



Universidade de Brasília
Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária -
Programa de Pós-graduação em Agronomia

**RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne*
*enterolobii***

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA – DF
OUTUBRO 2012



Universidade de Brasília
Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária -
Programa de Pós-graduação em Agronomia

RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne*
enterolobii

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

ORIENTADOR: JEAN KLEBER DE ABREU MATTOS

CO-ORIENTADOR: REGINA MARIA DECHECHI GOMES CARNEIRO

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

PUBLICAÇÃO: 006D/2012

BRASÍLIA – DF
OUTUBRO 2012



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne
enterolobii***

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

Tese de doutorado submetida ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Doutor em Agronomia.

APROVADA POR:

Jean Kleber de Abreu Mattos, Doutor, UnB-FAV, CPF: 002 288 181-68/
E-mail: kleber@unb.br Orientador

José Mauro da Cunha e Castro, Doutor, EMBRAPA Semi-Árido,
CPF: 747 607 776-87/E-mail: jose.mauro@cpatsa.embrapa.br Membro Externo

Alberto Carlos de Queiroz Pinto, PhD, UnB-FAV, CPF: 020 949 243 -00/
E-mail: alcapi@terra.com.br Membro Interno

Juvenil Enrique Cares, PhD, UnB/FIT, CPF:150 675 641-72/ E-mail: cares@unb.br
Membro Interno

Cleber Furlanetto, PhD., UnB/FIT CPF: 098 071 858-90 E-mail: furlanetto@unb.br
Membro Interno

BRASÍLIA/DF, 29 de OUTUBRO de 2012

FICHA CATALOGRÁFICA

Freitas, Vânia Moreira de
RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne enterolobii*.
Orientação: Jean Kleber de Abreu Mattos. – Brasília, 2012. 92 p.: il.
Tese de Doutorado (D) – Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2012.

1. Hospedabilidade de Fruteiras. 2. *Meloidogyne enterolobii*. 3. Porta - enxertos. 4. Resistência Genética. I. Mattos, J.K.A. II. Doutor.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

FREITAS, V. M. Resistência genética de goiabeira e reação de espécies frutíferas visando o manejo de *Meloidogyne enterolobii*. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2012, 92 p. Tese de Doutorado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Vânia Moreira de Freitas

TÍTULO DA TESE: Resistência genética de goiabeira e reação de espécies frutíferas visando o manejo de *Meloidogyne enterolobii*.

GRAU: DOUTOR

ANO: 2012

É concedida à Universidade de Brasília de Brasília permissão para reproduzir cópias desta tese de doutorado para única e exclusivamente propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva para si os outros direitos autorais de publicação. Nenhuma parte desta tese de doutorado pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor. Citações são estimuladas, desde que citada à fonte.

Nome: Vânia Moreira de Freitas

CPF: 929 880 831/34

Endereço: QE 38 Bloco C Apartamento 303 Guará II CEP 71 070 603 Brasília/DF

Telefone: 061-8242-5555

E-mail: vaniafreitas2004@yahoo.com.br

Ao meu filho, Efraim, dedico.

AGRADECIMENTOS

Aos colegas Aldemiro, Andréa, Andressa, Catarina, Danilo, Edriana, Esdras, Giulia, Israel, Fabiana, Fábio, Joelma, Marcilene, Mariana, Marina, Samara, Vanessa e Valdir pelo incentivo, ajuda, tolerância e risadas durante as análises nematológicas;

À Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e ao Projeto 64 CNPq/MAPA pelo apoio financeiro;

À Ana Cristina Gomes pela ajuda nas análises histológicas;

À Universidade de Brasília pela colaboração em várias atividades;

Aos familiares pelo amor, orações e carinho;

Às minhas sobrinhas, Rebeca e Talita, pela amizade;

Ao meu querido sobrinho, Timóteo, que está por vir, espero cuidar muito de você ainda;

Às minhas amigas, Luzia e Marcella, pela tolerância e sábios conselhos;

À minha co-orientadora, Regina Carneiro, pela compreensão nos momentos de ausência para tratamento de saúde e pela correção da tese e trabalhos científicos;

Ao meu orientador, Jean Kleber, pela amizade;

Ao meu filho, Efraim, fonte de toda a minha alegria e gozo de viver.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	01
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	03
2.1 CULTURA DA GOIABA	03
2.1.1 Dados produtivos	04
2.1.2 Principais cultivares	05
2.1.3 Principais pragas	05
2.1.4 Principais doenças de origem não nematológica	06
2.2 NEMATOIDES EM GOIABEIRA	08
2.2.1 <i>Meloidogyne enterolobii</i>	08
2.3 HISTOPATOLOGIA	15
2.3.1 Parasitismo	15
2.3.2 Resistência de plantas	17
2.4 HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS AO NEMATOIDE DAS GALHAS	19
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	25
4. CAPÍTULO 01 – RESISTÊNCIA GENÉTICA DE ACESSOS DE MIRTÁCEAS E REAÇÃO HISTOLÓGICA DE <i>Psidium cattleianum</i> e <i>P. guajava</i> A <i>Meloidogyne enterolobii</i>	49
4.1 RESUMO	49
4.2 ABSTRACT	50
4.3 INTRODUÇÃO	51
4.4 MATERIAL E MÉTODOS	53
4.4.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em casa de vegetação	53
4.4.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo	54
4.4.3 Histopatologia	54
4.5 RESULTADOS	56
4.5.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em casa de vegetação	56
4.5.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo	57

4.5.3 Histopatologia	58
4.6 DISCUSSÃO	62
4.7 CONCLUSÕES	65
4.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	66
5. CAPÍTULO 02 – HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS A	71
<i>Meloidogyne enterolobii</i>	
5.1 RESUMO	71
5.2 ABSTRACT	71
5.3 INTRODUÇÃO	72
5.4 MATERIAL E MÉTODOS	75
5.5 RESULTADOS	76
5.6 DISCUSSÃO	79
5.7 CONCLUSÕES	83
5.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	83

ÍNDICE DE TABELAS

Tabelas	Página
Tabela 1 – Reação de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em condições de casa de vegetação	56
Tabela 2 – Hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas ao nematoide das galhas	73
Tabela 3 – Reação de diferentes espécies frutíferas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em condições de casa de vegetação	76

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Página
Figura 1 – Avaliação de plantas enxertadas pela técnica de borbulhia em condições de campo	58
Figura 2 - Seções de raízes de goiabeira (<i>Psidium guajava</i> cv. Paluma) infectadas com <i>Meloidogyne enterolobii</i>	60
Figura 3 – Seções de raízes de araçazeiro amarelo (<i>Psidium cattleianum</i>) infectadas com <i>Meloidogyne enterolobii</i>	61

RESUMO

O nematoide *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*) tem sido detectado em vários estados brasileiros causando danos severos em plantios comerciais de goiabeiras. Dentre as medidas de controle preconizadas para o nematoide-das-galhas da goiabeira, a resistência genética de porta-enxertos de mirtáceas e o plantio de espécies frutíferas não hospedeiras são as medidas de controle mais promissoras. Cinquenta e dois acessos de mirtáceas, bem como, dezenove espécies frutíferas de importância econômica para a fruticultura nacional foram avaliadas quanto à reação ao parasitismo de *M. enterolobii*. Plantas de vários acessos e genótipos germinaram e cresceram em sacos plásticos e quando atingiram 15 a 20 cm de altura foram inoculadas com 10.000 ovos de *M. enterolobii* por planta. De três a oito meses após a inoculação, as plantas foram avaliadas quanto ao peso de raiz, índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO) e fator de reprodução (FR = população final/população inicial). Para as análises histológicas, *Psidium cattleianum* (araçá amarelo) e *P. guajava* (cv. Paluma), respectivamente, plantas resistente e suscetível a *M. enterolobii*, foram analisadas aos 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 e 45 dias após inoculação (DAI). Somente quatro acessos de mirtáceas foram resistentes a *M. enterolobii* apresentando $FR < 1,0$: *P. cattleianum* (araçá amarelo), *Acca sellowiana* (feijoa), *P. friedrichsthalianum* (araçá da Costa Rica) e *P. rufum* (araçá roxo). Os acessos de *P. guajava* foram suscetíveis, assim como os de *P. guineense* (araçá brasileiro) e *P. acutangulum* (araçá pêra). Quando usados como porta-enxertos, em condições de casa de vegetação, *P. cattleianum* e *P. friedrichsthalianum* foram 50% compatíveis com *P. guajava* cv. Paluma, enquanto sob condições de campo, somente o araçá da Costa Rica sobreviveu, podendo-se tornar um método de controle promissor de *M. enterolobii* em plantios comerciais de goiabeira. Comparando cortes histológicos de raízes de *P. cattleianum* e de *P. guajava*, observou-se nenhuma diferença na penetração dos juvenis de segundo estágio (J2) e na formação dos sítios de alimentação de *M. enterolobii* entre as plantas resistentes e suscetíveis até os 23 DAI. Entretanto, aos 27-32 DAI, as células gigantes começaram a se degenerar em *P. cattleianum*, sendo que as fêmeas de *M. enterolobii* não atingiram o estágio adulto e não produziram ovos nessa planta. Observaram-se vários machos dentro das raízes de *P. cattleianum* aos 27-32 DAI. Seis genótipos de aceroleira, dez de bananeira, um de figueira, seis de meloeiro, dois de videira e um de mamoeiro, em consórcio com goiabeira, foram considerados suscetíveis a *M. enterolobii*. Considerando uma seleção preliminar de fruteiras não hospedeiras ou más hospedeiras, destacaram-se, o abacateiro, o açazeiro, a amoreira comum, a atemoeira, o cajueiro, a caramboleira, os citros, o coqueiro, a gravioleira, a jabuticabeira, a mangueira, o maracujazeiro, o morangueiro, o sapatizeiro e a videira. Essas fruteiras têm o potencial de serem utilizadas como opção de frutíferas em áreas infestadas por *M. enterolobii*.

Palavras-Chave: Enxertia - Espécies frutíferas - Histopatologia - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava* - Resistência genética.

ABSTRACT

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) has been reported in several states of Brazil causing severe damage in commercial guava plantations. The use of myrtaceous rootstocks with genetic resistance and non-host fruit plants are among the most promising measures to control the guava root-knot nematode. Host reaction to the parasitism of *M. enterolobii* of fifty two accessions of myrtaceous plants and nineteen fruit species was evaluated. Plants of different accessions were grown in plastic bags and when reached 15-20 cm of height, they were inoculated with 10.000 eggs of *M. enterolobii* per plant. The different accessions and genotypes were evaluated for resistance to *M. enterolobii* from three to eight months after inoculation taking in account the fresh root weight, index of galls, index of egg mass and the factor of reproduction (FR = final population/initial population). The histopathology of roots of *Psidium cattleianum* (araçá amarelo) and *P. guajava* (cv. Paluma), respectively, resistant and susceptible to *M. enterolobii*, was analyzed at 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 and 45 days after inoculation (DAI). Only one accession of *P. cattleianum* (yellow araçá), one of *Acca sellowiana* (feijoa), one of *P. friedrichsthalianum* (Costa Rica araçá) and one of *P. rufum* (purple araçá) were resistant to *M. enterolobii* with reproduction factor (RF) <1.0. All accessions of *P. guajava* were susceptible, as well as the accessions of *P. guineense* (Brazilian araçá) and *P. acutangulum* (pear araçá). When used as rootstocks, under green-house conditions, *P. cattleianum* and *P. friedrichsthalianum* were 50% compatible with *P. guajava* cv. Paluma, while under field conditions, only Costa Rica araçá survived. Considering these results, the use of resistant rootstocks is a promising control method for *M. enterolobii* in commercial guava orchards. Studying root histopathology of *P. cattleianum* and *P. guajava*, there was no difference in second stage juveniles (J2) penetration and formation of feeding sites between resistant and susceptible plants, however, giant cell degeneration in *P. cattleianum* occurred after 23 DAI. Several males were observed inside the roots of resistant plants after 27-32 DAI. Giant cell degeneration did not allow the complete development of adult females and egg production in resistant plants. Ten banana, six Barbados cherry, one fig, two grape and six melon genotypes were considered susceptible to *M. enterolobii*, as well as, one papaya genotype in consortium with guava. In a preliminary selection, assai, atemoya, avocado, cashew nut, citrus, coconut, grape, jabuticaba, mango, mulberry, passion fruit, sapodilla, soursop, starfruit and strawberry were considered as non-hosts or poor hosts to the nematode. These species may be planted in areas infested with *M. enterolobii*.

Keywords: Fruit species, Genetic resistance - Grafting - Histopatology - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava*.



Universidade de Brasília
Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária -
Programa de Pós-graduação em Agronomia

**RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne
enterolobii***

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA – DF
OUTUBRO 2012



Universidade de Brasília
Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária -
Programa de Pós-graduação em Agronomia

**RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne
enterolobii***

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

ORIENTADOR: JEAN KLEBER DE ABREU MATTOS
CO-ORIENTADOR: REGINA MARIA DECHECHI GOMES CARNEIRO

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

PUBLICAÇÃO: 006D/2012

BRASÍLIA – DF
OUTUBRO 2012



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O MANEJO DE *Meloidogyne
enterolobii***

VÂNIA MOREIRA DE FREITAS

Tese de doutorado submetida ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Doutor em Agronomia.

APROVADA POR:

Jean Kleber de Abreu Mattos, Doutor, UnB-FAV, CPF: 002 288 181-68/
E-mail: kleber@unb.br Orientador

José Mauro da Cunha e Castro, Doutor, EMBRAPA Semi-Árido,
CPF: 747 607 776-87/E-mail: jose.mauro@cpatsa.embrapa.br Membro Externo

Alberto Carlos de Queiroz Pinto, PhD, UnB-FAV, CPF: 020 949 243 -00/
E-mail: alcapi@terra.com.br Membro Interno

Juvenil Enrique Cares, PhD, UnB/FIT, CPF:150 675 641-72/ E-mail: cares@unb.br
Membro Interno

Cleber Furlanetto, PhD., UnB/FIT CPF: 098 071 858-90 E-mail: furlanetto@unb.br
Membro Interno

BRASÍLIA/DF, 29 de OUTUBRO de 2012

FICHA CATALOGRÁFICA

Freitas, Vânia Moreira de
RESISTÊNCIA GENÉTICA DE GOIABEIRA E REAÇÃO DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS VISANDO O
MANEJO DE *Meloidogyne enterolobii*.

Orientação: Jean Kleber de Abreu Mattos. – Brasília, 2012. 92 p.: il.

Tese de Doutorado (D) – Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária,
2012.

1. Hospedabilidade de Fruteiras. 2. *Meloidogyne enterolobii*. 3. Porta - enxertos. 4. Resistência Genética.
I. Mattos, J.K.A. II. Doutor.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

FREITAS, V. M. Resistência genética de goiabeira e reação de espécies frutíferas visando o manejo de *Meloidogyne enterolobii*. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2012, 92 p. Tese de Doutorado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Vânia Moreira de Freitas

TÍTULO DA TESE: Resistência genética de goiabeira e reação de espécies frutíferas visando o manejo de *Meloidogyne enterolobii*.

GRAU: DOUTOR

ANO: 2012

É concedida à Universidade de Brasília de Brasília permissão para reproduzir cópias desta tese de doutorado para única e exclusivamente propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva para si os outros direitos autorais de publicação. Nenhuma parte desta tese de doutorado pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor. Citações são estimuladas, desde que citada à fonte.

Nome: Vânia Moreira de Freitas

CPF: 929 880 831/34

Endereço: QE 38 Bloco C Apartamento 303 Guará II CEP 71 070 603 Brasília/DF

Telefone: 061-8242-5555

E-mail: vaniafreitas2004@yahoo.com.br

Ao meu filho, Efraim, dedico.

AGRADECIMENTOS

Aos colegas Aldemiro, Andréa, Andressa, Catarina, Danilo, Edriana, Esdras, Giulia, Israel, Fabiana, Fábio, Joelma, Marcilene, Mariana, Marina, Samara, Vanessa e Valdir pelo incentivo, ajuda, tolerância e risadas durante as análises nematológicas;

À Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e ao Projeto 64 CNPq/MAPA pelo apoio financeiro;

À Ana Cristina Gomes pela ajuda nas análises histológicas;

À Universidade de Brasília pela colaboração em várias atividades;

Aos familiares pelo amor, orações e carinho;

Às minhas sobrinhas, Rebeca e Talita, pela amizade;

Ao meu querido sobrinho, Timóteo, que está por vir, espero cuidar muito de você ainda;

Às minhas amigas, Luzia e Marcella, pela tolerância e sábios conselhos;

À minha co-orientadora, Regina Carneiro, pela compreensão nos momentos de ausência para tratamento de saúde e pela correção da tese e trabalhos científicos;

Ao meu orientador, Jean Kleber, pela amizade;

Ao meu filho, Efraim, fonte de toda a minha alegria e gozo de viver.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	01
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	03
2.1 CULTURA DA GOIABA	03
2.1.1 Dados produtivos	04
2.1.2 Principais cultivares	05
2.1.3 Principais pragas	05
2.1.4 Principais doenças de origem não nematológica	06
2.2 NEMATOIDES EM GOIABEIRA	08
2.2.1 <i>Meloidogyne enterolobii</i>	08
2.3 HISTOPATOLOGIA	15
2.3.1 Parasitismo	15
2.3.2 Resistência de plantas	17
2.4 HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS AO NEMATOIDE DAS GALHAS	19
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	25
4. CAPÍTULO 01 – RESISTÊNCIA GENÉTICA DE ACESSOS DE MIRTÁCEAS E REAÇÃO HISTOLÓGICA DE <i>Psidium cattleianum</i> e <i>P. guajava</i> A <i>Meloidogyne enterolobii</i>	49
4.1 RESUMO	49
4.2 ABSTRACT	50
4.3 INTRODUÇÃO	51
4.4 MATERIAL E MÉTODOS	53
4.4.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em casa de vegetação	53
4.4.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo	54
4.4.3 Histopatologia	54
4.5 RESULTADOS	56
4.5.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em casa de vegetação	56
4.5.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo	57
4.5.3 Histopatologia	58
4.6 DISCUSSÃO	62
4.7 CONCLUSÕES	65
4.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	66
5. CAPÍTULO 02 – HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS A <i>Meloidogyne enterolobii</i>	71
5.1 RESUMO	71
5.2 ABSTRACT	71
5.3 INTRODUÇÃO	72

5.4 MATERIAL E MÉTODOS	75
5.5 RESULTADOS	76
5.6 DISCUSSÃO	79
5.7 CONCLUSÕES	83
5.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	83

ÍNDICE DE TABELAS

Tabelas

Página

Tabela 1 – Reação de acessos de mirtáceas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em condições de casa de vegetação	56
Tabela 2 – Hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas ao nematoide das galhas	73
Tabela 3 – Reação de diferentes espécies frutíferas a <i>Meloidogyne enterolobii</i> em condições de casa de vegetação	76

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Página
Figura 1 – Avaliação de plantas enxertadas pela técnica de borbulhia em condições de campo	58
Figura 2 - Seções de raízes de goiabeira (<i>Psidium guajava</i> cv. Paluma) infectadas com <i>Meloidogyne enterolobii</i>	60
Figura 3 – Seções de raízes de araçazeiro amarelo (<i>Psidium cattleianum</i>) infectadas com <i>Meloidogyne enterolobii</i>	61

RESUMO

O nematoide *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*) tem sido detectado em vários estados brasileiros causando danos severos em plantios comerciais de goiabeiras. Dentre as medidas de controle preconizadas para o nematoide-das-galhas da goiabeira, a resistência genética de porta-enxertos de mirtáceas e o plantio de espécies frutíferas não hospedeiras são as medidas de controle mais promissoras. Cinquenta e dois acessos de mirtáceas, bem como, dezenove espécies frutíferas de importância econômica para a fruticultura nacional foram avaliadas quanto à reação ao parasitismo de *M. enterolobii*. Plantas de vários acessos e genótipos germinaram e cresceram em sacos plásticos e quando atingiram 15 a 20 cm de altura foram inoculadas com 10.000 ovos de *M. enterolobii* por planta. De três a oito meses após a inoculação, as plantas foram avaliadas quanto ao peso de raiz, índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO) e fator de reprodução (FR = população final/população inicial). Para as análises histológicas, *Psidium cattleianum* (araçá amarelo) e *P. guajava* (cv. Paluma), respectivamente, plantas resistente e suscetível a *M. enterolobii*, foram analisadas aos 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 e 45 dias após inoculação (DAI). Somente quatro acessos de mirtáceas foram resistentes a *M. enterolobii* apresentando FR<1,0: *P. cattleianum* (araçá amarelo), *Acca sellowiana* (feijoa), *P. friedrichsthalianum* (araçá da Costa Rica) e *P. rufum* (araçá roxo). Os acessos de *P. guajava* foram suscetíveis, assim como os de *P. guineense* (araçá brasileiro) e *P. acutangulum* (araçá pêra). Quando usados como porta-enxertos, em condições de casa de vegetação, *P. cattleianum* e *P. friedrichsthalianum* foram 50% compatíveis com *P. guajava* cv. Paluma, enquanto sob condições de campo, somente o araçá da Costa Rica sobreviveu, podendo-se tornar um método de controle promissor de *M. enterolobii* em plantios comerciais de goiabeira. Comparando cortes histológicos de raízes de *P. cattleianum* e de *P. guajava*, observou-se nenhuma diferença na penetração dos juvenis de segundo estágio (J2) e na formação dos sítios de alimentação de *M. enterolobii* entre as plantas resistentes e suscetíveis até os 23 DAI. Entretanto, aos 27-32 DAI, as células gigantes começaram a se degenerar em *P. cattleianum*, sendo que as fêmeas de *M. enterolobii* não atingiram o estágio adulto e não produziram ovos nessa planta. Observaram-se vários machos dentro das raízes de *P. cattleianum* aos 27-32 DAI. Seis genótipos de aceroleira, dez de bananeira, um de figueira, seis de meloeiro, dois de videira e um de mamoeiro, em consórcio com goiabeira, foram considerados suscetíveis a *M. enterolobii*. Considerando uma seleção preliminar de fruteiras não hospedeiras ou más hospedeiras, destacaram-se, o abacateiro, o açaizeiro, a amoreira comum, a atemoeira, o cajueiro, a caramboleira, os citros, o coqueiro, a gravioleira, a jabuticabeira, a mangueira, o maracujazeiro, o morangueiro, o sapatizeiro e a videira. Essas fruteiras têm o potencial de serem utilizadas como opção de frutíferas em áreas infestadas por *M. enterolobii*.

Palavras-Chave: Enxertia - Espécies frutíferas - Histopatologia - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava* - Resistência genética.

ABSTRACT

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) has been reported in several states of Brazil causing severe damage in commercial guava plantations. The use of myrtaceous rootstocks with genetic resistance and non-host fruit plants are among the most promising measures to control the guava root-knot nematode. Host reaction to the parasitism of *M. enterolobii* of fifty two accessions of myrtaceous plants and nineteen fruit species was evaluated. Plants of different accessions were grown in plastic bags and when reached 15-20 cm of height, they were inoculated with 10.000 eggs of *M. enterolobii* per plant. The different accessions and genotypes were evaluated for resistance to *M. enterolobii* from three to eight months after inoculation taking in account the fresh root weight, index of galls, index of egg mass and the factor of reproduction (FR = final population/initial population). The histopathology of roots of *Psidium cattleianum* (araçá amarelo) and *P. guajava* (cv. Paluma), respectively, resistant and susceptible to *M. enterolobii*, was analyzed at 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 and 45 days after inoculation (DAI). Only one accession of *P. cattleianum* (yellow araçá), one of *Acca sellowiana* (feijoa), one of *P. friedrichsthalianum* (Costa Rica araçá) and one of *P. rufum* (purple araçá) were resistant to *M. enterolobii* with reproduction factor (RF) <1.0. All accessions of *P. guajava* were susceptible, as well as the accessions of *P. guineense* (Brazilian araçá) and *P. acutangulum* (pear araçá). When used as rootstocks, under green-house conditions, *P. cattleianum* and *P. friedrichsthalianum* were 50% compatible with *P. guajava* cv. Paluma, while under field conditions, only Costa Rica araçá survived. Considering these results, the use of resistant rootstocks is a promising control method for *M. enterolobii* in commercial guava orchards. Studying root histopathology of *P. cattleianum* and *P. guajava*, there was no difference in second stage juveniles (J2) penetration and formation of feeding sites between resistant and susceptible plants, however, giant cell degeneration in *P. cattleianum* occurred after 23 DAI. Several males were observed inside the roots of resistant plants after 27-32 DAI. Giant cell degeneration did not allow the complete development of adult females and egg production in resistant plants. Ten banana, six Barbados cherry, one fig, two grape and six melon genotypes were considered susceptible to *M. enterolobii*, as well as, one papaya genotype in consortium with guava. In a preliminary selection, assai, atemoya, avocado, cashew nut, citrus, coconut, grape, jabuticaba, mango, mulberry, passion fruit, sapodilla, soursop, starfruit and strawberry were considered as non-hosts or poor hosts to the nematode. These species may be planted in areas infested with *M. enterolobii*.

Keywords: Fruit species, Genetic resistance - Grafting - Histopathology - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava*.

1 INTRODUÇÃO

No Brasil, o agronegócio é o mais importante setor da economia, sendo responsável por 27% do PIB nacional, 37% dos empregos gerados e 41% das exportações (Guilhoto *et al.*, 2007). Não obstante, a produção agrícola tem como um dos fatores limitantes o ataque de fitopatógenos, entre os quais estão os nematoides endoparasitas do gênero *Meloidogyne*, que ameaçam constantemente o desenvolvimento do agronegócio brasileiro e o importante papel sócio-econômico que esse setor exerce no País (Moura, 1996 e 1997).

A meloidoginose é a doença resultante da interação nematoide/raiz vegetal que provoca diferenciações celulares, levando à formação de galhas radiculares, que podem reduzir significativamente a produção e provocar a morte das plantas nos estágios mais crônicos da infecção (Moura, 1996 e 1997). As espécies do gênero *Meloidogyne*, por sua ampla distribuição e alta capacidade destrutiva, têm sido consideradas as mais importantes na agricultura mundial (Campos e Villain, 2005). No mundo, as perdas anuais causadas por *Meloidogyne* spp. às culturas do algodão, café e cana-de-açúcar são da ordem de US\$ 4,1 bilhões, US\$ 2,6 bilhões e US\$ 16,5 bilhões, respectivamente (Veech e Dickson, 1997). O controle da meloidoginose é difícil devido a uma série de fatores, tais como, a persistência desse grupo de nematoides no solo e o amplo círculo de plantas hospedeiras, tais como, as plantas ornamentais, medicinais, condimentares, fruteiras, hortaliças e diversas culturas anuais (Hutchinson *et al.*, 1999).

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) é uma das fruteiras que melhor se adaptou na região do Submédio do Vale do Rio São Francisco, constituindo-se numa das principais opções para os pequenos produtores, pois é uma cultura que emprega abundante mão de obra e apresenta rápido retorno de investimentos. No entanto, o nematoide *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, 1983 (= *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988) foi encontrado dizimando goiabeiras nessa região (Carneiro *et al.*, 2001 e 2007b). O Submédio do Vale do Rio São Francisco é uma importante região produtora de mudas de fruteiras, especialmente, goiabeiras. Portanto, a disseminação desse nematoide pode estar ocorrendo por meio de mudas para outros estados brasileiros (Carneiro *et al.*, 2007b).

Meloidogyne enterolobii é um nematoide com origem desconhecida no Brasil, embora existam indícios de que seja nativo (Lima *et al.*, 2003). Ele vem causando danos econômicos à agricultura brasileira, tornando as áreas infestadas por essa espécie

inadequadas ao plantio de várias culturas. Esse nematoide ocasiona declínio intensivo das goiabeiras, levando-as, rapidamente, à improdutividade e à morte precoce. Além do mais, populações de *M. enterolobii* têm atacado plantas resistentes a outras espécies de *Meloidogyne* spp., como o tomateiro ‘Rossol’, portador do gene *Mi*; a soja cv. Forest e a batateira doce cv. CDH, no Oeste da África (Prot, 1984). Outras plantas resistentes ao nematoide-das-galhas que têm sido atacadas por *M. enterolobii* é o pimentão ‘Silver’ e os tomateiros híbridos cvs. Andréa e Débora, no Estado de São Paulo (Carneiro *et al.*, 2006a) e; as pimenteiras na Flórida (Brito *et al.*, 2007).

Devido às características biológicas desse patógeno e ao potencial de disseminação por meio de mudas e implementos agrícolas, essa espécie é uma ameaça a várias culturas de interesse econômico, tornando-se relevante pesquisas para se conhecer e combater esse patógeno dentro de um programa de manejo sustentável em ecossistemas agrícolas (Torres *et al.*, 2007). Portanto, monitorar, impedir a disseminação e controlar esse patógeno, são medidas de extrema importância para o Brasil. O uso de medidas integradas proporcionará um controle efetivo e reduzirá de maneira significativa, os prejuízos de *M. enterolobii*. A viabilização dessas medidas possibilitará a recuperação de áreas infestadas. Sem isso, o agricultor, muitas vezes, é obrigado a vender a sua propriedade agrícola.

Os objetivos do presente trabalho foram os de avaliar a reação de acessos de mirtáceas a *M. enterolobii*; selecionar porta-enxertos resistentes compatíveis em casa de vegetação e em campo e; caracterizar histologicamente um acesso de mirtácea resistente. Também objetivou-se caracterizar a reação de genótipos de diferentes fruteiras a *M. enterolobii*, tais como: abacateiro, açazeiro, aceroleira, amoreira, atemoeira, cajueiro, caramboleira, citros, coqueiro, figueira, graviroleira, jabuticabeira, mangueira, meloeiro, maracujazeiro, morangueiro, sapotizeiro e videira, visando selecionar plantas não hospedeiras ou más hospedeiras de *M. enterolobii* para cultivo em áreas infestadas.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 CULTURA DA GOIABA

A família Myrtaceae tem distribuição em regiões de climas temperado, subtropical e tropical, predominando na Austrália e América Tropical, incluindo cerca de 130 gêneros e 3.000 espécies de arbustos e árvores (Al-Edany e Al-Saadi, 2012). É uma das famílias mais importantes no Brasil, englobando em torno de 1000 espécies (Landrum e Kawasaki, 1997). O gênero *Psidium* pertence à subtribo Myrtinae, na qual incluem gêneros com espécies de frutos carnosos, de muitas sementes, embriões com hipocótilo comprido e estreito e cotilédones curtos. As plantas do gênero *Psidium* possuem semente com capa dura e tipo óssea, com cavidade interna em forma de ‘C’, da qual emerge o embrião (Rivero-Maldonado *et al.*, 2012).

A goiabeira é originária da América Tropical, sendo que sua capacidade de dispersão e rápida adaptação a diferentes ambientes possibilitaram a presença dessa espécie em amplas áreas tropicais e subtropicais (Manica, 2000a). Essa fruteira é cultivada em todos os continentes e no Brasil inteiro. O Brasil apresenta grandes áreas de clima e solo favoráveis à produção comercial da cultura, sendo esse aspecto importante, não apenas pelo valor nutritivo da fruta, mais também pela perspectiva de incremento da produção agrícola, aumento da atividade industrial e no potencial de exportação (Manica, 2000a).

A goiaba se destaca dentre as frutas tropicais por ter elevado teor nutritivo. É rica em açúcares, licopeno e em vitaminas A, B e C. Possui também excelentes propriedades organolépticas, com alta digestibilidade e alto teor de fibras. Além do mais é de grande rendimento em produtividade e a fruta é de elevada qualidade industrial, podendo ser utilizada na fabricação de doces, compotas, geleias, polpa, néctar e suco (Manica, 2000a).

A goiaba é uma fruta climatérica, que amadurece no período pós-colheita, pois possui alta atividade respiratória e produção de etileno. Por isso, tem curto período de conservação necessitando ser comercializada rapidamente (Gutierrez *et al.*, 2012).

A goiabeira tem passado por um amplo processo de melhoramento genético nos últimos anos e os tratos culturais se intensificaram, tais como a poda e desbaste de flores e frutos, o ensacamento de frutos, a adubação, a irrigação e drenagem e o uso de mudas propagadas vegetativamente (Gonzaga Neto, 2007). Existem cultivares

destinadas ao consumo in natura e ao processamento industrial, produtivas e de melhor qualidade, o que melhorou a comercialização, transporte e embalagem no mercado brasileiro, estando disponível ao consumidor durante o ano inteiro (Manica, 2000a).

As goiabas são destinadas à exportação e ao mercado interno, principalmente, as de polpa vermelha. Na safra, as frutas destinadas ao processamento são as de melhor qualidade e costumam ser destinadas a fabricação de doces em calda. Aquelas de pior qualidade são usadas na fabricação de polpa. Os produtores mais tecnificados produzem goiaba o ano inteiro, tanto para consumo in natura como para processamento (Manica, 2000a).

As práticas de cultivo envolvem: a) controlar a irrigação para evitar o excesso de água junto ao sistema radicular, que ocasiona a morte de raízes por asfixia; b) evitar áreas com geadas prolongadas que causam a desfolha, seca e morte da planta; c) dar preferência a regiões com alta insolação e boas condições de umidade relativa, pois, umidade relativa baixa pode causar a seca das folhas e a umidade elevada favorece o aparecimento de doenças e; d) usar quebra-ventos, uma vez que ventos muito intensos causam a queda de flores, ramos e frutos e favorecem a erosão e o aparecimento de pragas e doenças (Mathias e Bettiol Neto, 2012).

2.1.1 Dados produtivos

A goiaba é uma das frutas tropicais mais populares e de maior aceitação no Brasil, porém seu consumo ainda é pequeno, não indo além de 380 gramas/pessoa/ano. O estado de São Paulo, juntamente com os estados de Pernambuco e Bahia, respondem por 80% da produção de goiaba brasileira (Rangel, 2001), sendo que é mais lucrativo produzir a goiaba vermelha do que a branca (Gonzaga Neto, 2007).

A produção de goiaba mundial é liderada pela Índia, Paquistão e Brasil (Pommer *et al.*, 2006). Embora o Brasil seja um dos maiores produtores, sua participação no mercado internacional da fruta in natura é inexpressiva. O País produziu 300 mil toneladas de goiaba em 2000 e exportou somente 0,06% desse volume. Entre os maiores compradores, estão a França, Estados Unidos, Canadá, Reino Unido, Argentina e os Países Baixos (Rozane *et al.*, 2003; Gonzaga Neto, 2007).

Menos de dois por cento da produção nacional de polpa é exportada. Porto Rico, Estados Unidos, Portugal, Paraguai, Espanha e Argentina são os maiores importadores do produto (Rozane *et al.*, 2003; Gonzaga Neto, 2007). A exportação de produtos processados tem diminuído a competitividade no mercado internacional, causando uma

queda da participação de derivados da goiabeira no volume de exportação brasileira. Isso se deve ao crescimento da produção de outros países como a Costa Rica, Porto Rico, México e outros; ao valor intrínseco da fruta e; ao pouco conhecimento do produto por parte dos consumidores do mercado externo, ao preço do transporte aéreo e ao alto grau de perecibilidade do fruto na fase de pós-colheita (Choudhury *et al.*, 2007).

2.1.2 Principais cultivares

As principais cultivares plantadas no Brasil são resultantes da introdução de material genético da Austrália, Estados Unidos e Itália. Deseja-se, no melhoramento, a obtenção de plantas diploides, de pequena altura e bom crescimento lateral, permitindo insolação e arejamento no interior da copa e os frutos de tamanho médio a grande, com polpa firme e espessa, acidez baixa, alto teor de açúcares, poucas sementes e pequena cavidade central e também que a produção e colheita sejam uniformes (Manica *et al.*, 2000b).

As cultivares de polpa branca são para exportação in natura e as de polpa vermelha para o mercado interno, tanto para consumo in natura como para processamento. Dentre as cultivares de polpa branca estão a ‘Iwao’, ‘Kumagai’, ‘Ogawa nº 1 branca’, ‘Branca de Valinhos’ e ‘White selection da Flórida’. Já as cultivares de polpa vermelha são a ‘Brune vermelha’, ‘Paluma’, ‘Guanabara’, ‘IAC-4’, ‘Pirassununga vermelha’, ‘Pentecostes’, ‘Pedro Sato’, ‘Rica’, ‘Riverside vermelha’, ‘Sassaoka’ e ‘Ogawa nº 1’, ‘Ogawa nº 2’ e ‘Ogawa nº 3’.

A ‘Paluma’ é a mais plantada no Brasil, pois tem polpa espessa, sabor agradável para consumo in natura, pequeno número de sementes nos frutos e possui boas características para processamento industrial. Os frutos são de boa conservação e qualidade, o que favorece a comercialização in natura (Pommer *et al.*, 2006).

2.1.3 Principais pragas

A broca da goiabeira, *Timocratica albella* Zeller, na forma larval, ataca ramos e tronco, causando a seca dos ramos. As formas de controle são o uso de escova para raspar o tronco, produtos cúpricos, inseticidas e eliminação dos restos culturais (Pereira e Bortoli, 2012).

O besouro da goiabeira, *Costalimaita ferruginea* Fabricius, é uma praga polífaga que se alimenta de folhas, gemas, brotações e casca dos frutos, causando rendilhamento

das folhas e deformação de frutos, sendo seu controle feito por meio de inseticidas (Pereira e Bortoli, 2012).

O psilídio, *Triozoida* sp., é um inseto sugador de seiva, que causa o enrolamento e queda das folhas. O controle químico é o mais utilizado. Já as moscas-das-frutas, *Anastrepha* spp. e *Ceratitis* spp., podem causar mais de noventa por cento de danos na produção de frutos. A fêmea perfura os frutos para oviposição e a larva causa escurecimento e aspecto repugnante à visão e ao olfato do consumidor. As formas de controle consistem no ensacamento dos frutos, na aplicação de inseticidas, no uso de armadilhas, no uso de macho estéril, no emprego do controle biológico e na antecipação da colheita para interromper o ciclo do inseto. Além disso, a eliminação dos restos culturais e de mirtáceas silvestres que crescem vizinhas ao pomar e arações do solo, para eliminação das pupas, são medidas que contribuem para o manejo desses insetos (Icuma, 2000).

O gorgulho das goiabeiras, *Conotrachelus psidii* Marshall, se alimenta de frutos verdes, sendo que, no lugar do ataque do inseto, surgem pontuações negras e deprimidas. A larva se alimenta das sementes, causando podridão seca no local de alimentação. As formas de controle se baseiam no uso de inseticidas, no ensacamento dos frutos e na eliminação de restos culturais (Pereira e Bortoli, 2012).

Outras pragas que atacam a goiabeira são os percevejos, que causam empedramento dos frutos e queda de folhas, flores e frutos. São controlados por meio da capina para eliminação de hospedeiros e uso de inseticidas. A colebroca causa o serrilhamento dos ramos e é controlada com inseticidas, podas e eliminação dos restos culturais. As cochonilhas formam colônias brancas nos ramos jovens onde fazem a sucção da seiva, causando a morte dos ramos, sendo controladas com inseticidas e podas. As lagartas causam danos em ramos, brotos, folhas e troncos, causando a desfolha e podem ser controladas com a catação manual e o uso de inseticidas. Os tripses causam a formação de crostas ferruginosas nos frutos e podem ser controlados com inseticidas. Os ácaros e pulgões causam a deformação das partes jovens das plantas e manchas nos frutos, sendo controlados com acaricidas e inseticidas, respectivamente (Icuma, 2000).

2.1.4 Principais doenças de origem não nematológica

A bacteriose, causada por *Erwinia psidii* Rodrigues Neto, é uma importante doença da goiabeira no Brasil por causa dos prejuízos e do difícil controle. Ela causa a

seca de ramos e mumificação de frutos, com intensa descoloração vascular de ramos jovens. As formas de controle são: o uso de mudas saudáveis, podas em dias quentes e secos, queima dos restos culturais, uso de quebra-ventos, pouca adubação nitrogenada, desinfecção de implementos agrícolas e uso de produtos cúpricos desde a brotação até a fase de frutos pequenos. Após essa fase, os produtos cúpricos não devem ser utilizados, pois afetam a qualidade dos frutos maduros (Marques *et al.*, 2007).

A ferrugem, causada por *Puccinia psidii* Winter, afeta folhas, ramos, flores e frutos, podendo atacar também as plântulas em viveiro. A incidência da doença aumenta em condições úmidas e de temperaturas moderadas. A doença se inicia com pequenas pústulas amareladas e necróticas que evoluem para manchas necróticas circulares e de coloração amarela intensa. Com o tempo, a massa pulverulenta de esporos é dispersa, restando uma área necrótica, seca e com rachaduras. Os frutos ficam mumificados e caem, ocorrendo também a queda de folhas e flores. As formas de controle são a poda, o uso de espaçamento adequado, adubação equilibrada, erradicação de mirtáceas próximas ao plantio, capina e aplicação de fungicidas (Lim e Manicom, 2003).

A antracnose, causada por *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc., causa danos maiores no florescimento, maturação e pós-colheita, principalmente em pomares velhos, fechados e mal cuidados. O fungo causa crestamento de ramos, manchas circulares e concêntricas em folhas e frutos, levando os frutos à podridão. As formas de controle são poda, queima de restos culturais, adubação equilibrada e aplicação de fungicidas (Piza Jr. e Kavati, 2012).

Segundo Junqueira (2000), outras doenças de menor importância são a antracnose maculada (*Sphaceloma psidii* Bitanc. & Jenkins), damping-off (*Rhizoctonia solani* J.G. Kuhn), podridão parda (*Dothiorella dominicana* Petr. & Cif.), podridão de frutos (*Phyllosticta* sp. = anamorfo *Guignardia* sp. e *Botryodiplodia theobromae* Pat. = sin. *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl), mosaico amarelo (*Caulimovirus* sp.), mancha bacteriana (*Pseudomonas* sp.), cancro (*Botryosphaeria dothidea* (Moug.) Ces. & De Not), mancha foliar (*Phyllosticta guajavae* Viégas) e podridões em geral, como as causadas por *Curvularia* sp., *Cylindrocladium* sp., *Fusarium* sp., *Macrophoma* sp., *Macrophomina* sp., *Phoma* sp., *Phytophthora* sp.

2.2 NEMATOIDES EM GOIABEIRA

Vários são os gêneros de nematoides associados à rizosfera de goiabeira, quase sempre detectados em análises de solo e em amostras pouco representativas de raízes (Khan *et al.*, 2007). Citam-se o *Aorolaimus* sp., *Aphelenchus* sp., *Basiria* sp., *Belonolaimus* sp., *Criconemoides* sp., *Ditylenchus* sp., *Dolichodoros* sp., *Helicotylenchus* sp., *Hemicyclophora* sp., *Hoplolaimus* sp., *Longidorus* sp., *Macrophostonia* sp., *Peltamigratus* sp., *Pratylenchus* sp., *Rotylenchulus* sp., *Tylenchorhynchus* sp. e *Xiphinema* sp. (Junqueira, 2000; Moreira *et al.*, 2003; Khan *et al.*, 2007), embora não se saiba se alguns são capazes de causar danos em campo. No entanto, *M. enterolobii* é o mais danoso para a goiabeira.

2.2.1 *Meloidogyne enterolobii*

Segundo Yang e Eisenback (1983), *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback [= *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann (Hunt e Handoo)] foi, primeiramente, descrito na China na leguminosa tamboril (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong). Tempos depois foi relatado parasitando raízes de berinjela (*Solanum melongena* L.) em Porto Rico (Rammah e Hirschmann, 1988). Na sequência foi descrito em goiabeira (Xu *et al.*, 2004) e araruta (Zhuo *et al.*, 2010).

A identificação das espécies de *Meloidogyne* pode ser facilmente feita por meio do perfil das esterases, que são caracteres espécie-específicos (Carneiro e Almeida, 2001). O exame da região perineal das fêmeas de *M. enterolobii* mostrou acentuada variabilidade, o que parece característico dessa espécie, sendo que alguns padrões se assemelham muito a *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e outros a *M. arenaria* (Neal) Chitwood (Carneiro *et al.*, 2001; Brito *et al.*, 2004). *M. enterolobii* parasita os mesmos hospedeiros diferenciadores que *M. incognita* raça 2 (Porto Rico, Brasil) e raça 4 (Oeste da África e Estados Unidos Continental), a saber, algodão ‘Deltaphine 61’, amendoim ‘Florunner’, fumo ‘NC-95’, melancia ‘Charleston Gray’, pimentão ‘Early Califórnia Wonder’ e tomate ‘Rutgers’ (Hartman e Sasser, 1985). Estudos com marcadores moleculares do tipo RAPD mostraram que populações de *M. enterolobii* brasileiras, africanas e da América Central apresentam alta similaridade genética, acima de 95% (Block *et al.*, 1997; Tigano *et al.*, 2010).

Pelos estudos recentes, *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* foram consideradas espécies em sinonímia (Xu *et al.*, 2004). Essa consideração advém de características

morfológicas, fenótipos de enzima (esterase - EST e malato desidrogenase - MDH) e sequências do DNAm_t, que são idênticas (Xu *et al.*, 2004). Resultados similares foram obtidos por Karssen *et al.* (2012). Esses autores não verificaram diferenças significativas nos dados morfométricos, na reprodução, no número de cromossomos, nos perfis de EST e MDH e morfológicos como estilete das fêmeas, juvenis e machos, cauda de juvenis, configuração perineal das fêmeas e formato da região labial dos machos entre as duas espécies.

Meloidogyne enterolobii está distribuído em vários países africanos: África do Sul, Burkina Faso, Costa do Marfim, Mali e Senegal (Willers, 1997a e b), Congo (Oliveira *et al.*, 2010), Burundi e Malawi (Rodriguez *et al.*, 2007). Nas Américas, além do Brasil, também ocorre em Cuba, Martinica, Porto Rico, Trinidad e Tobago, USA Continental (Carneiro, 2003), Costa Rica, Guatemala (Villain *et al.*, 2007) e Venezuela (Lugo *et al.*, 2005). Adicionalmente, há relatos dessa espécie na China (Xu *et al.*, 2004), França e Suíça (Oliveira *et al.*, 2010) e Vietnã (Iwahori *et al.*, 2009).

No Brasil, *M. enterolobii* foi detectado pela primeira vez em Petrolina (PE) e Curaçá e Maniçoba (BA), causando danos severos em plantios comerciais de goiabeira (Carneiro *et al.*, 2001). Nessas regiões, ocorreu uma redução da área plantada com goiabeiras de 6.000 ha no ano 2000 para 1.669 ha em 2007, ou seja, uma redução de mais de 70 % da área produtiva (Carneiro *et al.*, 2007b). A partir de então, tem sido relatado como parasita de plantios comerciais de goiabeiras em mais 17 estados brasileiros: Rio de Janeiro (Lima *et al.*, 2003), Rio Grande do Norte (Torres *et al.*, 2004), Ceará (Torres *et al.*, 2005), Paraná (Carneiro *et al.*, 2006b), Piauí (Silva *et al.*, 2006), Santa Catarina (Gomes *et al.*, 2006), São Paulo (Almeida *et al.*, 2006; Carneiro *et al.*, 2006a), Espírito Santo (Lima *et al.*, 2007), Mato Grosso do Sul (Asmus *et al.*, 2007; Reis *et al.*, 2011), Minas Gerais (Oliveira *et al.*, 2007; Silva e Oliveira, 2010), Paraíba (Gomes *et al.*, 2007), Maranhão (Silva *et al.*, 2008), Mato Grosso (Almeida *et al.*, 2008); Rio Grande do Sul (Gomes *et al.*, 2008a e b), Goiás (Siqueira *et al.*, 2009), Tocantins (Charchar *et al.*, 2009) e Alagoas (Castro e Santana, 2010). Pereira *et al.* (2009) estimaram que o prejuízo direto causado por *M. enterolobii* foi de 112,7 milhões de reais nas áreas produtoras de goiaba dos estados da Bahia, Ceará, Pernambuco, Rio Grande do Norte e Rio de Janeiro. Soma-se a esse prejuízo o desemprego de 3.703 trabalhadores rurais em tempo integral devido ao declínio e morte dos pomares. Face ao grande potencial desse nematoide em causar elevados prejuízos ao agronegócio

nacional, diversos estudos sobre o manejo de goiabeiras em áreas infestadas por *M. enterolobii* foram e estão sendo realizados.

Os sintomas na parte aérea da goiabeira são o forte bronzeamento e o acinzentamento dos bordos das folhas e ramos, seguidos de amarelecimento total da parte aérea, culminando com o desfolhamento generalizado e morte da planta. Os frutos ficam menores e ocorre o amadurecimento precoce. Os sintomas do patógeno no sistema radicular são a formação de um grande número de galhas e de necroses, ocorrendo uma diminuição drástica das raízes finas. O nematoide infecta todos os tipos de raízes, desde as radículas superficiais até as mais lignificadas, que costumam estar a mais de 50 cm de profundidade (Carneiro *et al.*, 2001). Além disso, segundo Gomes *et al.* (2011) existe um efeito sinérgico entre *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. e *M. enterolobii*, pois as podridões na raiz ocorrem somente quando os dois patógenos estão envolvidos no processo patológico.

O controle desse patógeno pode ser feito por meio do uso de biofumigantes, nematicidas, controle biológico, plantas não hospedeiras e manejo integrado. Gomes *et al.* (2008 c) relataram que os biofumigantes atuam em duas vertentes: na multiplicação no solo de micro-organismos antagonistas e na liberação de substâncias químicas. Esses autores recomendam a biofumigação do solo somente em áreas de baixa a média infestação por nematoides. Nesse contexto, mais pesquisas precisam ser feitas para melhorar a aplicabilidade e efetividade desse método.

Moreira e Henriques-Neto (2001) observaram que os nematicidas carbofuran e fenamifós não foram eficazes em reduzir a população de *M. enterolobii* no solo. Resultados semelhantes foram obtidos por Cuadra *et al.* (1999) em plantios de cafeeiro, naturalmente infestados com *M. incognita* e *M. enterolobii*. Em contraste, Willers (1997a e b) observou que o nematicida cadusafós foi efetivo no controle de *M. enterolobii* presente em pomares de goiabeiras. No entanto, não foi verificada a redução da mortalidade das árvores no terceiro ano de avaliação do experimento. Os atuais nematicidas, produtos de classe toxicológica I, são responsáveis por muitos casos de intoxicação aguda, contaminação do lençol freático, sendo um risco constante à saúde humana e ao meio ambiente.

Um nematicida biológico à base de rizobactérias (Nemaplus®) foi aplicado em goiabeiras destinadas à produção de suco, de acordo com estudos feitos por Costa *et al.* (2008). Esses autores verificaram que a aplicação desse nematicida juntamente com um

nematicida químico foi mais eficiente para o controle de *M. enterolobii* do que a aplicação do produto biológico isoladamente.

Almeida *et al.* (2009 e 2012) obtiveram resultados promissores com a aplicação de farinha de carne e osso em goiabeiras infestadas por *M. enterolobii*. Os autores testaram também torta de nim, casca de camarão e quitosana. No entanto, essas últimas fontes de matéria orgânica não tiveram o mesmo efeito que a farinha de carne e osso na reprodução do nematoide e no desenvolvimento vegetativo de mudas de goiabeiras. A farinha de carne e osso é rica em compostos nitrogenados que nutrem o solo, aumentam o número de antagonistas ao nematoide e podem estar relacionados à degradação da parede celular de *M. enterolobii* (Almeida *et al.*, 2012).

Alguns fungos nematófagos já apresentaram potencial como agente de controle biológico de *M. enterolobii*. Como, por exemplo, os fungos predadores *Arthrobotrys* spp. e *Dactylaria* spp., que diminuem a população do nematoide e são fitoestimulantes (Duponnois e Mateille, 1997) e os parasitas de ovos *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson e *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & W. Gams 2001, que diminuem o número de ovos, mas, não reduzem a infecção do patógeno (Carneiro *et al.*, 2011). Diversos isolados da bactéria *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre & Starr foram testados, mas nenhum isolado se aderiu aos juvenis de segundo estágio (J2) de *M. enterolobii* (Carneiro *et al.*, 1999; Trudgill *et al.*, 2000).

Outro método de controle utilizado empiricamente pelos produtores é a indução de resistência por meio da aplicação de silício. Porém, não há nenhum resultado científico da aplicação desse elemento para essa espécie (Castro, J.M.C. Embrapa Semiárido. Comunicação pessoal, 2012).

Souza *et al.* (2006) e Gomes *et al.* (2010) adotaram o manejo integrado de pomares de goiabeiras infestados por *M. enterolobii* por meio da fertilização foliar, aplicação de esterco bovino, composto aviário, torta de cana-de-açúcar, extrato de nim e cultivo de hortelã e de mucuna preta. O composto aviário é rico em nitrogênio, tendo um efeito nematicida e aumenta a população de antagonistas no solo (Gomes *et al.*, 2010). O esterco bovino, aplicado isoladamente, numa área infestada, manteve 65% da produtividade do pomar comparado a uma área livre do nematoide (Souza *et al.*, 2006). O esterco e o composto aviário são recomendados apenas para áreas mediamente infectadas por *M. enterolobii* (Gomes *et al.*, 2010). Souza *et al.* (2006) verificaram também que não foram detectados J2 do nematoide em áreas com oito meses de pousio. Porém, quando goiabeiras foram transplantadas para essas áreas, aos quatorze meses de

pousio, observou-se que as mesmas tornaram-se infectadas, seis meses após o transplântio. Diante desses dados, conclui-se que, provavelmente, *M. enterolobii* sobreviva por meio de ovos em dormência. Por causa disso, os autores não aconselham o plantio de goiabeiras em áreas mantidas em pousio, sem irrigação e com plantas daninhas por um período de quatorze meses.

Meloidogyne enterolobii é polífago, pois além da goiabeira, parasita várias oleráceas, ornamentais, fruteiras, culturas anuais e araçazeiros selvagens (Maranhão *et al.*, 2001; Carneiro, 2003; Lima *et al.*, 2003; Almeida *et al.*, 2008). Rich *et al.* (2009) relataram *M. enterolobii* em vinte e quatro ervas invasoras no mundo. Nos Estados Unidos, Flórida, Kaur *et al.* (2007) testaram a reação de 22 plantas daninhas a *M. enterolobii* e observaram que amaranto espinhoso (*Amaranthus spinosus* L.), caruru gigante (*Amaranthus retroflexus* L.), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* L.), cordão-de-frade (*Leonotis nepetaefolia* (R. Br.) W. T. Aiton.), erva-da-américa (*Phytolacca americana* L.), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia* (L.) Irwin & Barneby), juta-da-china (*Abutilon theophrasti* Medicus), maxixe (*Cucumis anguria* L.) e orelha-de-rato (*Dichondra repens* J.R.Forst. & G.Forst.) foram suscetíveis a *M. enterolobii*. Já capim-colchão (*Digitaria sanguinalis* (L.) Scop.), capim-massambará (*Sorghum halepense* (L.) Pers.), crotalária (*Crotalaria spectabilis* Roth.), desmódio (*Desmodium purpureum* (Miller) Fawcett & Rendle), erva-dos-burros (*Oenothera biennis* L.), fedegoso (*Senna occidentalis* L. = *Cassia occidentalis* L.) e grama-de-aranha-do-egito (*Dactyloctenium aegyptium* (L.) Willd.) foram imunes.

Scherer (2009) e Carneiro *et al.* (2012) verificaram que de 38 plantas de cobertura avaliadas quanto à suscetibilidade a *M. enterolobii*, 26 foram classificadas como resistentes, nove como imunes e três como suscetíveis. As resistentes foram: amendoim (*Arachis hypogaea* L.) ‘Cavalo vermelho’; aveia branca (*Avena sativa* L.) ‘IAPAR-126’; aveia preta (*A. strigosa* Schreb.) ‘IAPAR-61’; canola (*Brassica napus* L.) ‘CAN-420’ e ‘CAN-401’; capim-moa (*Setaria italica* (L.) Beauv.); capim-pé-de-galinha gigante (*Eleusine coracana* (L.) Gaertn.); crotalárias (*C. anguroides* L., *C. apiculata* L., *C. grantiana* (Harvey) Polh., *C. juncea* L. e *C. okraeuca* L.); feijão caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) ‘Australiano’; labe labe (*Dolichos lablab* L.); mamona (*Ricinus communis* var. *oleiferus*) ‘IAC-80’; mucuna cinza (*Mucuna cinerea* Piper & Tracy); mucuna verde (*Mucuna* sp.); mucuna preta (*M. aterrima* (Piper & Tracy) Merr.); nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L.) ‘AL 1006’, ‘Jesuíta’, ‘N4’ e ‘Seletina Nova’; tefrósia (*Tefrosia candida* DC.); timbó (*Ateleia glazioviana* Baill.) e triticale

(*Triticum aestivum* L. x *Secale cereale* L.). Já as imunes foram: amendoim ‘IAC-OIRÃ’, ‘IAC-POITÃ’ e ‘IAC-TATUI’; azevém (*Lolium multiflorum* Lam.); centeio (*Secale cereale*) ‘IPR - 89’; clitória ternata (*Clitoria ternatea* L.); feijão mungo (*V. radiata* L.) e soja perene (*Glycine wightii* Verdc.). Por fim, os materiais suscetíveis foram: ervilhaca peluda (*Vicia villosa* Roth) ‘Ostssat’, feijão-arroz (*Vigna umbellata* (Thunb.) Ohwi & Ohashi) e feijão-de-porco (*Canavalia ensiformes* DC.). Guimarães *et al.* (2003) observaram que o amendoim, o milho e a crotalária (*C. spectabilis*) comportaram-se como imunes a esse nematoide. Nesse contexto, as plantas resistentes e imunes citadas acima têm possibilidades de serem recomendadas para rotação de culturas em áreas infestadas, assim que esses resultados sejam validados a campo.

Silva e Silva (2009) avaliaram a reação de seis gramíneas, a saber, arroz (*Oryza sativa* L.), braquiarião (*Brachiaria brizantha* (Hochst. ex A. Rich.) Stapf.), milheto (*Pennisetum glaucum* (L.) R. Brown), milho (*Zea mays* L.), ruziziensis (*B. ruziziensis* R. Germ. & Evrard) e sorgo granilífero (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) e de cinco leguminosas, a saber, crotalária (*C. paulina* Schranck), feijão caupi (*V. Unguiculata*), feijão-de-porco (*C. ensiformis*), feijão-guandu (*Cajanus cajan* (L.) Millsp.) e mucuna (*M. pruriens* (L.) D.C.) a *M. enterolobii*. Os autores observaram que todas as gramíneas foram resistentes e que crotalária e mucuna reduziram as galhas e massas de ovos em tomateiros plantados nos vasos em que foram anteriormente cultivadas leguminosas inoculadas com *M. enterolobii*.

Brito *et al.* (2008) relataram as seguintes plantas como hospedeiras de *M. enterolobii*: erva-botão (*Eclipta prostrata* L. [sin. *E. alba* (L.) Hassk.]), mamão (*Carica papaya* L.), maria-preta (*Solanum americanum* Mill.), *Panicum* sp., páprica (*Capsicum annuum* var. *longum*) e uma espécie não identificada da família Acanthaceae. Bueno *et al.* (2007) relatam a ocorrência dessa espécie em solo e raízes de aceroleiras (*Malpighia* sp.) em São Paulo.

Souza *et al.* (2006) relataram os seguintes hospedeiros de *M. enterolobii* no Rio de Janeiro: acerola (*M. puniceifolia* L.), beldroega-pequena (*Chamaesyce prostrata* Small), cacto (*Cereus fernambucensis* Lemaire), caruru-branco (*A. hybridus* L.), fedegoso (*S. occidentalis*), gaiolinha (*Euphorbia tirucalli* L.), mamão (*C. papaya*), maracujá-do-mato (*Passiflora mucronata* Lam.), maria-gorda (*Talinum triangulare* Willd.), maria-preta (*S. americanum*), mata-pasto (*S. alata* L.), para-sol (*Hydrocotyli bonariensis* Comm.), serralha (*Emilia sonchifolia* L.) e urtiga (*Cnidioscolus urens* L.). Já Almeida *et al.* (2008) verificaram que as raízes de alface (*Lactuca sativa* L.), tomate

cereja (*Solanum lycopersicum* L. var. *cerasiforme*), pimentão (*C. annuum* L.) e pepino (*Cucumis sativus* L.) são infectadas por *M. enterolobii*.

Em relação à hospedabilidade de grandes culturas a *M. enterolobii*, sessenta cultivares de soja foram testadas e fontes de resistência foram encontradas somente em ‘PI 595099’, ‘PI 594427C’, ‘BRS 256RR’, ‘BRS 211’, ‘BRS Favorita RR’, ‘BRSGO Paraíso’, ‘BRSGO Raimunda’ e ‘BRS Valiosa RR’ (Ribeiro *et al.*, 2007; Dias *et al.*, 2010b). Quanto às trinta e nove variedades de milho testadas, apenas ‘GNX3010’ e ‘NB7361’ foram resistentes a *M. enterolobii* (Dias *et al.*, 2010a).

Em outro ensaio realizado por Muniz *et al.* (2009), na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, foram testadas sete cultivares de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) quanto à resistência a *M. enterolobii*, a saber, ‘Obatã’ – ‘IAC 1669-20’, ‘Tupi vermelho’ – ‘IAC 1669-33’, ‘Tupi amarelo’ – ‘IAC 5111’, ‘Sarchimor’ – ‘IAC 4361’, ‘IAPAR 59’, ‘Paraíso’ e ‘Catuaí vermelho’ - ‘IAC 144’. De acordo com os resultados obtidos, houve a ausência de galhas típicas e a presença de massa de ovos. Porém observou-se que os fatores de reprodução da população proveniente de goiabeiras do Estado do Paraná, Brasil, foram mais baixos (FR = 0,0 a 1,6) que os da população proveniente da Costa Rica (FR = 0,8 a 12,4), considerada mais virulenta. Resultados semelhantes foram obtidos por outros autores (Carneiro *et al.*, 2007a e 2008; Alves *et al.*, 2009), confirmando esse nematoide como pouco patogênico ao cafeeiro.

Silva *et al.* (2010) observaram que apenas as cultivares de batata ‘Asterix’ e ‘Mayor’ foram mediantemente resistentes, com fatores de reprodução iguais a 1,4 e 1,8, respectivamente.

Brito *et al.* (2007) estudaram a reação de catorze plantas a *M. enterolobii* e relataram as seguintes como boas hospedeiras desse nematoide: abobrinha (*Cucurbita pepo* L.), berinjela ‘Black Beauty’, brócolis ‘Waltham’, ervilha ‘Iron Clay’, feijão-de-cavalo, manjerição, melancia ‘Crimson Sweet’, melão ‘Crook Neck’, mostarda ‘Florida Broad Leaf’, quiabo ‘Clemson Spineless’ e repolho ‘Early Jersey’. Enquanto as cultivares de cenoura ‘Royal Chantenay’ e ‘Imperator’ e a couve chinesa (*Brassica oleracea* L.) ‘collard’ foram más hospedeiras. Krishnaveni e Subramanian (2005) relataram espécies de *Meloidogyne*, inclusive *M. enterolobii*, associadas a cucurbitáceas em diferentes países. Nesse trabalho, os autores também enfatizaram os métodos de controle adotados para esse grupo de nematoides.

Oliveira (2007) estudou nove genótipos de pimenta (*C. chinense* Jacquin), três de pimentão (*C. annuum*) e um da pimenta (*C. frutescens* L.) quanto à resistência a *M.*

enterolobii e verificou que apenas o genótipo de *C. frutescens* apresentou resistência. Todavia, o genótipo resistente apresentou incompatibilidade na enxertia.

Rosa *et al.* (2009) estudaram a hospedabilidade de seis porta-enxertos de abóboras ('Menina Brasileira', Moranga 'Exposição', 'Shelper', 'Tetsukabuto', 'B8-A Tetsukabuto' e 'Excite Ikki KY') e de quatro híbridos de pepino tipo japonês ('Yoshinari', 'Kouki', 'Taisho KY' e 'Tsuyataro') a *M. enterolobii*. As plantas foram inoculadas com cinco mil ovos e avaliadas após sessenta dias. Fatores de reprodução baixos iguais a 1,01 e 1,17, respectivamente, foram encontrados em 'Shelper' e 'Excite Ikki KY'.

Pontes *et al.* (2009) avaliaram cinquenta e nove acessos selvagens de melancia, porém, apenas cinco acessos do grupo *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai var. *citroides* (L.H. Bailey) Mansf. ['92-0221', '92-0223', 'PI244019', '92-385 (PI-10 A)' e '92-0228'] e um do grupo *C. lanatus* var. *lanatus* ('Tra 2') apresentaram baixos índices de galhas (IG<3) e número de ovos por sistema radicular, quando inoculados com dois a cinco mil ovos de *M. enterolobii* por quarenta e cinco dias. Os fatores de reprodução desses acessos variaram de 0,11 a 3,63. Porém, mais estudos são necessários, pois, a cultivar escolhida como padrão de suscetibilidade (melancia 'Crimson Sweet') teve um fator de reprodução considerado baixo (FR = 2,19).

Nyczepir *et al.* (2008) testaram a reação de seis porta-enxertos de pessegueiro ('Flordaguard', 'Guardian', 'Halford', 'Lovell', 'Nemaguard' e 'Okinawa') a *M. enterolobii*, quando inoculados com mil e três mil ovos por 115 e 114 dias, respectivamente. Os autores observaram que houve a formação de galhas nos genótipos, todavia, todos foram considerados resistentes, com baixo índice de massa de ovos (IMO<2).

Gomes *et al.* (2009a) estudaram a hospedabilidade de três cultivares de oliveira ('Arberquina', 'Koroneiki' e 'Manzanilla') a *M. enterolobii*, quando inoculadas com cinco mil ovos por seis meses. Os autores observaram a ausência de galhas e um baixo fator de reprodução para os três genótipos, FR = 0,05, 0,09 e 0,15, respectivamente.

2.3 HISTOPATOLOGIA

2.3.1 Parasitismo

O nematoide-das-galhas é um grupo de organismos biotróficos obrigatórios, endoparasitas sedentários que obrigam a planta a produzir nutrientes para o seu próprio

desenvolvimento. Nessa interação, os nematoides, no estágio infectivo J2, migram intercelularmente no córtex e câmbio vascular. Liberam secreções glandulares através do estilete, causando diferenciações em células do parênquima vascular da raiz sob a forma de hipertrofia formando as células gigantes multinucleadas, resultantes de divisões nucleares sem divisão celular (Huang e Maggenti, 1969; Williamson e Gleason, 2003; Williamson e Kumar, 2006; Fuller *et al.*, 2008), não completando a citocinese no fim da mitose (Abad *et al.*, 2009). Os machos também migram nas raízes, todavia, retornam ao solo porque não são hábeis em induzir células gigantes (Williamson e Hussey, 1996).

O que diferencia os endoparasitas sedentários do gênero *Meloidogyne* de outros nematoides é que eles não matam a célula hospedeira com o parasitismo, as células gigantes permanecem metabolicamente ativas até o nematoide completar o ciclo de vida, ou seja, passarem pelas fases juvenis de terceiro (J3) e quarto estágio (J4) para adulto com produção de ovos (Fragoso *et al.*, 2007). Em volta das células de alimentação, há a hiperplasia celular responsável pela formação das galhas. As galhas são formadas pela hipertrofia das células gigantes e hiperplasia das células do cilindro vascular e do córtex da raiz (Williamson e Kumar, 2006). Em pesadas infecções, há a fusão das galhas, resultando em grandes engrossamentos de raízes. Como resultado do parasitismo, água e nutrientes responsáveis pelo desenvolvimento da planta, são canalizados para o desenvolvimento do parasita (Williamson e Hussey, 1996).

Segundo Abad *et al.* (2009), esses organismos se nutrem exclusivamente nas células gigantes. Essas células apresentam um aumento da densidade citoplasmática e uma diminuição da vacuolização normal. O citoplasma denso é rico em complexo de Golgi, retículo endoplasmático, mitocôndrias, plastídios e ribossomos. As paredes celulares das células gigantes possuem invaginações típicas de células de transferência, o que aumenta a absorção de nutrientes do xilema.

Os nematoides excretam moléculas pela cutícula que facilitam a penetração no hospedeiro e impedem a destruição do patógeno na planta. Enquanto que as excretadas pelo estilete inibem as defesas da planta e induzem o parasitismo (Fragoso *et al.*, 2007). Os nematoides excretam também substâncias pelos anfídios que podem provocar reações de defesa na planta (Abad *et al.*, 2009).

Segundo Abad *et al.* (2009), genes responsáveis pelo parasitismo estão sendo identificados e associados ao recrutamento da planta para permitir o crescimento do patógeno e provocar alterações nas células visando à alimentação do nematoide. As

semelhanças entre proteínas de bactérias e nematoides têm sugerido que os genes de parasitismo dos nematoides foram adquiridos por bactérias via transferência horizontal. Fitonematoides e os parasitas de animais também compartilham estratégias de proteção, que têm por finalidade vencer as defesas do hospedeiro, o que indica uma evolução convergente dessas funções.

A adaptação das plantas ao parasitismo de nematoides está relacionada à capacidade de imitação de hormônios vegetais, tradução de sinais, indução de mitose, duração de mRNA e degradação de proteínas vegetais (ativação de proteossoma) e ativação/inibição da expressão de genes do hospedeiro (Fragoso *et al.*, 2007). Os genes ativados são os de metabolismo de parede celular, regulação do ciclo celular, processamento de DNA e síntese de proteína e energia; já os inibidos são os de proteção e defesa celular, comunicação celular e transporte celular (Fragoso *et al.*, 2007).

2.3.2 Resistência de plantas

A resistência de plantas é um meio efetivo e ambientalmente seguro de controlar nematoides. A introgressão de genes de resistência em cultivares e porta-enxertos é um componente importante em programas de melhoramento e no manejo integrado de doenças e pragas. Por definição, as plantas resistentes são aquelas que permitem uma baixa ou nenhuma reprodução do nematoide (Fuller *et al.*, 2008).

A resistência pode ser recessiva, dominante ou aditiva e pode ser conferida por um único gene ou por combinações de dois ou mais genes ou por QTLs - locos de caracteres quantitativos (Williamson e Roberts, 2009). Para que se estabeleça a doença, J2 devem ser atraídos pelas raízes, penetrá-las, migrar pelo córtex e estabelecer sítios de alimentação no parênquima vascular que condicionem a finalização do ciclo de vida do nematoide. Os genes de resistência têm como função bloquear ou suprimir algumas das etapas acima, impedindo o sucesso do parasitismo. O bloqueio do parasitismo envolve barreiras físicas, repelentes, toxinas e outras substâncias de defesa da planta (Williamson e Hussey, 1996). Vários desses genes podem segregar dentro de uma mesma espécie vegetal e nem sempre os genes envolvidos no impedimento da formação de galhas estão atrelados à ausência de reprodução do nematoide (Williamson e Roberts, 2009).

A condição de imunidade é mediada por interações entre componentes do patógeno e do hospedeiro. As plantas são expostas a potenciais patógenos e reagem produzindo substâncias de defesa (Williamson e Kumar, 2006). Em alguns casos,

patógenos avirulentos vêm a ser virulentos ao inativar as substâncias de defesa da planta por meio da produção de toxinas que causam a morte da célula hospedeira (Williamson, 1999; Williamson e Kumar, 2006). Em síntese, a resistência é observada quando um gene de resistência interage direta ou indiretamente com um patógeno avirulento com gene AVR. Os genes AVR são responsáveis por secretar proteases em células vegetais responsáveis por modificar as proteínas do hospedeiro que impedem o desenvolvimento da doença (Fragoso *et al.*, 2007). Por outro lado alguns fitonematoides podem criar anticorpos contra esses genes AVR por meio de secreções anfídias e estabelecer o processo infeccioso denominado doença.

A maioria dos mecanismos de resistência são pós-infeccionais, ou seja, os nematoides penetram as raízes, migram no córtex, mas não conseguem estabelecer sítios de alimentação no cilindro vascular. No entanto, existem plantas, em que os genes de resistência podem atuar por meio de uma típica reação de hipersensibilidade (RH) responsável por impedir o estabelecimento e reprodução do nematoide na planta, por causa da morte rápida da célula hospedeira no local da invasão do patógeno. Isso ocorre porque o patógeno fica preso no local de penetração e o seu desenvolvimento é parcial ou completamente inibido (Williamson, 1999; Williamson e Kumar, 2006). Por outro lado, biótipos virulentos podem desativar esses genes de resistência.

As plantas possuem genes que codificam proteínas que favorecem o parasitismo de nematoides em plantas hospedeiras. Na ausência de resistência por parte da hospedeira, os genes AVR do patógeno, podem desencadear a doença (Williamson e Roberts, 2009). Além de proteínas, as citocininas em exsudados de J2 têm tido um papel importante no estabelecimento do nematoide na planta (Williamson e Roberts, 2009).

Muitos mecanismos de resistência estão envolvidos no impedimento do parasitismo de *Meloidogyne*. A RH é o mais comum (Williamson e Hussey, 1996). Os genes de resistência geralmente são específicos, contemplando poucas espécies de *Meloidogyne*, podendo a resistência ser parcial ou total e muitas vezes suplantada por patógenos virulentos e por fatores ambientais como a temperatura (Williamson e Roberts, 2009). Reação do tipo RH tem sido observada no gene Mi que condiciona resistência em tomateiro (Williamson e Hussey, 1996; Williamson, 1999), Mex-1 que condiciona resistência no cafeeiro (Anthony *et al.*, 2005), Me-7 responsável pela resistência em pimentões (Pegard *et al.*, 2005). Outros casos em que a RH se manifesta são nos complexos, soja - *M. incognita* (Kaplan *et al.*, 1979), *Solanum sparsipilum* (Bitter) Juz. & Bukasov – *Meloidogyne* spp. (Berthou *et al.*, 2003), tabaco -

Meloidogyne spp. (Sosa-Moss *et al.*, 1983), videira - *M. arenaria* (Anwar e McKenry, 2000 e 2002), batata doce - *M. incognita* (Komiyama *et al.*, 2006), amendoim - *M. arenaria* (Proite *et al.*, 2008) e café - *M. incognita* (Albuquerque *et al.*, 2010).

No entanto, existem mecanismos de resistência a *Meloidogyne* em que uma típica RH não ocorre. É o caso da interação caupi – *Meloidogyne*, na qual os nematoides não atingem a maturidade e não produzem ovos nas raízes resistentes (Das *et al.*, 2008). Outros trabalhos relatam infecções associadas ao desenvolvimento de sítios de alimentação sem reação RH (Mc Clure *et al.*, 1974; Walters *et al.*, 2006) e com RH (Kaplan *et al.*, 1979; Anthony *et al.*, 2005). Existem também mecanismos de resistência como o da alfafa - *M. incognita* e o da *Mendicago truncata* Gaertn. – *Meloidogyne* spp. onde os J2 penetram o ápice das raízes, mas não migram até o cilindro central para estimular sítios de alimentação. Esses mecanismos estão associados à ausência de RH (Reynolds *et al.*, 1970; Dhandaydham *et al.*, 2008). Até o momento, somente o gene Mi de tomateiro foi clonado. Outros R genes têm sido mapeados, mas precisam ser clonados e a resistência conferida por eles, confirmada em condições *in vivo* (Fuller *et al.*, 2008).

2.4 HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS AO NEMATOIDE-DAS-GALHAS

Meloidogyne enterolobii pode ser considerado uma espécie polífaga, parasitando não só goiabeiras, como também, plantas ornamentais, fruteiras, culturas anuais e araçazeiros selvagens (Maranhão *et al.*, 2001; Carneiro, 2003; Lima *et al.*, 2003). Como o Submédio do Vale do Rio São Francisco é um importante produtor de frutas e pouco se sabe sobre a hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas a *M. enterolobii*, é de suma importância fornecer ao produtor uma alternativa de cultivo em áreas em que as goiabeiras estão sendo eliminadas. As espécies frutíferas descritas abaixo são potenciais alternativas para cultivo em áreas infestadas por *M. enterolobii*.

Os nematoides *Meloidogyne arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica* (Treub) Chitwood e *M. hapla* Chitwood (Sasser) são relatados em cultivos de melão (Carneiro *et al.*, 2000). Vários trabalhos discutem sobre a falta de resistência do meloeiro ao nematoide-das-galhas (Thomason e McKinney, 1959; Fassuliotis e Rau, 1963; Santos *et al.*, 1999; Dhillon *et al.*, 2007).

Thomason e McKinney (1959) observaram uma variação de suscetibilidade em alguns genótipos de Cantaloupe e de meloeiro de inverno a duas populações de *M. hapla*, desde moderadamente resistente a suscetível. Porém, as plantas ficaram inoculadas somente por seis semanas. Fassuliotis e Rau (1963) observaram que *C. anguria* L. é resistente ao nematoide-das-galhas, embora tenham sido detectadas galhas nos genótipos. Fassuliotis (1967) testou 14 espécies de *Cucumis* e encontrou resistência em *C. metuliferus* Naud, *C. ficifolius* A. Rich., *C. anguria*, *C. longipes* Hook. F. e *C. heptadactylus* Naudin. a *M. incognita*. No entanto, houve a presença de fêmeas em todos os genótipos e as plantas foram inoculadas por somente dois meses.

Elmstrom e Hopkins (1973) verificaram diferenças no índice de galhas entre vinte e uma cultivares e linhagens de *C. melo* L. em condições de campo, todavia, nenhuma foi considerada resistente. *C. metuliferus* foi classificado como resistente a *M. incognita*, com FR = 0,03, mensurado após quarenta dias de inoculação. Todavia, a resistência foi suplantada após a inoculação do genótipo com suspensão contendo 600 J2 /ml (Granberry e Norton, 1980).

Carneiro *et al.* (2000) também classificaram os melões ‘Híbrido Piel de Sapo’ e ‘Yellow Start’ como resistentes a *M. hapla* (FR = 0,4 e 0,5, respectivamente). Todavia, os autores alertam sobre a possível resistência suplantada a campo por causa de fatores como temperatura e patótipos. Dhillon *et al.* (2007) observaram que *C. melo* var. *momordica* (Roxb.) Duthie et Fuller (IC 274023) é resistente a *M. incognita*, com IG variando entre 1 a 3, mas o FR não foi medido e o tempo de inoculação foi de apenas seis semanas. Geralmente, o FR de genótipos considerados resistentes a *M. incognita* não é mensurado (Santos *et al.*, 1999; Dhillon *et al.*, 2007).

Meloidogyne incognita, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. hapla* e *M. megadora* Whitehead foram detectadas em cultivos de bananeira (Almeida e Santos, 2002; Jesus e Wilcken, 2010), sendo as duas primeiras amplamente distribuídas no Brasil (Zem *et al.*, 1980; Cofcewicz *et al.*, 2004a e b). Cofcewicz *et al.* (2004b) caracterizaram 25 populações brasileiras de *Meloidogyne* e observaram que *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*, em ordem decrescente, são as mais frequentes em bananais. Os autores verificaram que houve mistura de espécies em 80% das amostras analisadas (Cofcewicz *et al.*, 2004a, b e 2005).

Os genótipos de *Musa* testados quanto ao parasitismo de *Meloidogyne* variam entre os países (Davide e Marasigan, 1985; Hadisoeganda, 1994; Price, 1994; Patel *et*

al., 1996; Speijer e De Waele, 1997; Grammatikaki e Tzortzakakis, 1998; Pinochet *et al.*, 1998; Stoffelen *et al.*, 1999a, b e 2000; Van den Bergh *et al.*, 2000, 2002a e b, 2006; Sundararaju *et al.*, 2008; Quénéhervé *et al.*, 2009; Dizon *et al.*, 2010). Não existe resistência em *Musa* ao nematoide-das-galhas (Quénéhervé *et al.*, 2009), estando a aparente resistência mais ligada à metodologia e condições ambientais do que às características genéticas da planta. Observa-se que sempre há a formação de galhas e de massa de ovos nesses genótipos (Davide e Marasigan, 1985; Quénéhervé *et al.*, 2006 e 2009; Van den Bergh *et al.*, 2006; Dizon *et al.*, 2010).

Meloidogyne incognita, *M. arenaria* e *M. javanica* são as espécies mais frequentes em maracujazeiros no cerrado (Sharma *et al.*, 1999). *M. hapla* e *M. trifoliophila* Bernard & Eisenback também foram detectados em maracujazeiros (Knight, 2001). Segundo Garcia *et al.* (2008), o maracujazeiro amarelo é resistente a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. hapla*, produzindo galhas sem massa de ovos. Porém, o tempo de inoculação foi de apenas sessenta dias. Já Garcia *et al.* (2011) encontraram galhas e massas de ovos de *M. incognita* no maracujá amarelo ‘Afruvec’, embora tenha sido classificado como resistente. Para Ritzinger *et al.* (2003), *P. edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG e *P. coerulea* L. produziram galhas sem massas de ovos e em *P. alata* Curtis e *P. quadrangularis* L., houve a formação de galhas e de massa de ovos. Complementarmente, Ritzinger *et al.* (2008) encontraram galhas e ovos em *P. alata*, *P. giberti* Brown e *P. edulis* f. *flavicarpa*. Resultados similares foram encontrados por El-Moor *et al.* (2006 e 2009) que verificaram galhas em maracujazeiros azedo e doce. Os resultados apresentados nesses trabalhos não costumam incluir o fator de reprodução, o que dificulta a identificação da resistência ou suscetibilidade a essas espécies.

Meloidogyne arenaria, *M. hapla*, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. ethiopica* Whitehead, *M. hispanica* Hirschmann e *M. nataliei* Golden são relatados no cultivo de videira (McKenry e Anwar, 2007; Téliz *et al.*, 2007). Al-Sayed *et al.* (2005) consideraram os porta-enxertos ‘Harmony’ e ‘Paulsen’ apenas moderadamente resistentes ao nematoide-das-galhas e Sasanelli *et al.* (2006) e Gutierrez-Gutierrez *et al.* (2011) classificaram o porta-enxerto ‘1103 Paulsen’ como suscetível a *M. incognita*. Resultados similares foram encontrados por Cabrera *et al.* (2011). Ramirez *et al.* (1992) classificaram ‘Kobber’ como tolerante ao nematoide-das-galhas, já o porta-enxerto ‘IAC 572’ foi considerado suscetível a *Meloidogyne* (Cousins, 2007). O porta-enxerto ‘Rupestris Du Lot’ (= ‘St. George’) foi classificado como resistente (Tsay e Lin, 1992;

Carneiro *et al.*, 2003). Todavia, Diamond *et al.* (1994) o classificaram como hospedeiro de *M. nataliei*.

Meloidogyne hapla, *M. trifoliophila* e *Meloidogyne* sp. ocorrem em abacateiro na Nova Zelândia, sendo que poucas fêmeas e ovos de *M. hapla* foram visualizados em apenas algumas amostras de raízes (Knight, 2001). A identidade de *M. hapla* em amostras de abacateiro tem sido estudada por técnicas de PCR (Marshall *et al.*, 2001). Outros trabalhos relatam a presença do nematoide-das-galhas em abacateiro (Petit, 1990; Bafokusara, 1996; Saltaren *et al.*, 1998; Hernandez-Hernandez *et al.*, 2006).

Hernandez-Hernandez *et al.* (2006) detectaram a presença do nematoide-das-galhas em solo cultivado com pinheira. Por outro lado, Monteiro *et al.* (1996) observaram que essa espécie frutífera é imune a *M. exigua* Goeldi. Adicionalmente, Ribeiro *et al.* (2004) verificaram a imunidade das anonáceas pinheira, atemoeira e gravioleira a *M. javanica*, sendo essas culturas indicadas para substituição de goiabeiras. Resultados similares foram encontrados por Ponte *et al.* (1976) para a pinheira e a gravioleira em relação a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. hapla*. Oliveira *et al.* (1991) encontraram resultados semelhantes para gravioleira em relação a *M. arenaria* e *M. incognita* e; Oliveira e Monteiro (1991), para a pinheira, em relação a *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. graminicola* Golden e Birchfield.

O nematoide-das-galhas em citros foi detectado na Austrália, China, Estados Unidos, Guadalupe, Índia, Israel, Suriname, Venezuela e Taiwan (Vovlas e Inserra, 1996; Crozzoli *et al.*, 1998). As espécies encontradas são *M. africana* Whitehead, *M. citri* Zhang, Gao, & Weng, *M. donghaiensis* Zheng, Lin, & Zheng, *M. fujianensis* Pan, *M. indica* Whitehead, *M. jiangyangensis* Yang, Hu, Chen & Zhu, *M. kongi* Yang, Wang, & Feng, *M. mali* Itoh, Ohshima & Ichinoe, *M. mingmanica mingnanica* Zhang e *M. oteifae* Elmiligy, as quais são mais comuns no Oriente (Reddy, 1992; Zhang e Xu, 1994; Vovlas e Inserra, 1996; Duncan, 2005). No continente americano e na região mediterrânea o nematoide-das-galhas é raro e de pouca importância econômica (Greco e Inserra, 2008). Vovlas e Inserra (1996) relataram a presença de *M. arenaria* em *C x aurantium* L.; *M. exigua* em *Citrus* sp.; *M. javanica* em ‘Cleópatra’, ‘Swingle’, *C x aurantium*, ‘Trifoliata’, ‘Troyer’ e *C. sinensis* L.; *M. incognita* em *C x aurantium*, ‘Troyer’ e *C. sinensis* e; *M. hapla* em ‘Troyer’ no Ocidente. Todavia, a formação de galhas só ocorreu nas espécies *M. exigua* em ‘Swingle’ (Crozzoli *et al.*, 1998) e *M.*

javanica em Cleópatra’, *C x aurantium* e ‘Troyer’ (Gill, 1971), embora, a reprodução tenha sido pequena.

Meloidogyne incognita, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. ethiopica* e *M. falax* Karssen foram estudados em morangueiro (Khan, 2003; Sommen *et al.*, 2005; Cobon e Trott, 2006; Somavilla *et al.*, 2006; Samaliev e Mohamedova, 2011), sendo que, no Brasil, foram somente estudados *M. hapla*, *M. ethiopica* e *M. arenaria* (Silveira *et al.*, 1989; Carneiro *et al.*, 2003; Somavilla *et al.*, 2006). *M. hapla* não é um importante patógeno do morangueiro no Canadá, sendo a maioria das cultivares considerada tolerante (Khanizadeh *et al.*, 1994). A suscetibilidade do morangueiro a *M. hapla* também foi estudada por vários autores, bem como, a variação de tolerância entre as cultivares (Dickstein e Krusberg, 1978; Szczygiel, 1981; Edwards *et al.*, 1985).

A meloidoginose afeta figueirais nos Estados Unidos, França e Brasil (El Borai e Duncan, 2005) e costuma ser causada por *M. arenaria*, *M. incognita* e *M. javanica* (McSorley, 1992; Mani *et al.*, 1996; SoDeuk *et al.*, 1998; El Borai e Duncan, 2005). Segundo Medina *et al.* (2006), *M. incognita* foi detectado em 80% das amostras de figueiras de São Paulo e Rio Grande do Sul. Complementarmente, Gomes *et al.* (2009b) verificaram que *M. incognita* ocorreu em 92% das amostras e *M. javanica* em 8%, sendo que a mistura de espécies foi detectada em 28% dos pomares.

Bustillo *et al.* (2000) e Perera *et al.* (2008) observaram que o mamoeiro é uma planta intolerante a *M. incognita* e *M. javanica*, manifestando danos na parte aérea, embora a produção não tenha sido afetada. Danos na produção de mamoeiro, em condições experimentais, foram mensurados por Ramakrishnan e Rajendran (1998) e Rosales e Suarez (2001). *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. hapla* são relatados no cultivo de mamoeiros (Ponte *et al.*, 1976; Dios-Jaraba *et al.*, 2007; Dias-Arieira *et al.*, 2008). Recentemente, *M. enterolobii* também foi detectado em mamoeiros no Estado de Goiás (Siqueira *et al.*, 2009).

Meloidogyne incognita, *M. javanica* e *M. arenaria* ocorrem em aceroleiras (Ferraz *et al.*, 1989; Holanda *et al.*, 1997; Costa *et al.*, 1999; Ritzinger *et al.*, 2006), sendo essa cultura extremamente suscetível ao nematoide-das-galhas (Holtzmann, 1968; Franco e Ponte, 1989; Sharma e Junqueira, 1993; Freire e Cardoso, 1996; Freire, 2000). Alguns autores não encontraram resistência em nenhum genótipo de aceroleira

(Costa *et al.*, 1998; Rossiter *et al.*, 2008). Porém, Pipolo *et al.* (1997) e Gomes *et al.* (2000) detectaram resistência em aceroleiras a *M. javanica* e *M. incognita*.

A meloidoginose não tem sido considerada uma doença do cajueiro (Netscher, 1981; Freire *et al.*, 2002). A resistência de mangueira ao nematoide-das-galhas foi encontrada por Ponte *et al.* (1976). Por outro lado, infecções de *M. incognita* e *M. javanica* ocorrem em mangueira na China (Yin *et al.*, 1995), Paquistão (Khan *et al.*, 2005; Musarrat *et al.*, 2006) e na Índia (Mani e Al Hinai, 1995; Sayed *et al.*, 2010). Outros trabalhos relataram a presença do nematoide-das-galhas em mangueira (Bafokusara, 1996; Hernandez-Hernandez, *et al.*, 2006).

Somavilla *et al.* (2009) verificaram a imunidade de jabuticabeira a *M. ethiopica*. Nenhum pomar de amoreira (*Morus* spp.) de Chamarajanagar, Índia, tem sido afetado por *M. incognita* (Mallikarjuna *et al.*, 2010), apesar de existirem trabalhos que relatam a suscetibilidade dessa cultura ao nematoide-das-galhas, principalmente, *M. arenaria* e *M. incognita* (Silva *et al.*, 1992; Castillo *et al.*, 2001; Kepenekc *et al.*, 2006; Esfahani e Ahmadi, 2010).

Relatos de palmeiras infectadas por *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica* ocorrem na África e Índia, principalmente, em tamareira e coqueiro (Mc Sorley, 1992; Sheela, 1995; Rama e Dasgupta, 2000; Aboul-eid *et al.*, 2006; Banu e Lyer, 2006; Patel *et al.*, 2007 e 2008; Youssef e El-Nagdi, 2009). Vários autores consideraram a caramboleira (Ponte *et al.*, 1976; Yuen, 1993) e o sapotizeiro (Ponte *et al.*, 1976; Petit, 1990; Coimbra *et al.*, 2006) como plantas resistentes ao nematoide-das-galhas.

3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABAD P.; CASTAGNONE-SERENO, P.; ROSSO, M.N.; ENGLER, J.A.; FAVERY, B. Invasion, feeding and development. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Ed.). **Root-knot nematodes**. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL, 2009, p.163-181.

ABOUL-EID, H.Z.; HASABO, S.A.; NOWEER, E.M.A. Effect of a nematode-trapping fungus *Dactylaria brochopaga* on *Meloidogyne incognita* infesting olives and coconut palms in Egypt. **International Journal of Nematology**, v.16, p.65-69, 2006.

ALBUQUERQUE, E.V.S.; CARNEIRO, R.M.D.G.; COSTA, P.M.; GOMES, A.C.M.M.; SANTOS, M.; PEREIRA, A.A.; NICOLE, M.; FERNANDEZ, D.; GROSSI-DE-SA, M.F. Resistance to *Meloidogyne incognita* expresses a hypersensitive-like response in *Coffea arabica*. **European Journal of Plant Pathology**, v.127, p. 365-373, 2010.

AL-EDANY, T.Y.; AL-SAADY, S.A.A.M. Taxonomic significance of anatomical characters in some species of the family Myrtaceae. **American Journal of Plant Sciences**, v. 3, p. 572-581, 2012.

ALMEIDA, A.M.S.F.; SANTOS, M.S.N.A. Resistance and host-response of selected plants to *Meloidogyne megadora*. **Journal of Nematology**, v.34, p.140-142, 2002.

ALMEIDA, E.J.; SOARES, P.L.M.; SANTOS, J.M.; MARTINS, A.B.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba (*Psidium guajava*) no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p.112-113, 2006.

ALMEIDA, E.J.; SOARES, P.L.M.; SILVA, A.R.; SANTOS, J.M. New records on *Meloidogyne mayaguensis* in Brazil and comparative study with *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p. 236-241, 2008.

ALMEIDA, A.M.; GOMES, V.M.; SOUZA, R.M ; CORREA, F.M. Efeito de diferentes fontes de matéria orgânica incorporadas ao solo sobre *Meloidogyne mayaguensis*, em casa de vegetação. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 406, 2009.

ALMEIDA, A.M.; SOUZA, R.M.; GOMES, V.M.; MIRANDA, G.B. Avaliação em casa de vegetação e em campo de diferentes compostos orgânicos contra *Meloidogyne enterolobii*. **Bragantia**, v. 71, p. 67-74, 2012.

ALVES, G.C.S.; ALMEIDA, E.J.; SANTOS, J.M. Reaction of *Coffea* spp. to *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 248-251, 2009.

- AL-SAYED, A.A.; KHEIR, A.M.; EL-NAGGAR, H.I.; KESBA, H.H. Could other *Vitis* species be helpful in nematode management in Egypt's sand soil viticultures? **Bulletin of Faculty of Agriculture, Cairo University**, v. 56, p. 393-406, 2005.
- ANWAR, S.A.; MCKENRY, M.V. Penetration, development and reproduction of *Meloidogyne arenaria* on two new resistant *Vitis* spp. **Nematropica**, v. 30, p. 9-17, 2000.
- ANWAR, S.A.; MCKENRY, M.V. Developmental response of a resistance-breaking population of *Meloidogyne arenaria* on *Vitis* spp. **Journal of Nematology**, v. 34, p. 28–33, 2002.
- ANTHONY, F.; TOPART, P.; MARTINEZ, A.; SILVA, M.; NICOLE, M.; SILVA, A. R. Hypersensitive-like reaction conferred by the Mex-1 resistance gene against *Meloidogyne exigua* in coffee. **Plant Pathology**, v. 54, p. 476–482, 2005.
- 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**, v. 31, p.12, 2007.
- BAFOKUSARA, N.D. Incidence of different nematodes on vegetable and fruit crops and preliminary assessment of yield loss due to *Meloidogyne* species in Uganda. **Nematologia Brasileira**, v.20, p.32-43, 1996.
- BANU, J.G.; LIYER, R. Effect of vermiwash on nematodes prevalent in coconut based high-density multispecies cropping system. **Indian Journal of Nematology**, v. 36, p.195-199, 2006.
- BERTHOU, F.; KOUASSI, A.; BOSSIS, M.; DANTEC, J.P.; EDDAOUDI, M.; FERJI, Z.; PELLE, R.; TAGHZOUTI, M.; ELLISSECHE, D.; MUGNIERV, D. Enhancing the resistance of the potato to southern root-knot nematodes by using *Solanum sparsipilum* germplasm. **Euphytica**, v. 132, p.57–65, 2003.
- BLOCK, V.; PHILLIPS, M.S.; NICOL, M.C.; FARGETTE M. Genetic variation in tropical *Meloidogyne* spp. as shown by RAPDs. **Fundamental Applied Nematology**, v. 20, p.127-133, 1997.
- BRITO, J.A.; POWERS, T.O.; MULLIN, P.G.; INSERRA, R.N.; DICKSON, D.W. Morphological and molecular characterization of *Meloidogyne mayaguensis* isolates from Florida. **Journal of Nematology**, v. 36, p. 232-240, 2004.
- BRITO, J.A.; STANLEY, J.D.; MENDES, M.L.; CETINTAS, R.; DICKSON, D.W. Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. **Nematropica**, v. 37, p. 65-71, 2007.

BRITO, J.A.; KAUR, R.; CETINTAS, R.; STANLEY, J.D.; MENDES, M.L.; MCAVOY, E.J.; POWERS, T.O.; DICKSON, D.W. 2008. Identification and isozyme characterisation of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops, and weed plants in Florida. **Nematology**, v.10, p. 757-766, 2008.

BUENO, P.R.R.; GUERREIRO, J.C.; BRASS, F.E.B.; CERVIGNI, G. Primeiro relato de ocorrência do nematoide *Meloidogyne mayaguensis* em acerola, na região de Garça - SP. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 7, p.1-2, 2007.

BUSTILLO C.Y.Y.; CROZZOLI, R.; GRECO, N.; LAMBERTI, F. Effect of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* on the growth of papaya (*Carica papaya*) in nurseries. **Nematologia Mediterranea**, v. 28, p. 163-170, 2000.

CABRERA, J.A.; WANG, D.; SCHNEIDER, S.M.; HANSON, B.D. Effect of methyl bromide alternatives on plant parasitic nematodes and grape yield under vineyard replant conditions. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 62, p. 42-48, 2011.

CAMPOS, V.P.; VILLAIN, L. Nematode parasites of coffee, cocoa and tea. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in tropical and subtropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL. 2005, p. 529-579.

CARNEIRO, R.M.D.G.; RANDIG, O.; FREITAS, L.G.; DICKSON, D.W. Attachment of endospores of *Pasteuria penetrans* to males and juveniles of *Meloidogyne* spp. **Nematology**, v.1, p. 267-271, 1999.

CARNEIRO, R.M.D.G.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M.R.A.; CAMPOS, A.D. Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.: suggestion for a crop rotation system. **Nematologia Brasileira**, v. 24, p. 49-54, 2000.

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

CARNEIRO, R.M.D.G.; MOREIRA, W.A.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 25, p. 223-228, 2001.

CARNEIRO, R.M.D.G. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e outras culturas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, XXIV, 2003, Petrolina, PE. **Resumos**, p. 22.

- CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; BRAGA, R.S.; ALMEIDA, C.A.; GIORIA, R. First record of *Meloidogyne mayaguensis* parasitising resistant root-knot nematode pepper and tomato plants in São Paulo State, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 81-86, 2006a.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; MONACO, A.P.A.; MORITZ, M.P.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Identification of *Meloidogyne mayaguensis* in guava and weeds, in loam soil in Paraná State. **Nematologia Brasileira**, v.30, p. 293-298, 2006b.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; BARROS, E.V.S.A.; GONCALVES, W.; PEREIRA, A.A. Reaction of *Coffea arabica* genotypes to *Meloidogyne* spp. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON COFFEE SCIENCE, 21st, 2007a, Montpellier, France. **Abstracts**, p. 1354-1357.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; SOUSA, M.G.; CIROTTO, P.A.; QUINTANILLA, A.; SILVA, D.B. Seleção de *Psidium* spp. quanto à resistência a *Meloidogyne mayaguensis* e compatibilidade de enxertia com *P. guajava* cv. Paluma. **Boletim de pesquisa e desenvolvimento/Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia**, Brasília, 199, 10p, 2007b.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; MESQUITA, L.F.G.; GONÇALVES, W.; PEREIRA, A.A. Pathogenicity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) from Brazil and Central America on two genotypes of *Coffea arabica*. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, p.309-312, 2008.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; HIDALGO-DIAZ, L.; MARTINS, I.; SILVA, K.F.A.; SOUSA, M.G.; TIGANO, M.S. Effect of nematophagous fungi on reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on guava (*Psidium guajava*) plants. **Nematology**, v.13, p. 721-728, 2011.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; FEITAS, V.M.; MATTOS, J.K.; CASTRO, J.M.C.; GOMES, C.B.; CARNEIRO, R.M. Major guava nematodes and control prospects using resistance on *Psidium* spp. and non-host crops. **Acta Horticulturae**, v.959, p. 41-49, 2012.
- CASTILLO, P.; VITO, M.; DI VOVLAS, N.; JIMENEZ-DIAZ, R.M. Host-parasite relationships in root-knot disease of white mulberry. **Plant Disease**, v. 85, p. 277-281, 2001.
- CASTRO, J.M.C.; SANTANA, T.A.S. First record of *Meloidogyne enterolobii* on guava in the state of Alagoas, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v. 34, p. 169-171, 2010.

CHARCHAR, J.M.; FONSECA, M.E.N.; BOITEUX, L.S.; LIMA NETO, A.F. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava in Tocantins State, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v.33, p. 182-186, 2009.

CHOUDHURY, M.M.; COSTA, T.S.; ARAUJO, J.L.P.; GONZAGA NETO, L. Agronegócio da goiaba. In: GONZAGA NETO, L. (Ed.). **Produção de goiaba**. Fortaleza: INSTITUTO FRUTAL, 2007, p. 11-19.

COBON, J.A.; TROTT, J. Resistance of selected strawberry cultivars to root-knot nematode species (*Meloidogyne* spp.). **Acta Horticulturae**, v. 708, p. 173-175, 2006.

COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; CORDEIRO, C.M.T.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FARIA, J.L. Reação de cultivares de bananeira a diferentes espécies de nematóides de galhas. **Nematologia Brasileira**, v. 28, p.11-22, 2004a.

COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Enzyme phenotype and genetic diversity of rootknot nematodes parasitizing *Musa* in Brazil. **Nematology**, v. 6, p. 85–95, 2004b.

COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; RANDIG, O.; CHABRIER, C.; QUÉNÉHERVÉ, P. Diversity of *Meloidogyne* spp. on *Musa* in Martinique, Guadeloupe and French Guiana. **Journal of Nematology**, v. 37, p. 313-322, 2005.

COIMBRA, J.L.; ALMEIDA, N.S.; GARRIDO, M.S.; SOARES, A.C.F.; SOUSA, C.S.; CARMO, D.O. Plant parasitic nematodes associated with exotic and native fruit trees in the Reconcavo Region of the State of Bahia, Brazil. **Magistra**, v. 18, p. 48-51, 2006.

COSTA, D.C.; OLIVEIRA, J.R.P.; SOARES FILHO, W.S.; ALVES, F.R. Hospedabilidade de acerola (*Malpighia puniceifolia* L. a *Meloidogyne javanica* e *M. arenaria* raça 2. **Anais da Escola de Agronomia e Veterinária**, v.28, p. 77-82, 1998.

COSTA, D.C.; CARNEIRO, R.M.D.G.; OLIVEIRA, J.R.P.; SOARES FILHO, W.S.; ALMEIDA, F.P. Identification of populations of *Meloidogyne* spp. in roots of Barbados cherry (*Malpighia puniceifolia*). **Nematologia Brasileira**, v. 23, p. 77–80, 1999.

COSTA, A.; LIMA, I.M.; MARTINS, M.V.V.; SANTANA, D.B.; OLIVEIRA, E.B. Efeito da aplicação de Nemaplus® em condições de campo no controle de *Meloidogyne mayaguensis* no norte do Estado do Espírito Santo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, XX/ ANNUAL MEETING OF THE INTERAMERICAN SOCIETY FOR TROPICAL HORTICULTURE, 54th, 2008, Vitória, ES. **Resumos**, 4p.

COUSINS, P. Grape rootstock germplasm resistance to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 58, p. 414, 2007.

CROZZOLI, R.; LAMBERTI, F.; GRECO, N.; RIVAS, D. Plant parasitic nematodes associated with citrus in Venezuela. **Nematologia Mediterranea**, v. 26, p. 31-58, 1998.

CUADRA, R.; PEREZ, J.A.; MACHADO, J.; VAZQUEZ, J. Effect of nematicides, terracur and furadan on root-knot nematodes in coffee plantations. **Revista de Proteccion Vegetal**, v. 14, p. 111-115, 1999.

DAS, S.; DEMASON, D.A.; EHLERS, J.D.; CLOSE, T.J.; ROBERTS, P.A. Histological characterization of root-knot nematode resistance in cowpea and its relation to reactive oxygen species modulation. **Journal of Experimental Botany**, v. 59, p.1305–1313, 2008.

DAVIDE, R.G.; MARASIGAN, L.Q. Yield loss assessment and evaluation of resistance of banana cultivars to the nematodes *Radopholus similis* Thorne and *Meloidogyne incognita* Chitwood. **Philippine Agriculturalist**, v. 68, p. 335-349, 1985.

DHANDAYDHAM, M.; CHARLES, L.; ZHU, H.; STARR, J. L.; HUGUET, T.; COOK, D. R.; PROSPERI, J.M.; OPPERMAN, C. Characterization of root-knot nematode resistance in *Medicago truncatula*. **Journal of Nematology**, v. 40, p. 46–54, 2008.

DHILLON, N.P.S.; RANJANA, R.; SINGH, K.; EDUARDO, I.; MONFORTE, A.J.; PITRAT, M.; DHILLON, N.K.; SINGH, P.P. Diversity among landraces of Indian snapmelon (*Cucumis melo* var. *momordica*). **Genetic Resources and Crop Evolution**, v. 54, p. 1267–1283, 2007.

DIAMOND, C.; BIRD, G.; DAVENPORT, J.; WARNER, F. Observations on the biology of *Meloidogyne nataliei*. **Journal of Nematology**, v. 26, p. 542, 1994.

DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v.34, p. 98-105, 2010a.

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

- DIAS-ARIEIRA, C.R.; MOLINA R.O.; COSTA, A.T. Nematoses which cause diseases in fruit trees. **Agro@ambiente On-line**, v.2, p. 46-56, 2008.
- DICKSTEIN, E.R.; KRUSBERG, L.R. Reaction of strawberry cultivars to the northern root-knot nematode, *Meloidogyne hapla*. **Plant Disease Reporter**, v. 62, p. 60-61, 1978.
- DIOS JARABA, J.; LOZANO, Z.; ESPINOSA, M. Root knot nematodes associated with papaya crop (*Carica papaya* L.) in department of Cordoba, Colômbia. **Agronomia Colombiana**, v. 25, p. 124-130, 2007.
- DIZON, T.O.; PINILI, M.S.; CRUZ JR, F.S. JR.; DAMASCO, O.P.; VAN DEN BERGH, I.; DE WAELE, D. Response of Philippine banana (*Musa* spp.) cultivars to *Radopholus similis* (Thorne) and *Meloidogyne incognita* Chitwood under greenhouse conditions. **Philippine Journal of Crop Science**, v. 35, p. 36-51, 2010.
- DUNCAN, L.W. Nematode parasites of citrus. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB PUBLISHING, 2005. Ed. 2, 437-466.
- DUPONNOIS, R.; MATEILLE, T.; BA, A. Potential effects of sahelian nematophagous fungi against *Meloidogyne mayaguensis* on tobacco (*Nicotiana tabacum* L. var. Paraguay x Claro). **Annales du Tabac Section**, v. 2, p. 61-72, 1997.
- EDWARDS, W.H.; JONES, R.K.; SCHIMIDT, D.P. Host suitability and parasitism of selected strawberry cultivars by *Meloidogyne hapla* and *M. incognita*. **Plant Disease**, v.69, p. 40-42, 1985.
- EL-BORAI, F.E.; DUNCAN, L.W. Nematode Parasites of Subtropical and Tropical Fruit Tree Crops. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB PUBLISHING, 2005. Ed.2, 467- 492.
- EL-MOOR, R.D.; PEIXOTO, J.R.; RAMOS, M.L.G.; MATTOS, J.K.A. Reação de dez progênies de maracujá-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG) e do maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryand) à raça 1 de *Meloidogyne incognita*. **Bioscience Journal**, v. 22, p. 57-61, 2006.
- EL-MOOR, R.D.; PEIXOTO, J.R.; RAMOS, M.L.G.; MATTOS, J.K.A. Reação de genótipos de maracujazeiro azedo aos nematóides de galhas (*Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*). **Bioscience Journal**, v.25, p.53-59, 2009.

ELMSTROM, G.W.; HOPKINS, O.L. Field resistanceto root-knot nematode in muskmelon. **HortScience**, v. 8, p. 134, 1973.

ESFAHANI, M.N.; AHMADI, A. Field observations on the reaction of medicinal plants to root-knot nematodes in Isfahan, Iran. **International Journal of Nematology**, v. 20, p. 107-112, 2010.

FASSULIOTIS, G.; RAU, G.J. Evaluation of *Cucumis* spp. for resistance to the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita acrita*. **Plant Disease Reporter**, v. 47, p. 809, 1963.

FASSULIOTIS, G. Species of *Cucumis* resistant to the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita acrita*. **Plant Disease Reporter**, v. 51, p. 720-723, 1967.

FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.R.; INOMOTO A.R. Hospedabilidade de acerola em relação a sete espécies de fitonematoides. **Nematologia Brasileira**, v. 13, p. 39-49, 1989.

FRAGOSO, R.R.; LOURENÇO, I.T.; VIANA, A.A.B.; SOUZA, D.S.L.; ANDRADE, R.V.; MEHTA, A.; BRASILEIRO, A.C.M.; PINTO, E.R.C.; LIMA, L.M.; ROCHA, T.L.; GROSSI-DE-SÁ, M.F. Interação molecular planta-nematoide. **Documentos Embrapa Cerrados**, Planaltina, DF, 198, 56 p., 1997.

FRANCO, A.; PONTE, J.J. Acerola, *Malpighia glabra* L., a new host of root-knot nematodes. **Nematologia Brasileira**, v. 13, p. 181-183, 1989.

FREIRE, F.C.O.; CARDOSO, J.E. Ocorrência de nematóides das galhas em aceroleira. **Comunicado Técnico/Embrapa-CNPAT**, Fortaleza, Ceará, n. 10, 3p., 1996.

FREIRE, F.CO. Patógenos de importância quarentenária interna: o caso de mudas de frutíferas. **Comunicado Técnico/Embrapa Agroindústria Tropical**, Fortaleza, Ceará, n. 42, 4p., 2000.

FREIRE, F.C.O.; CARDOSO, J.E.; SANTOS, A.A.; VIANA, F.M.P. Diseases of cashew nut plants (*Anacardium occidentale* L.) in Brazil. **Crop Protection**, v.21, p. 489-494, 2002.

FULLER, V.L.; LILLEY, C.J.; URWIN, P.E. Nematode resistance. **New Phytologist**, v. 180, p. 27-44, 2008.

GARCIA, M.J.D.M.; ALMEIDA, A.M.; WILCKEN, S.R.S.; FISCHER, I.H.; SAMPAIO, A.L.; JESUS, A.M.; FUMIS T. Reação de maracujazeiro amarelo ‘Afruec’ e ‘Maguary’ a *Meloidogyne* spp. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.75, p. 235-238, 2008.

- GARCIA, M.J.D.M.; FISCHER, I.H.; BUENO, C.J.; SAMPAIO, A.L.; WILCKEN, S.R.S.; BERTANI, R.M.A. Reação de maracujazeiro amarelo a *Meloidogyne incognita* raça 3. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, p.137-139, 2011.
- GILL, H.S. Occurrence and reproduction of *Meloidogyne javanica* on three species of citrus in California. **Plant Disease Reporter**, v. 55, p. 607-608, 1971.
- GOMES, J.E.; SANTOS, J.M.; PERECIN, D.; MARTINS, A.B.G. Resistance of West Indian cherry (*Malpighia emarginata* DC) clones to *Meloidogyne javanica* under greenhouse conditions. **Nematologia Brasileira**, v. 24, p. 65–71, 2000.
- GOMES, C.B.; LIMA D.L.; CARNEIRO, R.M.D.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em fumo (*Nicotiana tabacum*) no Estado de Santa Catarina. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 115, 2006.
- GOMES, A.R.; FAUSTINO, J.F.; WILCKEN, S.R.S.; CARNEIRO, R.M.D.G.; AMBRÓSIO, M.M.Q.; SOUZA, N.L. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* L. no Estado da Paraíba. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, p. 273, 2007.
- GOMES, C.B.; COUTO, M.E.O.; CARNEIRO, R.M.D.G. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava and tobacco in south of Brazil. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p. 244-247, 2008a.
- GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; CARNEIRO, R.M.D.G.; SOARES V.N. Survey and characterization of root-knot-nematodes (*Meloidogyne* spp.) in kiwi (*Actinida deliciosa*) in the extreme south of Brazil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF NEMATOLOGY, 5/ AUSTRALASIAN ASSOCIATION OF NEMATOLOGISTS, 51, 2008b, Brisbane, Australia. **Abstracts**, p.190.
- GOMES, V.M.; SOUZA, R.M.; CORRÊA, F.M.; DOLINSKI, C. Efeito supressivo de diferentes resíduos orgânicos sobre o nematóide das galhas *Meloidogyne mayaguensis* em pomares de goiabeiras no município de São João da Barra, Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, XX/ ANNUAL MEETING OF THE INTERAMERICAN SOCIETY FOR TROPICAL HORTICULTURE, 54th, 2008c, Vitória, ES. **Resumos**, 5p.
- GOMES, C.B.; JUNGES, E.; COUTINHO, E.F. Reação de cultivares de oliveira a *Meloidogyne*. **Comunicado Técnico/Embrapa Clima Temperado**, Pelotas, Rio Grande do Sul, n. 224, 4 p, 2009a.
- GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; GOMES CARNEIRO, R.M.D.; ZECCA, A.G.D.; COSTA F.A.; MEDINA, I.L. Monitoramento do nematóide das galhas (*Meloidogyne*

spp.) em figueira (*Ficus carica* L.) no Rio Grande do Sul. **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento/Embrapa Clima Temperado**, n. 86, 19 p., 2009b.

GOMES, V.M.; SOUZA, R.M.; CORRÊA, F.M.; DOLINSKI, C. Management of *Meloidogyne mayaguensis* in commercial guava orchards with chemical fertilization and organic amendments. **Nematologia Brasileira**, v. 34, p. 23-30, 2010.

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

GONZAGA NETO, L. Produção de goiaba. Fortaleza: INSTITUTO FRUTAL, 2007, 64 p.

GRAMMATIKAKI, G.; TZORTZAKAKIS, E.A. Reproduction of populations of *Meloidogyne* species on in vitro produced banana plantlets. **Nematologia Mediterranea**, v. 26, p. 161-163, 1998.

GRANBERRY, D.M.; NORTON, J.D. Response of progeny from interpecific cross of *Cucumis melo* x *C. metuliferus* to *Meloidogyne incognita acrita*.. **Journal American Society Horticulture Science**, v. 105, p. 180-183, 1980.

GRECO, N.; INSERRA, R.N. Exotic and non-exotic nematode plant pests: a potential threat to the Italian agriculture and environment. **Redia**, v. 91, p. 103-109, 2008.

GUILHOTO, J.J.M.; ASSUMPÇÃO M.; MODOLO, D.B.; IMORI, D. O PIB do agronegócio no Brasil e no Estado da Bahia. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINITRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL/SOBER, XLV, 2007, Londrina, Paraná. **Resumos**, 19 p.

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

GUTIERREZ-GUTIERREZ, C.; PALOMARES-RIUSA, J.E.; JIMENEZ-DIAZ, R.M.; CASTILLO, P. Host suitability of *Vitis* rootstocks to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and the dagger nematode *Xiphinema index*, and plant damage caused by infections. **Plant Pathology**, v. 60, p. 575–585, 2011.

GUTIERREZ, A.S.D.; WATANABE, H.; BARREIROS, L.M.; KAVATI, R.; AZEVEDO, A.L.B.; JACOMINO, A.P. **A goiaba em números**. Disponível em <<http://www.ceagesp.gov.br/produtor/estudos/anexos/goiaba.pdf>>. Acesso em 17 de julho de 2012.

HADISOEGANDA, W.W. Status of nematode and weevil problems affecting banana in Indonesia. In: VALMAYOR, R.V.; DAVIDE, R.G.; STANTON, J.M. (Eds.). **Banana nematodes and weevil bores in Asia and the Pacific**. Los Banos: INIBAP/ASPNET, 1994, p. 63–67.

HARTMAN, K.M.; SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C.; BARKER, K.R. (Ed.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*: methodology**. Raleigh:NORTH CAROLINA STATE UNIVERSITY GRAPHICS, 1985, p. 69-77.

HERNANDEZ-HERNANDEZ, R.; VALLIN, G.; HERNANDEZ, D. Plant parasitic nematode diagnosis in fruit crop soils. **Fitosanidad**, v.10, p. 261-264, 2006.

HOLANDA, Y.C.A.; PONTE, J.J.; SILVEIRA, F.J. Disease of the Barbados cherry plant (*Malpighia glabra*) in the State of Ceara, Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 22, p. 453, 1997.

HOLTZMANN, O.V. Plant–nematode associations previously unreported from Hawaii. **Plant Disease Reporter**, v. 52, p. 515–518, 1968.

HUANG, C.S.; MAGGENTI, A.R. Wall modifications in developing giant cells of *Vicia faba* and *Cucumis sativus* induced by root knot nematode *Meloidogyne javanica*. **Phytopathology**, v. 59, p. 931-937, 1969.

HUTCHINSON, C.M.; MCGIFFEN JR , M.E.; OHR, H.D.; SIMS, J.J.; BECKER, J.O. Evaluation of methyl iodide as a soil fumigant for root-knot nematode control in carrot production. **Plant Disease**, v. 83, p. 33-36, 1999.

ICUMA, I.M. Pragas. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Ed.). **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000, p. 248-270.

IWAHORI, H.; TRUC, N.T.N.; BAN, D.V.; ICHINOSE, K. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on guava in Vietnam. **Plant Disease**, v.93, p. 675, 2009.

JUNQUEIRA, N.T.V. Doenças e pragas. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Ed.). **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000, p. 225-247.

KAPLAN, D.T.; THOMASON, I.J.; VAN GUNDY, S.D. Histological study of compatible and incompatible interaction of soybeans and *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, v. 11, p. 338-343, 1979.

KARSSSEN, G.; LIAO, J.; KAN, Z.; VAN HEESE E.Y.J; DEN NIJS L.J.M.F. On the species status of the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988. **ZooKeys**, v. 181, p. 67-77, 2012.

KAUR, R.; BRITO J.A.; RICH. J.R. Host suitability of selected weed species to five *Meloidogyne* species. **Nematropica**, v. 37, p.107-120, 2007.

KEPENEKC, I.; TOKTAY, H.; EVLCE, E.; OZARSLANDAN, A. Potato (*Solanum tuberosum* L.) fig (*Ficus* spp.) and mulberry (*Morus* spp.) new host records of root-knot nematodes in Turkey. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 24, p. 217-219, 2006.

KHAN, M.L. Plant parasitic nematodes associated with strawberry in Himachal Pradesh and varietal screening. **Indian Journal of Nematology**, v.33, p. 83-84, 2003.

KHAN, A.; SAYED, M.; SHAUKAT, S.S. Nematodes associated with mango in Sindh. **International Journal of Biology and Biotechnology**, v. 2, p. 917-919, 2005.

KHAN, M.R.; HASSAN, A.; GHOSH, B.; DAS, B.; GHOSH, S.; RAY, S.K. Diversity and community analyses of soil nematodes associated with guava from West Bengal, India. **Acta Horticulturae**, v. 735, p. 483-487, 2007.

KHANIZADEH, S.; BELAIR, G.; LAREAU, M.J. Relative susceptibility of five strawberry cultivars to *Meloidogyne hapla* under three soil water deficit levels. **Phytoprotection**, v. 75, p. 133-137, 1994.

KNIGHT, K.W.L. Plant parasitic nematodes associated with six subtropical crops in New Zealand. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 29, p. 267-275, 2001.

KOMIYAMA, A.; SANO, Z.; MURATA, T.; MATSUDA, Y.; YOSHIDA, M.; SAITO, A.; OKADA, Y. Resistance to two races of *Meloidogyne incognita* and resistance mechanism in diploid *Ipomoea trifida*. **Breeding Science**, v. 56, p. 81-83, 2006.

KRISHNAVENI, M.; SUBRAMANIAN, S. Root-knot nematodes of cucurbits and their management - a review. **Agricultural Reviews**, v. 26, p.103-113, 2005.

LANDRUM, L.R.; KAWASAKI, M.L. The genera of Myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. **Brittonia**, v.49, p. 508-536, 1997.

- LIM, T.K.; MANICOM, B.Q. Diseases of guava. In: PLOETZ, R.C (Ed.). **Diseases of tropical fruit crops**. Wallingford, Cambridge, UK: CABI PUBLISHING, 2003, p. 275-289.
- LIMA, I.M.; DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre as plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**, v. 27, p. 257-258, 2003.
- LIMA, I.M.; MARTINS, M.V.V.; SERRANO, L.A.L.; CARNEIRO, R.M.D.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira cv. Paluma no Estado do Espírito Santo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, XXVII, Goiânia, GO, 2007. **Resumos**, p.96-97.
- LUGO, Z.; CROZZOLI, R.; MOLINARI, S.; GRECO, N.; PERICHI, G.; JIMENEZ-PEREZ, N. Isozyme patterns of Venezuelan populations of *Meloidogyne* spp. **Fitopatologia Venezolana**, v. 18, p. 26-29, 2005.
- MALLIKARJUNA, B.; MAGADUM, S.B.; GUNASHEKAR, V. A survey on incidence of root diseases of mulberry. **Karnataka Journal of Agricultural Sciences**, v. 23, p. 655, 2010.
- MANI, A.; AL HINAI, M.S. Mango, a new host of *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 23, p. 267, 1995.
- MANI, A.; AL HINAI, M. Host range and distribution of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* in the sultanate of oman. **Nematropica**, v. 26, p. 73-79, 1996.
- MANICA, I. Importância econômica. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Ed.). **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000a, p. 09-22.
- MANICA, I. Principais cultivares e melhoramento. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Ed.). **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000b, p. 57-84.
- MARANHÃO, S.R.V.L.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de indivíduos segregantes de goiabeira a *Meloidogyne incognita* 1 e *M. mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 25, p.191-195, 2001.
- MARQUES, A.S.A; COELHO, M.V.S.; FERREIRA, M.A.S.V.; DAMASCENO, J.P.S.; MENDES, A.P.; VIEIRA, T.M. Seca dos ponteiros da goiabeira causada por

Erwinia psidii: níveis de incidência e aspectos epidemiológicos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 29, p. 488-493, 2007.

MARSHALL, J.W.; ZIJLSTRA, C.; KNIGHT, K.W.L. First record of *Meloidogyne fallax* (Karssen, 1996) in New Zealand. **Australasian Plant Pathology**, v. 30, p. 283-284, 2001.

MATHIAS, J.; BETTIOL NETO, J.E. **Como plantar: Goiaba**. Disponível em <<http://revistagloborural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC1533299-4529,00.html>>.

Acesso em 17 de julho de 2012.

MC CLURE, M.A.; ELLIS, K.C.; NIGH, E.L. Post-infection development and histopathology of *Meloidogyne incognita* in resistant cotton. **Journal of Nematology**, v. 6, p. 21-26, 1974.

MCKENRY, M.V.; ANWAR, S.A. Virulence of *Meloidogyne* spp. and induced resistance in grape rootstocks. **Journal of Nematology**, v. 39, p. 50-54, 2007.

MCSORLEY, R. Nematological problems in tropical and subtropical fruit tree crops. **Nematropica**, v. 22, p.103-116, 1992.

MEDINA, I.L.; GOMES, C.B.; ROSSI, C.E.; CARNEIRO, R.M.D.G. Caracterização e identificação de populações de nematóides de galhas provenientes de figueiras (*Ficus carica* L.) do Rio Grande do Sul e de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v.30, p. 179-187, 2006.

MONTEIRO, A.R.; OLIVIERA, C.M.G.; KUROKI, A. Reação da pinha (*Annona squamosa* L.) a três espécies de fitonematóides. **Scientia Agricola**, v.53, p. 223-225, 1996.

MOREIRA, W.A.; HENRIQUES NETO, D. Attack by gall nematode (*Meloidogyne mayaguensis*) to seedlings of guava obtained from cuttings and grafting. **Comunicado Técnico/Embrapa Semi-Árido**, Petrolina, PE, n. 107, 4 p, 2001.

MOREIRA, W.A.; MAGALHÃES, E.E.; MOURA, A.O.S.; PEREIRA, A.V.S.; LOPES, D.B.; BARBOSA, F.R. Nematóides associados à goiabeira no Vale do Submédio São Francisco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 27, 2003, Petrolina. **Anais**, p.256.

MOURA, R.M. 1996. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 4, p. 209-244.

MOURA, R.M. 1997. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte II. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 5, p. 281-315.

MUNIZ, M.F.S.; CAMPOS, V.P.; MOITA, A.W.; GONÇALVES, W.; ALMEIDA M.R.A.; SOUSA, F.R.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reaction of coffee genotypes to different populations of *Meloidogyne* spp.: detection of a naturally virulent *M. exigua* population. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, p. 370-378, 2009.

MUSARRAT, A.R.; FIROZA, K.; SHAHINA, F. Study of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in N.W.F.P. and Sindh, Pakistan. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 24, p. 1-7, 2006.

NETSCHER, C. Arbres resistants au *Meloidogyne* spp.: utilization comme brise-vent au Senegal. **L agronomie Tropicale Nogent**, v. 36, p. 175-177, 1981.

NYCZEPIR, A.P.; BRITO, J.A.; DICKSON, D.W.; BECKMAN, T.G. Host status of selected peach rootstocks to *Meloidogyne mayaguensis*. **HortScience**, v. 43, p. 804-806, 2008.

OLIVEIRA, C.M.G.; GOULART, A.M.C.; FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.R. Resistência de gravioleira (*Annona muricata* L.) a *Meloidogyne arenaria* e *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 15, p. 204-205, 1991.

OLIVEIRA, C.M.G.; MONTEIRO, A.L.R. Hospedabilidade de *Annona squamosa* L. a sete espécies de fitonematoides. **Nematologia Brasileira**, v. 15, p. 190-195, 1991.

OLIVEIRA, C.D. **Enxertia de plantas de pimentão em *Capsicum* spp. no manejo de nematoides de galha**. 2007. 134f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, Jaboticabal, 2007.

OLIVEIRA, R.D.L.; SILVA, M.B.; AGUIAR, N.D.C.; BÉRGAMO, F.L.K.; COSTA A.S.V.; PREZOTTI, L. Nematofauna associada à cultura do quiabo na região leste de Minas Gerais. **Horticultura Brasileira**, v.25, p.88-93, 2007.

OLIVEIRA, R.D.L.; SILVA, R.V.; PARIZZI, P. **Análise de risco de pragas não quarentenárias regulamentadas**. Disponível em <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/servlet/VisualizarAnexo?id=15150>>. Acesso em 05 de outubro de 2010.

PATEL, B.A.; VYAS, R.V.; PATEL, D.J.; PATEL, R.S. Susceptibility of banana cultivars to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Infomusa**, v. 5, p. 26-27, 1996.

PATEL, A.D.; PANICKAR, B.K.; PATEL, B.A.; PATEL, D.J. Community analysis of plant parasitic nematodes associated with agricultural crops in Junagadh district of Gujarat and Diu-union territory. **Indian Journal of Nematology**, v. 37, p. 68-71, 2007.

PATEL, A.D.; PANICKAR, B.K.; PATEL, B.A.; PATEL, D.J. Community analysis of plant parasitic nematodes associated with agricultural crops in Junagadh district of

Gujarat and Diu-Union Territory. **Indian Journal of Nematology**, v. 38, p. 53-56, 2008.

PEGARD, A.; BRIZZARD, G.; FAZARI, A.; SOUCAZE, O.; ABAD, P.; DJIAN-CAPORALINO, C. Histological characterization of resistance to different root-knot nematode species related to phenolics accumulation in *Capsicum annuum*. **Phytopathology**, v. 95, p.158-165, 2005.

PERERA, M.R.; FLORES-VARGAS, R.D.; JONES, M.G.K. First record of infection of papaya trees with root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) in Australia. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 3, p. 87-88, 2008.

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

PEREIRA, F.M.; BORTOLI, S.A. **Pragas da goiabeira**. Disponível em <<http://www.ceinfo.cnpat.embrapa.br/artigo.php?op=6&i=4&si=82&ar=2285>>. Acesso em 17 de julho de 2012.

PETIT, R.P. A survey of plant parasitic nematodes associated with fruit trees of economic importance in Venezuela. **Fitopatologia Venezolana**, v. 3, p. 2-5, 1990.

PINOCHET, J.; JAIZME, M.C.; FERNANDEZ, C. Screening bananas for root-knot (*Meloidogyne* spp.) and lesion nematode (*Pratylenchus goodeyi*) resistance for the Canary Islands. **Fundamental and Applied Nematology**, v. 21, p. 17–23, 1998.

PIPOLO, V.C.; ZANATTA, S.; GRANGE, L.; POPPER, I.O.; GONZALEZ, M.G.N.; PRETE, C.E.; KZRYZANOWSKI, A. Relação entre a concentração de ácido ascórbico e a resistência de acerola (*Malpighia glabra* L.) ao nematóide das galhas. **Nematologia Brasileira**, v.21, p. 20, 1997.

PIZA JR., C.T.; KAVATI, R. **Goiaba de mesa (*Psidium guajava* L.)**. Disponível em <http://www.ceinfo.cnpat.embrapa.br/arquivos/artigo_2453.pdf>. Acesso em 17 de julho de 2012.

POMMER, C. V.; MURAKAMI, K. R.N.; WATLINGTON, F. Goiaba no mundo. **O Agrônomo**, Campinas, SP, v. 58, p. 22-26, 2006.

PONTE, J.J.; LEMOS, J.W.V.; CASTRO, F.E.; MARIA L. Comportamento de plantas frutíferas tropicais em relação a nematóide das galhas. **Fitopatologia Brasileira**, p. 29-33, 1976.

PONTES, M.F.C.; PEDROSA, E.M.R.; ROLIM, M.M.; VICENTE, T.F.S.; SOUZA, A.M.P.L. Variabilidade na reprodução de *Meloidogyne mayaguensis* em acessos de

melancia. JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO - JEPEX, IX / SEMANA NACIONAL DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA – SNCT 2009/ SEMANA PERNAMBUCANA DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA – SPCT 2009, 2009, Recife, PE.

Resumos, 3 p.

PRICE, N.S. Field trial evaluation of nematode susceptibility within *Musa*. **Fundamental Applied Nematology**, v. 17, p. 391-396, 1994.

PROITE, K.; CARNEIRO, R.; FALCÃO, R.; GOMES, A.; LEAL-BERTIOLI, S.; GUIMARAES, P. Post-infection development and histopathology of *Meloidogyne arenaria* race 1 on *Arachis* spp. **Plant Pathology**, v. 57, p.974–980, 2008.

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**, v.7, p. 23-28, 1984.

QUÉNÉHERVÉ, P.; MARIE-LUCE, S.; BAROUT, B.; GROSDÉMANGE, F. Une technique de criblage varietal precoce des bananiers contre les nematodes phytoparasites. **Nematology**, v. 8, p. 147–152, 2006.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H.; SALMON F. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**, v. 165, p.123–136, 2009.

RAMA, K.; DASGUPTA, M.K. Population ecology and community structure of plant parasitic nematodes associated with coconut and arecanut in northern West Bengal. **Indian Journal of Nematology**, v. 30, p. 175-182, 2000.

RAMAKRISHNAN, S.; RAJENDRAN, G. Assesment of yield loss due to *Meloidogyne incognita* in papaya under field conditions. **Nematologia Mediterranea**, v. 26, p. 229-230, 1998.

RAMIREZ, A.J.A.; PRADO, V.I.C.; TELIZ, O.D.; ZAVALETA, M.E. Behavior of grapevine rootstocks to *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood 1949. **Revista Mexicana de Fitopatologia**, v.10, p. 54-59, 1992.

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

RANGEL, S.B. Ceará: Goiaba. **Fruits Series/ Ministério da Integração Nacional/Secretaria de Infra-Estrutura Hídrica/ Departamento de Desenvolvimento Hidroagrícola**, Brasília, v.1, 8 p., 2001.

- REDDY, P.P. Nematode pests of citrus. **Nematode pests of crops**, v.10, p. 109-119, 1992.
- REIS, H.F.; BACCHI, L.M.A.; VIEIRA, C. R.Y.I.; SILVA, V.S. Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) on guava in Ivinhema City, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, p. 676-679, 2011.
- REYNOLDS, H.W.; CARTER, W.W.; O'BANNON, J.H. Symptomless resistance of alfalfa to *Meloidogyne incognita acrita*. **Journal of Nematology**, v. 02, p.131-134, 1970.
- RIBEIRO, R.C.F.; SOUZA, T.H.R.; XAVIER, A.A.; MIZOBUTSI, E.H.; PEREIRA, F.R.; BARROS, R.F.X. Reação de diferentes anonáceas a *Meloidogyne javanica*.. **Unimontes Científica**, v.6, p.123-127, 2004.
- RIBEIRO, N.R.; DIAS, W.P.; HOMECHIN, M.; FERNANDEZ, L.A.; PARPINELLI, N.M.B.; FRANCISCO, A.; LOPES, I.O.N. Reação de genótipos de soja a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v. 31, p. 155, 2007.
- RICH, J.R.; BRITO, J.A.; KAUR, R.; FERRELL, J.A. Weed species as hosts of *Meloidogyne*: a review. **Nematropica**, v. 39, n.2, p.157-185, 2009.
- RITZINGER, C.H.S.P.; SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V. Nematóides. In: SANTOS FILHO, H.P.; JUNQUEIRA, N.T.V. (Ed.). **Maracujá: fitossanidade**. Brasília: EMBRAPA INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA, 2003. p.49-55.
- RITZINGER, R.; NORONHA, A.C.S.; FARIAS, A.R.N.; RITZINGER, C.H.S.P.; NASCIMENTO, A.S. Pragas em viveiro de mudas de aceroleira. **Acerola em Foco/ Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical**, n. 12, 2 p., 2006.
- RITZINGER, C.H.S.P.; SILVA, A.L.; SAMPAIO, A.H.R.; SANTOS, H.G.; CALDAS, R.C. Efeito de populações de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* sobre espécies de maracujazeiro. Congresso Brasileiro de Fruticultura, XX/ Annual Meeting of the Interamerican Society for Tropical Horticulture, 54th, 2008, Vitória/ES. **Resumos**, 4p.
- RIVERO-MALDONADO, G.; PACHECO, D.; FUENMAYOR, J.; SÁNCHEZ-URDANETA, A.; QUIRÓS, M.; ORTEGA, J.; BRACHO, B.; TABORDA, J. Morphologic analysis of *Psidium* species (Myrtaceae) present in Venezuela. **Revista Facultad de Agronomía (LUZ)**, v. 29, p. 72-103, 2012.
- RODRIGUEZ, M.G.; GOMEZ, L.; PETEIRA, B. *Meloidogyne mayaguensis* Rammah y Hirschmann, emergent pest for tropical and subtropical agriculture. **Revista de Protección Vegetal**, v. 22, p.183-198, 2007.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reação de porta-enxertos e híbridos de pepino (*Cucumis sativus*) a *Meloidogyne mayaguensis*. In: SIMPÓSIO DE PROTEÇÃO DE PLANTAS/SIMPROT, I, 2009, Botucatu, São Paulo. **Resumos**, 2 p.

ROSALES, L.C.; SUAREZ, H.Z. Reaction of five *Carica* selections to *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 29, p. 177-180, 2001.

ROSSITER, J.G.A.; MUSSER, R.S.; MARTINS, L.S.S.; PEDROSA, E.M.; MEDEIROS, J.M. Genotype selection of Barbados cherry using iso-enzymatic markers for resistance to *Meloidogyne incognita* race 2. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, p. 1057-1064, 2008.

ROZANE, D.E.; OLIVEIRA, D.A.; LÍRIO, V.S. Importância econômica da cultura da goiabeira. In: ROZANE, D.E.; COUTO, F.A.D. (Ed.). **Cultura da goiabeira: Tecnologia e mercado**. Viçosa: UFV, 2003. p.1-20.

SALTAREN, G.; AGUDELO, L.F.; TORRE, F.H.V.; LA, F.M. Nematofauna associated with avocado crop. **Fitopatologia Colombiana**, v. 22, p. 68-73, 1998.

SAMALIEV, H.Y.; MOHAMEDOVA, M. Plant-parasitic nematodes associated with strawberry (*Fragaria ananassa* Duch.) in Bulgaria. **Bulgarian Journal of Agricultural Science**, v. 17, p. 730-735, 2011.

SANTOS, A.A.; VIDAL, J.C.; FREIRE, F.C.O.; PAIVA, W.O.; FREITAS, A.S.M. Avaliação de genótipos de melão para resistência a meloidoginose e ao oídio. **Pesquisa em Andamento/ Embrapa Agroindústria Tropical**, Fortaleza, n. 55, 3.p., 1999.

SASANELLI, N.; D'ADDABBO, T.; LIŠKOVÁ, M. Influence of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* race 1 on growth of grapevine. **Helminthologia**, v. 43, p. 168 – 170, 2006.

SAYED, M.; KHAN, A.; KHATOON, N.; BILQEES, F.M.; SAMAD, M.A. Histopathology of mango roots infected by root-knot nematode. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 28, p. 335-340, 2010.

SCHERER, A. **Ocorrência e hospedabilidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras e em plantas de cobertura de solo no Paraná**. 2009. 75 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2009.

SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V. Rootknot nematode attacking acerola in the central region of Brazil. **Nematologia Brasileira**, v.17, p.212-215, 1993.

SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V.; GOMES, A.C. Nematoides nocivos ao maracujazeiro. **Comunicado Técnico/ Embrapa Cerrados**, Planaltina, Distrito Federal, n. 4, 4 p., 1999.

SHEELA, M.S. Analysis of phytonematodes associated with coconut-based cropping system in Kerala. **Indian Coconut Journal**, v. 26, p. 5-6, 1995.

SILVA, J.F.V.; PIZA, S.M.; CARNEIRO, R.G. Occurrence of *Paecilomyces lilacinus* infesting eggs of *Meloidogyne incognita* in the northwest of Parana. **Nematologia Brasileira**, v. 16, p. 74-76, 1992.

SILVA, G.S.; ATAYDE SOBRINHO, C.; PEREIRA, A.L.; SANTOS, J.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 307-309, 2006.

SILVA, G.S.; PEREIRA, A.L.; ARAUJO, J.R.G.; CARNEIRO, R.M.D.G. Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on *Psidium guajava* in the State of Maranhão, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p. 242-243, 2008.

SILVA, K.C.; SILVA, G.S. Reaction of grasses and legumes to *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p.198-200, 2009.

SILVA, R.V.; OLIVEIRA, R.D.L. *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) attacking guava in the state of Minas Gerais, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v.34, p.172-177, 2010.

SILVA, A.R.; SANTOS, J.M.; HAYASHI, P.; HAYASHI, E. Reação de cultivares/clones de batata a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. mayaguensis*. **Revista Batata Show**, v.10, p.28-32, 2010.

SILVEIRA, G.P.S.; CURI, S.M.; ELIAS, R.; PRATRES, H. Levantamento do nematoide *Meloidogyne hapla* na cultura do morangueiro no estado de São Paulo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.24, p. 583-586, 1989.

SIQUEIRA, K.M.S., FREITAS, V.M.; ALMEIDA, M.R.A.; SANTOS, M.F.A.; CARES, J.E.; TIGANO, M.S.; CARNEIRO, R.M.D.G. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, p.256-260, 2009.

SODEUK, P.; KHAN, Z.; KIM, J.C.; CHOI, B.S.; KIM, T. Incidence, and identification of three root-knot nematode species occurring in the medicinal herbs. **Korean Journal of Plant Pathology**, v. 14, p. 603-605, 1998.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C.B.; OLIVEIRA, R.P.; CARNEIRO, R.M.D.G. Resistance of strawberry cultivars to the root-knot nematode *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 299-301, 2006.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C.B.; ANTUNES, L.E.G.; OLIVEIRA, R.P.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reaction of different fruit crops to *Meloidogyne ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 252-255, 2009.

SOMMEN, A.T.C.; VAN DER NIJS, L.J.M.F.; DEN KARSSSEN, G. The root-knot nematode *Meloidogyne fallax* on strawberry in the Netherlands. **Plant Disease**, v. 89, p. 526, 2005.

SOSA-MOSS, C.; BARKER, K.R.; DAYKIN, M.E. Histopathology of Selected cultivars of Tobacco infected with *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, v. 15, p. 392-397, 1983.

SOUZA, R.M.; NOGUEIRA, M.S.; LIMA, I.M.; MELARATO, M.; DOLINSKI, C.M. Management of the guava root-knot nematode in São João da Barra, Brazil, and report of new hosts. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 165-169, 2006.

SPEIJER, P. R.; DE WAELE, D. **Screening of musa germplasm for resistance and tolerance to nematodes**. Rome, Italy: IPGRI, 1997. 47 p. (Inibap Technical Guidelines, 1).

STOFFELEN, R.; TAM, V.T.T.; SWENNEN, R.L.; DE WAELE, D. Host plant response of banana (*Musa* spp.) cultivars from Southeast Asia to nematodes. **International Journal of Nematology**, v. 9, p. 130-136, 1999a.

STOFFELEN, R.; VERLINDEN, R.; XUYEN, N.T.; SWENNEN, R.; DE WAELE, D. Screening of Papua New Guinea bananas to root-lesion and rootknot nematodes. **InfoMusa**, v. 8, p. 12-15, 1999b.

STOFFELEN, R.; VERLINDEN, R.; XUYEN, N.T. Host plant response of Eumusa and Australimusa bananas (*Musa* spp.) to migratory endoparasitic and root-knot nematodes. **Nematology**, v. 2, p. 907-916, 2000.

SUNDARARAJU, P.; SWARNAKUMARI, N.; UMA, S. Evaluation of banana (*Musa* spp.) germplasm against root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). **Indian Journal of Agricultural Sciences**, v. 78, p. 563-566, 2008.

SZCZYGIEL, A. Trials on susceptibility of strawberry cultivars to the northern root-knot nematode, *Meloidogyne hapla*. **Fruit Science Reporter**, v. 8, p.115-119, 1981.

TÉLIZ, D.; LANDA, B.B.; RAPOPORT, H.F.; CAMACHO, F.P.; JIMÉNEZ-DÍAZ, R.M.; CASTILLO, P. Plant-parasitic nematodes infecting grapevine in Southern Spain and susceptible reaction to root-knot nematodes of rootstocks reported as moderately resistant. **Plant Disease**, v. 91, p. 1147-1154, 2007.

THOMASON, I.J.; MCKINNEY, H.E. Reaction of some cucurbitaceae to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Plant Disease Reporter**, v. 43, p. 448-450, 1959.

TIGANO, M.; SIQUEIRA, K.M.S.; CASTAGNONE-SERENO, P.; MULET, K.; QUEIROZ, P.; SANTOS, M.; TEIXEIRA, C.; ALMEIDA, M.; SILVA J.; CARNEIRO, R.M.D.G. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. **Plant Pathology**, v. 59, p. 1054–1061, 2010.

TORRES, G.R.C.; COVELLO, V.N.; SALES JÚNIOR, R.; PEDROSA, E.M.R.; MOURA, R.M. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, p. 570, 2004.

TORRES, G.R.C.; SALES JÚNIOR, R.; REHN, V.N.C.; PEDROSA, E.M.R.; MOURA, R.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras no Estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, v. 29, p.105-107, 2005.

TORRES, G.R.C.; MEDEIROS, H.A.; SALES JÚNIOR, R.; MOURA, R.M. *Meloidogyne mayaguensis*: novos assinalamentos no Rio Grande do Norte associados à goiabeira. **Caatinga**, v. 20, p.106-112, 2007.

TRUDGILL D.L.; BLOK V.C.; BALA, G.; DAUDI, A.; DAVIES, K.G.; GOWEN, S.R.; FARGETTE, M.; MADULU J.D.; MATEILLE, T.; MWAGENI, W.; NETSCHER, C.; PHILLIPS, M.S.; SAWADOGO, A.; TRIVINO C.G.; VOYOUKALLOU, E. The importance of tropical root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and factors affecting the utility of *Pasteuria penetrans* as a biocontrol agent. **Nematology**, v. 2, p. 823-845, 2000.

TSAY, T.T.; LIN, Y.Y. The response of grape varieties and rootstocks to *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, 1949. **Plant Protection Bulletin (Taipei)**, v. 34, p. 301-306, 1992.

VAN DEN BERGH, I.; DE WAELE, D. NHI, H.H.; MINGH, D.T.M.; TUYET, N.T.; THANH, D.T. Screening of Vietnamese *Musa* germplasm for resistance and tolerance to root-knot and root-lesion nematodes in the greenhouse. **InfoMusa**, v. 9, p. 8-11, 2000.

VAN DEN BERGH, I.; NGUYET, D.T.M.; TUYET, N.T. Screening of Vietnamese *Musa* germplasm for resistance to root knot and root lesion nematode in the greenhouse. **Australasian Plant Pathology**, v. 31, p. 363–371, 2002a.

- VAN DEN BERGH, I.; NGUYET, D.T.M.; TUYET, N.T.; NHI, H.H.; DE WAELE, D. Responses of Vietnamese *Musa* genotypes to *Meloidogyne* spp. under field conditions. **Nematology**, v. 4, p. 917-923, 2002b.
- VAN DEN BERGH, I.; NGUYET, D.T.M.; TUYET, N.T.; NHI, H.H.; De WAELE, D. Influence of *Pratylenchus coffeae* and *Meloidogyne* spp. on plant growth and yield of banana (*Musa* spp.) in Vietnam. **Nematology**, v. 8, p. 265-271, 2006.
- VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. 1997. **Vistas on Nematology**. Florida, USA: ED. DELEON SPRING, 1997. 509p.
- VILLAIN, L.; SARAH, J.L.; HERNANDEZ, A.; CHARMETANT, P.; BERTRAND, B.; ANTHONY, F.; TOPART, P.; LASHERMES, P.; ANZUETO F.; CARNEIRO, R.M.D.G. Biodiversity of root knot nematodes, *Meloidogyne* spp., on coffee in Central America. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON COFFEE SCIENCE, 21st, 2007, Montpellier, France. **Abstracts**, p. 1321-1324.
- VOVLAS, N.; INSERRA, R.N. Distribution and parasitism of root-knot nematodes on citrus. **Nematology circular/ Fla. Dept. Agric. & Consumer services. Division of Plant Industry**, n. 217, 5 p., 1996.
- WALTERS, S.A.; WEHNER, T.C.; DAYKIN, M.E.; BARKER, K.R. Penetration rates of root-knot nematodes into *Cucumis sativus* and *C. metuliferus* roots and subsequent histological changes. **Nematropica**, v. 36, p.231-242, 2006.
- WILLERS, P. The nematode problem of guava is controlled by the nematicide cadusafos. **Inligtingsbulletin Instituut vir Tropiese en Subtropiese Gewasse**, v. 293, p.10-12, 1997a.
- WILLERS, P. First record of *Meloidogyne mayaguensis* Rammah and Hirschmann, 1988: Heteroderidae in commercial crops in the Mpumalanga Province, South Africa. **Inligtingsbulletin Instituut vir Tropiese en Subtropiese Gewasse**, v. 294, p.19-20, 1997b.
- WILLIAMSON, V.M.; HUSSEY, R.S. Nematode pathogenesis and resistance in plants. **Plant Cell**, v. 8, p.1735–1745, 1996.
- WILLIAMSON, V.M. Plant nematode resistance genes. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 2, p. 327–331, 1999.
- WILLIAMSON, V.M.; GLEASON, C.A. Plant–nematode interactions. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 6, p. 327– 333, 2003.
- WILLIAMSON, V.M.; KUMAR, A. Nematode resistance in plants: the battle underground. **Trends in Genetics**, v. 22, p. 396–403, 2006.

- WILLIAMSON, V.M.; ROBERTS, P.A. Mechanisms and genetics of resistance. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Ed.). **Root-knot nematodes**. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL, 2009, p. 301-325.
- XU, J.; LIU, P.; MENG, Q.; LONG, H. Characterization of *Meloidogyne* species from China using isozyme, phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, v. 110, p. 309-315, 2004.
- YANG, B.; EISENBACK, J.D. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitising pacara earpod tree in China. **Journal of Nematology**, v. 15, p. 381-391, 1983.
- YIN, Y.Q. Surveys of parasitic nematodes on mango in Guangdong, China. **Acta Phytopathologica Sinica**, v. 25, p. 42, 1995.
- YOUSSEF, M.M.A.; EL-NAGDI, W.M.A. Effect of mixed cropping with date palm on associated plant parasitic nematodes in Egypt. **International Journal of Nematology**, v. 19, p. 225-228, 2009.
- YUEN, P.M. Occurrence of nematodes on starfruit, *Averrhoa carambola*. **MAPPS Newsletter**, v. 17, p. 28, 1993.
- ZEM, A.C.; BARREIRA, J.G.; TEIXEIRA, L.S. Nematóides associados a bananeiras do estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, v. 4, p. 119-125, 1980.
- ZHANG, S.S.; XU, M.Y. Identification of citrus root-knot nematode in Fujian province and its control. **China Citrus**, v. 23, p. 9-11, 1994.
- ZHUO, K.; HU, M.X.; LIAO, J.L. First report of *Meloidogyne enterolobii* on arrowroot in China. **Plant Disease**, v. 94, p. 271, 2010.

4 CAPÍTULO 01 – RESISTÊNCIA GENÉTICA DE ACESSOS DE MIRTÁCEAS E REAÇÃO HISTOLÓGICA DE *Psidium cattleianum* e *P. guajava* A *Meloidogyne enterolobii*

4.1 RESUMO

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) tem sido detectado em vários estados brasileiros causando danos severos em plantios comerciais de goiabeiras (*Psidium guajava*). Dentre as medidas de controle preconizadas para o nematoide-das-galhas da goiabeira, a resistência genética de porta-enxertos de mirtáceas é uma medida de controle promissora. Cinquenta e dois acessos de mirtáceas foram avaliados quanto à hospedabilidade de *M. enterolobii*. Sementes germinaram e as plântulas cresceram em sacos plásticos. Quando estas atingiram de 15 a 20 cm de altura foram inoculadas com 10.000 ovos de *M. enterolobii* por planta. De seis a oito meses após a inoculação, as plantas foram avaliadas quanto ao peso de raiz, índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO) e fator de reprodução (FR = população final/população inicial). Análises histológicas de raízes de *P. cattleianum* (araçá amarelo) e *P. guajava* (cv. Paluma), respectivamente, resistente e suscetível a *M. enterolobii*, foram realizadas aos 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 e 45 dias após inoculação (DAI). Somente quatro acessos de mirtáceas foram resistentes a *M. enterolobii* apresentando $FR < 1,0$: *P. cattleianum* (araçá amarelo), *Acca sellowiana* (feijoa), *P. friedrichstalianum* (araçá da Costa Rica) e *P. rufum* (araçá roxo). Os acessos de *P. guajava* foram suscetíveis, assim como os de *P. guineense* (araçá brasileiro) e *P. acutangulum* (araçá-pêra). Quando usados como porta-enxertos, em condições de casa de vegetação, *P. cattleianum* e *P. friedrichstalianum* foram 50% compatíveis com *P. guajava* cv. Paluma, mas, em condições de campo, somente o araçá da Costa Rica sobreviveu, podendo-se tornar um método de controle promissor de *M. enterolobii* em plantios comerciais de goiabeira. Comparando cortes histológicos de raízes de *P. cattleianum* com os de *P. guajava*, observou-se nenhuma diferença na penetração dos juvenis de segundo estágio (J2) e na formação dos sítios de alimentação de *M. enterolobii* entre as plantas resistentes e suscetíveis até os 23 DAI. Entretanto, aos 27-32 DAI, as células gigantes começaram a se degenerar em *P. cattleianum*, sendo que as fêmeas de *M. enterolobii* não atingiram o estágio adulto e não produziram ovos nessa planta. Observaram-se vários machos dentro das raízes de *P. cattleianum* aos 27-32 DAI.

Palavras-Chave: Enxertia - Histopatologia - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava* - Resistência genética.

4.2 ABSTRACT

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) has been reported in several states of Brazil causing severe damage on commercial guava (*Psidium guajava*). The use of myrtaceous rootstocks with genetic resistance is among the most promising measures to control the guava root-knot nematode. Fifty two myrtaceous accessions were evaluated with respect the hospedability to *M. enterolobii*. Plantlets of 15-20 cm of hight grown in plastic bags were inoculated with 10.000 eggs of *M. enterolobii* per plant. The different accessions were evaluated for resistance to *M. enterolobii* six to eight months after inoculation, taking in account the fresh root weight, index of galls, index of egg mass, and the factor of reproduction (FR = final population/initial population). The histopathology of roots of *Psidium cattleianum* (yellow araçá) and *P. guajava* (cv. Paluma), respectively, resistant and susceptible at *M. enterolobii*, was analized at 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 and 45 days after inoculation (DAI). Only one accession of *P. cattleianum* (yellow araçá), one of *Acca sellowiana* (feijoa), one of *P. friedrichsthalianum* (Costa Rica araçá) and one of *P. rufum* (purple araçá) were resistants to *M. enterolobii* with reproduction factor (RF) <1.0. All accessions of *P. guajava* were susceptible, as well as the accessions of *P. guineense* (Brazilian araçá) and *P. acutangulum* (pear araçá). When used as rootstocks, under green-house conditions, *P. cattleianum* and *P. friedrichsthalianum* were 50% compatible with *P. guajava* cv. Paluma but, in field conditions, only the Costa Rica araçá survived. Considering these results, the use of resistant rootstocks is a promising control method for *M. enterolobii* in commercial guava orchards. Studying the root histopathology of *P. cattleianum* and *P. guajava*, there was no difference in second stage juvenile (J2) penetration and formation of feeding sites between resistant and susceptible plants, however, giant cell degeneration in *P. cattleianum* occurred after 23 DAI. Several males were observed inside the roots of resistant plants after 27-32 DAI. Giant cell degeneration did not allow the complete development of adult females and egg production in resistant plants.

Keywords: Genetic resistance - Grafting - Histopatology - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium cattleianum* - *Psidium friedrichsthalianum* - *Psidium guajava*.

4.3 INTRODUÇÃO

De maneira geral, há problemas na identificação específica de *Meloidogyne enterolobii*, o mesmo ocorrendo com a identificação a nível específico de araçazeiros do gênero *Psidium*.

A suscetibilidade de *Psidium guajava* foi observada por vários autores a *M. enterolobii* (Maranhão *et al.*, 2001; Carneiro *et al.*, 2007; Almeida *et al.*, 2009; Scherer, 2009), *M. incognita* (Babatola e Oyedunmade, 1992; Villota e Agudelo, 1997; Lee *et al.*, 1998; Maranhão *et al.*, 2001) e *Meloidogyne* sp. (Gonzalez-Gaona *et al.*, 2010). *M. incognita*, *M. acrita* (Chitwood) Esser, *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. hapla* Chitwood e *M. arenaria* foram detectados em goiabeiras (Villota e Agudelo, 1997). Todavia a identificação dessas espécies em goiabeira tem sido baseada em hospedeiros diferenciadores e na configuração da região perineal (Moura e Moura, 1989; Villota e Agudelo, 1997; Crozzoli e Cassava, 1998; Avelar-Mejia *et al.*, 2001; Gallegos-Morales *et al.*, 2009). Recentemente, Molinari *et al.* (2005) detectaram *M. enterolobii* parasitando goiabeira na Venezuela e tomateiro em Cuba, usando isoenzimas. Considerando a dificuldade de identificação de *M. enterolobii* somente pela região perineal (Carneiro *et al.*, 2001; Brito *et al.*, 2004), é bem provável que *M. enterolobii* em goiabeira tenha sido identificado erroneamente em vários países. De fato, Carneiro *et al.* (2012) verificaram, em ensaios em casa de vegetação, que a goiabeira foi má hospedeira de *M. incognita* raças 1 e 2 e não hospedeira de *M. arenaria* raça 2 e *M. javanica*.

Maranhão *et al.* (2001) observaram que os acessos de goiabeiras Bebedouro-18 e Pêra Vermelha foram moderadamente resistentes a *M. enterolobii* e *M. incognita*, porém os autores não indicam o cultivo desses genótipos a campo. Amostras provenientes desses acessos foram posteriormente analisadas na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia por meio dos perfis das esterases e mostraram tratar-se de uma mistura dessas duas espécies com predominância de *M. enterolobii*. Em contraste aos resultados desse trabalho, Cassava *et al.* (1997) observaram resistência no acesso ‘S3’ de *P. guajava* e Matheus *et al.* (1999) não encontraram penetração de *M. incognita* no acesso ‘S9’ de *P. guajava* cultivado a campo. Outros autores também encontraram resistência em goiabeira ao nematoide-das-galhas (Rossi *et al.*, 2002; Milan, 2007 e 2010; Abd Rahman *et al.*, 2008).

Vários estudos foram conduzidos sobre o parasitismo de araçazeiros por *M. enterolobii* (Maranhão *et al.*, 2003; Carneiro *et al.*, 2007; Almeida *et al.*, 2009), *M. incognita* (Gonzales e Sourd, 1982; Cassava *et al.*, 1997 e 1998; Villota e Agudelo, 1997; Lee *et al.*, 1998; Matheus *et al.*, 1999; Maranhão *et al.*, 2003; Milan, 2007; Abd Rahman *et al.*, 2008), *M. javanica* (Maranhão *et al.*, 2003) e por *Meloidogyne* sp. (Fernandez-Dias-Silveira, 1975; Cuadra e Quincosa, 1982; Bogantes-Arias e Mora-Newcomer, 2010). Maranhão *et al.* (2003) encontraram variação de suscetibilidade ao nematoide-das-galhas no araçazeiro brasileiro (*P. guineense* Sw.). Lee *et al.* (1998) e Costa *et al.* (2012) classificaram essa planta como imune ou tolerante a *M. incognita* e *M. enterolobii*, respectivamente. Carneiro *et al.* (2007) verificaram que o araçazeiro da Costa Rica [*P. friedrichsthalianum* (Berg) Niedenzu)] foi moderadamente resistente e o araçazeiro amarelo (*P. cattleyanum* Sabine) imune a *M. enterolobii*. Por outro lado, Almeida *et al.* (2009) identificaram o araçazeiro brasileiro erroneamente, chamando-o de *P. friedrichsthalianum*, e o classificaram como suscetível a esse patógeno. Isto porque *P. friedrichsthalianum* não é natural do Brasil (Proença, C.E.B. Universidade de Brasília. Comunicação pessoal, 2012). Bogantes-Arias e Mora-Newcomer (2010) também verificaram a suscetibilidade do araçazeiro brasileiro, também erroneamente identificado como *P. friedrichsthalianum*, a *M. enterolobii*. Lee *et al.* (1998), Milan (2007) e Abd Rahman *et al.* (2008) verificaram que *P. littorale* Raddi var. *longipes* (O. Berg) Fosberg (= *P. cattleyanum*) e *P. arayan* foram resistentes a *M. incognita*.

Dois tipos de mecanismos de resistência ao nematoide-das-galhas têm sido mais comumente observados, incluindo a resistência pré-infectiva, quando o nematoide não consegue penetrar na planta na presença de substâncias tóxicas ou antagônicas (Haynes e Jones, 1976; Bendezu e Starr, 2003) e a resistência pós-infectiva, quando o nematoide tem a habilidade de penetrar, mas não consegue se desenvolver. A resistência pós-infectiva está associada, frequentemente, com a Reação de Hipersensibilidade (RH), que ocorre logo no início da penetração, com morte celular circundando o nematoide e prevenindo a formação de sítios de alimentação.

Dentre as moléculas que podem contribuir ativamente para a defesa da planta contra os nematoides e outros patógenos, os compostos fenólicos são frequentemente relacionados à RH. Os fenólicos costumam se acumular dentro das células ou nos espaços intercelulares próximos aos nematoides, que estão migrando nos tecidos lesionados (somente nos tecidos resistentes) e podem ser vistos por meio de luz ultravioleta (UV). O ácido clorogênico é conhecido como sendo um dos compostos

fenólicos mais importantes em pimenteiras resistentes ao nematoide-das-galhas (Pegard *et al.*, 2005).

A ausência de RH inicial ocorre no feijão caupi. Nesse mecanismo de resistência, que está relacionado ao gene Rk, a penetração dos J2s nas raízes não foi afetada. Nesse caso, os nematoides foram capazes de iniciar e manter células gigantes saudáveis nas raízes resistentes por cerca de duas semanas antes que traços visíveis de deterioração tivessem ocorrido, especialmente vacuolização e membranas celulares pouco espessas, levando ao colapso das células gigantes (Das *et al.*, 2008).

Os objetivos deste estudo são: avaliar a reação de cinquenta e dois acessos de mirtáceas quanto ao parasitismo de *M. enterolobii* para serem usados como porta-enxertos; estudar a compatibilidade dos porta-enxertos resistentes com *P. guajava* cv. Paluma em casa de vegetação e a campo e estudar comparativamente a reação histológica de *P. cattleyanum* e de *P. guajava* a *M. enterolobii*.

4.4 MATERIAL E MÉTODOS

4.4.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a *Meloidogyne enterolobii* em casa de vegetação

Esse trabalho foi conduzido na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, CENARGEN, Brasília, DF. O experimento foi em delineamento inteiramente casualizado com cinquenta e dois tratamentos (acessos de goiabeira e araçazeiros) e seis repetições. Goiabeira cv. Paluma foi utilizada como testemunha para aferição do inóculo. Os acessos foram provenientes de sementes de árvores e arbustos coletados nas diversas regiões do Brasil. Esses acessos se encontram depositados no banco de germoplasma do CENARGEN e foram especificados na Tabela 1. As sementes foram germinadas em bandejas com solo esterilizado. Quando estavam com aproximadamente 10-15 cm de comprimento, foram transplantadas para vasos de cinco litros e inoculadas com 10.000 ovos (população inicial) de *M. enterolobii*, extraídos pelo método de Boneti e Ferraz (1981), com hipoclorito de sódio (NaOCl) a 0,5 %. A população de *M. enterolobii* utilizada foi proveniente de Petrolina, PE e mantida em tomateiros e goiabeiras em casa de vegetação. As condições climáticas da casa de vegetação eram controladas, com temperatura ambiente, de 15 a 30 °C, e rega das plantas de acordo com necessidade da cultura. Decorridos seis a oito meses da inoculação, as raízes foram separadas da parte aérea das plantas, lavadas e avaliadas quanto à massa fresca, índice

de galhas e índice de massa de ovos (Taylor e Sasser, 1978; Hartman e Sasser, 1985). Logo após, os sistemas radiculares foram triturados em liquidificador em solução de hipoclorito de sódio a 1,0% para extração dos ovos do nematoide (Boneti e Ferraz, 1981). Posteriormente, foram quantificados em lâmina de Peters, sob microscópio ótico. A avaliação da resistência dos porta-enxertos foi feita com base no fator de reprodução (FR = população final/população inicial) do nematoide, em que FR = 0 - imune, FR < 1,00 - resistente e FR ≥ 1,00 - suscetível (Oostenbrink, 1966).

4.4.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo

As plantas enxertadas pela técnica de borbulhia (Manica *et al.*, 2000) foram mantidas em casa de vegetação, por um ano, período necessário para verificar o índice de pegamento e sucesso das enxertias. Gemas de goiabeira cv. Paluma foram obtidas de goiabeiras plantadas em campo, coletando-se a porção apical dos ramos. Os porta-enxertos, mantidos em casa de vegetação, foram desbastados e as borbulhas inseridas na porção mediana dos ramos. As plantas com enxertia bem sucedida em casa de vegetação foram levadas a campo, em maio de 2009 (tempo 1 = avaliação inicial), para avaliação do desenvolvimento das plantas. A região naturalmente infestada está localizada na fazenda Ouro Verde, em Luziânia, GO, onde *M. enterolobii* foi detectado por meio de análise do sistema radicular de goiabeiras por técnicas isoenzimáticas (Carneiro e Almeida, 2001). As avaliações foram efetuadas em maio e setembro de 2009 e fevereiro, junho e outubro de 2010, respectivamente, os tempos 1, 2, 3, 4 e 5. As variáveis medidas foram: diâmetro do enxerto (mm) a 5 centímetros (cm) do solo; diâmetro do porta-enxerto (mm) a 5 cm da região do enxerto e; altura da planta (cm) do solo ao ápice do ramo mais alto.

4.4.3 Histopatologia

A mesma população de *M. enterolobii* (originária de Petrolina), empregada na avaliação da resistência, foi usada neste estudo histopatológico. Plântulas de *P. guajava* cv. Paluma e de *P. cattleyanum* (araçá amarelo), respectivamente, plantas suscetível e resistente a *M. enterolobii*, foram transferidas para vasos de 300 ml contendo areia esterilizada. As plântulas jovens, de cerca de 10 cm de altura, foram inoculadas com 10.000 de J2. As avaliações foram realizadas aos 3, 6, 10, 13, 17, 20, 23, 27, 31, 38 e 45 dias após inoculação (DAI), retirando-se uma planta resistente e uma suscetível em cada

um desses tempos, utilizando-se as técnicas descritas por Byrd *et al.* (1983) e Pegard *et al.* (2005). De acordo com Byrd *et al.* (1983), as raízes das plantas resistente e suscetível foram coradas com fucsina ácida para a observação da penetração do nematoide. As raízes foram lavadas, cortadas em segmentos de aproximadamente 4 cm e mergulhadas em 200 ml de solução de hipoclorito de sódio 5,25%, durante 4 minutos, com repetidas agitações. Em seguida, foram lavadas em água corrente por 45 segundos e mergulhadas por 15 minutos em um béquer com água de torneira para a retirada do excesso de hipoclorito. Após a retirada da água, as raízes foram transferidas para um béquer contendo 2 ml de solução de fucsina ácida (1,25 g de fucsina ácida, 125 ml de ácido acético glacial e 375 ml de água destilada). As raízes, em fucsina ácida, foram fervidas em forno micro-ondas por 60 segundos, em temperatura acima de 100 °C. Depois de frias, as raízes foram descoradas com água quente. Após a retirada da água, as raízes foram transferidas para uma placa de Petri e observadas ao microscópio estereoscópico. As partes das raízes coradas de vermelho, que indicavam a presença dos nematoides, foram coletadas em lâmina com gotículas de glicerol puro e levadas ao microscópio de luz para serem analisadas e fotodocumentadas.

As amostras destinadas aos cortes histológicos seguiram a metodologia descrita por Pegard *et al.* (2005). Extremidades de raiz, com 3 mm de comprimento, com ou sem galhas e cortadas ao acaso, foram retiradas com auxílio de um bisturi e pinça fina, sob microscópio estereoscópico. A seguir, esses fragmentos de raiz foram fixados em solução 1% (v:v) de glutaraldeído e 4% (v:v) de formaldeído em 100 mM de tampão fosfato, pH 7,2, à temperatura ambiente. Esses fragmentos foram mantidos sob agitação durante uma noite completa em agitador rotatório, para melhor contato das raízes com a solução fixadora, melhor fixação e menor formação de bolhas em seu interior. Depois de fixadas, as extremidades das raízes foram lavadas por duas vezes, a cada 30 minutos, com tampão fosfato de sódio 50 mM, pH 7,2 e, em seguida, desidratadas, sob agitação, em série etanólica crescente, de 10 a 100% com intervalos de 20 minutos entre as trocas, sendo repetidos por duas vezes, os banhos com a concentração de 100%. As extremidades das raízes foram embebidas em Technovit 7100, resina epoxy produzida por Kulzer Friedrichsdorf, Alemanha, também sob agitação a 4 °C, e de acordo com o protocolo do fabricante. Seções de 3,5 µm foram montadas, para cada ponto, sobre gotas de água, numa lâmina de vidro e postas para secar em placa aquecedora a 50 °C por uma noite. Os cortes foram observados e fotodocumentados, primeiramente sob luz UV, com filtro de 365 nm de excitação e 397 nm de emissão, para observação da reação

de hipersensibilidade, em microscópio de luz Axiophot Zeiss. Posteriormente, fotodocumentadas com os cortes corados com solução aquosa de azul de toluidina a 1%.

4.5 RESULTADOS

4.5.1 Avaliação da resistência de acessos de mirtáceas a *Meloidogyne enterolobii* em casa de vegetação

A Tabela 1 mostrou que somente um acesso de araçá amarelo (*P. cattleyanum*), um de feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burret) e um de araçá roxo (*P. rufum* Mart. ex DC) foram imunes a *M. enterolobii*. Um de araçá da Costa Rica (*P. friedrichsthalianum*) foi resistente. Todos os acessos de goiabeiras foram suscetíveis, bem como três acessos de araçá brasileiro (*P. guineense*) e um de araçá-pêra (*P. acutangulum* DC).

Tabela 1 – Reação de acessos de mirtáceas a *Meloidogyne enterolobii* em condições de casa de vegetação

Acessos	Peso de raiz (g)	IG ¹	IMO ²	Nº total de ovos (NTO)	NTO/grama de raiz	FR ³ /Reação
1 – Goiaba (<i>P. guajava</i>)	37,3	5,0	4,8	2.499.555,6	70.927,0	499,9 S
2 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	22,2	4,3	4,3	811.555,6	31.959,0	162,3 S
3 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	45,8	5,0	5,0	3.230.666,7	74.446,2	646,1 S
4 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	55,6	5,0	4,0	3.639.555,6	65.627,5	727,9 S
5 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	37,3	4,5	4,5	431.555,6	14.617,5	86,3 S
6 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	26,2	5,0	4,7	2.188.000,0	95.505,6	437,6 S
7 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	42,4	5,0	5,0	783.555,6	19.760,9	156,7 S
8 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	48,7	5,0	4,8	1.932.000,0	40.427,8	386,4 S
9 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	17,4	5,0	5,0	324.444,4	21.755,1	64,9 S
10 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	15,7	4,3	4,3	220.000,0	17.617,9	44,0 S
11 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	70,8	5,0	5,0	4.468.000,0	63.108,0	893,6 S
12 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	18,0	4,2	4,2	484.444,4	31.379,1	96,9 S
13 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	43,3	4,8	5,0	2.462.222,2	67.826,8	492,4 S
14 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	30,3	5,0	4,7	487.111,1	18.123,7	97,4 S
15 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	32,0	4,3	4,3	3.041.333,3	128.769,4	608,3 S
16 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	74,8	5,0	5,0	6.391.555,6	85.035,0	639,2 S
17 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	24,7	5,0	4,5	1.521.777,8	82.745,8	304,4 S
18 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	55,9	5,0	5,0	956.000,0	24.576,9	191,2 S
19 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	59,9	4,8	4,8	2.080.444,4	39.602,0	416,1 S
20 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	87,9	4,7	5,0	1.784.444,4	22.988,9	356,9 S
21 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	46,7	5,0	5,0	3.399.111,1	74.011,8	679,8 S
22 – Araçá amarelo (<i>P. cattleyanum</i>)	62,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0 I
23 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	60,1	5,0	5,0	1.200.000,0	21.908,9	240,0 S
24 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	32,5	5,0	5,0	1.710.666,7	65.804,7	342,1 S
25 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	30,8	5,0	5,0	2.167.111,1	146.114,1	433,4 S
26 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	43,9	4,8	4,3	3.464.000,0	89.608,5	692,8 S
27 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	64,7	5,0	5,0	1.672.444,4	25.325,7	334,5 S
28 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	50,1	5,0	5,0	2.773.777,8	58.985,2	554,8 S
29 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	54,0	5,0	5,0	2.846.666,7	52.443,8	569,3 S
30 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	55,8	5,0	5,0	2.866.222,2	55.082,3	573,2 S

Acessos	Peso de raiz (g)	IG ¹	IMO ²	Nº total de ovos (NTO)	NTO/grama de raiz	FR ³ /Reação
31 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	100,5	4,5	4,3	2.748.444,4	43.179,9	549,7 S
32 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	76,1	5,0	5,0	3.232.444,4	41.878,7	646,5 S
33– Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	35,6	5,0	4,7	2.006.222,2	63.630,5	401,2 S
34– Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	94,0	5,0	5,0	1.112.444,4	11.978,5	222,5 S
35 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	32,4	5,0	5,0	1.626.666,7	58.268,2	325,3 S
36 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	22,3	4,2	4,2	1.478.222,2	71.782,5	295,6 S
37 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	12,7	5,0	5,0	280.888,9	44.445,8	56,2 S
38 – Feijoa (<i>A. sellowiana</i>)	32,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0 I
39 – Araçá brasileiro (<i>P. guineense</i>)	4,2	3,3	3,3	164.888,9	101.443,4	33,0 S
40 – Araçá brasileiro (<i>P. guineense</i>)	61,4	4,7	4,7	1.009.333,3	16.445,6	201,9 S
41 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	35,3	4,0	4,0	2.069.777,8	91.279,1	414,0 S
42 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	41,3	5,0	5,0	4.716.888,9	124.426,8	943,4 S
43 – Araçá da Costa Rica (<i>P. friedrichsthalianum</i>)	24,1	1,0	0,0	8128,4	337,3	0,8 R
44– Araçá brasileiro (<i>P. guineense</i>)	29,7	3,8	3,9	129.666,7	4.835,8	25,9 S
45– Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	41,6	1,9	3,9	114.416,7	2.964,5	22,9 S
46 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	96,3	5,0	5,0	1.834.000,0	20.389,6	366,8 S
47 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	119,3	5,0	5,0	2.398.666,7	19.799,5	479,7 S
48 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	50,5	5,0	5,0	1.295.666,7	32.044,4	259,1 S
49 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	58,8	4,1	3,9	911.000,0	15.673,1	182,2 S
50 – Goiabeira (<i>P. guajava</i>)	43,3	4,9	4,9	975.333,3	23.446,4	195,1 S
51 – Araçá roxo (<i>P. rufum</i>)	13,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0 I
52 – Araçá-pêra (<i>P. acutangulum</i>)	183,7	5,0	5,0	1773888,9	9662,2	177,4 S
53 – Testemunha – Goiabeira ‘Paluma’ (<i>P. guajava</i>)	44,3	5,0	5,0	869.777,8	19.797,0	174,0 S

Os valores são médias de oito repetições (oito raízes).¹ O Índice de galhas (IG) e ² Índice de massas de ovos (IMO) foram baseados numa escala de 0 – 5, em que: 0 = nenhuma galha ou massa de ovos, 1 = 1 a 2 galhas ou massa de ovos, 2 = 3 a 10 galhas ou massa de ovos, 3 = 11 a 30 galhas ou massa de ovos, 4 = 31 a 10 galhas ou massa de ovos e 5 = 100 ou mais galhas ou massas de ovos para cada sistema radicular (Taylor e Sasser, 1978; Hartman e Sasser, 1985)³ Fator de Reprodução (FR = população final/população inicial) em que: FR = 0 – imune (I), FR < 1,00 – resistente (R) e FR ≥ 1,00 – suscetível (S) (Oostenbrink, 1966).

4.5.2 Avaliação das características vegetativas e reprodutivas de plantas enxertadas mantidas em condições de campo

Em relação à compatibilidade de enxertia, somente dez plantas de araçá da Costa Rica (*P. friedrichsthalianum*) e nove de araçá amarelo (*P. cattleyanum*) tiveram enxertia bem sucedida pelo método de borbulhia em casa de vegetação. Porém a feijoa (*A. sellowiana*) e o araçá roxo (*P. rufum*) não foram compatíveis com *P. guajava*. Observou-se que houve uma mortalidade de 50% das plantas enxertadas em condições de casa de vegetação. Em setembro de 2009, quatro meses após o plantio das plantas enxertadas no campo, observou-se que 50 % morreram. Verificou-se, com base nos dados coletados em junho de 2010, onze meses após a implantação do experimento no campo, que as goiabeiras enxertadas em araçá da Costa Rica estavam se desenvolvendo bem, sendo plantas mais vigorosas que as enxertadas sobre araçá amarelo (Figura 1). Das dez plantas enxertadas sobre o araçá da Costa Rica, que foram levadas a campo,

seis permaneceram vivas, havendo, inclusive, a produção de botões, flores e frutos. Em relação às plantas enxertadas sobre arazá amarelo, foi observada reação de incompatibilidade (alargamento na região da enxertia) em setembro de 2009. Essa reação de incompatibilidade, certamente, provocou a alta mortalidade observada, pois, todas as plantas levadas a campo estavam mortas em fevereiro de 2010, nove meses após a implantação do experimento na região de Luziânia (Figura 1). O produtor, preocupado com a disseminação de *M. enterolobii* na área, arrancou todas as goiabeiras e as plantas enxertadas também foram perdidas, impedindo a continuidade do ensaio.

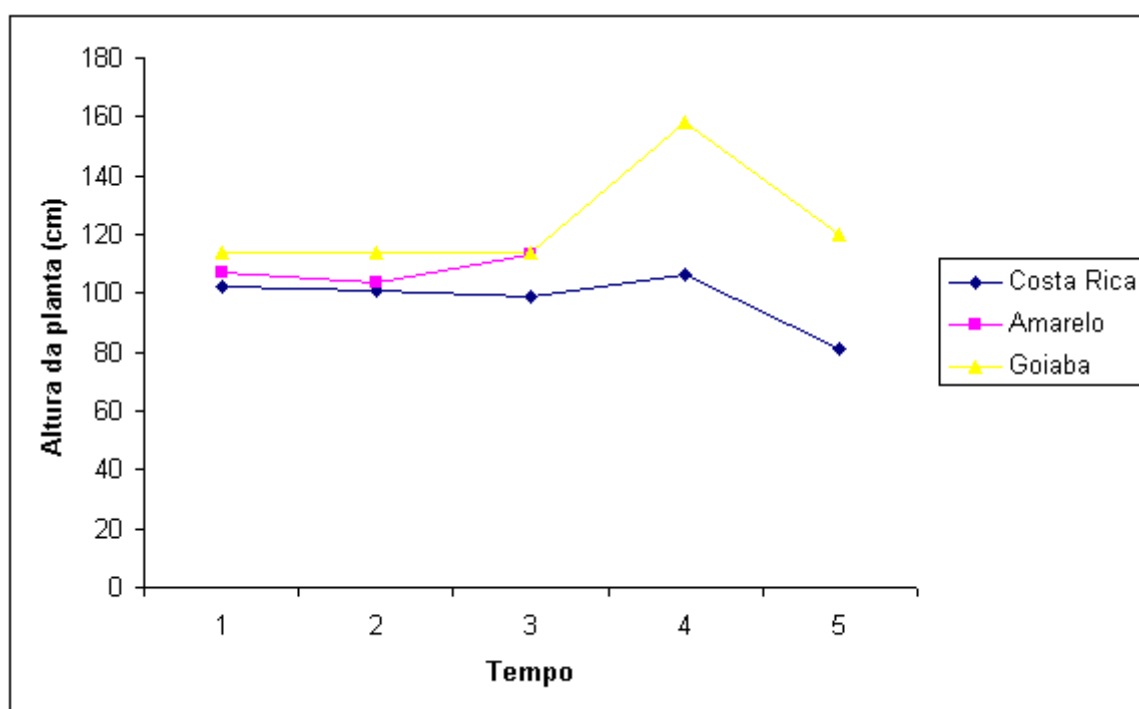


Figura 1 – Avaliação de plantas enxertadas pela técnica de borbulhia em condições de campo. Avaliações realizadas em maio (Tempo 1) e setembro (Tempo 2) de 2009 e fevereiro (Tempo 3), junho (Tempo 4) e outubro (Tempo 5) de 2010, respectivamente.

4.5.3 Histopatologia

Foram realizados aproximadamente mil cortes das raízes suscetíveis/compatíveis (Figura 2) e resistentes/incompatíveis (Figura 3). Aos 3-6 DAI, observações de cortes histológicos, ao microscópio, indicaram a penetração dos J2 no meristema de goiabeiras cv. Paluma (Figura 2A). Vários J2 foram observados penetrando a raiz até atingirem o cilindro vascular (CV), onde se observou a formação das células gigantes (Figura 2B). Aos seis DAI observaram-se células gigantes em estágios iniciais de formação ao lado

de J3 (Figura 2C). Aos 17 a 23 DAI observaram-se células gigantes bem formadas ao lado de J4 ou fêmeas jovens (Figura 2D e E). Aos 27 a 31 DAI foram observadas fêmeas adultas ao lado de células gigantes em grande número completamente formadas e ovos (Figura 2F,G e H). Os sítios de alimentação foram observados do sexto ao trigésimo primeiro DAI e eram constituídos, sobretudo, por mais de cinco células assimétricas, por fêmea, na região perivascular. As células gigantes eram hipertrofiadas e muito vacuoladas até 21 DAI e com denso citoplasma contendo vários núcleos (Figura 2D a F). Galhas contendo fêmeas adultas foram observadas aos 27 DAI e não apresentavam vacúolos visíveis. O aumento do volume das células gigantes e das fêmeas levou a dano mecânico no parênquima vascular. Aos 27 DAI, o desenvolvimento das fêmeas levou à ruptura do córtex da raiz, finalmente expondo os ovos (Figura 2G).

No acesso incompatível, *P. cattleyanum*, observou-se penetração intensa dos J2s comparável ao acesso compatível (Figura 3A) e um grande número de J2s no cilindro vascular aos três DAI (Figura 3B). A RH não foi observada aos três DAI ou mais tarde, seja nos cortes coloridos com azul de toluidina ou nos cortes visualizados em luz UV. Células gigantes começaram a se formar a partir dos três DAI (Figura 3C) e já apareceram bem formadas aos 13 DAI, ao lado de J3/J4 com desenvolvimento normal (Figura 3D), semelhante ao descrito para as raízes suscetíveis. No entanto, as galhas não eram evidentes. A primeira evidência de diferença entre o araçazeiro e a goiabeira foi observada aos 23 DAI, quando células gigantes adjacentes aos nematoides na raiz resistente apareceram colapsadas, praticamente sem o conteúdo citoplasmático (Figura 3E). A detecção de apenas J2, J3 e J4 indica que a maioria dos nematoides que penetraram nas raízes não foi capaz de se desenvolver aos estádios subsequentes na planta resistente. Os nematoides associados com as raízes resistentes, aos 27 DAI, permaneceram no estágio J4 (Figura 3F). Vários machos foram observados aos 31 DAI, dentro da cutícula do J4 (Figura 3G e H), mostrando que as células gigantes não eram metabolicamente ativas o suficiente para proporcionar os nutrientes necessários para o desenvolvimento das fêmeas. Esses machos apresentaram coloração azul fluorescente ao microscópio usando filtro UV aos 31 DAI.

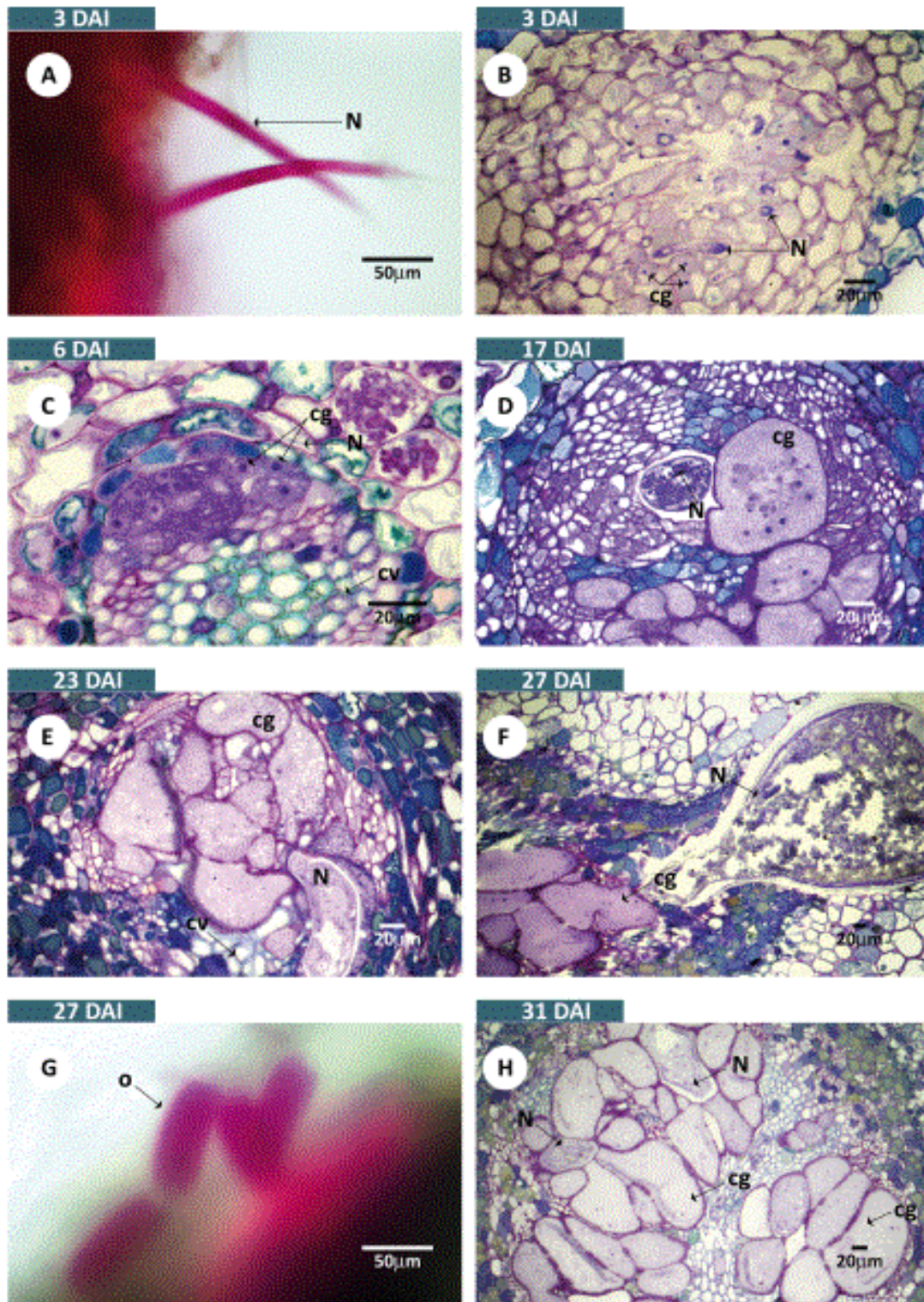


Figura 2 - Seções de raízes de goiabeira (*Psidium guajava* cv Paluma) infectadas com *Meloidogyne enterolobii*. A - Penetração de J2; B - Formação das células gigantes; C, D, E - Células gigantes em diferentes estágios de formação ao lado de J3 e J4; E, F, G, H - Fêmeas adultas, ovos e grande número de células gigantes completamente formadas. cv = cilindro vascular, cg = células gigantes, N = nematoide, o = massa de ovos. Seções visualizadas após coloração com azul de toluidina (B, C, D, E, F, H) ou fucsina ácida (A, G).

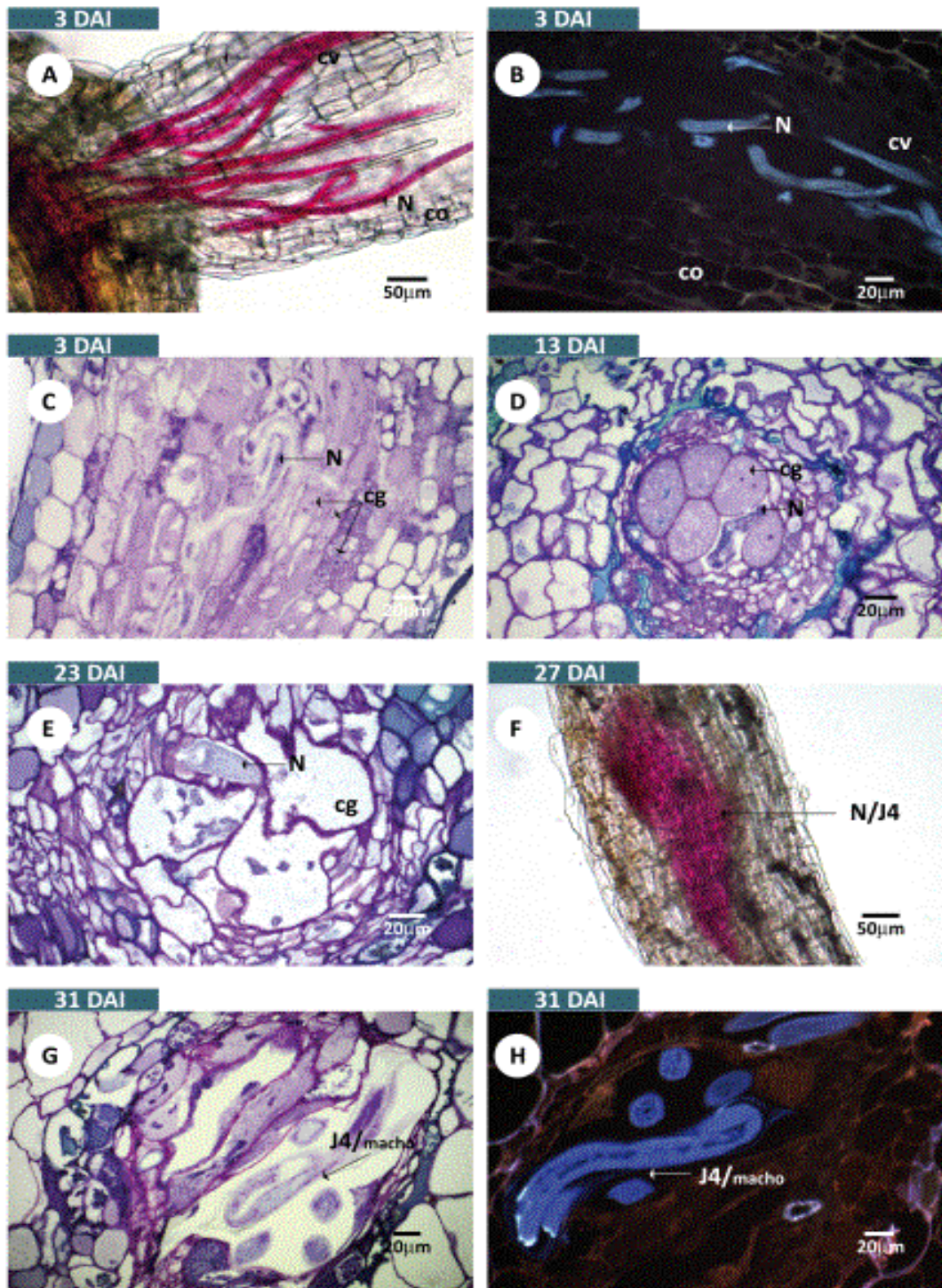


Figura 3 - Seções de raízes de araçazeiro amarelo (*Psidium cattleianum*) infectadas com *Meloidogyne enterolobii*. A – Penetração dos J2s; B - J2s no cilindro vascular; C - Formação de células gigantes; D - Células gigantes bem formadas ao lado de J3/J4; E, F - Células gigantes com citoplasma degradado ao lado de J3/J4 que pararam o desenvolvimento; G, H - J4 e machos de coloração azul fluorescente. cv = cilindro vascular, co = córtex, cg = células gigantes, N = nematoides. Seções visualizadas sob luz UV (B, H) e após coloração com azul de toluidina (C, D, E, G) ou fucsina ácida (A, F).

4.6 DISCUSSÃO

Considerando a dificuldade de identificar *M. enterolobii* apenas pelo padrão perineal (Carneiro *et al.* 2001; Brito *et al.*, 2004) ou pelos hospedeiros diferenciadores, é provável que esse nematoide ocorrendo em goiabeira e outras plantas, tenha sido identificado erroneamente em vários países (México, Venezuela, Brasil e Colômbia). Nesses países, a identificação de espécies de *Meloidogyne*, muitas vezes tem sido baseada em características morfológicas (configuração perineal) e hospedeiros diferenciadores (Moura e Moura, 1989; Villota e Agudelo, 1997; Crozzoli e Cassava, 1998; Avelar-Mejia *et al.*, 2001; Gallegos-Morales *et al.*, 2009). Molinari *et al.* (2005), estudando uma população da Venezuela, usando o fenótipo de esterase, identificaram *M. enterolobii* nesse país.

Recentemente, estudou-se a hospedabilidade da goiabeira cv. Paluma a *M. incognita* raça 1 e raça 2, *M. javanica*, *M. arenaria* raça 2 e *M. enterolobii* (testemunha), na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, em casa de vegetação (Carneiro *et al.*, 2012). As plantas foram inoculadas com 10.000 ovos/planta e avaliadas após 12 meses. O FR da testemunha foi 182,4, ou seja, altamente suscetível. As outras plantas inoculadas com as outras espécies apresentaram FR <1,0, mostrando que a goiabeira não é uma boa hospedeira dessas quatro populações de *Meloidogyne* spp. (Carneiro *et al.*, 2012), confirmando os resultados de Rossi *et al.* (2002), que encontraram resistência em três cultivares comerciais de goiabeira, inoculadas por quatro meses, com *M. incognita* raça 2 e *M. javanica*. Estes resultados corroboraram a identificação equivocada de *M. enterolobii*, usando apenas características morfológicas da região perineal.

A suscetibilidade de 45 acessos de goiabeiras a *M. enterolobii* foi observada neste trabalho, geralmente, com abundante formação de galhas e produção de ovos (IG e IMO > 4). Uma exceção foi o acesso 45, que embora com alta produção de ovos (IMO= 3,9) e alto FR (FR=22, 9), apresentou baixa formação de galhas (IG=1,9). Estudo similar, realizado em Petrolina, PE, detectou 112 acessos, também altamente suscetíveis (Castro *et al.*, 2012). O mesmo foi observado por outros autores para *M. enterolobii* (Maranhão *et al.*, 2001; Carneiro *et al.*, 2007; Almeida *et al.*, 2009; Scherer, 2009). Em desacordo com esses resultados, Cassava *et al.* (1997) avaliaram sete acessos de goiabeira em relação a *M. enterolobii* (citado no trabalho como *M. incognita* raça 1) e a resistência foi observada apenas em *P. guajava* acesso S3. Milan (2007 e 2010)

também relatou resistência em acessos de goiabeira a *M. enterolobii*. No primeiro trabalho, *P. guajava* acesso B-12 foi classificado como resistente (FR = 0,88), com o potencial para controlar o nematoide, de modo que pudesse ser utilizado como porta-enxerto para goiabeiras comerciais. No segundo trabalho, o autor constatou que três acessos de *P. guajava* (K-10, A-06, J-16) foram resistentes, com IG <2. Esses acessos foram compatíveis em enxertia com clones comerciais e, assim, poderiam ser utilizados como porta-enxertos, porém, não houve continuidade nesses ensaios (Milan, 2010).

Neste trabalho, o araçá da Costa Rica (*P. friedrichsthalianum*) foi considerado resistente a *M. Enterolobii*, com pouca formação de galhas (IG=1) e baixa produção de ovos (IMO=0 e FR=0,8). Outros trabalhos conduzidos na Venezuela (Cassava *et al.*, 1997 e 1998; Molero *et al.*, 2010), na Colômbia (Vilota e Agudelo, 1997) e no Brasil (Carneiro *et al.*, 2007) confirmaram essa resistência, às vezes sendo relacionada a *M. mayaguensis* e *M. incognita* raças 1 e 2.

Apenas 25% das plantas de goiaba cv. Paluma enxertadas sobre plantas de araçá da Costa Rica sobreviveram em condições de campo neste trabalho. Isso se deveu, provavelmente, ao mau desempenho do enxertador e à má condução das plantas no campo (irrigação, boiada na área do experimento, etc.). Bogantes-Arias e Mora-Newcomer (2010) mostraram um pegamento de 90% quando *P. friedrichsthalianum* (arrayán e crioulo) foi usado como porta-enxerto de goiabeira e 100% quando *P. guajava* (tolerante) e araçá brasileiro (*P. guineense*, resistente) foram utilizados como porta-enxertos.

No presente trabalho, o crescimento inicial observado no campo foi levemente superior no tratamento com porta-enxerto de goiabeira e significativamente superior no mês de junho de 2010, após as chuvas de verão. Quanto ao uso de *P. cattleyanum* como porta-enxerto, ocorreu desenvolvimento semelhante ao do porta-enxerto de goiabeira até o mês de fevereiro de 2010. A partir desse momento, todas as plantas enxertadas sob *P. cattleyanum* morreram, possivelmente, devido à incompatibilidade, que se manifestou por meio do engrossamento na região da enxertia.

Usando o araçá da Costa Rica (*P. friedrichsthalianum*) como porta-enxerto no presente trabalho, observou-se redução do crescimento em relação ao porta-enxerto de goiabeira a partir de fevereiro de 2010. O mesmo foi observado no ensaio realizado por Bogantes-Arias e Mora-Newcomer (2010), em que o porta-enxerto arrayán (*P. friedrichsthalianum*) apresentou nanismo, enquanto os porta-enxertos brasileiro (*P. guineense*) e crioulo (*P. friedrichsthalianum*) exibiram efeito intermediário em vigor

vegetativo. Segundo esses autores o número e peso de frutos foi maior quando a goiabeira foi usada como porta-enxerto. Castro *et al.* (2012) também verificaram que plantas de goiaba enxertadas sob *P. guineense* apresentaram frutificação e eram nanicas.

Nesse trabalho, feijoa (*A. Sellowiana*) e araçá roxo (*P. rufum*) também apresentaram resistência ou imunidade a *M. enterolobii*, mas foram incompatíveis em enxertia com a goiabeira cv. Paluma, enquanto araçá-pêra (*P. acutangulum*) e araçá brasileiro (*P. guineense*) foram suscetíveis. Contrário a este trabalho, Lee *et al.* (1998) classificaram o único *P. guineense* testado como imune ao nematoide-das-galhas. Estudos realizados em Petrolina detectaram resistência e suscetibilidade a *M. enterolobii* nos acessos de *P. guineense* (Costa *et al.*, 2012). Bogantes-Arias e Mora-Newcomer (2010) também verificaram suscetibilidade do araçá brasileiro ao nematoide-das-galhas.

Resultados contrastantes aparecem na literatura, como o de Almeida *et al.* (2009) que classificaram *P. friedrichsthalianum*, coletado no Brasil, como suscetível a *M. enterolobii* (FR = 13,03). Proença (Proença, C.E.B. Universidade de Brasília. Comunicação pessoal, 2012) comenta que esse araçazeiro não é originário do Brasil e que, provavelmente, a identificação foi feita incorretamente. Villavicencio *et al.* (1995) avaliaram o crescimento das goiabeiras (Crioula Vermelha, Cubana e Montalban) enxertadas sobre *P. friedrichsthalianum* e concluíram que houve diferença entre as plantas devido a condições genéticas e ambientais. Continuando esses estudos, Marin *et al.* (2000) avaliaram a performance dessas goiabeiras e verificaram que as diferenças fenológicas foram devidas à interação enxerto/porta-enxerto, idade das plantas, potencial genético e fatores ambientais. Todas as goiabeiras apresentaram vigor vegetativo e reprodutivo em condições de campo, exceto a goiabeira Montalban, que não desenvolveu estruturas reprodutivas.

Quanto aos estudos histopatológicos, verificou-se que *M. enterolobii* penetrou em raízes do acesso resistente sem evidência de uma RH inicial, o que sugere que o nematoide foi capaz de iniciar e manter células gigantes saudáveis, tanto na planta suscetível como na resistente. No entanto, três semanas após a inoculação, sinais visíveis de deterioração foram observados nas células gigantes das plantas resistentes. *M. enterolobii* não completou o ciclo em *P. cattleyanum*, pois os juvenis não chegaram à fase adulta e, por isso, não se reproduziram (FR = 0). Portanto, trata-se de um mecanismo de resistência pós-infeccional tardio. Esse mecanismo de resistência se

assemelha àquele atribuído ao gene Rk do feijão-caupi, com ausência de RH e degradação das células gigantes aos 15 DAI com *M. incognita* (DAS *et al.*, 2008). Outro estudo, que mostrou RH tardia, foi no tabaco quando a reação surgiu nas células gigantes já desenvolvidas (Powell, 1962). Outros autores mostraram dois tipos de mecanismos, um inicial com RH e outro mais tardio com a RH afetando o desenvolvimento de células gigantes, que se degradaram antes de os nematoides completarem o ciclo, foi o caso do gene Mex 1, presente no cafeeiro IAPAR 59 (Anthony *et al.*, 2005).

Neste estudo da interação de *Psidium* spp. com *M. enterolobii*, o mecanismo de resistência foi associado também, possivelmente, ao aparecimento de machos na raiz com compostos fluorescentes. Essa fluorescência está, provavelmente, ligada à presença de compostos fenólicos no interior desses machos. O aumento de machos é comum quando as condições ambientais ou nutricionais são desfavoráveis ao desenvolvimento do nematoide (Fassuliotis, 1970; Williamson e Hussey, 1996; Williamson, 1999; Pofu e Mashela, 2011). Dhandaydham *et al.* (2008) verificaram que menos de cinco por cento da população do nematoide completou o ciclo, não tendo chegado ao estágio de fêmea no acesso resistente, DZA045, de *Mendicago truncata*. Alguns machos migraram das raízes, outros morreram antes de eclodirem da cutícula dos juvenis de 4º estágio.

Neste estudo há a evidência da presença de compostos fenólicos no interior dos machos. É possível que eles não tenham conseguido deixar as raízes, pois, não foram observados machos no substrato de crescimento das plantas estudadas (Motta, F.C. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Comunicação pessoal, 2012). Em outros estudos, compostos fenólicos foram observados em J4 ao lado de células gigantes com aspecto degenerado (Gomes *et al.*, 2010).

4.7 CONCLUSÕES

Todos os acessos de goiabeira foram suscetíveis, não havendo resistência a *M. enterolobii* em *P. guajava*. Porta-enxertos de *P. friedrichsthalianum* apresentaram nanismo, mas as goiabeiras produziram estruturas reprodutivas, portanto, uma medida promissora no manejo de *M. enterolobii*. O mecanismo de resistência de *P. cattleianum* é tardio e resultou na não formação de fêmeas adultas e não está associado à reação de hipersensibilidade.

4.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABD RAHMAN, M.; NAJAH, Y.; UMIKALSUM, M.B. Preliminary screening for *Meloidogyne incognita* resistance in selected *Psidium* species. **Journal of Tropical Agriculture and Food Science**, v. 36, p. 197-204, 2008.
- ALMEIDA, E.J.; SANTOS, J.M.; MARTINS, A.B.G. Resistance of guava and aracá to *Meloidogyne mayaguensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, p. 421-423, 2009.
- ANTHONY, F.; TOPART, P.; MARTINEZ, A.; SILVA, M.; NICOLE, M.; SILVA, A. R. Hypersensitive-like reaction conferred by the Mex-1 resistance gene against *Meloidogyne exigua* in coffee. **Plant Pathology**, v. 54, p. 476-482, 2005.
- AVELAR-MEJIA, J.J.; TELIZ-ORTIZ, D.; ZAVALETA-MEJIA, E. Patógenos asociados con el 'declinamiento del guayabo'. **Revista Mexicana de Fitopatología**, v. 19, p. 223-229, 2001.
- BABATOLA, J.O.; OYEDUNMADE, E.E.A. Host-parasite relationships of *Psidium guajava* cultivars and *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 20, p. 233-235, 1992.
- BENDEZU, I.F.; STARR, J. Mechanism of resistance to *Meloidogyne arenaria* in the peanut cultivar COAN. **Journal of Nematology**, v. 35, p. 115-118, 2003.
- BOGANTES-ARIAS, A.; MORA-NEWCOMER, E. Evaluation of four rootstocks for graft in guava (*Psidium guajava* L.). **Agronomia Mesoamericana**, v. 21, p. 103-111, 2010.
- BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 6, p. 553, 1981.
- BRITO, J.A.; POWERS, T.O.; MULLIN, P.G.; INSERRA, R.N.; DICKSON, D.W. Morphological and molecular characterization of *Meloidogyne mayaguensis* from Florida. **Journal of Nematology**, v. 36, p. 232-240, 2004.
- BYRD Jr, D.W.; KYRKPATRICK, J.; BARKER, K.R. An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. **Journal of Nematology**, v. 15, p. 142-143, 1983.
- CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**, v. 25, p. 35-44, 2001.

CARNEIRO, R.M.D.G.; MOREIRA, W.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v.25, p. 223-228, 2001.

CARNEIRO, R.M.D.G.; CIROTTO, P.A.; SILVA, D.B.; CARNEIRO, R.G. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *P. guajava* cv. Paluma. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, p. 281-284, 2007.

CARNEIRO, R.M.D.G.; FREITAS, V.M.; MATTOS, J.K.; CASTRO, J.M.; GOMES, C.B.; CARNEIRO, R.M. Major guava nematodes and control prospects using resistance on *Psidium* spp. and non-host crops. **Acta Horticulturae**, v. 959, p. 41-49, 2012.

CASSAVA, A.M.; MATHEUS, J.; CROZZOLI, R.; BRAVO, V.; GONZALEZ, C. Response of some selections of guava to *Meloidogyne incognita*, in Mara County, Zulia State, Venezuela. **Fitopatologia Venezolana**, v. 10, p. 5-8, 1997.

CASSAVA, A.M.; CROZZOLI, R.; MATHEUS, J.; BRAVO, V.; MARIN, M. Effect of the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, on the growth of guava (*Psidium* spp.) in nurseries. **Nematologia Mediterranea**, v. 26, p. 237-242, 1998.

CASTRO, J.M.C.; SANTOS, C.A.F.; FLORI, J.E.; SIQUEIRA, S.V.C.; NOVAES, P.A.R.; LIMA, R.G. Reaction of *Psidium* accessions to the *Meloidogyne enterolobii* root-knot nematode. **Acta Horticulturae**, v. 959, p. 51-57, 2012.

COSTA, S.R.; SANTOS, C.A.F.; CASTRO, J.M.C. Assessing *Psidium guajava* × *P. guineense* hybrids tolerance to *Meloidogyne enterolobii*. **Acta Horticulturae**, n. 959, p. 59-66, 2012.

CROZZOLI, R.; CASSAVA, A.M. Species and strains of *Meloidogyne* in guava at Venezuela. **Revista de la Facultad de Agronomía**, v. 15, p. 107-108, 1998.

CUADRA, R.; QUINCOSA, A. Comportamiento de diferentes especies de *Psidium* como patrones para guayabos resistentes a *Meloidogyne*. **Ciencias de la Agricultura**, v. 13, p. 19-26, 1982.

DAS, S.; DEMASON, D.A.; EHLERS, J.D.; CLOSE, T.J.; ROBERTS, P.A. Histological characterization of root-knot nematode resistance in cowpea and its relation to reactive oxygen species modulation. **Journal of Experimental Botany**, v.59, p.1305–1313, 2008.

DHANDAYDHAM, M.; CHARLES, L.; ZHU, H.; STARR, J.L.; HUGUET, T.; COOK, D.R.; PROSPERI, J.M.; OPPERMAN, C. Characterization of root-knot

nematode resistance in *Medicago truncata*. **Journal of Nematology**, v. 40, p. 46–54, 2008.

FASSULIOTIS, G. Resistance of *Cucumis* spp. to the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita acrita*. **Journal of Nematology**, v. 2, p. 174-178, 1970.

FERNANDEZ-DIAS-SILVEIRA, M. El *Psidium friedrichsthalianum* como patron para guayabo, resistente a los nematodos del genero *Meloidogyne*. **Revista de Agricultura**, v. 3, p. 80-85, 1975.

GALLEGOS-MORALES, G.; CEPEDA-SILLER, M.; HERNANDEZ-CASTILLO, F.D.; ACOSTA-ZAMARRIPA, A.M.; VELASQUEZ-VALLE, R.; GONZALEZ-GAONA, E.; SANCHEZ-YANEZ, J.M. Beneficent microorganisms associated to *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood in guava (*Psidium guajava* L.) of Calvillo, Aguascalientes, México. **Revista Mexicana de Fitopatología**, v. 27, p. 106-112, 2009.

GOMES, A.C.M.M.; NICOLE, M.; MATTOS, J.K.; VAZ PEREIRA, S.I.; PEREIRA, P.; SILVA, D.B.; VIEIRA, R.V; CAPDEVILLE, G; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Concentration of β -ecdysone (20E) on susceptible and resistant accessions of *Pfaffia glomerata* infected with *Meloidogyne incognita* and histological characterization of resistance. **Nematology**, v. 12, p. 701-709, 2010.

GONZALES, G.; SOURD, F. Ensaio de tres especies de *Psidium* y su tolerancia a los nematodos. **Ciencia y Tecnica en la Agricultura, Citricos y Outros Frutales**, Cuba, v. 5, p. 13-25, 1982.

GONZALEZ-GAONA, E.; PADILLA-RAMIREZ, J.S.; LOZANO-GUTIERREZ, J.; ESPANA-LUNA, M.P.; VELASQUEZ-VALLE, R.; GALLEGOS-MORALES, G.; CEPEDA-SILLER, M. Evaluation of Mexican guava germplasm against root knot nematodes. **Acta Horticulturae**, v. 849, p. 363-368, 2010.

HARTMAN, K.M.; SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C.; BARKER, K.R. (Ed.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*: methodology**. Raleigh:NORTH CAROLINA STATE UNIVERSITY GRAPHICS, 1985, p. 69-77.

HAYNES, R.I.; JONES, C.M. Effects of the *Bi* locus in cucumber on reproduction, attraction and response of the plant to infection by the southern root-knot nematode. **Journal of American Society of Horticultural Science**, v. 101, p. 422-424,1976.

LEE, M.D.; CHEN, C.H.; TSAY, T.T.; LIN, Y.Y. Survey and control of guava nematode diseases. **Plant Protection Bulletin (Taipei)**, v. 40, p. 265-276, 1998.

MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. 2.ed. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000, 374 p.

MARANHÃO, S.R.V.L.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de indivíduos segregantes de goiabeira a *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 25, p. 191-195, 2001.

MARANHÃO, S.R.V.L.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de indivíduos segregantes de araçazeiro a *Meloidogyne incognita* raça 1, *M. javanica* e *M. mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 27, p. 173-178, 2003.

MARIN, M.; CASSAVA, A.; RINCON, A.; LABARCA, J.; HERNANDEZ, Y.; GOMEZ, E.; VILORIA, Z.; BRACHO, B.; MARTINEZ, J. Performance of cultivars of guava (*Psidium guajava* L.) grafted on *Psidium friedrichsthalianum* Berg-Niedenzu. **Revista de la Facultad de Agronomia**, v. 17, p. 384-392, 2000.

MATHEUS, J.; SUAREZ, Z.H.; ROSALES, L.C.; TONG, F.; CASSAVA, A.; BRAVO, V.; NAVA, A. Histological reaction of *Psidium* spp. selections to *Meloidogyne incognita* in Venezuela. **Nematologia Mediterranea**, v. 27, p. 247-251, 1999.

MILAN, A.R. Breeding of *Psidium* species for root knot nematode resistance in Malaysia. **Acta Horticulturae**, v. 735, p. 61-69, 2007.

MILAN, A.R. Collection and evaluation of guava (*Psidium guajava* L.) for nematode resistance in Malaysia. **Acta Horticulturae**, v. 849, p. 357-362, 2010.

MOLERO, T.; MOLINA, J.; CASASSA-PADRON, A.M. Advances in the genetic study of resistance of cultivars of *Psidium* spp. to *Meloidogyne* spp. in a tropical dry forest. **Acta Horticulturae**, v. 849, p. 309-318, 2010.

MOLINARI, S.; LAMBERTI, F.; CROZZOLI, R.; SHARMA, S.B.; SANCHERZ-PORTALES, L. Isozyme patterns of exotic *Meloidogyne* spp. populations. **Nematologia Mediterranea**, v. 33, p. 61-65, 2005.

MOURA, R.M.; MOURA, A.M. Root-knot-nematode on guava: a severe disease in Pernambuco State, Brazil. **Nematologia Brasileira**, v.13, p. 13-19, 1989.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Van De Landbouwhogeschool**, v. 66, p. 3-46, 1966.

PEGARD, A.; BRIZZARD, G.; FAZARI, A.; SOUCAZE, O.; ABAD, P.; DJIAN-CAPORALINO, C. Histological characterization of resistance to different root-knot

nematode species related to phenolics accumulation in *Capsicum annuum*. **Phytopathology**, v.95, p.158-165, 2005.

POFU, K.M.; MASHELA, P.W. Using relative penetration and maleness indices in *Meloidogyne incognita* to establish resistance type in *Cucumis myriocarpus*. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, p. 390-393, 2011.

POWELL, N.T. Histological bases of resistance to root-knot nematodes in flue-cured tobacco. **Phytopathology**, v. 52, p. 25, 1962.

ROSSI, C.E.; FERRAZ, L.C.C.B.; MONTALDI, P.T. Resistance of fruit tree rootstocks to *Meloidogyne incognita* race 2 and *M. javanica*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, p. 43-49, 2002.

SCHERER, A. **Ocorrência e hospedabilidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras e em plantas de cobertura de solo no Paraná**. 2009. 75 p. Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Estadual de Londrina, UEL, Londrina, 2009.

TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). Raleigh, NC: COOPERATIVO PUBLICATION DEPARTMENT OF PLANT PATHOLOGY, NORTH CAROLINA STATE UNIVERSITY/U.S. AGENCY INTERNATIONAL DIVISION, 111p., 1978.

VILLAVICENCIO, L.R.; MARÍN, M.L.; RINCÓN, C.C. Crecimiento de la guayaba (*Psidium guajava* L.) injertada sobre *Psidium friedrichsthalianum*. **Revista de la Facultad de Agronomía**, v. 12, p. 451-465, 1995.

VILLOTA, F.J.; AGUDELO, F.V. Evaluation of guava material (*Psidium guajava* L.) for the damage behaviour of *Meloidogyne incognita*. **Fitopatologia Colombiana**, v. 21, p. 31-38, 1997.

WALTERS, S.A.; WEHNER, T.C.; DAYKIN, M.E.; BARKER, K.R. Penetration rates of root-knot nematodes into *Cucumis sativus* and *C. metuliferus* roots and subsequent histological changes. **Nematropica**, v. 36, p. 231-242, 2006.

WILLIAMSON, V.M.; HUSSEY, R.S. Nematode pathogenesis and resistance in plants. **Plant Cell**, v. 8, p. 1735-1745, 1996.

WILLIAMSON, V.M. Plant nematode resistance genes. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 2, p. 327-331, 1999.

5 CAPÍTULO 02 – HOSPEDABILIDADE DE ESPÉCIES FRUTÍFERAS A *Meloidogyne enterolobii*

5.1 RESUMO

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) tem sido detectado em vários estados brasileiros causando danos severos em plantios comerciais de goiabeiras (*Psidium guajava*). Dentre as medidas de controle preconizadas para o nematoide-das-galhas da goiabeira, o plantio de espécies frutíferas não hospedeiras é uma medida de controle promissora. Dezenove espécies frutíferas de importância econômica para a fruticultura nacional foram avaliadas quanto à hospedabilidade de *M. enterolobii*. Sementes germinaram e as plântulas cresceram em sacos plásticos e, quando atingiram de 15 a 20 cm de altura foram inoculadas com 10.000 ovos de *M. enterolobii* por planta. De três a oito meses após a inoculação, as plantas foram avaliadas quanto ao peso de raiz, índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO) e fator de reprodução (FR = população final/população inicial). Seis genótipos de aceroleira, dez de bananeira, um de figueira, seis de meloeiro, dois de videira e um de mamoeiro, em consórcio com goiabeira, foram considerados suscetíveis a *M. enterolobii*. Considerando uma seleção preliminar de fruteiras não hospedeiras ou más hospedeiras, destacaram-se, o abacateiro, o açaizeiro, a amoreira comum, a atemoeira, o cajueiro, a caramboleira, os citros, o coqueiro, a gravioleira, a jabuticabeira, a mangueira, o maracujazeiro, o morangueiro, o sapotizeiro e a videira. Essas fruteiras têm o potencial de serem utilizadas como opção de frutíferas em áreas infestadas por *M. enterolobii*.

Palavras-Chave: Espécies frutíferas - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium guajava* - Resistência genética.

5.2 ABSTRACT

Meloidogyne enterolobii (= *M. mayaguensis*) has been reported in various states of Brazil causing severe damage in commercial guava plantations. Nineteen fruit species of economic importance for the Brazil were evaluated with respect to hospedability to *Meloidogyne enterolobii*. Plantlets of 15-20 cm of hight grown in plastic bags were inoculated with 10.000 eggs of *M. enterolobii* per plant. The plants were evaluated for

resistance to *M. enterolobii* from three to eight months after inoculation, taking in account the fresh root weight, index of galls, index of egg mass, and the factor of reproduction (FR = final population/initial population). Ten banana, six Barbados cherry, one fig, two grape and six melon genotypes were considered susceptible to *M. enterolobii*, as well as one papaya genotype in consortium with guava. Assai, atemoya, avocado, cashew nut, citrus, coconut, grape, jaboticaba, mango, mulberry, passion fruit, sapodilla, soursop, starfruit and strawberry in a preliminary selection were considered as non-hosts or poor hosts to the nematode. These species may be planted in infested areas by *M. enterolobii*.

Keywords: Fruit species, Genetic resistance - *Meloidogyne enterolobii* - *Psidium guajava*.

5.3 INTRODUÇÃO

A goiabeira é cultivada na região do Submédio do Vale do Rio São Francisco por pequenos agricultores e se caracteriza por absorver muita mão de obra e possui alto retorno de investimento. Entretanto, *M. enterolobii*, causou redução de 70 % na produção de goiaba entre os anos 2000 e 2007 (Carneiro *et al.*, 2007).

Meloidogyne enterolobii é ser considerado uma espécie polífaga, parasitando não só goiabeiras, como também, plantas ornamentais, fruteiras, culturas anuais e araçazeiros selvagens (Maranhão, *et al.*, 2001; Carneiro, 2003; Lima *et al.*, 2003). Como o Submédio do Vale do Rio São Francisco é um importante produtor de frutas e pouco se sabe sobre a hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas a *M. enterolobii*, é de suma importância fornecer ao produtor uma alternativa de cultivo em áreas em que as goiabeiras estão sendo eliminadas. As espécies frutíferas descritas na Tabela 2 são potenciais alternativas para cultivo em áreas infestadas por *M. enterolobii*.

O objetivo desse trabalho foi avaliar a hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas a *M. enterolobii* em condições de casa de vegetação e fornecer ao produtor informações sobre fruteiras não hospedeiras de *M. enterolobii*.

Tabela 2 – Hospedabilidade de diferentes espécies frutíferas ao nematoide-das-galhas

Espécie frutífera	Espécies de nematoide-das-galhas	Resistência genética	Referências bibliográficas
Abacateiro	<i>Meloidogyne hapla</i> , <i>M. trifoliophila</i> e <i>Meloidogyne</i> sp.	Ocorrência	Knight (2001)
Aceroleira	<i>M. arenaria</i> , <i>M. enterolobii</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Suscetível/ resistente	Gomes <i>et al.</i> (2000); Ritzinger <i>et al.</i> (2006); Bueno <i>et al.</i> (2007)
Amoreira	<i>M. arenaria</i> e <i>M. incognita</i>	Imune/ suscetível	Castillo <i>et al.</i> , 2001; Esfahani e Ahmadi (2010); Mallikarjuna <i>et al.</i> (2010)
Anonáceas	<i>M. arenaria</i> , <i>M. exigua</i> , <i>M. graminicola</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. Javanica</i>	Resistente	Ponte <i>et al.</i> (1976); Oliveira e Monteiro (1991); Dias-Arieira <i>et al.</i> (2008)
Bananeira	<i>M. arenaria</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i> e <i>M. megadora</i>	Suscetível	Cofcewicz <i>et al.</i> (2004); Gowen e Quénehervé (2005); Quénehervé <i>et al.</i> (2009)
Cajueiro	<i>M. arenaria</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Resistente	Freire <i>et al.</i> (2002)
Caramboleira	<i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Resistente	Ponte <i>et al.</i> (1976); Yuen (1993)
Citros	<i>M. africana</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. citri</i> , <i>M. donghaiensis</i> , <i>M. exigua</i> , <i>M. fujianensis</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. indica</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i> , <i>M. jiangyangensis</i> , <i>M. kongi</i> , <i>M. mali</i> , <i>M. mingmanica</i> e <i>M. oteifae</i>	Ocorrência/ resistente	Vovlas e Inserra (1996); Duncan (2005)
Figueira	<i>M. arenaria</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Suscetível	El Borai e Duncan (2005); Medina <i>et al.</i> (2006); Gomes <i>et al.</i> (2009)
Jaboticabeira	<i>M. ethiopica</i>	Imune	Somavilla <i>et al.</i> (2009)
Mamoeiro	<i>M. arenaria</i> , <i>M. enterolobii</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Suscetível/ tolerante	Ponte <i>et al.</i> (1976); Dias-Arieira <i>et al.</i> (2008); Siqueira <i>et al.</i> (2009)

Mangueira	<i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Resistente/suscetível	Ponte <i>et al.</i> (1976); Musarrat <i>et al.</i> (2006); Sayed <i>et al.</i> (2010)
Maracujazeiro	<i>M. arenaria</i> , <i>M. enterolobii</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i> e <i>M. trifoliophila</i>	Resistente/suscetível	Sharma <i>et al.</i> (1999); Knight (2001); Lima <i>et al.</i> (2003); Ritzinger <i>et al.</i> (2003 e 2008); El-Moor <i>et al.</i> (2006 e 2009); Garcia <i>et al.</i> (2008 e 2011)
Meloeiro	<i>M. arenaria</i> , <i>M. enterolobii</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Suscetível	Santos <i>et al.</i> (1999); Carneiro <i>et al.</i> (2000); Bitencourt e Silva (2010)
Morangueiro	<i>M. arenaria</i> , <i>M. ethiopica</i> , <i>M. falax</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Imune a suscetível/ tolerante	Dickstein e Krusberg (1978); Szczygiel (1981); Edwards <i>et al.</i> (1985); Khanizadeh <i>et al.</i> (1994); Khan (2003); Sommen <i>et al.</i> (2005); Cobon e Trott (2006); Somavilla <i>et al.</i> (2006); Samaliev e Mohamedova (2011)
Palmeiras	<i>M. arenaria</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Resistente/suscetível	Mc Sorley (1992); Sheela (1995); Rama e Dasgupta (2000); Aboul-eid <i>et al.</i> (2006); Banu e Lyer (2006); Patel <i>et al.</i> (2007 e 2008); Youssef e El-Nagdi (2009)
Sapotizeiro	<i>M. hapla</i> , <i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Resistente	Ponte <i>et al.</i> (1976)
Videira	<i>M. arenaria</i> , <i>M. ethiopica</i> , <i>M. hapla</i> , <i>M. hispanica</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i> e <i>M. nataliei</i>	Resistente/Suscetível	McKenry e Anwar (2007); Téliz <i>et al.</i> (2007)

5.4 MATERIAL E MÉTODOS

Os bioensaios foram conduzidos na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF, entre os anos de 2009 a 2012. O experimento foi em delineamento inteiramente casualizado com oitenta e cinco tratamentos (genótipos de espécies frutíferas) e seis repetições. As plantas foram obtidas de sementes ou mudas e foram cultivadas em vasos plásticos com substrato esterilizado e de composição de acordo com as necessidades de cada cultura. Quando estavam com aproximadamente 10-15 cm de comprimento, as plantas foram inoculadas com 10.000 ovos (população inicial) de *M. enterolobii*, extraídos pelo método de Boneti e Ferraz (1981), com hipoclorito de sódio a 0,5 %. Goiabeira cv. Paluma e tomateiro cv. Rutgers foram utilizados como testemunhas para aferição do inóculo. A população de *M. enterolobii* utilizada foi proveniente de Petrolina, PE e mantida em tomateiros e goiabeiras em casa de vegetação. As condições climáticas da casa de vegetação eram controladas, com temperatura ambiente, de 15 a 30 °C, e rega das plantas de acordo com necessidade da cultura.

O tempo decorrido entre a inoculação e a avaliação variou em decorrência do ciclo de cada espécie frutífera. Para o meloeiro (sementes), após três meses; aceroleira (estacas), após quatro meses; morangueiro (estolões), após cinco meses; amoreira comum (estacas), açazeiro (semente), bananeira (rizomas), cajueiro (sementes), figueira (estacas), jabuticabeira (estacas), mamoeiro (sementes) e mangueira (sementes), após seis meses e; abacateiro (estacas), atemoeira (sementes), caramboleira (sementes), citros (estacas), coqueiro (sementes), gravioleira (sementes), maracujeiro (sementes e estacas), sapotizeiro (sementes) e videira (estacas), após oito meses da inoculação. As espécies frutíferas escolhidas são economicamente importantes para a fruticultura nacional. Decorrido o período após a inoculação, as raízes das espécies frutíferas foram separadas da parte aérea das plantas, lavadas e avaliadas quanto ao peso da matéria fresca, índice de galhas e índice de massas de ovos de *M. enterolobii* de acordo com metodologia de Taylor e Sasser (1978) e Hartman e Sasser (1985). Em seguida, os sistemas radiculares foram triturados em liquidificador em solução de hipoclorito de sódio 1,0% para extração dos ovos do nematoide (Boneti e Ferraz, 1981) que, posteriormente, foram quantificados em lâmina de Peters, sob microscópio ótico. A avaliação da resistência dos porta-enxertos foi feita com base no fator de reprodução (FR = população

final/população inicial) do nematoide, sendo FR = 0 - imune, FR<1,00 - resistente e FR≥1,00 - suscetível (Oostenbrink, 1966).

5.5 RESULTADOS

Três genótipos de mangueira, dois de cajueiro, dois de gravioleira, quatro de maracujazeiro, quatro de caramboleira, sete de citros, sete de morangueiro, dois de videira e um de sapotizeiro, de abacateiro e de coqueiro foram classificados como imunes a *M. enterolobii*; Oito genótipos de maracujazeiro, dois de sapotizeiro, dois de coqueiro, seis de videira, cinco de caramboleira, dois de mamoeiro e um de citros, de atemoeira, de amoreira comum, de jaboticabeira e de açazeiro foram classificados como resistentes. Dez genótipos de bananeira, seis de meloeiro, um de figueira e dois de videira foram considerados suscetíveis a *M. enterolobii*, bem como, um de mamoeiro em consórcio com goiabeira (Tabela 3).

Tabela 3 – Reação de diferentes espécies frutíferas a *Meloidogyne enterolobii* em condições de casa de vegetação

Genótipos	Peso da raiz (g)	IG ¹	IMO ²	Nº total de ovos (NTO)	NTO/ grama de raiz	FR/ Reação ³
Açazeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Mart.)	18,83	0	0	705,56	69,07	0,07 R
Atemoeira (<i>Annona cherimola</i> Mill. x <i>A. squamosa</i> L.) ‘African Pride’	74,66	0	0	222,22	1,11	0,02 R
Abacateiro (<i>Persea americana</i> Mill.) - raça antilhana	795,5	0	0	0	0	0,00 I
Amoreira comum (<i>Morus alba</i> L.)	95,08	3	1	13.444,44	350,91	0,54 R
Figueira (<i>Ficus carica</i> L.) ‘Roxo de Valinhos’	94,08	4	4	179.000,00	1.342,44	7,16 S
Jaboticabeira (<i>Myrciaria jaboticaba</i> (Vell.) Berg) ‘Sabará’	58,50	2,5	1	6.944,44	128,24	0,28 R
Aceroleira (<i>Malpighia</i> spp.)						
P18A2B1	6,57	4,0	3,9	19.108,00	3.790,9	3,82 S
P24A2B1	5,53	3,8	3,1	12.142,22	2.432,6	2,43 S
P27A3B5	8,77	4,5	3,9	21.686,00	3.098,3	4,34 S
P29A3B5	5,09	2,7	2,7	10.113,33	2.614,0	2,00 S
P33A2Bordadura	6,25	3,9	3,5	9.372,00	1.687,5	1,88 S
P34A3B5	5,07	4,1	4,1	22.204,00	5.057,3	4,44 S
Bananeira (<i>Musa</i> spp.)						
(AAB/maçã) ‘Thap Maeo’	282,21	4,86	4,71	368783,57	1306,75	36,88 S
(AAB/ plátano) ‘Terra’	136,71	5	4,29	319140,00	2334,36	31,91 S
(AAAB/ maçã) ‘Princesa’	380,14	4,86	4,43	173995,71	457,71	17,40 S
(AAAB/maçã) ‘Tropical’	385,4	4,6	4,0	154410,00	400,61	15,44 S
(AAAB/prata) ‘Garantida’	313,8	5	4,9	141995,63	452,58	14,20 S
(AAAB/ prata) ‘Galil 18’	370,60	5	5	138297,00	373,17	13,83 S
(AAB/ prata) ‘Prata anã’	342,29	5	5	114696,43	335,09	11,47 S

Genótipos	Peso da raiz (g)	IG ¹	IMO ²	Nº total de ovos (NTO)	NTO/ grama de raiz	FR/ Reação ³
(AAAB/ prata) ‘Japira’	316,00	4,88	4,63	88370,63	279,65	8,84 S
(AAAB/ prata) ‘Preciosa’	330,25	3,63	2,88	68416,88	207,17	6,84 S
(AA/cavendish) ‘Grande Naine’	248,13	4,50	3,38	63543,75	256,10	6,35 S
Cajueiro (<i>Anacardium occidentale</i> L.)						
‘CCP 06’	51,5	0,0	0,00	0,00	0,00	0,00 I
‘CCP 1001’	53,0	0,0	0,00	0,00	0,00	0,00 I
Caramboleira (<i>Averrhoa</i> sp.)						
‘Hart’	129,67	0	0	1777,78	13,35	0,18 R
‘Arkin’	142,67	0	0	1111,11	4,84	0,11 R
‘Tean-ma’	188,38	0	0	833,33	3,81	0,08 R
‘Weller’	132,80	0	0	533,33	3,79	0,05 R
‘Star King Sweet’	122,37	0	0	277,78	2,57	0,03 R
‘Butts’	47,00	0	0	0,00	0,00	0,00 I
‘Fwang Tung’	92,92	0	0	0,00	0,00	0,00 I
‘Golden Star’	174,75	0	0	0,00	0,00	0,00 I
‘Nota-10’	108,33	0	0	0,00	0,00	0,00 I
Cítricos						
Limão (<i>Citrus volkameriana</i> Pasq.)						
Volkameriano	14,69	0	0	58,33	10,47	0,01 R
Citrange (<i>C. sinensis</i> [L.] Osb. x <i>Poncirus trifoliata</i> [L.] Raf.) ‘Troyer’						
Citrange ‘Carrizo’	8,00	0	0	37,5	5,06	0,00 I
Citrange ‘Carrizo’	10,69	0	0	0	0	0,00 I
Citrumelo (<i>C. paradisi</i> Macf. × <i>P. trifoliata</i>) ‘Swingle’						
Citrumelo ‘Swingle’	7,69	0	0	0	0	0,00 I
Limão (<i>C. limonia</i> Osbeck) Cravo						
Limão ‘Cravo’	22,00	0	0	0	0	0,00 I
Tangerina (<i>C. reticulata</i> Blanco)						
Cleópatra	2,63	0	0	0	0	0,00 I
Tangerina (<i>C. sunki</i> Hort. Ex Tan.)						
Sunki	7,44	0	0	0	0	0,00 I
Trifoliata (<i>P. trifoliata</i>)						
Trifoliata	3,06	0	0	0	0	0,00 I
Coqueiro (<i>Cocos nucifera</i> L.)						
‘Anão verde’	83,5	0	0	555,56	6,10	0,06 R
‘BR 001’	84,75	0	0	0	0	0,00 I
‘Gigante do Brasil da Praia Forte’	40,92	0	0	222,22	8,37	0,02 R
Gravioleira (<i>Annona muricata</i> L.)						
‘Comum’	22,79	0	0	14,29	0,67	0,00 I
‘Morada’	25,75	0	0	5,56	0,24	0,00 I
Mamoeiro (<i>Carica papaya</i> L.)						
Formosa	28,79	3,43	2,86	333,33	7,69	0,03 R
Formosa ⁴	124,67	3,67	3,00	13944,44	114,74	1,39 S
Papaya	46,06	4,63	3,88	770,83	14,38	0,08 R
Papaya ⁵	98,17	3,50	2,67	9444,44	117,82	0,94 R
Mangueira (<i>Mangifera indica</i> L.)						
Comum	52,0	0,0	0,00	0,00	0,00	0,00 I
Coquinho	33,5	0,0	0,00	0,00	0,00	0,00 I
Espada	90,5	0,0	0,00	0,00	0,00	0,00 I
Maracujazeiro						
Maracujá doce (<i>P. nítida</i> Kunth.)						
Maracujá doce	31,5	0,75	0,75	4.916,67	177,97	0,49 R
Maracujá selvagem (<i>P. setacea</i> D.C.)						
Maracujá selvagem	36,6	0	0	2.800	100,1	0,28 R
Maracujá doce ‘Decaisneana’ (<i>P. alata</i> x <i>P. quadrangularis</i>)						
Maracujá doce ‘Decaisneana’	36,25	1	0	1.333,33	74,24	0,13 R
Maracujá selvagem da flôr vermelha (<i>P. coccinea</i> Aubl.)						
Maracujá selvagem da flôr vermelha	77,88	0	0	1.166,7	16,47	0,12 R
Maracujá ornamental ‘Estrela do cerrado’ (<i>P. coccinea</i> x <i>P. setacea</i>)						
Maracujá ornamental ‘Estrela do cerrado’	25,63	0	0	1.000,00	37,83	0,10 R
<i>P. edulis</i> x <i>P. setacea</i>						
Maracujá ornamental ‘Estrela do cerrado’	60,83	0	0	1.000,00	18,73	0,10 R
Maracujá selvagem (<i>P. cincinnata</i> Mast.)						
Maracujá selvagem	35,44	0,13	0	791,67	27,03	0,08 R

Genótipos	Peso da raiz (g)	IG ¹	IMO ²	Nº total de ovos (NTO)	NTO/grama de raiz	FR/Reação ³
Maracujá azedo ‘Vermelhinho pequeno’ (híbrido de <i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>)	33,63	0	0	875,00	29,72	0,09 R
Maracujá ornamental ‘Rubiflora’ (<i>P. coccinea</i> x <i>P. setacea</i>)	43,12	0,25	0	0	0	0,00 I
Maracujá azedo ‘Gigante Amarelo’ - GA2 (híbrido de <i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>)	104,69	0,25	0	0	0	0,00 I
Maracujá azedo ‘Sol do Cerrado’ - EC2 (híbrido de <i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>)	84,38	0	0	0	0	0,00 I
Maracujá azedo ‘Ouro vermelho’ - AR1 (híbrido de <i>P. edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>)	33,08	0	0	0	0	0,00 I
Meloeiro (<i>Cucumis melo</i> L)						
Espanhol (Amarelo ou Comum)	51,63	5	4,38	42.916,67	852,74	8,58 S
Orange lisa	20,06	5	4,5	33.625,00	1.708,39	6,73 S
Japonês	24,64	4,86	4,14	32523,81	1.562,63	6,50 S
Caipira	16,81	5	3,75	27.208,33	2.255,43	5,44 S
Orange verde	20,38	5	4,63	27.000,00	1.629,68	5,40 S
Cantaloupe	25,06	5	4,13	13.041,67	630,46	2,61 S
Morangueiro (<i>Fragaria x ananassa</i> Duch ex Rozier)						
‘Aromas’	13,50	0	0	0	0	0,00 I
‘Camarosi’	13,24	0	0	0	0	0,00 I
‘Camino Real’	11,13	0	0	0	0	0,00 I
‘Diamante’	12,51	0	0	0	0	0,00 I
‘Oso Grande’	14,06	0	0	0	0	0,00 I
‘Santa Clara’	8,86	0	0	0	0	0,00 I
‘Ventana’	14,93	0	0	0	0	0,00 I
Sapotizeiro (<i>Manilkara zapota</i> (L) P. Royen.)						
‘IPA 180’	9,50	0,13	0,13	167	18	0,02 R
‘IPA 31’	9,00	0,13	0,13	100,00	11,00	0,01 R
‘IPA 33’	8,50	0	0	0	0	0,00 I
Videira (<i>Vitis</i> spp.)						
‘Chardonnay’	13,35	4,33		48.472,22	3.089,03	4,85 S
‘Solferino’	18,25	4,33		11.277,78	672,96	1,13 S
‘IAC 766’	11,57	1,00		1000,00	90,11	0,10 R
‘IAC 572’	22,47	1,33		583,33	26,01	0,06 R
‘Rupestris du Lot’	16,92	1,00		466,67	25,63	0,05 R
‘IAC313’	20,06	0,33		277,78	19,57	0,03 R
‘Paulsen 1103’	25,57	0,80		300,00	15,77	0,03 R
‘Salt Creeck’	8,60	0,00		83,33	11,04	0,01 R
‘Harmonny’	30,02	0,00		0,00	0,00	0,00 I
‘K5BB –Kobber’	11,64	0,00		0,00	0,00	0,00 I
Testemunhas						
Goiabeira ‘Paluma’	151,5	5	5	4.486.000,66	29.615,00	179,7 S
Goiabeira ‘Paluma’	186,00	5	5	5.460.000,00	29.355,00	218,4 S
Goiabeira ‘Paluma’	330	5	5	2398500,00	7268,18	239,8 S
Tomateiro	390	5	5	2.820.000	7.231	282,0 S

Os valores são médias de oito repetições (oito raízes).¹ O Índice de galhas (IG) e ² Índice de massas de ovos (IMO) foram baseados numa escala de 0 – 5, em que: 0 = nenhuma galha ou massa de ovos, 1 = 1 a 2 galhas ou massa de ovos, 2 = 3 a 10 galhas ou massa de ovos, 3 = 11 a 30 galhas ou massa de ovos, 4 = 31 a 10 galhas ou massa de ovos e 5 = 100 ou mais galhas ou massas de ovos para cada sistema radicular (Taylor e Sasser, 1978; Hartman e Sasser, 1985).³ Fator de Reprodução (FR = população final/população inicial) em que: FR = 0 – imune (I), FR < 1,00 – resistente (R) e FR ≥ 1,00 – suscetível (S) (Oostenbrink, 1966) ⁴Formosa em consórcio com goiabeira, FR goiaba = 15,84 ⁵ Papaya em consórcio com goiabeira, FR goiaba = 17,32.

5.6 DISCUSSÃO

Todos os genótipos de meloeiro foram considerados bons hospedeiros de *M. enterolobii*, com $IG > 4$, $IMO > 3$ e FR que variou de 2,61 a 8,58. Bitencourt e Silva (2010) também confirmaram a suscetibilidade do meloeiro amarelo a *M. enterolobii*. O meloeiro cantaloupe, em avaliações conduzidas por diversos autores, foi um dos mais suscetíveis ao nematoide-das-galhas (Thomason e McKinney, 1959; DiVito *et al.*, 1983; Ferris, 1985).

Todos os genótipos de bananeira testados são amplamente cultivados no Brasil e foram também considerados bons hospedeiros de *M. enterolobii*, com $IG > 3$, $IMO \cong 3$ e fatores de reprodução que variaram de 6,35 a 36,88. Na ausência de nematoides migradores, o nematoide-das-galhas são importantes na bananicultura, sendo mais danosos nas regiões subtropicais em condições de estresse de água e nutrientes (Zem e Alves, 1978; Van den Bergh *et al.*, 2006). As perdas a campo são relacionadas à população do nematoide, idade da planta e condições edafo-climáticas (Gowen e Quénéhervé, 2005). O fator de reprodução da cultivar Grande Naine foi o menor quando comparado àqueles encontrados nas cultivares testadas neste trabalho, embora, a ‘Grande Naine’ seja considerada padrão de suscetibilidade para outras espécies de *Meloidogyne* (Price, 1994; Speijer e De Waele, 1997; Quénéhervé *et al.*, 2009).

Todos os genótipos de maracujazeiro foram maus hospedeiros, com fatores de reprodução que variaram de 0,0 a 0,49. Não foram observadas galhas ($IG \cong 1$) e massas de ovos ($IMO \cong 0$) na maioria dos genótipos. Portanto, o maracujazeiro é uma cultura com potencial para substituição de goiabeiras. Semelhantes resultados foram obtidos por Castro *et al.* (2010) para maracujazeiros inoculados com *M. incognita*. *Meloidogyne enterolobii* ocorreu naturalmente em *P. mucronata* Lam., em São João da Barra, RJ (Lima *et al.*, 2003). Para Lordello e Monteiro (1973) o nematoide-das-galhas causa danos somente em viveiros de maracujazeiros em alguns países, com presença de galhas e poucas fêmeas jovens. A meloidoginose é problema em maracujazeiro na África do Sul (Villiers e Milne, 1973), mas o mesmo não ocorre no Quênia (Ondieki, 1975) e em Fiji (Kirby, 1978). Bridge *et al.* (1996) relatam a suscetibilidade de *Passiflora* a *Meloidogyne* em Belize. Ferraz e Oliveira (1980) detectaram uma alta população de *M. incognita* em maracujazeiros, porém, Ponte (1992) comenta que a meloidoginose, no Nordeste brasileiro, não é uma doença severa para essa cultura. O nematoide-das-galhas ocorre em

maracujazeiro na Índia (Reddy *et al.*, 1980) com danos ao maracujazeiro vermelho e tolerância no amarelo (Reddy *et al.*, 1981).

Houve variação de suscetibilidade entre os genótipos empregados como porta-enxertos de videira a *M. enterolobii*. Dois foram classificados como não hospedeiros (IG e FR=0), seis como maus hospedeiros (IG \cong 1 e FR<1) e dois como bons hospedeiros ('Solferino' e 'Chardonay', com IG \cong 4 e FR>1). 'Chardonay' é conhecido como padrão de suscetibilidade ao nematoide-das-galhas (Ingels, 1992; Aballay *et al.*, 2009). 'Harmony' (*Vitis champinii* Planchon x 1613c) e 'Paulsen' [*V. berlandieri* Planch. x *V. rupestris* Scheele] foram classificados como resistentes, comportamento também observado por diversos autores (Ingels, 1992; Tsay e Lin, 1992; Goumas e Tzortzakakis, 1998; Anwar e McKenry, 2000; Al-Sayed *et al.*, 2005; McKenry e Anwar, 2007), o que confirma os resultados apresentados neste trabalho.

As plantas de abacateiro, cajueiro, gravioleira e mangueira foram imunes a *M. enterolobii*, com IG, IMO e FR igual a zero, sendo a atemoeira resistente, com IG e IMO igual a zero e FR<1. A meloidoginose não tem sido considerada uma doença do cajueiro (Netscher, 1981; Freire *et al.*, 2002). Mudanças de cajueiro inoculadas com *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica* não demonstraram nenhum sintoma (Ponte e Saraiva, 1973). Castellano *et al.* (2004) também verificaram a ausência de galhas e pouca reprodução de *M. incognita* em cajueiros vermelho e amarelo, respectivamente, com FR iguais a 0,10 e 0,32 .

Meloidogyne sp. ocorre em abacateiro na Nova Zelândia, sendo que poucas fêmeas e ovos de *M. hapla* foram visualizados em apenas algumas amostras de raízes (Knight, 2001). Outros trabalhos relatam a presença do nematoide-das-galhas em abacateiro (Petit, 1990; Bafokusara, 1996; Saltaren *et al.*, 1998; Hernandez-Hernandez *et al.*, 2006). Resistência em anonáceas ao nematoide-das-galhas já foi relatada por outros autores (Ponte *et al.*, 1976; Oliveira e Monteiro, 1991; Oliveira *et al.*, 1991; Monteiro *et al.*, 1996; Ribeiro *et al.*, 2004; Hernandez-Hernandez *et al.*, 2006).

A resistência de mangueira ao nematoide-das-galhas foi encontrada por Ponte *et al.* (1976). *Meloidogyne* não infectou mangueira em Cuba (Sabori *et al.*, 1992) e quando a mangueira foi consorciada com palmeiras, causou a diminuição da população do nematoide-das-galhas nas palmeiras (Youssef e El-Nagdi, 2009). Por outro lado, infecções de *M. incognita* e *M. javanica* ocorrem em mangueira na China (Yin *et al.*,

1995), Paquistão (Khan *et al.*, 2005; Musarrat *et al.*, 2006) e na Índia (Mani e Al Hinai, 1995; Sayed *et al.*, 2010). Outros trabalhos relataram a presença do nematoide-das-galhas em mangueira (Bafokusara, 1996; Hernandez-Hernandez, *et al.*, 2006).

Os genótipos de citros não foram hospedeiros de *M. enterolobii*, com IG e IMO igual a zero e $FR < 1$. Somavilla *et al.* (2009) também verificaram que a tangerineira Sunki foi imune a uma população de *M. ethiopica* proveniente do Chile. Van Gundy *et al.* (1959) relataram a formação de galhas de *M. incognita*, *M. javanica* e *M. hapla* no citrange 'Troyer', mas, sem reprodução do nematoide. Resultados similares foram encontrados por Inserra *et al.* (1978). Já Gill (1971) e Ciancio *et al.* (1992) verificaram a presença de galhas e ovos de *M. javanica* em trifoliata e citrange 'Troyer'.

Todos os genótipos de morangueiro foram imunes a *M. enterolobii*, com IG, IMO e FR igual a zero. Existe relato de imunidade em 'Aromas', 'Camarosa', 'Diamante' e 'Oso Grande' a *M. ethiopica* (Somavilla *et al.*, 2006). 'Camarosa' e 'Diamante' também foram classificados como resistentes a *M. hapla* (Pinkerton e Finn, 2005).

Verificou-se que a figueira é uma cultura hospedeira de *M. enterolobii*, com IG e IMO > 4 e $FR > 1$. O nematoide-das-galhas causa danos em figueiras do Estado de São Paulo e Rio Grande do Sul, principais produtores de figo no Brasil (Gomes *et al.*, 2009). Em território brasileiro, a principal cultivar de figueira plantada é a 'Roxo de Valinhos', que é suscetível ao nematoide-das-galhas e não há disponibilidade de porta-enxertos de figueira resistentes a meloidoginose no Brasil (Medina *et al.*, 2006).

A amoreira comum e a jabuticabeira foram detectadas como resistentes a *M. enterolobii* (IMO=1 e $FR < 1$), apesar de terem sido observadas galhas do patógeno nessas culturas (IG igual a 3 e 2,5, respectivamente). Somavilla *et al.* (2009) verificaram a imunidade de jabuticabeira a *M. ethiopica*. Nenhum pomar de amoreira (*Morus* spp.) de Chamarajanagar, Índia, tem sido afetado pelo nematoide-das-galhas (Mallikarjuna *et al.*, 2010), apesar de existirem trabalhos que relatam a suscetibilidade dessa cultura à meloidoginose (Silva *et al.*, 1992; Castillo *et al.*, 2001; Kepenekc *et al.*, 2006; Esfahani e Ahmadi, 2010).

O açazeiro, a caramboleira e o coqueiro foram maus hospedeiros de *M. enterolobii*, com IG e IMO igual a zero e $FR < 1$. O sapatizeiro também foi considerado um hospedeiro ruim ($FR < 1$), com baixa formação de galhas ($IG < 1$) e de massas de ovos (IMO < 1). Relatos de palmeiras infectadas por *Meloidogyne* ocorrem na África e Índia,

principalmente, em tamareira e coqueiro (Mc Sorley, 1992; Sheela, 1995; Rama e Dasgupta, 2000; Aboul-eid *et al.*, 2006; Banu e Lyer, 2006; Patel *et al.*, 2007 e 2008; Youssef e El-Nagdi, 2009). Outros autores consideraram a caramboleira (Ponte *et al.*, 1976; Yuen, 1993) e o sapotizeiro (Ponte *et al.*, 1976; Petit, 1990; Coimbra *et al.*, 2006) como plantas resistentes ao nematoide-das-galhas.

O mamoeiro foi considerado resistente a *M. enterolobii*, apesar de terem sido observadas galhas (IG>3) e massas de ovos necrosadas (IMO \cong 3), tanto no monocultivo como em consórcio com goiabeira. Brito *et al.* (2008) verificaram, por isoenzimas, que o mamoeiro foi hospedeiro de *M. enterolobii* e Siqueira *et al.* (2009) encontraram em Goiás galhas de *M. enterolobii* em mamoeiro consorciado com goiabeira, porém, com poucas massas de ovos (IMO = 2) nas raízes dos mamoeiros coletados no campo. Para esses autores, o mamoeiro foi tolerante a *M. enterolobii*, visto que, no campo, nenhum sintoma foi observado na parte aérea das plantas e segundo o produtor, alta produtividade foi mantida (Carneiro, R.M.G.D. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Comunicação pessoal, 2012). Babatola (1985), Reddy *et al.* (1988), Nayak *et al.* (1990), Iglesias e Perez (1991), Rosales e Suarez (2001) e Maselli *et al.* (2010), não encontraram resistência em mamão ao nematoide-das-galhas, porém, geralmente esses trabalhos não avaliaram o fator de reprodução.

Todos os genótipos de aceroleiras foram suscetíveis a *M. enterolobii*, com IG e IMO, aproximadamente, igual a três e FR>1. Lugo *et al.* (2005), Souza *et al.* (2006) e Bueno *et al.* (2007) já relataram essa cultura como boa hospedeira de *M. enterolobii*, confirmando o encontrado neste estudo.

Embora *M. enterolobii* seja considerado uma espécie polífaga (Maranhão, *et al.*, 2001; Carneiro, 2003; Lima *et al.*, 2003), várias fruteiras comportaram-se como não hospedeiras ou más hospedeiras dessa espécie de nematoide, portanto, com potencial de serem usadas como alternativa para pomares infestados, pois, não permitirão o aumento populacional do nematoide. Essas fruteiras são as seguintes: abacateiro, açazeiro, amoreira comum, atemoeira, cajueiro, caramboleira, citros, coqueiro, gravioleira, jabuticabeira, mangueira, maracujazeiro, morangueiro, sapotizeiro e alguns porta-enxertos de videira.

5.7 CONCLUSÕES

A maioria das fruteiras testadas foram resistentes a *M. enterolobii*, a saber, abacateiro, açazeiro, amoreira comum, atemoeira, cajueiro, caramboleira, citros, coqueiro, gravioleira, jabuticabeira, mangueira, maracujazeiro, morangueiro, sapotizeiro e alguns porta-enxertos de videira, portanto, com potencial de serem utilizadas como alternativa para pomares infestados com *M. enterolobii*.

5.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABALLAY, E.; PERSSON, P.; MÅRTENSSON, A. Plant-parasitic nematodes in chilean vineyards. **Nematropica**, v.39, p.85-97, 2009.
- ABOUL-EID, H.Z.; HASABO, S.A.; NOWEER, E.M.A. Effect of a nematode-trapping fungus *Dactylaria brochopaga* on *Meloidogyne incognita* infesting olives and coconut palms in Egypt. **International Journal of Nematology**, v.16, p.65-69, 2006.
- AL-SAYED, A.A.; KHEIR, A.M.; EL-NAGGAR, H.I.; KESBA, H.H. Could other *Vitis* species be helpful in nematode management in Egypt's sand soil viticultures? **Bulletin of Faculty of Agriculture, Cairo University**, v. 56, p. 393-406, 2005.
- ANWAR, S.A.; MCKENRY, M.V.; FADDOUL, J. Reproductive variability of field populations of *Meloidogyne* spp. on grape rootstocks. **Journal of Nematology**, v.32, p.265-270, 2000.
- BABATOLA, J.O. Effects on the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on *Carica papaya* seedlings. **Pakistan Journal of Nematology**, v.3, p.87-90, 1985.
- BAFOKUSARA, N.D. Incidence of different nematodes on vegetable and fruit crops and preliminary assessment of yield loss due to *Meloidogyne* species in Uganda. **Nematologia Brasileira**, v. 20, p.32-43, 1996.
- BANU, J.G.; LYER, R. Effect of vermiwash on nematodes prevalent in coconut based high-density multispecies cropping system. **Indian Journal of Nematology**, v. 36, p.195-199, 2006.
- BITENCOURT, N.V.; SILVA, G.S. Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on vegetables. **Nematologia Brasileira**, v. 34, p. 181-183, 2010.

- BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 6, p. 553, 1981.
- BRIDGE, J.; HUNT, D.J.; HUNT, P. Plant-parasitic nematodes of crops in Belize. **Nematropica**, v. 26, p.111-119, 1996.
- BRITO, J.A.; KAUR, R.; CETINTAS, R.; STANLEY, J.D.; MENDES, M.L.; MCAVOY, E.J.; POWERS, T.O.; DICKSON, D.W. Identification and isozyme characterisation of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops, and weed plants in Florida. **Nematology**, v.10, p. 757-766, 2008.
- BUENO, P.R.R.; GUERREIRO, J.C.; BRASS, F.E.B.; CERVIGNI, G. Primeiro relato de ocorrência do nematoide *Meloidogyne mayaguensis* em acerola, na região de Garça - SP. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 7, p.1-2, 2007.
- CASTELLANO, G.; QUIJADA, O.; JIMENEZ-PEREZ, N.; BRICENO, E. Plant parasitic nematodes associated with cashew, tamarind and acerola crops in Zulia State and response of two cashew cultivars to the nematode *Meloidogyne incognita*. **Fitopatologia Venezolana**, v. 17, p. 6-8, 2004.
- CASTILLO, P.; VITO, M.; DI VOVLAS, N.; JIMENEZ-DIAZ, R.M. Host-parasite relationships in root-knot disease of white mulberry. **Plant Disease**, v. 85, p. 277-281, 2001.
- CASTRO, A.P.G.; CARES, J.E.; CARVALHO, D.D.C.; ANDRADE, E.P.; FALEIRO, F.G.; GOULART, A.C.M. Resistência de genótipos comerciais e silvestres de *Passiflora* spp. a *Meloidogyne incognita* em condições de casa de vegetação. **Revista da FZVA**, v.17, p. 186-198, 2010.
- CIANCIO, A.; GIUDICE, V.L.; BONSIGNORE, R.; ROCCUZZO, G. Root-knot nematodes attacking weeds in Southern Italy. **Informatore Fitopatologico**, v. 42, n. 6, p. 55-57, 1992.
- COBON, J.A.; TROTT, J. Resistance of selected strawberry cultivars to root-knot nematode species (*Meloidogyne* spp.). **Acta Horticulturae**, v. 708, p. 173-175, 2006.
- COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Enzyme phenotype and genetic diversity of rootknot nematodes parasitizing *Musa* in Brazil. **Nematology**, v. 6, p. 85-95, 2004.
- COIMBRA, J.L.; ALMEIDA, N.S.; GARRIDO, M.S.; SOARES, A.C.F.; SOUSA, C.S.; CARMO, D.O. Plant parasitic nematodes associated with exotic and native fruit

trees in the Reconcavo Region of the State of Bahia, Brazil. **Magistra**, v. 18, p. 48-51, 2006.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; MOLINA R.O.; COSTA, A.T. Nematoses which cause diseases in fruit trees. **Agro@ambiente On-line**, v.2, p. 46-56, 2008.

DICKSTEIN, E.R.; KRUSBERG, L.R. Reaction of strawberry cultivars to the northern root-knot nematode, *Meloidogyne hapla*. **Plant Disease Reporter**, v. 62, p. 60-61, 1978.

DI VITO, M.; GRECO, N.; CARELLA, A. The effect of population densities of *Meloidogyne incognita* on the yield of cantaloupe and tobacco. **Nematologia Mediterranea**, v. 11, p. 169–174, 1983.

DUNCAN, L.W. Nematode parasites of citrus. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB PUBLISHING, 2005. Ed.2, 437-466.

EDWARDS, W.H.; JONES, R.K.; SCHIMIDT, D.P. Host suitability and parasitism of selected strawberry cultivars by *Meloidogyne hapla* and *M. incognita*. **Plant Disease**, v. 69, p. 40-42, 1985.

EL-BORAI, F.E.; DUNCAN, L.W. Nematode parasites of subtropical and tropical fruit tree crops. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB PUBLISHING, 2005. Ed. 2, 467- 492.

EL-MOOR, R.D.; PEIXOTO, J.R.; RAMOS, M.L.G.; MATTOS, J.K.A. Reação de dez progênies de maracujá-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG) e do maracujá-doce (*Passiflora alata* Dryand) à raça 1 de *Meloidogyne incognita*. **Bioscience Journal**, v. 22, p. 57-61, 2006.

EL-MOOR, R.D.; PEIXOTO, J.R.; RAMOS, M.L.G.; MATTOS, J.K.A. Reação de genótipos de maracujazeiro azedo aos nematóides de galhas (*Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*). **Bioscience Journal**, v.25, p.53-59, 2009.

ESFAHANI, M.N.; AHMADI, A. Field observations on the reaction of medicinal plants to root-knot nematodes in Isfahan, Iran. **International Journal of Nematology**, v. 20, p. 107-112, 2010.

FERRAZ, L.C.C.B.; OLIVEIRA, J.C. Água de irrigação como agente disseminador de nematóides em viveiros de mudas. **Revista de Agricultura**, v.55, p.13-19, 1980.

- FERRIS, H. Density-dependent nematode seasonal multiplication rates and overwinter survivorship: A critical point model. **Journal of Nematology**, v. 17, p. 93–100, 1985.
- FREIRE, F.C.O.; CARDOSO, J.E.; SANTOS, A.A.; VIANA, F.M.P. Diseases of cashew nut plants (*Anacardium occidentale* L.) in Brazil. **Crop Protection**, v.21, p. 489-494, 2002.
- GARCIA, M.J.D.M.; ALMEIDA, A.M.; WILCKEN, S.R.S.; FISCHER, I.H.; SAMPAIO, A.L.; JESUS, A.M.; FUMIS T. Reação de maracujazeiro amarelo ‘Afruvec’ e ‘Maguary’ a *Meloidogyne* spp. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.75, p.235-238, 2008.
- GARCIA, M.J.D.M.; FISCHER, I.H.; BUENO, C.J.; SAMPAIO, A.L.; WILCKEN, S.R.S.; BERTANI, R.M.A. Reação de maracujazeiro amarelo a *Meloidogyne incognita* raça 3. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.78, p.137-139, 2011.
- GILL, H.S. Occurrence and reproduction of *Meloidogyne javanica* on three species of citrus in California. **Plant Disease Reporter**, v. 55, p. 607-608, 1971.
- GOMES, J.E.; SANTOS, J.M.; PERECIN, D.; MARTINS, A.B.G. Resistance of West Indian cherry (*Malpighia emarginata* DC) clones to *Meloidogyne javanica* under greenhouse conditions. **Nematologia Brasileira**, v. 24, p. 65–71, 2000.
- GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; GOMES CARNEIRO, R.M.D.; ZECCA, A.G.D.; COSTA F.A.; MEDINA, I.L. Monitoramento do nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em figueira (*Ficus carica* L.) no Rio Grande do Sul. **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento/Embrapa Clima Temperado**, n. 86, 19 p., 2009.
- GOUMAS, D.E.; TZORTZAKAKIS, E.A. Reproduction of *Xiphinema index* and *Meloidogyne* species and infection of *Agrobacterium vitis* on grapevine rootstocks. **Phytopathologia Mediterranea**, v.37, p. 22-27, 1998.
- GOWEN, S.R.; QUÉNÉHERVÉ, P.; Fogain, R. 2005. Nematode parasites of bananas and plantains. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.) **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL, 2005, p. 611-644.
- HARTMAN, K.M.; SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C.; BARKER, K.R. (Ed.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*: methodology**. Raleigh: NORTH CAROLINA STATE UNIVERSITY GRAPHICS, 1985, p. 69-77.

HERNANDEZ-HERNANDEZ, R.; VALLIN, G.; HERNANDEZ, D. Plant parasitic nematode diagnosis in fruit crop soils. **Fitosanidad**, v.10, p. 261-264, 2006.

IGLESIAS, M.P.; PEREZ, J.A. Susceptibility of six papaya (*Carica papaya*) varieties to *Meloidogyne incognita*. **Proteccion de Plantas**, v. 1, p. 41-46, 1991.

INGELS, C. Sustainable agriculture and grape production. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 43, p. 296-298, 1992.

INSERRA, R.N.; PERROTTA, G.; VOVLAS, N.; CATARA, A. Reaction of *Citrus* Rootstocks to *Meloidogyne javanica*. **Journal of Nematology**, v. 10, p. 181-184, 1978.

KEPENEKC, I.; TOKTAY, H.; EVLCE, E.; OZARSLANDAN, A. Potato (*Solanum tuberosum* L.) fig (*Ficus* spp.) and mulberry (*Morus* spp.) new host records of root-knot nematodes in Turkey. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 24, p. 217-219, 2006.

KHAN, M.L. Plant parasitic nematodes associated with strawberry in Himachal Pradesh and varietal screening. **Indian Journal of Nematology**, v.33, p. 83-84, 2003.

KHAN, A.; SAYED, M.; SHAUKAT, S.S. Nematodes associated with mango in Sindh. **International Journal of Biology and Biotechnology**, v. 2, p. 917-919, 2005.

KHANIZADEH, S.; BELAIR, G.; LAREAU, M.J. Relative susceptibility of five strawberry cultivars to *Meloidogyne hapla* under three soil water deficit levels. **Phytoprotection**, v. 75, p. 133-137, 1994.

KIRBY, M.F. Reniform and root-knot nematodes on passion fruit in Fiji. **Nematropica**, v. 8, p. 21-25, 1978.

KNIGHT, K.W.L. Plant parasitic nematodes associated with six subtropical crops in New Zealand. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 29, p. 267-275, 2001.

LIMA, I.M.; DOLINKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre as plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**, v.27, p.257-258, 2003.

LORDELLO, L.G.E.; MONTEIRO, A.R. Nematóides parasitos do maracujazeiro. **O Solo**, v.65, p.17-19, 1973.

LUGO, Z.; CROZZOLI, R.; MOLINARI, S.; GRECO, N.; PERICHI, G.; JIMENEZ-PEREZ, N. Isozyme patterns of Venezuelan populations of *Meloidogyne* spp. **Fitopatologia Venezolana**, v.18, p. 26-29, 2005.

- MALLIKARJUNA, B.; MAGADUM, S.B.; GUNASHEKAR, V. A survey on incidence of root diseases of mulberry. **Karnataka Journal of Agricultural Sciences**, v. 23, p. 655, 2010.
- MANI, A.; AL HINAI, M.S. Mango, a new host of *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 23, p. 267, 1995.
- MARANHÃO, S.R.V.L.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de indivíduos segregantes de Goiabeira a *Meloidogyne incognita* 1 e *M. mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v.25, p.191-195, 2001.
- MASELLI, A.; ROSALES, L.C.; GUEVARA, Y.; SUAREZ, H.Z. Reaction of the genera *Carica* and *Vasconcellea* materials to *Erwinia papayae*, *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis*. **Revista de Proteccion Vegetal**, v. 25, p. 157-165, 2010.
- MCKENRY, M.V.; ANWAR, S.A. Virulence of *Meloidogyne* spp. and induced resistance in grape rootstocks. **Journal of Nematology**, v. 39, p. 50-54, 2007.
- MCSORLEY, R. Nematological problems in tropical and subtropical fruit tree crops. **Nematropica**, v. 22, p.103-116, 1992.
- MEDINA, I.L.; GOMES, C.B.; ROSSI, C.E.; CARNEIRO, R.M.D.G. Caracterização e identificação de populações de nematóides de galhas provenientes de figueiras (*Ficus carica* L.) do Rio Grande do Sul e de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v.30, p. 179-187, 2006.
- MONTEIRO, A.R.; OLIVIERA, C.M.G.; KUROKI, A. Reação da pinha (*Annona squamosa* L.) a três espécies de fitonematóides. **Scientia Agricola**, v.53, p. 223-225, 1996.
- MUSARRAT, A.R.; FIROZA, K.; SHAHINA, F. Study of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in N.W.F.P. and Sindh, Pakistan. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 24, p. 1-7, 2006.
- NAYAK, M.G.; GOWDA, P.M.; KRISHNAPPA, K. Studies of chemical control of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* infesting papaya. **Mysore Journal of Agricultural Science**, v. 24, p. 61-67, 1990.
- NETSCHER, C. Arbres résistants au *Meloidogyne* spp.: utilisation comme brise-vent au Sénégal. **L'agronomie Tropicale Nogent**, v. 36, p. 175-177, 1981.
- OLIVEIRA, C.M.G.; GOULART, A.M.C.; FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.R. Resistência de gravioleira (*Annona muricata* L.) a *Meloidogyne arenaria* e *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 15, p. 204-205, 1991.

OLIVEIRA, C.M.G.; MONTEIRO, A.L.R. Hospedabilidade de *Annona squamosa* L. a sete espécies de fitonematoides. **Nematologia Brasileira**, v. 15, p. 190-195, 1991.

ONDIEKI, J.J. Diseases and pests of passionfruit in Kenya. **Acta Horticulturae**, v. 49, p. 291-293, 1975.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Van De Landbouwhogeschool**, v. 66, p.3-46, 1966.

PATEL, A.D.; PANICKAR, B.K.; PATEL, B.A.; PATEL, D.J. Community analysis of plant parasitic nematodes associated with agricultural crops in Junagadh district of Gujarat and Diu-union territory. **Indian Journal of Nematology**, v. 37, p. 68-71, 2007.

PATEL, A.D.; PANICKAR, B.K.; PATEL, B.A.; PATEL, D.J. Community analysis of plant parasitic nematodes associated with agricultural crops in Junagadh district of Gujarat and Diu-Union Territory. **Indian Journal of Nematology**, v. 38, p. 53-56, 2008.

PETIT, R.P. A survey of plant parasitic nematodes associated with fruit trees of economic importance in Venezuela. **Fitopatologia Venezolana**, v. 3, p. 2-5, 1990.

PINKERTON, J.; FINN, C.E. Responses of strawberry species and cultivars to the root-lesion and northern root-knot nematodes. **HortScience**, v. 40, p. 33-38, 2005.

PONTE, J.J. The yellow passion fruit plant nematosis in the northeast Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 16, p. 77-79, 1992.

PONTE, J.J.; SARAIVA, L.M. Imunidade do cajueiro, *Anacardium occidentale* L., a nematoides do gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1987. **Ciência Agronômica**, v. 3, p. 35-36, 1973.

PONTE, J.J.; LEMOS, J.W.V.; CASTRO, F.E.; MARIA L. Comportamento de plantas frutíferas tropicais em relação a nematóide das galhas. **Fitopatologia Brasileira**, v. 1, p. 29-33, 1976.

PRICE, N.S. Field trial evaluation of nematode susceptibility within *Musa*. **Fundamental Applied Nematology**, v. 17, p. 391-396, 1994.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H.; SALMON F. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**, v. 165, p.123–136, 2009.

RAMA, K.; DASGUPTA, M.K. Population ecology and community structure of plant parasitic nematodes associated with coconut and arecanut in northern West Bengal. **Indian Journal of Nematology**, v. 30, p. 175-182, 2000.

REDDY, P.P.; SINGH, D.B.; RAVISHANKAR, H.R. Host records of the root-knot and reniform nematodes. **Haryana Journal of Horticulture Sciences**, v. 9, p. 134-135, 1980.

REDDY, P.P. Pathogenicity of *Meloidogyne incognita* to passion-fruit. **Indian Journal Nematology**, v.11, p. 80-81, 1981.

REDDY, P.; PARVATHA, L.C.P.A.; SUBRAMANYAM, M.D. Evaluation of papaya cultivars and hybrids against *Meloidogyne incognita*. **Indian Journal of Nematology**, v. 18, p. 381-382, 1988.

RIBEIRO, R.C.F.; SOUZA, T.H.R.; XAVIER, A.A.; MIZOBUTSI, E.H.; PEREIRA, F.R.; BARROS, R.F.X. Reação de diferentes anonáceas a *Meloidogyne javanica*. **Unimontes Científica**, v.6, p.123-127, 2004.

RITZINGER, C.H.S.P.; SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V. Nematóides. In: SANTOS FILHO, H.P.; JUNQUEIRA, N.T.V,(Ed.). **Maracujá: fitossanidade**. Brasília: EMBRAPA INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA, 2003. p.49–55.

RITZINGER, R.; NORONHA, A.C.S.; FARIAS, A.R.N.; RITZINGER, C.H.S.P.; NASCIMENTO, A.S. Pragas em viveiro de mudas de aceroleira. **Acerola em Foco/ Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical**, n. 12, 2 p., 2006.

RITZINGER, C.H.S.P.; SILVA, A.L.; SAMPAIO, A.H.R.; SANTOS, H.G.; CALDAS, R.C. Efeito de populações de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* sobre espécies de maracujazeiro. Congresso Brasileiro de Fruticultura, XX/ Annual Meeting of the Interamerican Society for Tropical Horticulture, 54th, 2008, Vitória/ES. **Resumos**, 4p.

ROSALES, L.C.; SUAREZ, H.Z. Reaction of five *Carica* selections to *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 29, p. 177-180, 2001.

SABORI, I.; CABRERA, M.; LOPEZ, C.; MUINA, M. Identification of the shade plants, green cover plants and weeds susceptible to root-knot nematodes. **Revista Baracoa**, v. 22, p. 21-28, 1992.

SALTAREN, G.; AGUDELO, L.F.; TORRE, F.H.V.; LA, F.M. Nematofauna associated with avocado crop. **Fitopatologia Colombiana**, v. 22, p. 68-73, 1998.

SAMALIEV, H.Y.; MOHAMEDOVA, M. Plant-parasitic nematodes associated with strawberry (*Fragaria ananassa* Duch.) in Bulgaria. **Bulgarian Journal of Agricultural Science**, v. 17, p. 730-735, 2011.

SANTOS, A.A.; VIDAL, J.C.; FREIRE, F.C.O.; PAIVA, W.O.; FREITAS, A.S.M. Avaliação de genótipos de melão para resistência a meloidoginose e ao oídio. **Pesquisa em Andamento/ Embrapa Agroindústria Tropical**, Fortaleza, n. 55, 3 p., 1999.

SAYED, M.; KHAN, A.; KHATOON, N.; BILQEES, F.M.; SAMAD, M.A. Histopathology of mango roots infected by root-knot nematode. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 28, p. 335-340, 2010.

SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V.; GOMES, A.C. Nematoides nocivos ao maracujazeiro. **Comunicado Técnico/ Embrapa Cerrados**, Planaltina, Distrito Federal, n. 4, 4 p., 1999.

SHEELA, M.S. Analysis of phytonematodes associated with coconut-based cropping system in Kerala. **Indian Coconut Journal**, v. 26, p. 5-6, 1995.

SILVA, J.F.V.; PIZA, S.M.; CARNEIRO, R.G. Occurrence of *Paecilomyces lilacinus* infesting eggs of *Meloidogyne incognita* in the northwest of Parana. **Nematologia Brasileira**, v. 16, p. 74-76, 1992.

SIQUEIRA, K.M.S., FREITAS, V.M.; ALMEIDA, M.R.A.; SANTOS, M.F.A.; CARES, J.E.; TIGANO, M.S.; CARNEIRO, R.M.D.G. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, p.256-260, 2009.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C.B.; OLIVEIRA, R.P.; CARNEIRO, R.M.D.G. Resistance of strawberry cultivars to the root-knot nematode *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 299-301, 2006.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C.B.; ANTUNES, L.E.G.; OLIVEIRA, R.P.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reaction of different fruit crops to *Meloidogyne ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 252-255, 2009.

SOMMEN, A.T.C.; VAN DER NIJS, L.J.M.F.; DEN KARSSSEN, G. The root-knot nematode *Meloidogyne fallax* on strawberry in the Netherlands. **Plant Disease**, v. 89, p. 526, 2005.

SOUZA, R.M.; NOGUEIRA, M.S.; LIMA, I.M.; MELARATO, M.; DOLINSKI, C.M. Management of the guava root-knot nematode in Sao Joao da Barra, Brazil, and report of new hosts. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p.165-169, 2006.

SPEIJER, P. R.; DE WAELE, D. **Screening of musa germplasm for resistance and tolerance to nematodes**. Rome, Italy: IPGRI, 1997. 47 p. (Inibap Technical Guidelines, 1).

SZCZYGIEL, A. Trials on susceptibility of strawberry cultivars to the northern root-knot nematode, *Meloidogyne hapla*. **Fruit Science Reporter**, v. 8, p.115-119, 1981.

TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). Raleigh, NC: COOPERATIVO PUBLICATION DEPARTMENT OF PLANT PATHOLOGY, NORTH CAROLINA STATE UNIVERSITY/U.S. AGENCY INTERNATIONAL DIVISION, 111p., 1978.

TÉLIZ, D.; LANDA, B.B.; RAPOPORT, H.F.; CAMACHO, F.P.; JIMÉNEZ-DÍAZ, R.M.; CASTILLO, P. Plant-parasitic nematodes infecting grapevine in Southern Spain and susceptible reaction to root-knot nematodes of rootstocks reported as moderately resistant. **Plant Disease**, v. 91, p. 1147-1154, 2007.

THOMASON, I.J.; MCKINNEY, H.E. Reaction of some cucurbitaceae to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Plant Disease Reporter**, v. 43, p. 448-450, 1959.

TSAY, T.T.; LIN, Y.Y. The response of grape varieties and rootstocks to *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, 1949. **Plant Protection Bulletin (Taipei)**, v. 34, p. 301-306, 1992.

VAN DEN BERGH, I.; NGUYET, D.T.M.; TUYET, N.T.; NHI, H.H.; De WAELE, D. Influence of *Pratylenchus coffeae* and *Meloidogyne* spp. on plant growth and yield of banana (*Musa* spp.) in Vietnam. **Nematology**, v. 8, p. 265-271, 2006.

VAN GUNDY, S.D.; THOMASON, I.J.; RACKHAM, R.L. The reaction of three *Citrus* spp. to three *Meloidogyne* spp. **Plant Disease Reporter**, v. 43, p. 970-971, 1959.

VILLIERS, E.A.; MILNE, D.L. The control of nematodes on passion fruit. **Citrus and Sub-tropical Fruit Journal**, v.480, p.7-13, 1973.

VOVLAS, N.; INSERRA, R.N. Distribution and parasitism of root-knot nematodes on citrus. **Nematology circular/ Fla. Dept. Agric. & Consumer services. Division of Plant Industry**, n. 217, 5 p., 1996.

YIN, Y.Q. Surveys of parasitic nematodes on mango in Guangdong, China. **Acta Phytopathologica Sinica**, v. 25, p. 42, 1995.

YOUSSEF, M.M.A.; EL-NAGDI, W.M.A. Effect of mixed cropping with date palm on associated plant parasitic nematodes in Egypt. **International Journal of Nematology**, v. 19, p. 225-228, 2009.

YUEN, P.M. Occurrence of nematodes on starfruit, *Averrhoa carambola*. **MAPPS Newsletter**, v. 17, p. 28, 1993.

ZEM, A.C.; ALVES, E.J. Severa infestação de nematóides em bananeiras da cultivar 'Nanicão' na Bahia. **Nematologia Brasileira**, v. 3, p. 13-15, 1978.