

Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e Fungos Nematófagos em Hortaliças no Distrito Federal, Brasil

Regina M.D.G. Carneiro, Maria R.A. Almeida, Irene Martins, Janaína F. Souza,
Alípio Q. Pires & Myrian S. Tigano

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, C. Postal 02372, 70849-970 Brasília (DF) Brasil.
Autora para correspondência: recar@cenargen.embrapa.br

Recebido para publicação em 20 / 11 / 2007. Aceito em 20 / 03 / 2008
Editado por Claudio Marcelo Oliveira

Resumo - Carneiro, R.M.D.G., M.R.A. Almeida, I. Martins, J.F. Souza, A.Q. Pires & M.S. Tigano. 2008. Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e fungos nematófagos em hortaliças no Distrito Federal, Brasil.

Trinta e oito amostras de raízes e solo infectados por *Meloidogyne* spp. foram coletadas em hortaliças, em diferentes núcleos rurais do Distrito Federal. Com o objetivo de identificar as principais espécies, os fenótipos enzimáticos de esterase (Est) foram analisados, usando fêmeas maduras individualizadas. Das 38 amostras coletadas, 10 populações exibiram fenótipo Est J3, típico de *M. javanica* (pepino, quiabo, feijão vagem, cenoura, jiló, berinjela, almeirão e alface), 11 de *M. incognita*, Est I1 ou I2 (quiabo, feijão vagem, cenoura, jiló, berinjela, pimentão) e em seis amostras a ocorrência foi concomitante dessas duas espécies. *M. ethiopica* foi detectado em duas amostras parasitando raízes de iacom e tomateiro. As seis amostras restantes exibiram perfil Est L3 atípico (Rm: 0,95, 1,1 1,3) e foram detectadas em pepino, alface, brócolis, quiabo, feijão vagem e iacom. Foram obtidos de massas de ovos de *Meloidogyne* spp. cinco isolados de *Paecilomyces lilacinus*, um isolado de *Beauveria bassiana* e um isolado de *Pochonia chlamydospora*. Das amostras de solo da rizosfera de plantas parasitadas com *Meloidogyne* spp., foram obtidos 64 isolados de fungos das espécies *B. bassiana*, *P. lilacinus* e *Metarhizium anisopliae*.

Palavras-chave: eletroforese, esterase, fungos parasitas de ovos, identificação, nematóide das galhas.

Summary - Carneiro, R.M.D.G., M.R.A. Almeida, I. Martins, J.F. Souza, A.Q. Pires & M.R. Tigano. 2008. Occurrence of *Meloidogyne* spp. and nematophagous fungi on vegetables in the Federal District of Brazil.

Meloidogyne spp. were obtained from thirty-eight roots and soil samples collected from vegetables in different rural municipalities in the Federal District of Brazil. In order to identify the main species, esterase (Est) phenotypes were analyzed, using a single mature female. Ten samples of the 38 studied showed a typical Est J3 phenotype of *M. javanica* (cucumber, okra, green bean, carrot, gilo, eggplant, bell pepper, chicory and lettuce), eleven were Est I1 or I2 of *M. incognita* (okra, green bean, carrot, gilo, eggplant and bell pepper and six samples were a mixture of the same species. *M. ethiopica* was found in two samples parasitizing yacon and tomato crops. The remaining six populations exhibited atypical Est L3 phenotype (Rm: 0.95, 1.1 1.3) and were detected on cucumber, lettuce, broccoli, okra, green-bean, and yacon. From the eggs of *Meloidogyne* spp, five strains of *Paecilomyces lilacinus*, one strain of *Beauveria bassiana* and one strain of *Pochonia chlamydospora* were isolated. From the soil samples collected with the infected roots, 64 fungi strains of the species *B. bassiana*, *P. lilacinus* and *Metarhizium anisopliae* were isolated.

Key words: electrophoresis, egg parasite fungi, esterase, identification, root-knot nematode.

Introdução

Os nematóides formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.) representam um dos principais problemas fitossanitários em hortaliças nos trópicos. A estimativa de perdas varia muito entre as diferentes culturas: 17 a 20 % para a berinjela, 18 a 33 % para o melão e 24 a 38% para o tomate. Em produção comercial intensiva, onde é realizado o cultivo de culturas suscetíveis em sequência, podem ocorrer perdas totais (Sikora & Fernandez, 2005). Existem poucos estudos sobre ocorrência de *Meloidogyne* spp. no Distrito Federal (DF). Um trabalho realizado por Souza *et al.* (1994), usando caracterização enzimática, mostrou a ocorrência de *M. javanica* e *M. arenaria* no cerrado nativo do DF, sendo observada a predominância da primeira espécie em relação à segunda. Recentemente, um patógeno exótico, *M. ethiopica* Whitehead, 1968, foi detectado no DF, causando sérios problemas à cultura do iacom (Carneiro *et al.*, 2005).

Considerando a perspectiva de manejo integrado de pragas na agricultura, que visa à manutenção dos níveis populacionais de pragas em equilíbrio, o controle biológico pode exercer papel importante (Ferraz & Santos, 1995). Dentre os agentes de controle biológico de nematóides, os fungos que parasitam ovos são os que apresentam maior perspectiva de utilização, devido à facilidade de produção *in vitro*, e à possibilidade de algumas espécies colonizarem a rizosfera, sem prejuízo às raízes das plantas (López-Llorca *et al.*, 2002). Os nematóides formadores de galhas depositam seus ovos em massas envoltas por uma substância gelatinosa de constituição lipoprotéica, o que facilita a rápida disseminação dos fungos endoparasitas (Carneiro, 1992). Esses fungos induzem desordens fisiológicas nos ovos, interrupção no desenvolvimento embrionário e, em alguns casos, rompimento físico (Dackman *et al.*, 1989). Além disso, são parasitas facultativos, o que facilita a multiplicação *in vitro* e a sobrevivência no solo (Ferraz & Santos, 1995). Apesar do elevado potencial do uso do controle biológico de pragas, tal prática ainda é pouco utilizada na agricultura no Brasil (Carneiro, 1992). No entanto, o emprego dos fungos agentes de controle biológico de pragas agrícolas tende a aumentar significativamente, dentro de um programa de manejo integrado, principalmente em culturas em que o controle químico não é

recomendável (Sikora & Fernandez, 2005).

Este estudo teve como objetivos: *i*) identificar espécies de *Meloidogyne* em diferentes hortaliças no DF, com ênfase em *M. ethiopica*; *ii*) coletar, isolar e identificar fungos relacionados aos nematóides das galhas presentes no solo e em massas de ovos.

Material e Métodos

Foram coletadas 38 amostras de raízes infectadas com *Meloidogyne* spp., em diversas hortaliças provenientes de diferentes núcleos rurais; dessas raízes foi retirada alíquota para a identificação dos nematóides e outra para identificação e isolamento dos fungos nematófagos. O solo aderente ao sistema radicular foi também coletado. De cada amostra, fêmeas foram retiradas isoladamente e submetidas à eletroforese de isoenzimas, de acordo com a metodologia descrita por Carneiro & Almeida (2001). A identificação das espécies de *Meloidogyne* foi feita pelo estudo do polimorfismo das esterases, conforme Janati *et al.* (1982), Esbenshade & Triantaphyllou (1985) e Carneiro *et al.* (1996, 2000, 2004b). Em todos os géis, o extrato protéico de *M. javanica* foi aplicado em uma cavidade para garantir o padrão de comparação dos fenótipos encontrados. Os padrões perineais foram cortados a partir de fêmeas, em ácido láctico a 45 % e montados em glicerina (Taylor & Netscher, 1974).

As massas de ovos obtidas desses nematóides foram colocadas em câmaras úmidas. Em caso de aparecimento de estruturas de fungos na superfície dos ovos, foi realizado o isolamento em meio de cultura BDA (batata-dextrose-agar), contendo antibiótico (250 mg de cloranfenicol / litro). Quanto ao isolamento de fungos a partir do solo, para cada amostra, foram utilizados três gramas em suspensão em 27 ml de água estéril, contendo espalhante adesivo (Tween 80 a 0,1 %). A partir de diluições seriadas, decimais de solo em água estéril, 100 µl da suspensão foram inoculados em placas de Petri com meio semi-seletivo (Tigano-Milani *et al.*, 1993). Após período de aproximadamente 10 dias de incubação em câmara de crescimento, a 28 °C, as colônias de fungos individualizadas foram retiradas e repicadas em meio de cultura BDA contendo antibiótico. A identificação dos fungos foi feita a partir de isolamentos purificados

em repicagens sucessivas em meio BDA, utilizando parâmetros morfológicos, relacionados aos conídios e conidióforos (Samson *et al.*, 1988).

Resultados e Discussão

Ocorrência de *Meloidogyne* spp. Das 38 amostras coletadas, 10 populações puras exibiram fenótipo de esterase (Est) J3 (Rm: 1,0, 1,25, 1,4) típico de *M. javanica* (pepino, cenoura, quiabo, jiló, berinjela,

feijão vagem, almeirão e alface), 11 puras de *M. incognita*, Est I1 (Rm:1,0) e I2 (Rm:1,0, 1,1), também detectado em várias culturas: quiabo, feijão vagem, cenoura, jiló, berinjela e pimentão. Oito amostras apresentaram espécies misturadas, sobretudo *M. javanica* e *M. incognita* (Tabela 1). Neste levantamento, *M. ethiopica* (Est E3, Rm: 0,9, 1,05, 1,25) foi detectado somente em duas localidades em populações puras, parasitando raízes de iacom e tomateiro (Tabela 1, Figura 1).

Tabela 1 - Espécies de *Meloidogyne* parasitando diferentes hortaliças em núcleos rurais do Distrito Federal.

Local	Cultura	Nome científico	Espécie	Perfil de esterase
Vargem Bonita	Pepino	<i>Cucumis sativus</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
	Quiabo	<i>Abelmoschus esculentus</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Alface	<i>Lactuca sativa</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
	Brócolis	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
Pipiripau	Pepino	<i>C. sativus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Feijão vagem	<i>Phaseolus vulgaris</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Cenoura	<i>Daucus carota</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Cenoura	<i>D. carota</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. jav + M. inc.</i>	J3 + I2
Taquara	Cenoura	<i>D. carota</i>	<i>M. jav + M. inc.</i>	J3 + I1
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. incognita</i>	I2
Alexandre Gusmão	Brócolis	<i>B. oleracea</i> var. <i>italica</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
	Jiló	<i>Solanum gilo</i>	<i>M. jav + M. inc</i>	J3 + I2
	Berinjela	<i>Solanum melongena</i>	<i>M. jav + M. inc</i>	J3 + I2
	Iacom	<i>Polymnia sonchifolia</i>	<i>M. ethiopica</i>	E3
Ceilândia	Pepino	<i>C. sativus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. jav. + M. sp.</i>	J3 + L3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Berinjela	<i>S. melongena</i>	<i>M. incognita</i>	I1
	Jiló	<i>S. gilo</i>	<i>M. incognita</i>	I1
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. jav + M. inc</i>	J3 + I2
Ponte Alta / Gama	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. jav. + M. inc. + M. sp.</i>	J3 + I2 + L3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Pimentão	<i>Capsicum cordiforme</i>	<i>M. inc + M. sp.</i>	I2+S2
Brazlândia	Feijão vagem	<i>P. vulgaris</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Cenoura	<i>D. carota</i>	<i>M. incognita</i>	I2
	Feijão vagem	<i>P. vulgaris</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Quiabo	<i>A. esculentus</i>	<i>M. incognita</i>	I2
Planaltina	Almeirão	<i>Cichorium intybus</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Alface	<i>L. sativa</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Jiló	<i>S. gilo</i>	<i>M. javanica</i>	J3
	Iacom	<i>P. sonchifolia</i>	<i>Meloidogyne</i> sp.	L3
	Alface	<i>L. sativa</i>	<i>M. incognita</i>	I2
Samambaia, CNPH	Tomate	<i>Lycopersicon esculentum</i>	<i>M. ethiopica</i>	E3

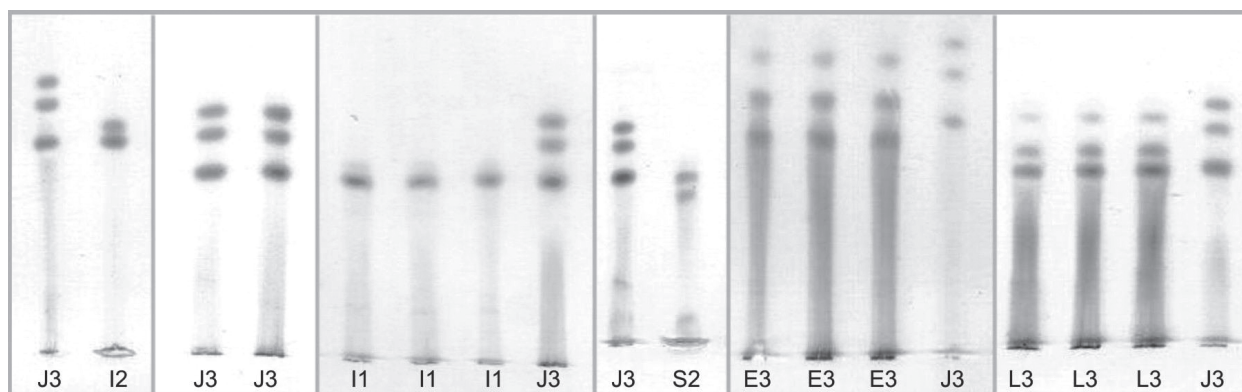


Figura 1 - Fenótipos de esterase (Est) detectados em populações de *Meloidogyne* spp. oriundas do Distrito Federal. *M. javanica* (Est J3) foi usada como referência em cada gel. Est I2 e I1=*M. incognita*; Est S2 = *Meloidogyne* sp.; Est E3=*M. ethiopica*; Est L3=*Meloidogyne* sp.

O fenótipo Est S2, associado a uma população de *M. incognita* foi detectado em pimentão (Tabela 1, Figura 1). Esse fenótipo apresenta duas bandas de atividade ($R_m = 0,9, 1,05$), sendo que a banda 0,9 é em geral mais fraca e a banda 1,05 é mais intensa. Dessa maneira, Est S2 vem sendo relatado como Est S1 em alguns trabalhos. A configuração perineal dessa população foi semelhante a *M. incognita*.

O perfil atípico Est L3 ($R_m: 0,95, 1,1, 1,3$) foi detectado em seis populações puras nas culturas de pepino, alface, brócolis, quiabo, feijão vagem e iacom (Tabela 1, Figura 1). Foi detectado também em populações mistas com *M. javanica* e *M. incognita* (Tabela 1). A configuração perineal dessa população não permitiu a identificação da espécie.

Rotineiramente, o reconhecimento da identidade de *Meloidogyne* spp. é feito por meio do exame da configuração perineal (Eisenback, 1985; Hirschmann, 1985). Porém, com o aumento rápido no número de espécies descritas no gênero, a identificação baseada na configuração perineal está se tornando cada vez mais inadequada devido às variações já detectadas nesses padrões e, sobretudo, à similaridade e à sobreposição dessa característica entre espécies (Carneiro *et al.*, 2000, 2003, 2004 a, b). Além disso, é comum o surgimento de populações com configurações perineais atípicas, o que aumenta a dificuldade de utilização dessa característica para fins taxonômicos. Desse modo, frente às dificuldades encontradas com a utilização da configuração perineal em trabalhos de diagnose no Brasil e no exterior, o uso da eletroforese de isoenzimas vem sendo proposto

como o mais adequado em estudos de levantamento de *Meloidogyne* spp. O avanço alcançado com essa metodologia transformou-a numa ferramenta indispensável na diagnose diferencial (Janati *et al.*, 1982; Esbenschade & Triantaphyllou, 1985; Fargette, 1987; Pais & Abrantes, 1989; Carneiro *et al.*, 1996, 2000, 2004a,b, 2007; Castro *et al.*, 2003; Cofcewicz *et al.*, 2004, 2005).

Neste estudo, verificou-se que, predominantemente, as espécies de *Meloidogyne* foram detectadas em ocorrência isolada, mas sabe-se que é comum encontrar *M. javanica* associada a *M. incognita* ou a *M. arenaria* e, às vezes, a ocorrência concomitante dessas três espécies (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). Pode-se destacar neste levantamento a ausência de *M. arenaria* em hortaliças, mas essa espécie foi recentemente detectada no DF, parasitando mamacadeira, *Brosimum gaudichaudii* Trec (Carneiro *et al.*, 2006).

A detecção de *M. ethiopica* nas mesmas culturas da detecção anterior, ou seja, tomate e iacom e em outras localidades, mostra que essa espécie foi provavelmente introduzida no DF a partir de tubérculos de iacom trazidos do Rio Grande do Sul. Esses tubérculos foram plantados inicialmente na Embrapa Hortaliças, na área em que atualmente existe um plantio de tomateiros, também infectados com *M. ethiopica*. Posteriormente, propágulos de iacom (rizóforos) foram distribuídos para alguns produtores (Carneiro & Almeida, 2005). Recentemente, *M. ethiopica* foi considerada espécie extremamente importante em videira no Chile, ocorrendo também no quivi. Cerca de 80 % das áreas levantadas estão altamente infestadas com essa espécie,

inclusive todos os viveiros de videira e quivi amostrados (Carneiro *et al.*, 2007), o que comprova a hipótese de sua entrada no Brasil a partir de mudas de quivi contaminadas.

O fenótipo S1/S2 foi caracterizado primeiramente por Esbenshade & Triantaphyllou (1985), sendo denominado S1-M1, e foi correlacionado com populações atípicas de *M. arenaria*. Recentemente, o perfil S1 foi identificado como *M. incognita* raça 1 em cafeeiros, baseado na região perineal, estilete da fêmea e vista de face dos machos (Oliveira *et al.*, 2006). Esse fenótipo foi detectado em populações encontradas, concomitantemente com *M. incognita*, provenientes de área de soja (*Glycine max*) (Castro *et al.*, 2003) e banana (*Musa* spp) (Cofcewicz *et al.*, 2004) no Brasil. A identidade taxonômica desse isolado tem que ser esclarecida comparando-se várias populações de diferentes culturas, por meio de estudos morfológicos, morfométricos e moleculares.

O perfil de esterase L3 já fora detectado no Brasil, em lavanda no Rio Grande do Sul (Carneiro *et al.*, 2000) e em videira no Chile (Carneiro *et al.*, 2007). Esbenshade & Triantaphyllou (1985) detectaram o

perfil L3 em três populações provenientes da América do Sul e uma da Turquia. Até o momento, a espécie ainda não foi identificada. Entretanto, duas possibilidades devem ser investigadas, a ocorrência de uma nova espécie ou de uma espécie já conhecida mas com o perfil de esterase ainda não caracterizado. Mais estudos devem ser realizados, com o intuito de esclarecer a identidade taxonômica da população Est L3, uma vez que 16 % das áreas amostradas no DF apresentaram esse padrão.

Fungos nematófitos. Das massas de ovos de *Meloidogyne* spp. analisadas, foram obtidos cinco isolados de *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson, um isolado de *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & W. Gams (= *Verticillium chlamydosporium* Goddard, Zare *et al.*, 2001) e um isolado de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Das amostras de solo analisadas, foram obtidos 20 isolados de *B. bassiana*, 26 isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok e 20 isolados de *P. lilacinus* (Tabela 2).

Levantamento para determinar a microflora em ovos e fêmeas de *Meloidogyne* spp. na China também mostrou que a espécie de fungo predominante foi *P.*

Tabela 2 - Fungos encontrados em ovos de *Meloidogyne* spp. e em solo na rizosfera de hortaliças infectadas no Distrito Federal.

Local	Nº. de amostras	Fungos (nº. de isolados)	
		Ovos de <i>Meloidogyne</i> spp.	Solo
Vargem Bonita	6	-	<i>Beauveria bassiana</i> (6) <i>Metarhizium anisopliae</i> (4) <i>Paecilomyces lilacinus</i> (2)
Pipiripau	4	-	<i>B. bassiana</i> (3) <i>M. anisopliae</i> (1) <i>P. lilacinus</i> (1)
Taquara	6	-	<i>B. bassiana</i> (5) <i>M. anisopliae</i> (4) <i>P. lilacinus</i> (3)
Alexandre Gusmão	4	-	<i>B. bassiana</i> (2) <i>M. anisopliae</i> (3) <i>P. lilacinus</i> (4)
Ceilândia	7	<i>P. lilacinus</i> (4)	<i>B. bassiana</i> (3) <i>M. anisopliae</i> (5) <i>P. lilacinus</i> (5)
Ponte Alta / Gama	4	<i>P. lilacinus</i> (1)	<i>B. bassiana</i> (1) <i>M. anisopliae</i> (4) <i>P. lilacinus</i> (4)
Brazlândia	5	<i>B. bassiana</i> (1) <i>Pochonia chlamydospora</i> (1)	<i>M. anisopliae</i> (5) <i>P. lilacinus</i> (1)

lilacinus (49,3 % dos isolados coletados) e que apenas 6,9 % dos isolados coletados foram da espécie *P. chlamydosporia* (Sun *et al.*, 2006). No entanto, em uma investigação de fungos parasitas de ovos em solos espanhóis, *P. chlamydosporia* foi a espécie mais encontrada, principalmente de nematóides dos cistos, *Heterodera* spp. (Olivares-Bernabeu & López-Llorca, 2002). No Brasil, levantamento realizado em diferentes locais de quatro estados, mostrou alta incidência de *Fusarium* spp. em cistos de *Heterodera glycines*, mas não foi avaliado o potencial desses fungos no biocontrole do nematóide (Costa *et al.*, 1997). Em análises de ocorrência de fungos patógenos de insetos em solos de diferentes regiões do Brasil, *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *P. lilacinus* foram detectadas em grande frequência (Tigano-Milani *et al.*, 1993). Os isolados obtidos neste trabalho foram armazenados em nitrogênio líquido (-196 °C) e sob liofilização, na Coleção de Culturas de Fungos Entomopatogênicos da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, e alguns estão em teste em ensaios em casa-de-vegetação, para avaliação do potencial como agentes de controle biológico de *Meloidogyne* spp.

Literatura Citada

- CARNEIRO, R.M.D.G. 1992. Princípios e tendências do controle biológico de nematóides com fungos nematófagos. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, 27: 113-121.
- CARNEIRO, R.M.D.G., M.R.A. ALMEIDA & R.G. CARNEIRO. 1996. Enzyme phenotypes of Brazilian isolates of *Meloidogyne* spp. Fundamental and Applied Nematology, 19: 555-560.
- CARNEIRO, R. M. D. G., M.R.A. ALMEIDA & P. QUÉNÉHERVÉ. 2000. Enzyme phenotypes of *Meloidogyne* spp. populations. Nematology, 2:645-654.
- CARNEIRO, R.M.D.G. & M.R.A. ALMEIDA, 2001. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematóides de galhas para identificação de espécies. Nematologia Brasileira, 25: 555-560.
- 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: 223-228.
- CARNEIRO, R.M.D.G., C.B. GOMES, M.R.A. ALMEIDA, A.C.M. GOMES & I. MARTINS. 2003. Primeiro registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, em plantas de quivi no Brasil e reação em diferentes plantas cultivadas. Nematologia Brasileira, 27 (2): 151-158.
- CARNEIRO, R.M.D.G., M.S. TIGANO, O. RANDIG, M.R.A. ALMEIDA & J.L. SARAH. 2004a. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. Nematology, 6: 37-47.
- CARNEIRO, R.M.D.G., O. RANDIG, M.R.A. ALMEIDA & A.C.M.M. GOMES. 2004b. Additional information on *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, a root-knot nematode parasitizing kiwi and grape-vine from Brazil and Chile. Nematology, 6 (1): 109-123.
- CARNEIRO, R.M.D.G. & M.R.A. ALMEIDA. 2005. Registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead em plantas de yacon e tomate no Distrito Federal no Brasil. Nematologia Brasileira, 29 (2): 285-287.
- CARNEIRO, R.M.D.G., D.B. DA SILVA & M.R.A. ALMEIDA. 2006. Ocorrência de *Meloidogyne arenaria* em mama-cadela no Distrito Federal, Brasil. Nematologia Brasileira, 30 (1):95-96.
- CARNEIRO R.M.D.G, M.R.A. ALMEIDA, E.T. COFCEWICZ, J.C. MAGUNACELAYA & E. ABALLAY. 2007. *Meloidogyne ethiopica* a major root-knot nematode parasitizing *Vitis vinifera* and other crops in Chile. Nematology, 9 (5):635-641.
- CASTRO, J.M.C.E., R.D. LIMA & R.M.D.G. CARNEIRO. 2003. Variabilidade isoenzimática de populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de regiões brasileiras produtoras de soja. Nematologia Brasileira, 27: 1-12.
- COFCEWICZ, E.T., R.M.D.G. CARNEIRO, P. CASTAGNONE-SERENO & P. QUÉNÉHERVÉ. 2004. Enzyme phenotypes and genetic diversity of root-knot nematodes parasitising *Musa* in Brazil. Nematology, 6: 85-95.
- COFCEWICZ, E.T., R.M.D.G. CARNEIRO, O. RANDIG., C. CHABRIER & P. QUÉNÉHERVÉ. 2005. Diversity of *Meloidogyne* spp. on *Musa* in Martinique, Guadeloupe and French Guiana. Journal of Nematology, 37: 313-322.
- COSTA, S.B., V.P. CAMPOS & M. MENEZES. 1997. Fungos associados a cistos de *Heterodera glycines* no Brasil. Nematologia Brasileira, 21: 31-37.
- DACKMAN, C., I. CHET & B. NORDBRING-HERTZ. 1989. Fungal parasitism of the cyst nematode *Heterodera schachtii*: infection and enzymatic activity. FEMS Microbiology Ecology, 62: 201-208.
- EISENBACK, J.D. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). In: SASSER, J.N. & C.C. CARTER (ed). An Advanced Treatise on *Meloidogyne*. Vol. 1 - Biology and Control. North Carolina State University Graphics, Raleigh, p.95-112.
- EISENBACK, J.D. & H.H. TRIANTAPHYLLOU. 1991. Root-knot nematode: *Meloidogyne* spp. and races. In: Nickle, W.R. (ed) Manual of Agricultural Nematology. Marcel Dekker Inc., New York USA, p. 191-274.
- ESBENSHADE, P.R. & C. TRIANTAPHYLLOU. 1985.

- Use of enzyme phenotypes for identification of *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology*, 17: 6-20.
- FARGETTE, M. 1987. Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. *Revue de Nématologie*, 10: 45-56.
- FERRAZ, S. & M.A. SANTOS. 1995. Controle biológico de fitonematóides pelo uso de fungos. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, Passo Fundo (RS), 3: 283-314.
- JANATI, A., J.B. BERGÉ, A.C. TRIANTAPHYLLOU & A. DALMASSO. 1982. Nouvelles données sur l'utilisation des isostérases pour l'identification des *Meloidogyne*. *Révue de Nématologie*, 5:147-154.
- HIRSCHMANN, H. 1985. The genus *Meloidogyne* and morphological characters differentiating its species. In: BARKER, K.R., C.C. CARTER & J.N. SASSER (ed). *An Advanced Treatise on Meloidogyne*. Vol. 2 - Methodology. North Carolina State University Graphics, Raleigh, p.79-93.
- LÓPEZ-LLORCA, L. V., J.J. GORDALLO, J. SALINAS, M.L. MONFORD & M.L. LOPEZ-SERRA. 2002. Use of a light and scanning electron microscopy to examine colonization of barley rhizosphere by the nematophagous fungus *Verticillium clamydosporium*. *Micron*, 33: 61-67.
- OLIVARES-BERNABEU, C.M. & L.V. LÓPEZ-LLORCA. 2002. Fungal egg-parasites of plant-parasitic nematodes from Spanish soils. *Revista Iberoamericana de Micología*, 19: 104-110.
- OLIVEIRA, D.S., R.D.L. OLIVEIRA & W. GONÇALVES. 2006. Fenótipo S1 de esterase em *Meloidogyne incognita* no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 31: 207.
- PAIS, C.S. & I.M.O. ABRANTES. 1989. Esterase and malate dehydrogenase in Portuguese populations of *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology*, 21: 342-346.
- SAMSON, R.A., H.C. EVANS & J.P. LATGÉ. 1988. *Atlas of Entomopathogenic Fungi*. Springer-Verlag Editor, The Netherlands, 187 p.
- SIKORA, R.A. & E. FERNANDEZ. 2005. Nematodes parasites of vegetables. In: Luc, M., Sikora, R.A. & Bridge, J. (ed). *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. CAB International, Wallingford UK, p. 319-392.
- SOUZA, R.M., C.M. DOLINSKI & S.P. HUANG. 1994. Survey of *Meloidogyne* spp. in native cerrado of Distrito Federal, Brazil. *Fitopatologia Brasileira*, 19 (3): 463-465.
- SUN, M., L. GAO, Y. SHI, B. LI & X. LIU. 2006. Fungi and actinomycetes associated with *Meloidogyne* spp. eggs and females in China and their biocontrol potential. *Journal of Invertebrate Pathology*, 93: 22-28.
- TAYLOR, D.P. & C. NETSCHER. 1974. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. *Nematologica* 20, 268-269.
- TIGANO-MILANI, M.S., M.R. FARIA, I. MARTINS & R. LECUONA. 1993. Ocorrência natural de *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill., *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorok e *Paecilomyces* sp. em solos de diferentes regiões do Brasil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 22 (2): 391-393.
- ZARE, R., W. GAMS & H.C. EVANS. 2001. A revision of *Verticillium* section *Prostacta*. V. The genus *Pochonia*, with notes on *Rotiferophthora*. *Nova Hedwigia*, 73: 51-86.