cultivares de milho estudados proporcionaram a reprodução de *M. enterolobii*, em ambos os experimentos. Para *M. javanica* apenas ‘Dkb 177’ (1,11; 1,18), ‘Dow 2B604’ (1,02; 1,22), ‘Dow 5K6086’ (2,55; 1,86), ‘Cati H – 2002’ (2,48; 2,46), ‘Dow PZ240’ (3,28; 2,74), ‘Cati H – 25’ (2,03; 2,98) e ‘Dow PZ677’ (2,92; 3,58) proporcionaram a multiplicação da espécie *M. javanica* com fator de reprodução (FR) maior que um, embora relativamente baixo. Os demais híbridos e cultivares apresentaram FR < 1.

Palavras – chaves: *Zea mays* L., nematoides das galhas, resistência, suscetibilidade.

Summary – Rosa, J.M.O.; J.N. Westerich & S.R.S. Wilcken. 2010. *Meloidogyne enterolobii* and *M. javanica* reproduction on maize hybrids and cultivars.

This work was done aiming to study the *Meloidogyne enterolobii* and *M. javanica* reproduction factor on 22 maize hybrids and cultivars : ‘Cati AL – Piratininga’, ‘Cati H – 2002’, ‘Cati AL – Bandeirantes’, ‘Cati H – 25’, ‘Pioneer 3862’, ‘Pioneer 30F35’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Dow 2B587’, ‘Dow 2B688’, ‘Dow 2B710’, ‘Dow 2B707’, ‘Dow 2B604’, ‘Dow 5K6086’, ‘Dow PZ677’, ‘Dow PZ240’, ‘Dow PZ242’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Syngenta Impacto’, ‘Syngenta Maximus’, ‘Syngenta Somma’, ‘Syngenta NB 8315’ and ‘Dkb 177’). The experiments with *M. enterolobii* and *M. javanica* were carried out separately in a greenhouse and the substrate infestation was made with 5,000 eggs and possible second stage juveniles of each nematode specie. The experiments were evaluated 60 days after inoculation. On both experiments, *M. enterolobii* wasn’t able to reproduce neither on maize hybrids and cultivars. Only ‘Dkb 177’ (1,11; 1,18), ‘Dow 2B604’ (1,02; 1,22), ‘Dow 5K6086’ (2,55; 1,86), ‘Cati H – 2002’ (2,48; 2,46), ‘Dow PZ240’ (3,28; 2,74), ‘Cati H – 25’ (2,03; 2,98) and ‘Dow PZ677’ (2,92; 3,58) provided the *M. javanica* reproduction with FR > 1; the other hybrids and cultivars presented FR < 1.

Key words: *Zea mays* L., root – knot nematodes, resistance, susceptibility.

Introdução

No Brasil, a produção da cultura do milho (*Zea mays* L.) na safra 2009/10 foi aproximadamente de 50.204.768 toneladas, ocupando uma área de 12.916.554 ha, sendo destinado 6.500 mil toneladas para exportação mundial (Agrianual, 2010). Segundo Lordello & Lordello (2006) a expansão e a tecnificação da cultura do milho tem revelado que os nematoides são responsáveis por prejuízos antes atribuídos a outras causas, onde recebiam pouca atenção por parte dos produtores. Atualmente, o conhecimento de problemas

fitossanitários ou nutricionais na cultura de milho permite a correta identificação dos problemas ocorridos no local, dentre eles os nematológicos.

A cultura do milho também é utilizada em programas de rotação de culturas objetivando o controle de fitonematoides, em especial dos nematoides de galhas, do gênero *Meloidogyne* (Asmus *et al.*, 2000). Entretanto, diversos trabalhos (Baldwin & Barker, 1970; Ibrahim *et al.*, 1983; Windham & Williams, 1987; Manzotte *et al.*, 2002; Moritz *et al.*, 2003; Wilcken *et al.*, 2006; Carneiro *et al.*, 2007; Dias *et al.*, 2009) têm demonstrado diferentes reações de diversas espécies vegetais em relação as espécies de *Meloidogyne* sp., exigindo-se o conhecimento de materiais resistentes às espécies presentes na área, para evitar sua multiplicação, e consequentemente para diminuir seu nível populacional no solo sem que ocorra insucesso na rotação de cultura, devido a existência de diferentes espécies e raças fisiológicas dos nematoides. Possibilitando assim, o emprego de um sistema de rotação de cultura na área.

Dentre as espécies mais frequentes na cultura do milho, no gênero *Meloidogyne*, estão *M. incognita* e *M. javanica*. Entretanto, com a disseminação de *M. enterolobii* é necessário o conhecimento da multiplicação dessa espécie em áreas destinadas ao plantio de milho. Desde o primeiro relato no Brasil, em Petrolina (PE), Curaçá e Manicoba (BA), essa espécie vem causando danos em plantios comerciais de goiabeira (Carneiro *et al.*, 2001), preocupando produtores e pesquisadores. Conforme relatado por Carneiro *et al.* (2001), esse nematoide tem alta taxa de reprodução e virulência em diferentes espécies vegetais, exigindo preocupação com sua disseminação. Embora *M. mayaguensis* tenha sido relatada como nova espécie, segundo Xu *et al.* (2004), estudos com as espécies *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* sugerem tratar-se da mesma espécie. Tal fato se deve aos resultados de dados morfológicos, gama de hospedeiros serem semelhantes, e que os fenótipos para as enzimas EST e MDH e as seqüências do mtDNA são idênticos.

A espécie *M. enterolobii* foi descrita oriunda de uma população encontrada em raízes de *Enterolobium contortisiliquum*, na ilha de Hainan, na China (Yang & Eisenback, 1983). No Brasil, a espécie *M. enterolobii* foi relatada causando danos em diversas culturas (Carneiro *et al.*, 2001; Torres *et al.*, 2004; Lima *et al.*, 2005; Torres *et al.*, 2005; Carneiro *et al.*, 2006a; Carneiro *et al.*, 2006b; Siqueira *et al.*, 2009).

Segundo Guimarães *et al.* (2003), em estudo sobre o parasitismo de *M. enterolobii*, em diferentes espécies botânicas, o milho considerado como imune não apresentou esse nematoide no interior de suas raízes. Entretanto, em estudo realizado por Dias *et al.* (2009) dos 37 genótipos de milho frente a *M. enterolobii*, 31 dos genótipos testados foram considerados suscetíveis e seis genótipos comportaram-se como resistentes a essa espécie.

Com isso, o conhecimento de áreas agrícolas que possam estar infestadas com *M. enterolobii* e *M. javanica* e o fator de reprodução dos mesmos em diferentes espécies vegetais vêm se tornando um dado importante na escolha da cultivar de milho a ser plantada em áreas infestadas com esses nematoides.

Material e métodos

Este trabalho foi desenvolvido no setor de Defesa Fitossanitária do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônomicas/UNESP - Câmpus de Botucatu, em casa de vegetação. As cultivares e híbridos estudados foram: 'Cati AL – Piratininga', 'Cati H – 2002', 'Cati AL – Bandeirantes', 'Cati H – 25', 'Pioneer 3862', 'Pioneer 30F35', 'Pioneer 30K64', 'Dow 2B587', 'Dow 2B688', 'Dow 2B710', 'Dow 2B707', 'Dow 2B604', 'Dow 5K6086', 'Dow PZ677', 'Dow PZ240', 'Dow PZ242', 'Pioneer 30K64', 'Syngenta Impacto', 'Syngenta Maximus', 'Syngenta Somma', 'Syngenta NB 8315' e 'Dkb 177'. A semeadura ocorreu em recipientes contendo 500 ml de substrato autoclavado na proporção 1:2:1 (solo: areia: matéria orgânica) e após atingirem aproximadamente 10 cm de altura foi realizada a inoculação.

A população de *M. enterolobii* foi isolada de raízes do pimentão 'Silver' provenientes do município de Campos Novos Paulista (SP), e a população de *M. javanica* foi isolada a partir de raízes do pimentão 'Magali' proveniente do município de Santa Rosa (RS).

As plantas de ambos os experimentos foram inoculadas com aproximadamente 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii* (Pi) e

M. javanica, provenientes de populações puras mantidas em tomateiros ‘Rutgers’. O processamento foi segundo a extração proposta por Hussey & Baker (1973), modificada por Bonetti & Ferraz (1981), que consiste no trituramento das raízes em liquidificador com hipoclorito a 0,5%. O inóculo foi aplicado em dois orifícios distintos com três cm de profundidade com volume de 2 ml por orifício próximo ao sistema radicular das plantas, sendo fechados após a inoculação. Tomateiro ‘Rutgers’ foi utilizado como padrão de viabilidade dos inóculos para cada nematoide.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com seis repetições para os experimentos conduzidos em agosto/2009 para as espécies *M. enterolobii* e *M. javanica*, e três repetições para os experimentos conduzidos em junho/2010 utilizando as mesmas espécies, visando a comprovação dos dados obtidos anteriormente.

Após 60 dias da inoculação, os sistemas radiculares totais (raízes principais e secundárias) foram lavados sob água corrente, pesados e em seguida submetidos ao processamento segundo o método de Coolen & D’Herde (1972) usando solução de hipoclorito de sódio a 0,5% no lugar da água, para triturar as raízes no liquidificador. Para a extração de nematoides no solo seguiu-se o procedimento proposto por Jenkins (1964). A quantificação do número final de nematoides na suspensão final foi efetuada com o auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico. Esse número (Pf) foi utilizado para a obtenção do fator de reprodução (FR) [população final do nematóide (Pf)/população inicial (número de ovos utilizado nas inoculações do nematoide (Pi)], segundo Oostenbrink (1966), ou seja, $FR = 0$ considerado imune, $FR < 1$ como resistente e $FR > 1$ considerado como suscetível.

Análise estatística

Os dados de população final e o fator de reprodução foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$ submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5%, com auxílio do programa computacional Sisvar (Ferreira, 2003).

Resultados e discussão

Reação de milho frente a M. enterolobii

Os híbridos e cultivares de milho testados proporcionaram baixo fator de reprodução (FR) de *M. enterolobii* variando de 0,00 a 0,02 ('Cati H – 2002', 'Pioneer 30F35', 'Dow 2B587', 'Pioneer 3862', 'Syngenta NB 8315', 'Cati AL – Piratininga', 'Dow PZ240', 'Syngenta Somma', 'Dow 2B688', 'Dow PZ242' e 'Pioneer 30K64' a 'Syngenta Impacto') no primeiro experimento e de 0,00 a 0,07 ('Cati – H2002', 'Pioneer 30F35', 'Dow 2B587', 'Pioneer 3862', 'Cati AL – Piratininga', 'Dow PZ240', 'Syngenta Somma', 'Dow 2B688', 'Pioneer 30K64', 'Cati AL – Bandeirantes', 'Dow 5K6086', 'Dow PZ677', 'Cati H – 25' e 'Dow 2B710' ao 'Dow 2B604') no segundo experimento, não diferindo estatisticamente entre os tratamentos, em ambos os experimentos (Tabela 1). Todos os parâmetros estudados (população final e fator de reprodução apresentaram valores baixos, verificando a imunidade e resistência dos híbridos e cultivares de milho a essa espécie. Também foi considerado imune a planta de milho em relação ao parasitismo de *M. enterolobii* estudada por Guimarães *et al.* (2003), corroborando com os resultados obtidos. Em estudo realizado por Dias *et al.* (2009) avaliando a reação de 37 genótipos de milho a *M. enterolobii*, foram verificados que seis genótipos ('NB 7361', 'SHS 5080', 'GNX 1020', 'GNX 3010', 'BRS 1031' e 'BM 1115') também comportaram-se como resistentes a *M. enterolobii*.

Apesar do estudo com outras espécies de *Meloidogyne*, Moritz *et al.* (2003) estudaram a reação de 30 genótipos de milho a *M. incognita* e *M. paranaensis*, verificando que todos os genótipos estudados foram considerados bons hospedeiros, e que a maioria dos genótipos foram considerados imunes ou resistentes, corroborando com as reações proporcionadas pelos híbridos e cultivares de milho estudadas nessa pesquisa para *M. enterolobii*.

A viabilidade do inóculo de *M. enterolobii* foi confirmada com o FR de 42,07 e 78,61 em ambos os experimentos.

Tabela 1 – População final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. enterolobii* em 22 híbridos e cultivares de milho (ago/2009 e jun/2010).

Tratamentos	ago/09		Reação **	jun/10		Reação **
	PF	FR		PF	FR	
‘Cati H – 2002’	0 a	0,00 a	I	0 a	0,00 a	I
‘Pioneer 30F35’	6 a	0,00 a	I	8 a	0,00 a	I
‘Dow 2B587’	14 a	0,00 a	I	12 a	0,00 a	I
‘Pioneer 3862’	14 a	0,00 a	I	0 a	0,00 a	I
‘Syngenta NB 8315’	4 a	0,00 a	I	39 a	0,01 a	R
‘Cati AL – Piratininga’	0 a	0,00 a	I	25 a	0,00 a	I
‘Dow PZ240’	4 a	0,00 a	I	23 a	0,00 a	I
‘Somma’	9 a	0,00 a	I	24 a	0,00 a	I
‘Dow 2B688’	0 a	0,00 a	I	10 a	0,00 a	I
‘Dow PZ242’	16 a	0,00 a	I	252 a	0,05 a	R
‘Pioneer 30K64’	9 a	0,00 a	I	0 a	0,00 a	I
‘Cati AL – Bandeirante’	49 a	0,01 a	R	21 a	0,00 a	I
‘Dow 5K6086’	37 a	0,01 a	R	10 a	0,00 a	I
‘Syngenta Maximus’	26 a	0,01 a	R	82 a	0,02 a	R
‘Dow PZ677’	27 a	0,01 a	R	16 a	0,00 a	I
‘Cati AL 25’	73 a	0,01 a	R	39 a	0,01 a	R
‘Dow 2B604’	47 a	0,01 a	R	326 a	0,07 a	R
‘Cati H – 25’	31 a	0,01 a	R	0 a	0,00 a	I
‘Dow 2B707’	40 a	0,01 a	R	27 a	0,01 a	R
‘Dkb 177’	59 a	0,01 a	R	44 a	0,01 a	R
‘Dow 2B710’	61 a	0,01 a	R	16 a	0,00 a	I
‘Syngenta Impacto’	112 a	0,02 a	R	57 a	0,01 a	R
CV	137,76	1,26		137,65	2,07	
‘Rutgers’	210.332	42,07		393.060	78,61	

[†]Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade.

Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. ** I = Imune, S = Suscetível e R = Resistente.

Reação de milho frente a M. javanica

Nos experimentos com *M. javanica* (Tabela 2), foi constatado $FR < 1$, confirmando a resistência de ‘Cati AL – Piratininga’, ‘Cati AL – Bandeirantes’, ‘Cati AL – 25’, ‘Pioneer 3862’, ‘Pioneer 30F35’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Dow 2B587’, ‘Dow 2B688’, ‘Dow

2B710', 'Dow 2B707', 'Dow PZ242', 'Syngenta Impacto', 'Syngenta Maximus', 'Syngenta Somma', 'Syngenta NB 8315' em ambos os experimentos, de acordo com a metodologia de Oostenbrink (1966). Estes resultados corroboram com os obtidos por Wilcken *et al.* (2006) que testaram a reprodução de *M. incognita* raça 2 e *M. javanica* em 30 genótipos de milho em condições de casa de vegetação. Obtiveram que as variedades 'Cati AL – Bandeirantes', 'Cati – Piratininga' e o híbrido 'Pioneer 30F75' avaliados nesta pesquisa, foram considerados resistentes com $FR < 1$. Os demais híbridos e cultivares também comportaram-se como resistentes, com exceção de cinco materiais que comportaram-se como suscetíveis, variando o FR de 1,11 a 1,74 ('Cati Ipiranga' a 'Dkb 390', respectivamente). Para *M. incognita* raça 2 todos os híbridos e cultivares estudados apresentaram suscetibilidade a essa espécie.

Em ambos os experimentos, a suscetibilidade foi verificada nas cultivares e híbridos de milho 'Dkb 177', 'Dow 2B604', 'Dow 5k6086', 'Cati H – 2002', 'Dow PZ240', 'Cati H – 25' e 'Dow PZ677' que obtiveram $FR > 1$, variando de 1,02 a 3,28 ('Dow 2B604' a 'Dow PZ240') no experimento realizado em agosto/2009. Essa suscetibilidade foi confirmada no experimento consecutivo em junho/2009, entretanto o híbrido que apresentou FR mais elevado foi 'Dow PZ677' ($FR = 3,58$) em relação ao experimento anterior. A suscetibilidade de genótipos de milho foi observada também por Medeiros *et al.* (2001) que obtiveram que cultivares e linhas experimentais testados neste estudo comportaram – se como bons hospedeiros, não sendo detectada diferenças significativas na reprodução de *M. javanica*.

A viabilidade do inóculo de *M. javanica* foi confirmada com o FR de 14,95 e 23,45 em ambos os experimentos.

Tabela 2 – População final (PF) e fatores de reprodução (FR) de *M. javanica* em 22 híbridos e cultivares de milho (ago/2009 e jun/2010).

Tratamentos	ago/09				Reação**	jun/10				Reação**
	PF		FR			PF		FR		
‘Dow 2B587’	355	a	0,07	a	R	342	a	0,07	a	R
‘Pioneer 3862’	524	ab	0,10	ab	R	510	a	0,10	a	R
‘Dow 2B688’	518	ab	0,10	ab	R	332	a	0,07	a	R
‘Pioneer 30K64’	1.337	abc	0,27	abc	R	1.114	ab	0,22	ab	R
‘Syngenta Maximus’	1.519	abc	0,30	abc	R	3.313	abcd	0,66	abc	R
‘Syngenta Somma’	1.757	abcd	0,35	abcd	R	1.850	abc	0,37	abc	R
‘Cati AL – Piratininga’	1.921	abcd	0,38	abcd	R	2.400	abcd	0,48	abc	R
‘Syngenta Impacto’	1.896	abcd	0,38	abcd	R	2.423	abcd	0,48	abc	R
‘Dow 2B710’	2.145	abcde	0,43	abcd	R	1.830	abc	0,37	abc	R
‘Syngenta NB 8315’	2.545	bcde	0,51	abcd	R	2.027	abc	0,41	abc	R
‘Cati AL 25’	2.811	bcde	0,56	abcd	R	4.166	abcde	0,83	abcd	R
‘Dow PZ242’	3.582	cde	0,72	abcd	R	4.204	abcde	0,84	abcd	R
‘Cati AL – Bandeirante’	3.739	cde	0,75	abcd	R	4.712	abcde	0,94	abcd	R
‘Pioneer 30F35’	3.924	cde	0,78	abcd	R	2.543	abcd	0,51	abc	R
‘Dow 2B707’	3.984	cde	0,80	bcd	R	3.806	abcde	0,76	abcd	R
‘Dow 2B604’	5.108	def	1,02	cde	S	6.117	abcde	1,22	abcd	S
‘Dkb 177’	5.547	ef	1,11	de	S	5.894	abcde	1,18	abcd	S
‘Cati H – 25’	10.139	fg	2,03	ef	S	14.906	cde	2,98	bcd	S
‘Cati H – 2002’	12.413	g	2,48	f	S	12.321	cde	2,46	bcd	S
‘Dow 5K6086’	12.726	g	2,55	f	S	9.307	bcde	1,86	abcd	S
‘Dow PZ677’	14.583	g	2,92	f	S	17.900	e	3,58	d	S
‘Dow PZ240’	16.382	g	3,28	f	S	13.695	de	2,74	cd	S
CV	23,33		14,95			35,56		23,45		
‘Rutgers’	231.339		46,27			64.728		48,70		

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey, a 0,5 % de probabilidade.

Dados transformados em $\sqrt{x+0,5}$. ** I = Imune, S = Suscetível e R = Resistente.

Conclui – se então que os híbridos e cultivares testados podem ser recomendados em áreas com presença da espécie de *M. enterolobii* por terem sido considerados imunes e resistentes, entretanto, para a espécie *M. javanica* com exceção dos híbridos e cultivares ‘Dkb 177’, ‘Dow 2B604’, ‘Dow 5k6086’, ‘Cati H – 2002’, ‘Dow PZ240’,

‘Cati H – 25’ e ‘Dow PZ677’, os demais podem ser recomendados em áreas com infestação dessa espécie, embora seja necessário cautela no emprego da escolha do material de milho.

Agradecimentos

Os autores agradecem à Fazenda Experimental Lageado, sob responsabilidade do Prof. Dr. Marcelo Agenor Pavan, pelo fornecimento das sementes de milho; à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo suporte financeiro, e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudo concedida à primeira autora.

Literatura citada

- AGRIANUAL. 2010. Anuário da agricultura brasileira. AgraFNP, São Paulo SP, 520 p.
- ASMUS, G.L.; L.C.C.B. FERAZ & B. APPEZZATO – DA – GLÓRIA. 2000. Alterações anatômicas em raízes de milho (*Zea mays* L.) parasitadas por *Meloidogyne javanica*. *Nematropica*, 30 (1): 33-39.
- BALDWIN, J.G. & K.R. BARKER. 1970. Host suitability of selected hybrids, varieties and inbreds of corn to populations of *Meloidogyne* spp. *Journal of Nematology*, 2: 345-350.
- BONETTI, J.I. & S. FERRAZ. 1981. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. *Fitopatologia Brasileira*, 6: 553.
- CARNEIRO, R.G., A.P.A. MÔNACO, M.P. MORITZ, K.C. NAKAMURA & A. SCHERER. 2006b. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. *Nematologia Brasileira*, 30 (3): 293-298.

- CARNEIRO, R.G., M.P. MORITZ, A.P.A. MÔNACO, K.C. NAKAMURA & A. SCHERER. 2007. Reação de milho, soro e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira, 31 (2): 9-13.
- CARNEIRO, R.M.D.G., M.R.A. ALMEIDA, R.S. BRAGA, C.A. ALMEIDA & R. GIORIA. 2006a. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes meloidoginose no estado de São Paulo. Nematologia Brasileira, 30 (1): 81-86.
- CARNEIRO, R.M.D.G., W.A. MOREIRA, M.R.A. ALMEIDA & A.C.M.M. GOMES. 2001. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. Nematologia Brasileira, 25 (2): 223-228.
- COOLEN, W.A. & C.J. D'HERDE. 1972. A method for quantitative extration of nematodes from plant tissue. Merebelke, State Nematology Research Station, 77 p.
- DIAS, W.P., J.F.V. DIAS, N.R. RIBEIRO & R.M.D.G. CARNEIRO. 2009. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis*. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, II, Maceió. Resumos, n. 75.
- FERREIRA, D. F. 2003. Sisvar. versão 4.2. Lavras: DEX/UFLA, 79 p.
- GUIMARÃES, L.M.P., R.M. MOURA & E.M.R. PEDROSA. 2003. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. Nematologia Brasileira, 27 (2): 139-145.
- IBRAHIM, I.K.A., M.A. REZK & H.A.A. KHALIL. 1983. Resistance of some plant cultivars to root-knot nematodes, *Meloidogyne*. Nematologia Mediterranea, 11: 189-192.
- JENKINS, W.R.A. 1984. A rapid centrifugal – flotation technique for separating nematodes from soil. Plant Disease Report, 48: 692.

- LIMA, I.M., R.M. SOUZA, C.P. SILVA & R.M.D.G. CARNEIRO. 2005. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Nematologia Brasileira*, 29 (1): 31-38.
- LORDELLO, A.I.L. & R.R.A. LORDELLO. Espécies. 2006. <<http://www.zeamays.com.br/nematoides/index.htm>> acesso em 14 de março de 2006.
- MANZOTTE, U., W.P. DIAS, M.L. MENDES, J.F.V. SILVA & J. GOMES. 2002. Reação de híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. *Nematologia Brasileira*, 26 (1): 105-108.
- MEDEIROS, J.E., P.H. SILVA, C.M. BIONDI, R.M. MOURA & E.M.R. PEDROSA. 2001. Reação de genótipos de milho ao parasitismo de *Meloidogyne javanica*. *Nematologia Brasileira*, 25 (2): 243-245.
- MORITZ, M.P., G. SIMÃO & R.G. CARNEIRO. 2003. Reação de genótipos de milho às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incognita* e a *M. paranaensis*. *Nematologia Brasileira*, 27 (2): 211-214.
- OOSTENBRINK, M. 1966. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. Med. Landbouwhogeschool, Wageningen, 66: 3-46.
- SIQUEIRA, K.M.S., V.M. FREITAS, M.R.A. ALMEIDA, M.F.A. SANTOS, J.A. CARES, M.S. TIGANO & R.M.D.G. CARNEIRO. 2009. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. *Tropical Plant Pathology*, 34 (4): 256-260.
- TORRES, G.R.C., R.S. JÚNIOR, V.N.C. REHN, E.M.R. PEDROS & R.M. MOURA. 2005. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. *Nematologia Brasileira*, 29 (1): 105-107.

- TORRES, G.R.C., V.N. COVELLO, R.S. JÚNIOR, E.M.R. PEDROSA & R.M. MOURA. 2004. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. Fitopatologia Brasileira, 29 (5): 570.
- WILCKEN, S.R.S., R.M. FUKAZAWA, J.M.O. ROSA, A.M. JESUS & S.J. BICUDO. 2006. Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica* em genótipos de milho em condições de casa de vegetação. Nematologia Brasileira, 30 (1): 35-38.
- WINDHAM, G. L. & W.P. WILLIAMS. 1987. Host suitability of commercial corn hybrid to *Meloidogyne arenaria* and *Meloidogyne incognita*. Annals of Applied Nematology, 1: 13-16.
- XU, J., L. PEILEI, M. QINGPENG & L. HAI. 2004. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. European Journal of Plant Pathology, 110: 309-315.
- YANG, B. & J.D. EISENBACK. 1983. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root – knot nematode parasitising pacara earpod tree in China. Journal of Nematology, 15: 381-391.

3. CONCLUSÕES

A espécie *M. enterolobii* é encontrada nos municípios de Pirajuí e Manduri (SP).

As espécies de olerícolas consideradas imunes a *M. enterolobii* são as couves – flores ‘Teresópolis Gigante’ e ‘Piracicaba Precoce’; e o repolho ‘Chato de Quintal’.

As espécies de olerícolas consideradas resistentes a *M. enterolobii* são as cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’; a alface ‘Grand Rapids’; o alho ‘Poró Gigante’; as salsas ‘Comum HT’ e graúda ‘Portuguesa’; as cenouras ‘Brasília’, ‘Brasília Irecê’ e ‘Planeta’; o repolho ‘Coração de Boi’; e os brócolis ‘Piracicaba’, ‘Bruxelas’, ‘Tronchuda Portuguesa’, ‘Brasília’, ‘Santana’ e ‘Cabeça’.

A *Crotalaria spectabilis* e *C. breviflora* são imunes a *M. enterolobii*.

As espécies milheto, labe labe, mucuna cinza, mucuna preta, azevém, mucuna anã, nabo forrageiro, *C. mucronata*, *C. ochroleuca* e *C. juncea* são resistentes a *M. enterolobii*.

Todas as cultivares de milho testadas são consideradas resistentes e/ou imunes a *M. enterolobii*.

As olerícolas salsa graúda ‘Portuguesa’; brócolis ‘Bruxelas’ e ‘Tronchuda Portuguesa’ e todas as cultivares e porta enxerto de pimenta e pimentões são imunes a *M. javanica*.

As olerícolas consideradas resistentes a *M. javanica* são as cebolinhas ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’; a alface ‘Roxa’; o alho ‘Poró Gigante’; a salsa ‘Comum HT’; o brócolis ‘Brasília’; e o tomate ‘Block’.

As plantas de adubação verde consideradas resistentes a *M. javanica* são mucuna preta, azevém, milheto, guandu anão, *C. spectabilis*, *C. juncea*, girassol cv. ‘IAC Uruguai’ e *C. brevisflora*.

As cultivares e híbridos de milho consideradas resistentes a *M. javanica* são: ‘Cati AL – Piratininga’, ‘Cati AL – Bandeirantes’, ‘Pioneer 3862’, ‘Pioneer 30F35’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Dow 2B587’, ‘Dow 2B688’, ‘Dow 2B710’, ‘Dow 2B707’, ‘Dow PZ242’, ‘Pioneer 30K64’, ‘Syngenta Impacto’, ‘Syngenta Maximus’, ‘Syngenta Somma’ e ‘Syngenta NB 8315’.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL 2010: anuário da agricultura brasileira. São Paulo, 2009. 520 p.

ALMEIDA, E. J. et al. Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 236-241, 2008.

ALONSO, S. K.; ALFENAS, A. C. Isoenzimas na toxonomia e na genética de nematoides fitopatogênicos. In: ALFENAS, A. C. (Ed.). **Eletroforese e marcadores bioquímicos em plantas e microrganismos**. Viçosa: Editora UFV, 2006. p. 525-543.

ALVARENGA, M. A. R. **Tomate**: produção em campo, em casa de vegetação e em hidroponia. Lavras: Perfíl, 2004. 400 p.

ALVES, G. C. S. et al. Reaction of *Coffea* spp. to *Meloidogyne mayaguensis*. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió. **Anais...** Maceió: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

ASMUS, G. L.; FERAZ, L. C. C. B.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Alterações anatômicas em raízes de milho (*Zea mays* L.) parasitadas por *Meloidogyne javanica*. **Nematropica**, Bradenton, v. 30, n. 1, p. 33-39, 2000.

ASMUS, G. L.; VICENTINI, E. M.; CARNEIRO, R. M. D. G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 112, 2007.

BALDWIN, J. G.; BARKER, K. R. Host suitability of selected hybrids, varieties and inbreds of corn to populations of *Meloidogyne* spp. **Journal of Nematology**, College Park, v. 2, p. 345-350, 1970.

BECARO, C. K. et al. Levantamento de nematoides em pomares de goiabeiras de 14 municípios do Estado de São Paulo, Brasil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Alagoas. **Resumos...** Alagoas: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

BERTHOU, F.; PALLOIX, A.; MUGNIÉRY, D. Characterisation of virulence in populations of *Meloidogyne chitwoodi* and evidence for a resistance gene in pepper *Capsicum annuum* L. line PM 217. **Nematology**, Leiden, v. 5, n. 3, p. 383-390, 2003.

BRITO, J. A. et al. Effects of the *Mi-1*, *N* and *Tabasco* genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. **Journal of Nematology**, College Park, v. 39, p. 327-332, 2007.

BRITO, J. et al. *Meloidogyne mayaguensis* reproduction on resistant tomato and pepper. 2004. Disponível em:
<<http://www.mbao.org/2004/Proceedings04/077%20BritoJ%20MBr%20RESISTANCE%20Mm%20Tom%20pep04.pdf>>. Acesso em: 17 out. 2009.

CAMPOS, V. P. Doenças causadas por nematóides. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 11, n. 122, p. 21-28, 1985.

CANTU, R. R. et al. Reação de porta-enxertos de tomateiros a *Meloidogyne mayaguensis*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, p. 124-126, 2009.

CARNEIRO, R. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 25, n. 1, p. 35-44, 2001.

CARNEIRO, R. G. et al. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 3, p. 293-298, 2006b.

CARNEIRO, R. G. et al. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 9-13, 2007.

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, 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes meloidoginose no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 1, p. 81-86, 2006a.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.: Suggestion for a crop rotation system. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 24, p. 49-54, 2000.

CARRIZO, C.; MURUAGA, S.; GALLARDO, C. Ocurrence of *Meloidogyne* species (Nematoda) on potato cultivation in la quebrada de humahuaca (Jujuy-Argentina). In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Alagoas. **Resumos...** Alagoas: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic variability in parthenogenetic root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp., and their ability to overcome plant resistance genes. **Nematology**, Leiden, v. 4, n. 5, p. 605-608, 2002.

CASTRO, J. M. C. et al. Identificação de espécies de *Meloidogyne* em aceroleiras de áreas irrigadas de Petrolina – PE. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Alagoas. **Resumos...** Alagoas: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

CHARCHAR, J. M. et al. Efeito de rotação de culturas no controle de *Meloidogyne* spp. em cenoura na região norte do Estado de Minas Gerais. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 3, p. 173-179, 2007.

CHARCHAR, J. M. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Tocantins. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 2, p. 182-186, 2009.

DANTAS, A. C. M.; NODARI, R. O. **Marcadores genéticos**. Florianópolis: UFSC, CCA, 2008. Notas de aula. Disponível em: <<http://www.cca.ufsc.br/lfdgv/MARCADORESMOLECULARES2.pdf>>. Acesso em: 5 maio 2008.

DE LEY, P.; BLAXTER, M. L. Systematic position and phylogeny. In: LEE, D. L. (Ed.). **The biology of nematodes**. London: Taylor & Francis, 2002. p. 1-30.

DIAS, W. P. et al. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis*. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió. **Resumos...** Maceió: ONTA; SBN, 2009. n. 75.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. **Capsicum**: pimentas e pimentões no Brasil: cultivo. 2010. Disponível em: <<http://www.cnph.embrapa.br/capsicum/cultivo.htm>>. Acesso em: 11 out. 2010.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Sistemas de produção. Doenças causadas por nematoides. 2003. Disponível em:

<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Tomate/TomateIndustrial/doencas_nema.htm>. Acesso em: 21 out. 2008.

EUROPEAN AND MEDITERRANEAN PLANT PROTECTION ORGANIZATION. An emerging root: knot Nematode, *Meloidogyne enterolobii*: addition to the EPPO Alert List. Paris, 2008. 26 p. (EPPO reporting service, no. 5).

FANCELLI, M. Doenças das cenouras. In: KIMATI, H. (Eds.). **Manual de fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. p. 232-237.

FARGETTE, M. Use of esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. **Revue de Nématologie**, Bondy, v. 10, p. 45-56, 1987.

FERRAZ, L. C. C. B. As meloidoginose da soja: passado, presente e futuro. In: SILVA, J. F. V. (Org.). **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginose da soja**. Londrina: EMBRAPA Soja; Sociedade Brasileira de Nematologia, 2001. p. 15-38.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura**: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa: Editora UFV, 2007. 421 p.

FREIRE, F. C. O.; PONTE, J. J. Nematóides das galhas, *Meloidogyne* spp., associados ao parasitismo de plantas no estado da Bahia. Fortaleza. **Boletim Cearense Agrônômico**, Fortaleza, v. 17, p. 47-55, 1976.

GOMES, A. R. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* L. no Estado da Paraíba. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 273, 2007.

GOMES, C. B. et al. Registro de ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 244-247, 2008a.

GOMES, V. M. et al. Caracterização do estado nutricional de goiabeiras em declínio parasitadas por *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 2, p. 154-160, 2008b.

GOTO, R.; SANTOS, H. S.; CAÑIZARES, K. A. L. **Enxertia em hortaliças**. São Paulo: Editora UNESP, 2003. 85 p.

GUIMARÃES, L. M. P.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 27, n. 2, p. 139-145, 2003.

HUANG, C. S. Formation, anatomy and physiology of giant cells induced by root-knot nematodes. In: SASSER, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*: biology and Control**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1985. p. 155-164.

HUANG, S. P. Nematoides que atacam olerícolas e seu controle. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 16, n. 172, p. 31-36, 1992.

IBRAHIM, I. K. A.; REZK, M. A.; KHALIL, H. A. A. Resistance of some plant cultivars to root-knot nematodes, *Meloidogyne*. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 11, p. 189-192, 1983.

INOMOTO, M. M. et al. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2006.

IWAHORI, H. et al. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on guava in Vietnam. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 93, n. 6, p. 675, 2009.

KIEWNICK, S. et al. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on tomato and cucumber in Switzerland. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 92, p. 1370-1370, 2008.

KIEWNICK, S.; DESSIMOZ, M.; FRANCK, L. Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode: resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. **Journal of Nematology**, College Park, v. 41, n. 2, p. 134-139, 2009.

LIMA, I. M. et al. 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. **Resumos...** Petrolina: ONTA; SBN, 2003. p. 157-158.

LIMA, I. M. et al. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 31-38, 2005.

LIMA, I. M. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira 'Paluma' no Estado do Espírito Santo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 133, 2007.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8. ed. São Paulo: Nobel, 1992. 314 p.

LUC, M.; REVERSAT, G. Possibilité des solutions génétiques aux affections provoquées par les nématodes sur les cultures tropicales. **Academy of Agriculture French**, France, v. 71, p. 781-791, 1985.

MANZOTTE, U. et al. Reação de híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 26, n. 1, p. 105-108, 2002.

MENDES, W. P. **Hospedabilidade e resistência de cultivares de alface (*Lactuca sativa* L.) aos nematóides das galhas *Meloidogyne incognita* (raças 1, 3 e 4) e *Meloidogyne javanica***. 1998. 43 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1998.

- MONTEIRO, A. R. Características gerais dos nematóides. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 16, n. 172, p. 5-13, 1992.
- MORAES, S. R. G. et al. Influência de leguminosas no controle de fitonematoides no cultivo orgânico de alface americana e de repolho. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 2, p. 188-191, 2006.
- MOREIRA, W. A. et al. Espécies de nematoides das galhas associadas a culturas no submédio São Francisco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. **Resumos...** Petrolina: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2003. p. 257.
- MORITZ, M. P.; SIMÃO, G.; CARNEIRO, R. G. Reação de genótipos de milho às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incognita* e a *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 27, n. 2, p. 211-214, 2003.
- MOURA, R. M. et al. *Meloidogyne* species detected in sugarcane fields in the State of Pernambuco, Brazil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Alagoas. **Resumos...** Alagoas: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.
- MOURA, R. M.; MOURA, A. M. Meloidoginose da Goiabeira: doença de alta severidade no estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 13, p. 13-19, 1989.
- NEVES, W. S.; DIAS, M. S. C.; BARBOSA, J. G. Flutuação populacional de nematoides em bananais de Minas Gerais e Bahia (anos 2003 a 2008). **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 2, p. 281-285, 2009.
- NUEZ-VIÑALS, F. N.; ORTEGA, R. G.; GARCIA, J. C. **El Cultivo de Pimientos, Chiles y Ajíes**. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1996. 607 p.
- OLIVEIRA, C. D. **Enxertia de plantas de pimentão em *Capsicum* spp. no manejo de nematoides de galha**. 2007. 134 p. Tese (Doutorado em Agronomia/Produção Vegetal)-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2007b.
- OLIVEIRA, C. M. G. Aplicação conjunta de técnicas moleculares e taxonomia clássica na resolução de problemas taxonômicas de nematoides. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, p. LVIII, 2010. Suplemento.
- OLIVEIRA, C. M. G. Panorama das doenças e pragas em horticultura: doenças causadas por nematoides. **Biológico**, São Paulo, v. 69, n. 2, p.85-86, 2007a.
- PEGARD, A. et al. Histological characterization of resistance to different root-knot nematode species related to phenolics accumulation in *Capsicum annuum*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 95, n. 2, p. 158-165, 2005.

PEREIRA, F. O. M. et al. Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió. **Anais...** Maceió: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

PIMENTA, C. A. M.; CARNEIRO, R. M. D. G. **Utilização *Pasteuria penetrans* em controle biológico de *Meloidogyne javanica* em duas culturas sucessivas de alface e tomate.** Brasília, DF: EMBRAPA, Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2005. 36 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento, v. 116).

PINHEIRO, J. B. et al. Avaliação de linhagens avançadas de tomateiro industrial para reação ao nematoide das galhas. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009a, Maceió. **Resumos...** Maceió: ONTA; SBN, 2009a. 1 CD-ROM.

PINHEIRO, J. B. et al. Programa de melhoramento de *Capsicum* da Embrapa: avaliação de genótipos para reação a *Meloidogyne mayaguensis*. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió. **Resumos...** Maceió: ONTA; SBN, 2009b. 1 CD-ROM.

PONTES, M. F. C. et al. Nuclear dynamics of giant cells induced by *Meloidogyne mayaguensis* in watermelon roots. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió. **Anais...** Maceió: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

PROT, J. C. A naturally occurring resistance breaking biotype of *Meloidogyne arenaria* on tomato: Reproduction and pathogenicity on tomato cultivars Roma and Rossol. **Revue de Nématologie**, Bondy, v. 7, p. 23-28, 1984.

RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne mayaguensis*, (Meloidogynidae) a root knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, College Park, v. 20, p. 58-69, 1988.

RODRIGUEZ, M. G. **Identificación y caracterización de *Meloidogyne mayaguensis* (Nemata: Meloidogynidae) en le caféto en Cuba.** 2000. 100 p. Thesis (PhD)-Universidad Agraria de La Habana, La Habana, Cuba, 2000.

RUANO, O. et al. Algodão (*Gossypium hirsutum* L.). Controle de doenças causadas por nematóides. In: VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, L. (Eds.). **Controle de doenças de plantas: grandes culturas 2.** Viçosa: UFV, Departamento de Fitopatologia; Brasília, DF: Ministério Agricultura e Abastecimento, 1997. p. 583-609.

SANTANA, S. M. et al. Plantas antagonistas no controle de nematoides em área de cultivo de hortaliças. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, p. S5, 2010. Suplemento.

SILVA, G. S. S. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 3, p. 307-309, 2006.

SILVA, G. S. S. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Estado do Maranhão. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 242-243, 2008.

SILVA, J. G. P. et al. Reaction of accessions of passionfruit (*Passiflora* spp.) to *Meloidogyne mayaguensis*. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATOLOGY, 2., 2009, Maceió, **Anais...** Maceió: ONTA; SBN, 2009. 1 CD-ROM.

SIQUEIRA, K. M. S. et al. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 34, n. 4, p. 256-260, 2009.

STEFFEN, R. B. et al. Caracterização bioquímica do nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em lavouras de arroz irrigado na região central do Rio Grande do Sul. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 29, n. 1, p. 37-46, 2007.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.)**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1978. 111 p.

TAYLOR, B. Biosistematics of the tomato. In: ATHERTON, J. G.; RUDICH, J. (Eds.). **The tomato crop: a scientific basis for improvement**. New York: Chapman and Hall, 1986. p. 1-30.

THIES, J. A.; FERY, R. L. Characterization of resistance conferred by the *N* gene to *Meloidogyne arenaria* races 1 and 2, *M. hapla* and *M. javanica* in two sets of isogenic lines of *Capsicum annuum* L. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 125, n. 1, p. 71-75, 2000.

TIGANO, M. et al. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. **Plant Pathology**, San Diego, v. 59, n. 6, p. 1054-1061, 2010.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 1993. 372 p.

TORRES, G. R. C. et al. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 5, p. 570, 2004.

TORRES, G. R. de C. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 105-107, 2005.

TZORTZAKAKIS, E. A. Variability in reproduction of *Meloidogyne javanica* and *Meloidogyne incognita* on tomato and pepper. **Nematropica**, Bradenton, v. 27, n. 1, p. 91-97, 1997.

WESTERICH, J. N. **Estudos histopatológicos e ciclos biológicos de *Meloidogyne mayaguensis* e *M. javanica* em tomateiros com gene *Mi***. 2010. 83 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Proteção de Plantas)-Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2010.

WILCKEN, S. R. S. et al. Biology of *Meloidogyne mayaguensis* and *M. javanica* in tomato plants with and without *Mi* gene. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM OF THE EUROPEAN SOCIETY OF NEMATOLOGISTS, 30., 2010b, Vienna. **Proceedings...** Vienna: ONTA, 2010b. p. 140.

WILCKEN, S. R. S. et al. Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica* em genótipos de milho em condições de casa de vegetação. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 1, p. 35-38, 2006.

WILCKEN, S. R. S.; et al. Reprodução de *Meloidogyne* spp. em porta-enxertos e híbridos de pepino. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, p. 120-123, 2010a.

WINDHAM, G. L.; WILLIAMS, W. P. Host suitability of commercial corn hybrid to *Meloidogyne arenaria* and *Meloidogyne incognita*. **Annals of Applied Nematology**, Lawrence, v. 1, p. 13-16, 1987.

XU, J. et al. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 110, p. 309-315, 2004.

YANG, B.; EISENBACK, J. D. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China 1. **Journal of Nematology**, College Park, v. 15, n. 3, p. 381-391, 1983.

ZHUO, K. et al. First report of *Meloidogyne enterolobii* on arrowroot in China. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 94, n. 2, p. 271, 2010.