

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA  
FILHO” FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE *Meloidogyne  
mayaguensis* EM POMAR DE GOIABEIRA E ESTUDO DO  
CONTROLE BIOLÓGICO COM FUNGOS NEMATÓFAGOS  
ASSOCIADO A CULTURAS DE COBERTURA**

**Camila Kauffmann Becaro Franco**

Engenheira Agrônoma

JABOTICABAL – SÃO PAULO – BRASIL  
2010

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE  
MESQUITA FILHO” FACULDADE DE CIÊNCIAS  
AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE *Meloidogyne  
mayaguensis* EM POMAR DE GOIABEIRA E ESTUDO DO  
CONTROLE BIOLÓGICO COM FUNGOS NEMATÓFAGOS  
ASSOCIADO A CULTURAS DE COBERTURA**

**Camila Kauffmann Becaro Franco**

**Orientador: Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos  
Co-orientador: Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Campus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola).

Jaboticabal - SP  
Junho - 2010

B388f Becaro - Franco, Camila Kauffmann  
Flutuação populacional de *Meloidogyne mayaguensis* em pomar de goiabeira e estudo do controle biológico com fungos nematófagos associado a culturas de cobertura/ Camila Kauffmann Becaro Franco. -- Jaboticabal, 2010  
xiii, 66 f. : il. ; 28 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2010  
Orientador: Jaime Maia dos Santos  
Banca examinadora: Julio Cesar Galli, Marineide Mendonça Aguilera  
Bibliografia

1. *Meloidogyne mayaguensis* - goiaba. 2. Goiaba - Controle biológico. 3. *Paecilomyces lilacinus* - goiaba. I. Título. II. Jaboticabal - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 634.42

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

## **DADOS CURRICULARES DO AUTOR**

**CAMILA KAUFFMANN BECARO FRANCO** – Nascida em 01 de fevereiro de 1983, em São Carlos-SP. Iniciou os estudos em agronomia na Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias Campus de Jaboticabal, onde graduou-se em Agronomia, em fevereiro de 2008. Foi bolsista do CNPq/PIBIC no período de 2005 a 2007, estagiou na área de fruticultura e nematologia do Departamento de Fitossanidade da mesma Faculdade, onde desenvolveu vários trabalhos na área de controle biológico de nematoides em frutíferas. Fez seu estágio curricular obrigatório na Predilecta Alimentos Ltda, em São Lourenço do Turvo-SP. Em 2008, ingressou como aluna regular no Curso de Mestrado do Programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias Campus de Jaboticabal.

**“O que vale na vida não é o ponto de partida e sim a caminhada.  
Caminhando e semeando, no fim terás o que colher.”  
(Cora Coralina)**

## **DEDICO**

Aos meus pais Cássia e Donizetti:  
Que semearam e cuidaram com  
amor e carinho, meu crescimento  
pessoal e profissional, me  
ensinando a viver com alegria e  
responsabilidade.  
A eles meu eterno amor e gratidão.

Aos meus irmãos Caroline e Pedro:  
Pelo amor e união. Somos a união  
sólida de carinho de quem sempre  
nos guiou.

Ao meu marido Danilo Franco:  
Motivo de felicidade e paixão em  
minha vida. Sempre ao meu lado  
com muito amor, incentivo e  
paciência. Amo você.

## **OFEREÇO**

A família Becaro, que sempre me apoiou em todos os momentos e que sempre me fez entender que o futuro é feito a partir da constante dedicação no presente.

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus, pela vida, saúde e disposição para enfrentar a jornada de cada dia.

À faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, pela estrutura fornecida durante o curso.

À Predilecta Alimentos Ltda, pela oportunidade e disponibilidade para condução dos experimentos a campo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão de bolsa de estudos.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos, pelos ensinamentos, motivação, amizade, e entusiasmo no dia a dia, sempre compartilhando sua experiência profissional.

Ao meu co-orientador Prof. Dr. Pedro L. M. Soares, pelo apoio, incentivo e amizade, que sempre esteve disposto com muita paciência a me orientar nos experimentos.

A toda equipe do laboratório de Nematologia da FCAV, que além do auxílio como excelentes profissionais, agradeço pela inestimável amizade que levarei comigo: André, Sandrinha e China.

Aos amigos de laboratório: Suelen, Paulo, Luciany, Sérgio, Bruno, Jeferson, Gleina, Pedro, Samira e Eduardo, pelo companheirismo e bons anos de convivência. Em especial a Rivanildo Junior Ferreira que sempre com muita boa vontade, disposição e amizade esteve presente nos experimentos a campo.

Aos funcionários do Departamento de Fitossanidade da FCAV/UNESP, em especial á Lígia, sempre pronta a atender com simpatia e profissionalismo.

Aos proprietários do Sítio Santo Antônio, local do experimento a campo, Sr. Arnaldo e D. Célia, sempre com grande disposição em ajudar e atenção conosco.

Enfim, a todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização e enriquecimento deste trabalho.

## SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS .....	ix
LISTA DE FIGURAS .....	x
RESUMO .....	xii
SUMMARY .....	xiii
I. INTRODUÇÃO .....	1
II. REVISÃO DE LITERATURA .....	4
III. MATERIAL E MÉTODOS .....	10
3.1 Parasitismo de ovos de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> por fungos nematófagos e predação de juvenis de segundo estágio in vitro .....	10
3.1.1 Obtenção de suspensões de ovos e juvenis de segundo estágio de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> .....	10
3.1.2 Avaliação do parasitismo de ovos e da capacidade predatória de juvenis de segundo estágio de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> por diferentes isolados de fungos nematófagos .....	11
3.2 Avaliação da resistência de milho, crotalaria e amendoim rasteiro a <i>Meloidogyne mayaguensis</i> .....	12
3.3 Associação de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura no controle de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em goiabeira, a campo .....	14
3.3.1 Multiplicação dos isolados dos fungos nematófagos mais promissores para o controle de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> a campo .....	14
3.3.2 Estudo da eficácia de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura, isolados e combinados no controle de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em goiabeiras a campo .....	18
3.4 Flutuação populacional de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em pomar de goiabeira no período de fevereiro a dezembro de 2009 .....	21

IV. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
4.1. Avaliação do parasitismo de ovos e da capacidade predatória de juvenis de segundo estágio de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> por diferentes isolados de fungos nematófagos.....	23
4.2 Avaliação da resistência de milho, crotalária e amendoim rasteiro a <i>Meloidogyne mayaguensis</i> .....	30
4.3 Associação de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura no controle de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em goiabeiras, a campo .....	32
4.4 Flutuação populacional de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em pomar de goiabeira no período de fevereiro a dezembro de 2009.....	35
V. CONCLUSÕES .....	40
VI. REFERÊNCIAS .....	41

## LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Descrição dos tratamentos aplicados no campo. Jaboticabal - SP. 2010. ....	19
Tabela 2. Análise de variância e comparação das médias da porcentagem de parasitismo de ovos de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> por diferentes isolados dos fungos nematófagos <i>Pochonia clamydosporea</i> (PC) e <i>Paecilomyces lilacinus</i> (PL) nos períodos de 24 e 48 horas após a adição dos ovos às culturas dos fungos. Jaboticabal-SP, 2009. ....	24
Tabela 3. Análise de variância e comparação das médias da porcentagem de predação in vitro de juvenis de segundo estágio de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> por <i>Arthrobotrys musiformis</i> , <i>Arthrobotrys</i> sp., <i>Dactylella leptospora</i> e <i>Monacrosporium elegans</i> nos períodos de 24, 48, 72 e 96 h. Jaboticabal-SP, 2009. ....	27
Tabela 4. Desdobramento da interação entre a porcentagem de predação de juvenis de segundo estágio de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> e o tempo de exposição aos fungos nematófagos <i>Arthrobotrys musiformis</i> , <i>Arthrobotrys</i> sp., <i>Dactylella leptospora</i> e <i>Monacrosporium elegans</i> . Jaboticabal-SP, 2009. ....	28
Tabela 5. Espécies inoculadas, população inicial PI, população final PF, fator de reprodução $FR = (PF/PI)$ de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> e status do hospedeiro (SH) após 90 dias da inoculação. Jaboticabal - SP. 2009. ....	31
Tabela 6. Número de nematóides em alíquotas de 100 cm <sup>3</sup> de solo, nos diferentes períodos de tempo considerados e na rizosfera das goiabeiras com as diferentes culturas de cobertura e combinações com os fungos nematófagos. Jaboticabal, 2010. ....	33
Tabela 7. Número de nematóides em alíquotas de 10 g de raízes, nos diferentes períodos de tempo considerados e nas goiabeiras com as diferentes culturas de cobertura e combinações com os fungos nematófagos. Jaboticabal, 2010. ....	34

## LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Vista parcial do teste de hospedabilidade de culturas de cobertura [ <i>Crotalaria spectabilis</i> , milho ( <i>Pennisetum glaucum</i> ) amendoim rasteiro ( <i>Arachis pinto</i> )] a <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em casa de vegetação. Jaboticabal - SP. 2010.....	12
Figura 2. Sintomas de planta de goiabeira infectadas por <i>Meloidogyne</i> .....	15
Figura 3. Constituintes do substrato utilizado para produção do inóculo dos fungos nematófagos utilizados no teste a campo: bagaço de cana, casca de arroz, farelo de arroz e água. Jaboticabal - SP. 2010.....	16
Figura 4. Formulação dos fungos nematófagos para aplicação a campo. A) Saco de polipropileno autoclavável com substrato autoclavado. B) Sacos inoculados mantidos em ambiente de laboratório no escuro até a completa colonização do substrato. Jaboticabal - SP. 2010 .....	17
Figura 5. Aspecto das parcelas do pomar de goiabeira com as culturas de cobertura. A) Milheto, cv. ADR 300 e <i>Crotalaria spectabilis</i> em desenvolvimento nas parcelas. B) Roçagem das culturas de cobertura aos 120 dias após a semeadura. C) Material roçado a ser aplicado sob a copa das plantas de goiabeira. Jaboticabal - SP. 2010.....	20
Figura 6. Fotomicrografia de um ovo de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> colonizado pelo isolado FCAV-3 de <i>Paecilomyces lilacinus</i> . Jaboticabal - SP. 2010.....	23
Figura 7. Eletromicrografias de varredura de conídios e estruturas de captura de alguns fungos nematófagos. A) Conídios de <i>Arthrobotrys musiformis</i> . B) Conídio de <i>Monacrosporium</i> sp. C) Rede bidimensional de <i>Monacrosporium elegans</i> . D) Conídio de <i>Arthrobotrys</i> sp. Jaboticabal - SP. 2009.....	30
Figura 8. Flutuação populacional de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> no solo de goiabeiras em pomar irrigado e não irrigado de Cândido Rodrigues. Jaboticabal - SP. 2010.....	37

Figura 9. Flutuação populacional de <i>Meloidogyne mayaguensis</i> em raízes de goiabeiras em pomar irrigado e não irrigado de Cândido Rodrigues. Jaboticabal - SP. 2010. ....	38
--	----

**FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE *Meloidogyne mayaguensis* EM POMAR DE GOIABEIRA E ESTUDO DO CONTROLE BIOLÓGICO COM FUNGOS NEMATÓFAGOS ASSOCIADO A CULTURAS DE COBERTURA**

**RESUMO** – Para a cultura da goiabeira esse estudo é de grande interesse, visto que não existem nematicidas registrados. As práticas de manejo desse nematóide visam possibilitar a convivência com a doença. O objetivo da pesquisa foi avaliar a capacidade de parasitismo de ovos de *Meloidogyne mayaguensis* pelos fungos *Pochonia clamydosporea* Goddard, isolados FCAV-1 e FCAV-2, *Paecilomyces lilacinus* Thom., isolados FCAV-1, FCAV-2 e FCAV-3; avaliar a capacidade predatória de juvenis de segundo estágio desse nematóide pelos fungos *Arthrobotrys musiformis* Drechsler, *Arthrobotrys* sp., *Dactylella leptospora* Grove e *Monacrosporium elegans* Oudem, in vitro; avaliar a resistência de plantas de cobertura como milheto (*Pennisetum glaucum*), amendoim rasteiro (*Arachis pinto*) e crotalária (*Crotalaria spectabilis*), em casa de vegetação; avaliar a eficácia de fungos nematófagos, adubo organomineral e as mencionadas culturas de cobertura, isoladas e em combinação no controle de *M. mayaguensis*, em pomar de goiabeiras e estudar a flutuação populacional desse nematóide no período de fevereiro a dezembro de 2009, em pomar de goiabeira irrigado e não irrigado. No presente estudo confirmou-se que a utilização combinada de culturas de cobertura resistentes a *M. mayaguensis* e fungos nematófagos reduziu significativamente a densidade de população de *M. mayaguensis* em pomar de goiabeira, e a curva de tendência da flutuação da população de *M. mayaguensis* em goiabeira, no Estado de São Paulo, exibe picos de população nos meses quentes e chuvosos do ano (fevereiro a dezembro).

**Palavras-Chave:** *Arthrobotrys musiformis*, cobertura vegetal, *Paecilomyces lilacinus*, formulação, fitonemtóide.

**POPULATION FLOATING OF *Meloidogyne mayaguensis* IN GUAVA  
ORCHARD AND BIOLOGICAL CONTROL STUDY WITH ASSOCIATED  
NEMATOPHAGOUS FUNGI AND COVER CROP**

**SUMMARY** – This study is of great interest for the culture of guava, since there are no nematicides registered. Management practices are designed to allow these nematodes to living with the disease. The research aimed at evaluating the ability of egg parasitism of *Meloidogyne mayaguensis* fungi *Pochonia clamydosporia* Goddard, isolate FCAV-1 and FCAV-2, *Paecilomyces lilacinus* Thom., Isolate FCAV-1, FCAV-2 and FCAV-3; evaluate the predatory ability of the fungi *Arthrobotrys musiformis* Drechsler, *Arthrobotrys* sp. *Dactylella leptospora* Grove and *Monacrosporium elegans* Oudem to second stage juveniles of this nematode, in vitro, evaluate the resistance of cover crops such as millet (*Pennisetum glaucum*), peanut crop (*Arachis pinto*) and (*Crotalaria spectabilis*) under greenhouse conditions and to evaluate the efficacy of nematophagous fungi, organic mineral fertilizer and the aforementioned cover crops, alone and in combination to control *M. mayaguensis*, in an orchard of guava trees; and study population dynamics of nematodes in the period from February to December 2009 a the guava orchard with and without irrigation. In the present study it was confirmed that the combined use of cover crops resistant to *M. mayaguensis* and nematophagous fungi significantly reduced the population density of *M. mayaguensis* in guava trees, the trend line of population fluctuations of *M. mayaguensis* in guava in São Paulo, displays peak population in the hot and rainy months of the year (February- December).

**Keywords:** *Arthrobotrys musiformis*, *Paecilomyces lilacinus*, formulation, nematode.

## I. INTRODUÇÃO

O Brasil colheu em 2007, de acordo com o AGRIANUAL (2010), 316.301 toneladas de goiaba, em 14.988 hectares, cujo valor de produção em reais foi de 188 milhões, sendo o primeiro produtor de goiaba vermelha.

Além da importância econômica, a cultura da goiaba, também apresenta uma grande função social, impulsionando a cadeia produtiva da fruticultura no Brasil.

Abrange cerca de 2,2 milhões de hectares e gera quatro milhões de empregos diretos. Só no estado de São Paulo, a cultura gera atualmente 9.105 empregos diretos no campo e mais de 10.000 empregos indiretos, na cadeia produtiva (CATI – DEXTRU, 2010).

A cultura da goiaba apresenta sérios problemas fitossanitários, tais como a ferrugem (*Puccinia psidii* Wint.), a bacteriose (*Erwinia psidii* Rodrigues Neto, Robbs & Yamashiro), as moscas-das-frutas (*Ceratitidis capitata* Wied., *Anastrepha fraterculus* Wied.) e o psilídeo (*Triozoidea* sp.). Essas pragas foram durante muitos anos considerados os principais problemas fitossanitários da goiabeira mas, a partir da segunda metade da década de 1980, foram assinalados casos de sintomas severos de meloidoginose na cultura em Pernambuco (MOURA & MOURA, 1989).

Devido a sua forma endoparasítica de viver e alimentar-se, os nematóides de galha alteram a fisiologia da planta e reduzem a produção e a qualidade do produto colhido. Por isso, são patógenos economicamente importantes (PERRY & MOENS, 2005). Atualmente, essa doença constitui o maior problema fitossanitário da goiabicultura devido a sua ampla distribuição pelo território brasileiro e severidade.

Nos últimos anos, tem sido dada ênfase ao manejo natural de nematóides (“Natural Nematode Management”), empregando-se diferentes alternativas que favoreçam a biota do solo, visando aumentar a competição e o estabelecimento de relações de predação, parasitismo e outras, inclusive com adição de inimigos naturais dos nematóides e adição de matéria orgânica ao solo não apenas para melhorar as condições físicas e químicas, mas para aumentar a atividade microbiológica que resultaria em competição com os nematoides.

Para a cultura da goiabeira esse estudo é de grande interesse, visto que não existem produtos nematicidas registrados para a cultura. Tais produtos poderiam ocasionar problemas tanto de natureza ecológica quanto toxicológica com implicações desfavoráveis para a goiabicultura. Por se tratar de uma cultura perene, a rotação de culturas só seria utilizada na renovação do pomar. Por conseguinte, as práticas de manejo desse nematóide visam possibilitar a convivência com a doença, reduzindo a sua expressão econômica, ainda que não se obtenha um nível de controle da população do nematoides comparável ao que se pode obter em culturas anuais.

Dentre os agentes de controle biológico podem ser citados fungos, bactérias, nematóides predadores, protozoários, ácaros, colêmbolas, tardígrados, entre outros. Entre os inimigos naturais mais estudados os fungos nematófagos tem sido alvo de cerca de 76% das pesquisas (CARNEIRO, 1992) e correspondem a 75% dos agentes do controle biológico de nematóides encontrados nos solos agricultáveis do mundo (JATALA, 1986).

Por tradição, a rotação prévia com crotalárias (*Crotalaria spectabilis* ou *C. juncea*), milho (*Zea mays*) e sorgo (*Sorghum vulgare*) vem sendo utilizada pelos agricultores para redução populacional de *Meloidogyne* spp. (CHARCHAR & VIEIRA, 1991). Entretanto, sabe-se que as cultura de milho e sorgo podem ser hospedeiras de algumas espécies de *Meloidogyne*, assim como de *Pratylenchus* spp.

O presente estudo foi conduzido com o objetivo de avaliar a capacidade de parasitismo de ovos de *Meloidogyne mayaguensis* pelos fungos *Pochonia clamydosporia* Goddard, isolados FCAV-1 e FCAV-2, *Paecilomyces lilacinus* Thom., isolados FCAV-1, FCAV-2 e FCAV-3; avaliar a capacidade predatória de juvenis de segundo estágio desse nematóide pelos fungos *Arthrobotrys musiformis* Drechsler, *Arthrobotrys* sp., *Dactylella leptospora* Grove e *Monacrosporium elegans* Oudem, in vitro; avaliar a resistência de plantas de cobertura como milheto (*Pennisetum glaucum*), amendoim rasteiro (*Arachis pintoii*) e crotalária (*Crotalaria spectabilis*), em condições de casa de vegetação; avaliar a eficácia de fungos nematófagos, adubo organomineral e as mencionadas culturas de cobertura, isoladas e em combinação no controle de *M. mayaguensis*, em pomar de goiabeiras e estudar a flutuação populacional de *M.*

*mayaguensis* no período de fevereiro a dezembro de 2009, em pomar de goiabeira irrigado e não irrigado.

## II. REVISÃO DE LITERATURA

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) é uma das mais importantes fruteiras cultivadas no Brasil, tendo grande importância sócio-econômica pelo alto valor agregado por área e alta demanda por mão-de-obra, fixando, portanto, maior quantidade de famílias no campo, além do grande potencial tanto para o consumo interno como externo.

O valor econômico da goiaba baseia-se, também, no aproveitamento dos frutos para a industrialização (geléia, polpa, suco, sorvete, goiabada, caldas e, recentemente, foi lançado o molho goiatchup), criando riqueza e gerando empregos. Somente no Estado de São Paulo, a cultura da goiabeira gera cerca de 9.105 empregos diretos no campo e mais de 10.000 indiretos na cadeia produtiva (CATI, 2006).

CARNEIRO et al. (2001), constatou, pela primeira vez, a ocorrência da doença em goiabeira no País, causada pelo nematóide de galha *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann. Atualmente, essa doença constitui o maior problema fitossanitário da goiabicultura devido a sua ampla distribuição pelo território brasileiro e também pela severidade que compromete fortemente a produção e causa a morte das plantas, ameaçando a rentabilidade e até mesmo a viabilidade da cultura da goiabeira nas regiões onde ocorre.

A doença já foi registrada no Vale do São Francisco, nos Estados de Pernambuco e Bahia (CARNEIRO et al., 2001), em Itápolis, SP (FERREIRA FILHO et al., 2000), em São João da Barra, RJ (SILVEIRA et al., 2000), no Rio Grande do Norte (TORRES et al., 2004) e no Ceará (TORRES et al., 2005). Recentemente, acrescentou-se a ocorrência deste patógeno atacando pomares de goiaba nos Estados do Piauí (SILVA et al., 2006) e Paraná (CARNEIRO et al., 2006), demonstrando, assim, a ampla dispersão desse patógeno. Nas regiões onde ocorre, as perdas sempre são elevadas, inclusive justificando a erradicação dos pomares.

Segundo CARNEIRO et al. (2001) os sintomas da doença são caracterizados por um forte bronzeamento nos bordos das folhas, seguido de amarelecimento total da parte aérea, culminando com desfolhamento generalizado e conseqüentemente morte da planta. No sistema radicular foi constatada a presença de hipertrofias volumosas,

caracterizadas por longos engrossamentos de raízes e por galhas típicas de meloidoginose. O material hipertrofiado mais velho encontrava-se sempre necrosado, com decomposição do córtex.

A expressão econômica da doença no vale do São Francisco pode ser medida em função da redução na área de cultivo da goiabeira em consequência da doença. Com efeito, em 2001, a cultura contava com área de cerca de 6.000 ha no perímetro irrigado do Vale do São Francisco (Pernambuco e Bahia). A doença causou redução de 70% da área cultivada, no intervalo de 5 anos, de modo que, em 2006 a área ocupada pela cultura era de cerca de 1.800 ha (CARNEIRO et al., 2006).

Uma vez infestada, a área do pomar torna-se inviável ao cultivo de espécies perenes suscetíveis, pois a erradicação do nematóide da área é praticamente impossível. Se práticas de manejo que reduzem a população do nematóide forem adotadas, culturas de ciclo curto, ainda que suscetíveis, poderão ser cultivadas nas áreas infestadas. Para o caso da goiabeira, ainda não se dispõe de nenhum método efetivo de controle da doença. Entretanto, várias instituições de pesquisa estão desenvolvendo projetos nessa direção. E a busca por um porta-enxerto resistente, entre outras espécies de *Psidium*, tem sido o principal foco das pesquisas (ALMEIDA, 2008).

Atualmente, vem se preconizando o manejo integrado de nematóides, que vem a ser a combinação de vários métodos de controle. Essa combinação de métodos envolve o uso de variedades resistentes, rotação de culturas, nematicidas, aplicação de materiais orgânicos, produtos biológicos, plantas antagônicas entre outras. Dentre esses, nas últimas décadas, o interesse pelo controle biológico de nematóides vem se intensificando (BARRON, 1977; MANI, 1988; FATTAH, 1989; SANTOS, 1991).

Os primeiros relatos de estudos de controle biológico com fungos nematófagos, no Brasil, foram feitos por ALCÂNTARA & AZEVEDO (1981) que isolaram alguns fungos de nematóides infectados. Atualmente, várias instituições e pesquisadores de todo o Brasil vêm estudando o controle de nematóides com uso de fungos.

De acordo com vários autores os fungos antagonistas de nematóides são divididos em: predadores, endoparasitos, oportunistas (parasitas de ovos, cistos e

fêmeas sedentárias), e aqueles que produzem metabólitos tóxicos aos nematóides (MANKAU, 1980; JATALA, 1986 e MORGAN-JONES, 1987).

COOKE (1993), citado por LIMA (1996), agrupou os fungos predadores de acordo com a velocidade de crescimento micelial em três grupos: a) aqueles que crescem rápido e formam redes adesivas; b) os produtores de nódulos adesivos; c) os de crescimento lento e que produzem anéis constritores. Salienta-se que essas estruturas de captura (redes adesivas, nódulos adesivos e anéis constritores, além de outras) são caracteres taxionômicos relevantes (BARRON, 1977).

Os principais gêneros de fungos predadores conhecidos são: *Arthrobotrys* Corda, *Dactylaria* Saccardo, *Dactyllela* Grove e *Monacrosporium* Oudemans (MANKAU, 1980). Diversos autores têm constatado a ocorrência desses fungos em diferentes áreas agrícolas do Brasil (NAVES & CAMPOS, 1991; DALLA PRIA et al., 1991; LIMA, 1996; RIBEIRO et al., 1999; COIMBRA et al., 1999; SANTOS & FERRAZ, 2000).

Estudos conduzidos por STIRLING & MANKAU (1978), na Califórnia, em pomares de pêssago infestados por *Meloidogyne* spp., levaram à descoberta de um parasito de massas de ovos desses nematóides. Embora o fungo tenha sido descrito como uma nova espécie de *Dactylella* (*D. oviparasitica*), parasitando ovos, pertence ao grupo de fungos predadores. Esse fungo difere em vários aspectos das demais espécies do grupo, principalmente por não se ter observado a formação de qualquer tipo de armadilha. O agente foi capaz de parasitar ovos de *Heterodera schachtii* Schmidth, e *Acrobelloides* (Cobb) Thorne, em testes "in vitro", e, ocasionalmente, também parasitou fêmeas (STIRLING & MANKAU, 1978). Outros pesquisadores, estudando pomares de citros atacados por *T. semipenetrans*, na Califórnia, observaram que em pomares com a presença do nematóide em baixas densidades, havia alguns fungos nematófagos associados a esse nematóide (GASPARD & MANKAU, 1986).

REDDY et al. (1996), utilizando torta de mamona (*Ricinus communis* L.), torta de neem (*Azadirachta indica* A. Juss.) e torta de karanj (*Pongamia pinnata* L.) a 20 g por planta e 8 g de sementes de arroz colonizadas por *Paecilomyces lilacinus* (Thom) por planta, observaram a máxima redução na população de *T. semipenetrans* na rizosfera

de plantas cítricas com combinação de neem + *P. lilacinus*. A menor redução da população do nematóide nas raízes foi obtida com torta de mamona + *P. lilacinus*.

Segundo JATALA (1986), os resultados da aplicação de *P. lilacinus* a campo, em algumas fazendas no Peru, evidenciaram a eficácia desse fungo no controle de *M. incognita* e *T. semipenetrans*.

Uma alternativa também adotada por agricultores, desde o início do século passado é a incorporação de matéria orgânica vegetal ao solo (RITZINGER & MCSORLEY, 1998), através da adoção da adubação verde. A prática de cultivo e incorporação de plantas tem a finalidade de preservar e/ou restaurar o teor de matéria orgânica e a fertilidade dos solos com seu material vegetal, possibilitando a substituição parcial e/ou total de adubos químicos, proporcionando melhor cobertura do solo, controlando as plantas daninhas, a erosão, reciclando nutrientes lixiviados (arrastados para as camadas mais profundas do solo), aumentando a capacidade de troca catiônica do solo (CTC), a infiltração e retenção de água, favorecendo o desenvolvimento microbiano no solo, controlando nematóides, além de efeitos alelopáticos sobre diversas plantas invasoras.

Os mecanismos de ação associados com esta prática são atribuídos, em alguns casos, a fatores como a melhoria das características físicas e químicas do solo (STIRLING, 1991), resultando em um melhor desenvolvimento das plantas, além do aumento da população de microrganismos antagonistas aos nematóides (LINFORD et al., 1938; SITARAMAIH & SINGH, 1978). Em alguns casos, a decomposição de certos materiais orgânicos resulta na produção de gases tóxicos a alguns fitopatógenos do solo (STAPLETON & DEVAY, 1995). Algumas espécies de plantas, por exemplo, possuem os glicosinolatos que liberam isotiocianatos, nitrilas e tiocianatos que são tóxicos a alguns fitopatógenos (MAYTON et al., 1996; MITHEN, 2001; WITTSTOCK & HALKIER, 2002).

A utilização de materiais orgânicos pode melhorar as características físico-químicas do solo e aumentar a diversidade da microbiota, também favorecendo o controle biológico natural de doenças de plantas (HOITINK & FAHY, 1986). Desta forma, a supressão de nematóides pelo uso de matéria orgânica é provavelmente

baseada em um complexo modo de ação envolvendo múltiplos mecanismos (CHAVARRÍA-CARVAJAL & RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1998).

Diferentes espécies botânicas também podem ser utilizadas como antagônicas aos nematóides. Em geral, elas afetam negativamente as populações dos nematóides, tais como: plantas armadilhas (o nematóide penetra, mas não completa o seu desenvolvimento), hospedeiras ruins (há penetração, mas poucos nematóides se desenvolvem) e aquelas que contêm compostos nematicidas/nematostáticos em seus tecidos, que podem ser liberados no meio externo ou atuar apenas no interior das plantas (FERRAZ & VALE, 2001).

Algumas fabáceas (leguminosas), compostas e poáceas (gramíneas), têm se destacado como plantas antagônicas, por poderem ser utilizadas em plantio intercalar, em rotação e sucessão de culturas ou como adubo verde. Quando empregadas na forma de adubação verde, essas plantas melhoram as condições físico-químicas do solo e a decomposição da matéria orgânica incorporada, além de favorecerem a proliferação de inimigos naturais e liberarem substâncias com efeito nematicida (BADRA et al., 1979). Essas plantas além de não prejudicarem os inimigos naturais dos nematóides (WALLACE, 1973), podem fornecer resultados mais rápidos do que as plantas não hospedeiras, oferecendo, inclusive, a possibilidade de controle na presença do hospedeiro em plantio intercalar ou consorciado (RODRÍGUEZ-KÁBANA & CANULO, 1992).

Algumas plantas contêm compostos nematicidas pré-formados na parte aérea, que podem contribuir para o controle de nematóides quando é feita a incorporação (NOGUEIRA, 1994). Outra vantagem é a possibilidade de controle de outros patógenos do solo, além dos nematóides (RODRÍGUEZ-KÁBANA et al., 1994).

Várias espécies de *Crotalaria*, com destaque para *C. juncea*, *C. spectabilis* e *C. paulina*, que estão entre as mais difundidas, apresentam ação antagônica aos nematóides, principalmente as espécies de *Meloidogyne* (FERRAZ & VALLE, 2001). Conforme menção de BARRONS (1939), os juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. penetram em raízes de *C. spectabilis*, mas não se desenvolvem. Avaliando o desenvolvimento de *M. javanica* em *C. spectabilis*, *C. juncea*, *C. retusa* e *C.*

*Paulina*, SILVA et al. (1989) não encontraram fêmeas nas raízes dessas plantas, mesmo após 45 dias da inoculação, mas observaram a presença de juvenis nas raízes das quatro espécies de *Crotalaria*. Contudo, métodos alternativos, utilizando a combinação de fungos nematófagos associados a um adubo organomineral e plantas antagonistas, nunca foram utilizados e devem ser estudados, visto que apresentam potencial de controle dos nematóides, além de suplementar a fertilidade e favorecer a biota do solo. Também, a cada dia que passa a sociedade está mais exigente quanto à utilização de práticas de manejo mais ecologicamente adequadas.

### III. MATERIAL E MÉTODOS

#### **3.1 Parasitismo de ovos de *Meloidogyne mayaguensis* por fungos nematófagos e predação de juvenis de segundo estágio in vitro**

O estudo foi conduzido no Laboratório de Nematologia do Departamento de Fitossanidade da UNESP/FCAV, Campus de Jaboticabal/SP. Da coleção de fungos nematófagos do referido laboratório foram obtidos todos os isolados empregados no estudo. Esses isolados foram selecionados com base em resultados prévios de outros estudos que evidenciaram o potencial desses agentes para o controle biológico de nematóides (SOARES, 2006).

##### **3.1.1 Obtenção de suspensões de ovos e juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne mayaguensis***

Uma subpopulação de *M. mayaguensis* foi recuperada de raízes de goiabeira coletadas em um pomar do Município de Vista Alegre do Alto-SP. A espécie foi identificada ao microscópio fotônico, examinando-se e documentando-se o padrão perineal, preparado conforme Taylor & Netscher (1974), e a morfologia da região labial de machos (EISENBACK et al., 1981). A subpopulação foi previamente multiplicada em tomateiro (*Solanum lycopersicom* L.) cultivar Santa Cruz Kada, em casa de vegetação. Depois de 60 dias da inoculação as plantas foram removidas dos vasos, parte das raízes foram lavadas e trituradas em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio a 0,5%, de acordo com a técnica de HUSSEY & BARKER (1973). Parte da suspensão de ovos foi utilizada no estudo comparativo do parasitismo de ovos por diferentes isolados de fungos nematófagos e a outra parte foi incubada em câmara de eclosão, conforme CLIFF & HIRSCHMANN (1985), para obtenção da suspensão aquosa de juvenis de segundo estágio utilizada nos testes de comparação da capacidade predatória de juvenis por outros fungos.

### 3.1.2 Avaliação do parasitismo de ovos e da capacidade predatória de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne mayaguensis* por diferentes isolados de fungos nematófagos

Para o estudo do parasitismo de ovos, culturas puras de *Pochonia clamydosporea*, isolados FCAV-1 e FCAV-2, e de *Paecilomyces lilacinus*, isolados FCAV-1, FCAV-2 e FCAV-3, foram repicados para placas de Petri contendo BDA e incubadas em B. O. D., no escuro. Quatro discos de micélio de 5 mm de diâmetro de cada isolado, individualmente, foram removidos das bordas das culturas e transferidos para placas de Petri contendo ágar-água a 2%. A seguir, as culturas foram incubadas por aproximadamente 15 dias a  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , no escuro. Após esse período, 0,5 mL da suspensão de ovos obtida como descrito no item anterior, contendo 300 ovos/mL, foi adicionado a cada placa e incubado em B.O.D., a  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , com 5 repetições, sendo cada repetição constituída por uma placa. Após 24 e 48 horas de incubação foram feitas as avaliações, determinando-se a percentagem de ovos colonizados pelos fungos. Ovos colonizados pelos fungos foram fotomicrografados utilizando-se um sistema de aquisição de imagens constituído por uma câmera digital Olympus DP52, montada sobre um microscópio fotônico de mesma marca, modelo BX50 e ligada a um computador.

Um isolado de cada um dos fungos *A. musiformis*, *Arthrobotrys* sp., *Dactylella leptospora* e *Monacrosporium. elegans* foi utilizado no estudo da capacidade predatória desses agentes contra juvenis de segundo estágio de *M. mayaguensis*. Estruturas de captura e conídios de alguns dos fungos utilizados foram documentados ao microscópio eletrônico de varredura, segundo a técnica descrita por SOARES (2006). As culturas puras desses fungos em ágar-água foram obtidas como descrito no caso anterior. Quando os fungos colonizaram a superfície do meio, 0,5mL de uma suspensão de juvenis de segundo estágio, obtida como descrito anteriormente e contendo 400 juvenis/mL foi aplicado a cada placa, promovendo-se o espalhamento dos juvenis sobre as culturas dos fungos por meio de movimentos ondulatórios e circulares das placas. A seguir as culturas foram incubadas como no caso anterior.

As avaliações foram feitas às 24, 48, 72 e 96 horas de incubação, contando-se o número de juvenis predados pelos fungos e calculando-se a porcentagem de predação. Em ambos os testes os dados foram transformados em  $\text{arc sen } \sqrt{x/100}$  e submetidos a análise de variância pelo teste F, sendo que as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

### **3.2 Avaliação da resistência de milho, crotalária e amendoim rasteiro a *Meloidogyne mayaguensis***

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, no Departamento de Fitossanidade da UNESP/ FCAV, Campus de Jaboticabal/SP.

As culturas de cobertura avaliadas no trabalho foram: milho (*Pennisetum glaucum*), amendoim rasteiro (*Arachis pintoii*) e crotalária (*Crotalaria spectabilis*). Utilizou-se o tomateiro Santa Cruz, cultivar Kada, como padrão de suscetibilidade (Figura 1).



Figura 1. Vista parcial do teste de hospedabilidade de culturas de cobertura [*Crotalaria spectabilis*, milho (*Pennisetum glaucum*) amendoim rasteiro (*Arachis pintoii*)] a *Meloidogyne mayaguensis* em casa de vegetação. Jaboticabal - SP. 2010.

O inóculo utilizado para o teste foi obtido de amostras de raízes de goiabeira de um pomar naturalmente infestado por *M. mayaguensis*. A identificação da espécie foi efetuada com base nos caracteres morfológicos do padrão perineal preparados pela técnica de TAYLOR & NETSCHER (1974) e na morfologia da região labial de machos segundo EISENBACK & HIRSCHMANN (1981). Para a confirmação, determinou-se o fenótipo isoenzimático de esterase conforme a técnica descrita por ESBENSHADE & TRIANTAPHYLLOU (1990), utilizando-se de um sistema tradicional de eletroforese vertical Mini Protean II<sup>®</sup> da BIO-RAD. O preparado da suspensão de ovos e juvenis de segundo estágio (J2) utilizada como inóculo foi efetuado pela técnica de HUSSEY & BARKER (1973).

Mudas de todas as plantas em avaliação foram transplantadas para vasos de cerâmica com capacidade para seis litros, contendo uma mistura de solo e areia (2:1), previamente autoclavada por 1 h, a 120 °C, a 1 atm e inoculadas.

A inoculação consistiu na aplicação de 10 mL de suspensão, contendo 3.000 ovos e J2 por vaso, diretamente sobre as raízes das mudas, com uma pipeta automática, constituindo a população inicial (Pi).

As plantas inoculadas permaneceram em ambiente de casa de vegetação sendo irrigadas diariamente por cerca de 90 dias. A inoculação das plantas de tomateiro foi realizada simultaneamente à das plantas de cobertura para avaliação da viabilidade do inóculo.

Para a avaliação, as plantas foram retiradas dos vasos e as raízes foram lavadas cuidadosamente com água. Em seguida, foram processadas pela técnica de HUSSEY & BARKER (1973). A estimativa do número de ovos e juvenis de segundo estágio J2 por sistema radicular foi realizada com auxílio de câmara de Peters, em microscópio fotônico, obtendo-se desta forma a população final (Pf).

O Fator de Reprodução (FR), conforme OOSTENBRINK (1966) foi estimado pelo quociente  $Pf/Pi$ , em que o valor de  $FR < 1$  caracteriza uma planta resistente e  $FR > 1$ , uma suscetível.

### **3.3 Associação de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura no controle de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira, a campo**

O ensaio foi conduzido em pomar comercial de goiabeira, cultivar Paluma, no sítio Santo Antônio, município de Cândido Rodrigues, Estado de São Paulo, localizado a 21°24'9.56" de latitude Sul e 48°40'22.13" longitude Oeste. O clima da região é classificado como Cwa (subtropical, com inverno moderado e seco e verão quente e chuvoso), segundo a classificação de Köppen.

As plantas do pomar mostravam os sintomas típicos da doença, expressos na parte aérea pela coloração avermelhadas das folhas e menor massa foliar e, nas raízes, abundante presença de galhas, conforme ilustrado na Figura 2.

O trabalho teve início no laboratório de nematologia da FCAV/UNESP com a multiplicação dos isolados dos fungos e sua formulação para posterior aplicação no campo, conforme as etapas descritas a seguir.

#### **3.3.1 Multiplicação dos isolados dos fungos nematófagos mais promissores para o controle de *Meloidogyne mayaguensis* a campo**

Os isolados puros que se mostraram mais agressivos no teste de predação e parasitismo in vitro a juvenis de segundo estágio e aos ovos de *Meloidogyne mayaguensis* foram selecionados para o teste a campo.

A formulação dos fungos utilizada nos testes a campo foi elaborada em um substrato contendo bagaço de cana, casca de arroz, farelo de arroz e água (Figura 3), em sacos de polipropileno autoclaváveis (SOARES, 2006). Os sacos contendo o substrato foram autoclavados a 121 °C e 1 atm por 20 minutos. Após o resfriamento o substrato foi inoculado com cada um dos fungos isoladamente, em câmara de fluxo laminar.

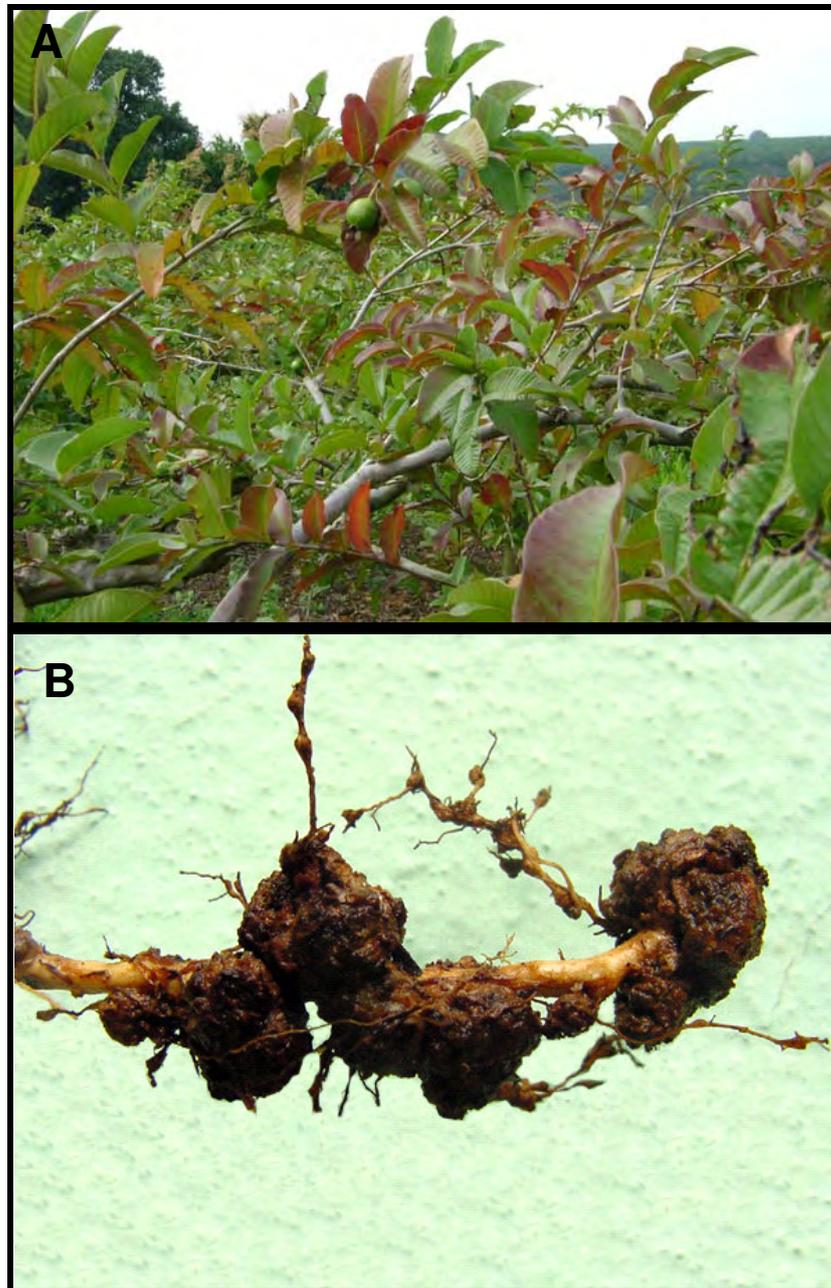


Figura 2. Sintomas de planta de goiabeira infectadas por *Meloidogyne mayaguensis*. A) Sintomas iniciais na parte aérea, expressos na forma de folhas avermelhadas e frutos menores. B) Galhas nas raízes. Jaboticabal - SP. 2010.



Figura 3. Constituintes do substrato utilizado para produção do inóculo dos fungos nematófagos utilizados no teste a campo: bagaço de cana, casca de arroz, farelo de arroz e água. Jaboticabal - SP. 2010.

Os isolados puros de cada um dos fungos foram repicados em condições assépticas para placas de Petri contendo BDA (batata, dextrose e ágar) e incubados em B.O. D., a  $25 \pm 1^\circ\text{C}$  durante 15 dias.

Para a inoculação dos sacos contendo o substrato autoclavado (Figura 4A) foram adicionados cerca de 40 mL de água esterilizada às placas com os fungos e com auxílio da alça de Drigalski a superfície das culturas foi raspada. O meio de cultura foi cortado em 8 partes iguais com auxílio de um bisturi e, com auxílio de seringa descartável esterilizada de 5 mL, foi efetuada a inoculação de 5 mL da suspensão em cada saco, juntamente com uma das 8 partes do meio (SOARES, 2006). Após a inoculação, os sacos foram mantidos em ambiente de laboratório a  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , no escuro, por 15 dias (Figura 4B). A cada 5 dias, o conteúdo dos sacos foi manualmente revolvido para promover uma colonização mais uniforme do substrato.



Figura 4. Formulação dos fungos nematófagos para aplicação a campo. A) Saco de polipropileno autoclavável com substrato autoclavado. B) Sacos inoculados mantidos em ambiente de laboratório no escuro até a completa colonização do substrato. Jaboticabal - SP. 2010

Após a colonização do substrato pelos fungos isoladamente foram misturadas partes iguais de cada um para serem aplicados na área infestada pelo nematóide. Conquanto possa haver competição entre os parasitos de formas ativas, testes prévios demonstraram que a aplicação de um coquetel de fungos pode proporcionar melhores resultados (FAPESP, 2002). De fato, a possibilidade de ocorrência de antagonistas no solo, que inibam o crescimento do agente aplicado, reduzindo sua eficácia no controle do nematóide é maior se apenas um agente for incorporado ao solo na formulação. Porém, quando mais de um agente são incorporados à formulação as chances de que um ou mais deles exerçam o controle da praga também são maiores.

### **3.3.2 Estudo da eficácia de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura, isolados e combinados no controle de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras a campo**

O pomar utilizado tinha 12 anos de implantado sob irrigação por microaspersão e estava naturalmente infestado por *M. mayaguensis*.

O delineamento estatístico empregado foi em blocos casualizados com 10 tratamentos e 4 repetições. Cada parcela experimental foi constituída de 4 plantas, sendo que apenas as duas plantas centrais foram consideradas a área útil da parcela. Os tratamentos empregados estão alistados na Tabela 1.

O trabalho a campo teve início com a semeadura a lanço, nas ruas laterais às linhas que constituíram as parcelas. Essa semeadura ocorreu no dia 16 de maio de 2009. Passados 120 dias da semeadura as plantas de cobertura (Figura 5A), foram roçadas com o auxílio de uma roçadeira, acoplada a um trator (Figura 5B), com o objetivo de adicionar a massa fresca da parte aérea sob a copa das plantas de goiabeira (Figura 5C). Nos tratamentos com os fungos a massa da plantas foi utilizada, também, para recobrir a área sob a copa das árvores à qual foi incorporado o substrato com os fungos.

Tabela 1. Descrição dos tratamentos aplicados no campo. Jaboticabal - SP. 2010.

Tratamento	Descrição
1	Testemunha (sem tratamento)
2	Adubo organomineral (1.500 kg/ha)
3	Milheto ADR-300 (15-20 kg de sementes/ha)
4	Amendoim rasteiro (7-8 kg/ha)
5	<i>Crotalaria spectabilis</i> (12-15 kg/ha)
6	Fungos (2 L do substrato colonizado/planta)
7	Fungos (2 L do substrato colonizado/planta) + Adubo organomineral
8	Fungos (2 L do substrato colonizado/planta) + Amendoim rasteiro
9	Fungos (2 L do substrato colonizado /planta) + <i>Crotalaria spectabilis</i>
10	Fungos (2 L do substrato colonizado /planta) + Milheto ADR-300

Antes da aplicação dos tratamentos, foram coletadas amostras compostas de solo e raízes da área útil de cada parcela para avaliação da população inicial do nematóide. Essas amostragens foram repetidas aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação dos tratamentos. Os nematóides foram extraídos das amostras de solo (100 cm<sup>3</sup>) pelo método da flotação centrífuga em solução de sacarose (JENKINS, 1964) e das raízes (10 g) pelo método de COOLEN & D'HERDE (1972). A seguir, a população de nematóides nas amostras foi estimada ao microscópio fotônico com auxílio da câmara de contagem de Peters (SOUTHEY, 1970).

Para comparação da eficiência dos tratamentos, os dados das contagens de nematoides foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias foram comparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.



Figura 5. Aspecto das parcelas do pomar de goiabeira com as culturas de cobertura. A) Milheto, cv. ADR 300 e *Crotalaria spectabilis* em desenvolvimento nas parcelas. B) Roçagem das culturas de cobertura aos 120 dias após a semeadura. C) Material roçado a ser aplicado sob a copa das plantas de goiabeira. Jaboticabal - SP. 2010.

### **3.4 Flutuação populacional de *Meloidogyne mayaguensis* em pomar de goiabeira no período de fevereiro a dezembro de 2009**

O ensaio foi conduzido em pomar comercial de goiabeira, cultivar Paluma, no sítio Santo Antônio, município de Cândido Rodrigues, Estado de São Paulo, localizado a 21°24'9.56" de latitude Sul e 48°40'22.13" longitude Oeste.

As plantas selecionadas para as amostragens estavam naturalmente infestadas por *M. mayaguensis* e o experimento foi realizado em dois talhões, um com 12 anos de implantado sob irrigação por microaspersão e o outro o implantado há 8 anos, no mesmo pomar, em talhão não irrigado.

Os pomares receberam normalmente os tratos culturais recomendados para esta cultura, tais como: adubações com macro e micronutrientes, controle do mato por roçadeira mecânica, poda contínua dos ramos, aplicações de fungicidas para controle de ferrugem e inseticidas para controle de psíldeo.

O experimento foi conduzido no período de fevereiro a dezembro de 2009. Durante este período, foram coletadas mensalmente amostras de solo e raízes de 10 plantas de goiabeiras da área irrigada e de 10 plantas da área não irrigada, todas com sintoma visual da infestação por *M. mayaguensis*.

De cada uma das plantas foram retiradas quatro subamostras simples de solo e raízes, no sentido norte-sul e leste-oeste, a uma profundidade de aproximadamente 20 cm, na projeção da copa das árvores. Essas subamostras foram homogeneizadas para formar uma amostra composta por planta. Em seguida, foram acondicionadas em sacos plásticos e transportadas para o Laboratório de Nematologia da UNESP/FCAV – Jaboticabal/SP.

No Laboratório foi realizada a extração dos juvenis de segundo estágio (J2) de *M. mayaguensis*, de alíquotas de 100 cm<sup>3</sup> de solo, pela técnica de JENKINS (1964) e ovos e juvenis de segundo estágio de 10 g de raízes, por HUSSEY & BARKER (1973). O número de ovos e juvenis foi estimado com auxílio de câmara de contagem de Peters ao microscópio fotônico.

Os resultados médios das contagens de ovos e juvenis, de cada área, foram plotados em um gráfico para representar a flutuação populacional ao longo do ano de 2009.

#### IV. RESULTADOS E DISCUSSÃO

##### 4.1. Avaliação do parasitismo de ovos e da capacidade predatória de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne mayaguensis* por diferentes isolados de fungos nematófagos.

A análise de variância das médias da porcentagem de parasitismo total de ovos de *M. mayaguensis*, evidenciou diferença estatística significativa pelo teste F a 1% de probabilidade entre os isolados dos dois fungos avaliados (Tabela 2). O isolado FCAV-3 de *P. lilacinus* proporcionou a maior média, equivalente a 78,3% de parasitismo dos ovos, diferindo dos demais pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os outros fungos não diferiram entre si (Tabela 2). Quanto ao tempo de exposição, a análise de variância pelo Teste F evidenciou diferença estatística significativa a 1% de probabilidade entre os períodos de tempo considerados.

A Figura 6 ilustra um ovo de *M. mayaguensis* colonizado pelo isolado FCAV-3 de *Paecilomyces lilacinus*.



Figura 6. Fotomicrografia de um ovo de *Meloidogyne mayaguensis* colonizado pelo isolado FCAV-3 de *Paecilomyces lilacinus*. Jaboticabal - SP. 2010.

Tabela 2. Análise de variância e comparação das médias da porcentagem de parasitismo de ovos de *Meloidogyne mayaguensis* por diferentes isolados dos fungos nematófagos *Pochonia clamydosporia* (PC) e *Paecilomyces lilacinus* (PL) nos períodos de 24 e 48 horas após a adição dos ovos às culturas dos fungos. Jaboticabal-SP, 2009.

Causas de Variação	Parasitismo	
	Dados	
Fungos (F)	Originais (%)	Transformados (arcsen√x/100)
PC – FCAV-2	68,4	58,3 b
PL – FCAV-1	70,9	60,9 b
PL – FCAV-2	63,3	56,8 b
PC – FCAV-1	67,9	58,9 b
PL – FCAV-3	78,3	69,4 a
Teste F	6,3 **	
DMS (F)		8,0
		Dados
Tempo em horas (T)	Originais (%)	Transformados (arcsen√x/100)
24	42,7	40,6 b
48	96,7	81,2 a
Teste F	526,2 **	
DMS (T)	3,6	
Interação (F x T)		
Teste F	1,7 <sup>ns</sup>	
CV (%)		10,3

As médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

<sup>ns</sup> não significativo.

A comparação entre as médias indicou que o parasitismo dos ovos aumentou com o tempo, sendo que às 48 horas a eficácia do parasitismo foi de 96,7% dos ovos. A interação Fungo x Tempo não foi significativa, indicando que todos os isolados dos fungos parasitam os ovos, independente do tempo (Tabela 2), embora haja diferença entre eles, conforme já havia sido observado por FREITAS et al. (1995). Com efeito, esses pesquisadores compararam 19 isolados de *P. lilacinus* de diferentes

procedências quanto ao parasitismo de ovos de *M. javanica* e observaram 100% de parasitismo pelos isolados procedentes da Itália e do Peru e de 70% pelo isolado originário da França. Para os isolados brasileiros houve variação de 2 a 69% de parasitismo. Essa variabilidade pode ser devida à adaptação seletiva aos vários fatores edáficos em sua origem geográfica, tais como tipo de solo ou temperatura ambiente.

Os resultados obtidos com os isolados de *P. clamydosporia* confirmam a natureza ovicida desse fungo. Embora já tenha sido confirmada a eficácia desse agente do controle biológico de nematóides (MANKAU, 1980; MAAFI, 1993; GIARETTA, 2008), o isolado de *P. lilacinus* obtido de goiabeira no presente estudo foi mais eficaz que os demais, incluindo dois isolados de *P. clamydosporia* e outros dois daquele mesmo fungo. Em estudo semelhante, CADIOLI et al. (2007) constataram que isolados de *P. lilacinus* nas temperaturas de 25 e 30°C parasitaram 100% dos ovos de *Meloidogyne paranaensis*, in vitro. Esses fungos colonizam os ovos e consomem todo o seu conteúdo em pouco tempo. Como as espécies de *Meloidogyne* produzem ovos agregados numa massa, grande parte delas externamente às raízes, esses fungos são potencialmente mais eficazes para o controle biológico das espécies dos nematóides de galha que para espécies dos nematóides das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.). Com efeito, as espécies de *Pratylenchus* não produzem ovos agregados e são liberados, em sua maior parte, dentro das raízes, isoladamente (CASTILLO & VOVLAS, 2007).

Conforme menção de BARRON (1977), ao estabelecer contato com o ovo, as hifas dos fungos fixam-se na parede externa e produzem quitinase, rompendo o complexo quitina-proteína, possibilitando a penetração e colonização do conteúdo interno.

Em estudo realizado a campo, SOARES (2006) observou que houve eficácia de *A. musiformis*, *A. oligospora*, *P. lilacinus* e *Dactylella* sp. no controle de *M. mayaguensis*, quando utilizou 8 litros de uma formulação contendo partes iguais de material colonizado por esses fungos por planta de goiabeira.

A análise de variância das médias da percentagem de predação in vitro de juvenis de segundo estágio de *M. mayaguensis* pelos fungos *A. musiformis*, *D.*

*leptospora*, *M. elegans* e *Arthrobotrys* sp. evidenciou diferença estatística significativa pelo teste F a 1% de probabilidade entre os fungos avaliados. Entretanto, a comparação entre as médias pelo teste de Tukey a 5% probabilidade evidenciou que a maior média de juvenis predados, correspondendo apenas a 57,2% foi obtida com *A. musiformis*, tendo diferido dos demais. A média da percentagem de predação obtida com *Dactylella leptospora* não diferiu da média obtida com *M. elegans*, mas foi diferente da obtida com *Arthrobotrys* sp. que exibiu a menor média da percentagem de predação dos juvenis (Tabela 3).

Quanto ao tempo de exposição, a análise de variância evidenciou diferença estatística significativa a 1% de probabilidade pelo teste F entre os intervalos de tempo considerado (Tabela 3). Comparando-se as médias pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade observou-se que quanto maior foi o tempo de exposição maior foi a média de juvenis predados, a saber: 2,4; 16,5; 81,0 e 87,2%, respectivamente. A análise de variância da interação fungos x tempo de exposição também foi significativa a 1% de probabilidade. No desdobramento da interação entre os isolados de fungos nematófagos e o tempo de exposição, em relação à porcentagem de predação de juvenis de segundo estágio de *M. mayaguensis*, os dados indicam que no intervalo de 24 horas, a maior predação foi obtida por *A. musiformis*, embora tenha sido de apenas 10,9% (Tabela 4).

Tabela 3. Análise de variância e comparação das médias da porcentagem de predação in vitro de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne mayaguensis* por *Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys sp.*, *Dactylella leptospora* e *Monacrosporium elegans* nos períodos de 24, 48, 72 e 96 h. Jaboticabal-SP, 2009.

Causas de Variação	Predação	
	Dados <sup>a</sup>	
Fungos (F)	Originais (%)	Transformados (arcsen√x/100)
<i>Dactylella leptospora</i>	52,3	46,6 b
<i>Monacrosporium elegans</i>	50,7	44,8 b
<i>Arthrobotrys sp.</i>	22,7	22,4 c
<i>A. musiformis</i>	57,2	52,5 a
Teste F	101,1 **	
DMS (F)		4,9
Tempo de exposição (T) em horas	Dados	
	Originais (%)	Transformados (arcsen√x/100)
24	2,4	5,4 d
48	16,5	21,5 c
72	81,0	65,5 b
96	87,2	73,8 a
Teste F	641,9 **	
DMS (T)	4,9	
Interação (F x T)		
Teste F	16,3 **	
CV (%)		14,1

<sup>a</sup> Para efeito da análise estatística os dados foram transformados em arc sen  $\sqrt{x/100}$ .

\*\* significativo a 1% de probabilidade pelo teste de Tukey.

<sup>ns</sup> não significativo.

Tabela 4. Desdobramento da interação entre a percentagem de predação de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne mayaguensis* e o tempo de exposição aos fungos nematófagos *Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys* sp., *Dactylella leptospora* e *Monacrosporium elegans*. Jaboticabal-SP, 2009.

Fungo	Tempo de exposição (horas)							
	24		48		72		96	
	Originals (%)	Transfor- mados <sup>a</sup>	Originals (%)	Transfor- mados <sup>a</sup>	Originals (%)	Transfor- mados <sup>a</sup>	Originals (%)	
<i>D. leptospora</i>	0,3	1,9 bC	16,8	24,0 bB	95,5	78,6 aA	96,7	81,8 aA
<i>M. elegans</i>	0,3	1,9 bC	10,3	17,3 bB	95,9	79,0 aA	96,4	80,9 aA
<i>Arthrobotrys</i> sp.	0,0	0,0 bB	1,2	5,5 cB	43,9	41,5 cA	45,7	42,5 bA
<i>A. musiformis</i>	10,9	17,8 aD	40,4	39,3 aC	77,3	62,7 bB	100,0	90,0 aA

DMS para colunas = 9,80, representado pelas letras minúsculas; DMS para linhas = 9,8, representado pelas letras maiúsculas. <sup>a</sup> Para efeito da análise estatística os dados foram transformados em  $\sqrt{x/100}$ .

As percentagens de predação dos outros fungos não diferiram entre elas e foi desprezível. No intervalo de 48 horas, *A. musiformis* manteve a mais alta percentagem de predação (40,4%), diferindo dos demais, sendo que as percentagens para *D. leptospora* e *M. elegans* não diferiram entre si, mas foram maiores que a de *Arthrobotrys* sp. No intervalo de 72 horas, as maiores percentagens de predação foram obtidas com *D. leptospora* e *M. elegans*, que não diferiram entre si (95,5 e 95,9%, respectivamente) seguidos por *A. musiformis* com valor intermediário e, por último, *Arthrobotrys* sp. No intervalo de 96 horas, *Arthrobotrys* sp. manteve a menor percentagem de predação de juvenis, enquanto os outros fungos foram maiores e não diferiram entre si. Resultados semelhantes foram obtidos em estudo realizado, *in vitro* por MARTINELLI & SANTOS (2007), onde *Monacrosporium* sp. e *Dactylella* sp. predaram 95 e 89%, respectivamente, dos espécimes de *Pratylenchus jaehni*, até 72 horas após a adição da suspensão do nematoide às culturas fúngicas. Constataram, também, a capacidade predatória de *Arthrobotrys musiformis*, *A. robusta*, *A. conoides* e *A. oligospora* a *Tylenchulus semipenetrans*, *in vitro*, em níveis de 79 a 90 % dos juvenis de segundo estágio e machos, no intervalo de 72 horas após a adição dos nematóides às culturas de fungos. No presente estudo, os dados obtidos demonstram que todos os isolados de fungos parasitos de ovos testados são agentes potenciais do controle biológico de ovos de *M. mayaguensis* tendo parasitado mais de 96% em média dos ovos no intervalo de 48 horas. Entretanto, o isolado de *P. lilacinus* FCAV-3, foi o mais efetivo, tendo superado dois isolados de *P. clamydosporia* e outros dois isolados da mesma espécie mantidos na coleção do Laboratório de Nematologia da UNESP/FCAV.

Quanto aos fungos predadores, em média, *D. leptospora*, *M. elegans* e *A. musiformis* predaram mais de 87% dos juvenis de segundo estágio de *M. mayaguensis* confirmando o potencial desses fungos como agentes do controle biológico desse nematóide.

A Figura 7 ilustra os conídios e as estruturas de captura ao microscópio eletrônico de varredura de alguns dos fungos nematófagos utilizados no estudo.

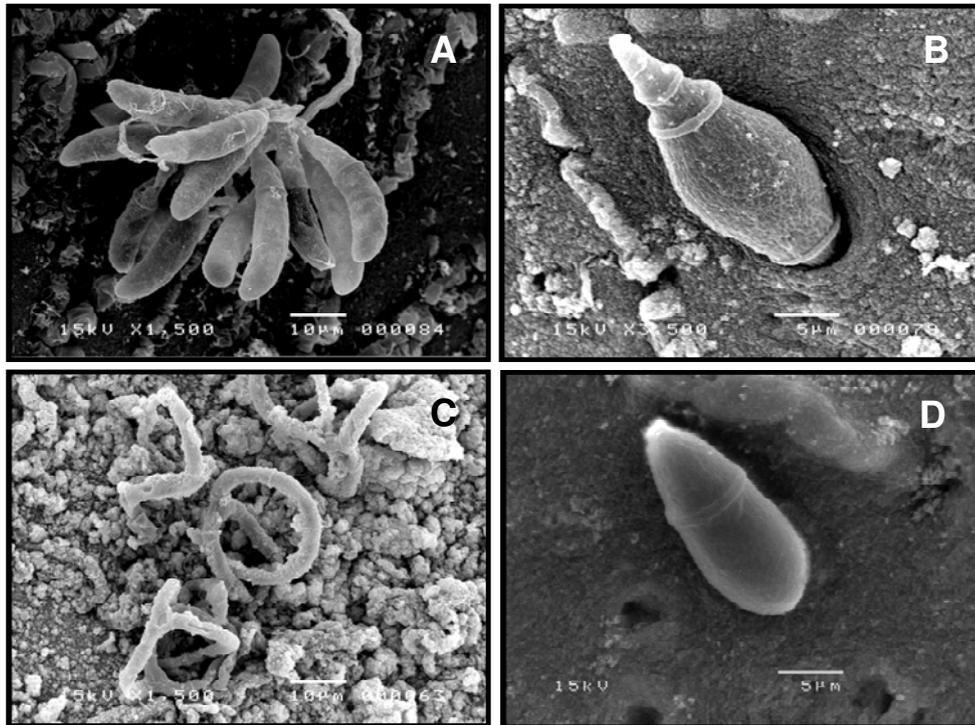


Figura 7. Eletromicrografias de varredura de conídios e estruturas de captura de alguns fungos nematófagos. A) Conídios de *Arthrobotrys musiformis*. B) Conídio de *Monacrosporium* sp. C) Rede bidimensional de *Monacrosporium elegans*. D) Conídio de *Arthrobotrys* sp. Jaboticabal - SP. 2009.

#### 4.2 Avaliação da resistência de milho, crotalária e amendoim rasteiro a *Meloidogyne mayaguensis*

Com base no fator de reprodução (FR), segundo OOSTENBRINK (1966), milho (*Pennisetum glaucum*), cv. ADR 300, *Crotalaria spectabilis* e amendoim rasteiro (*Arachis pintoi*) são resistentes a *Meloidogyne mayaguensis*, pois exibiram valores de  $FR < 1$ . A viabilidade do inóculo do nematóide foi confirmada pelo valor de  $FR = 16,5$  no tomateiro, conforme os dados da Tabela 5.

Tabela 5. Espécies inoculadas, população inicial PI, população final PF, fator de reprodução FR= (PF/PI) de *Meloidogyne mayaguensis* e status do hospedeiro (SH) após 90 dias da inoculação. Jaboticabal - SP. 2009.

Espécies inoculadas	Pi	Pf	FR	SH*
Milheto ADR300 ( <i>Pennisetum glaucum</i> )	3.000	2.066	0,69	R
Amendoim rasteiro ( <i>Arachis pintoï</i> )	3.000	425	0,14	R
Crotalária ( <i>Crotalaria spectabilis</i> )	3.000	2.890	0,96	R
Tomateiro ( <i>Solanum lycopersicon</i> )	3.000	49.560	16,52	S

\* R = resistente; S = suscetível

O milho ADR 300 utilizado no experimento apresentou  $FR < 1$ , comportando-se como resistente ao nematoide. Dados semelhantes foram observados por CARNEIRO (2007) que observaram resistência nas cultivares 90, Takashi, ADR 300 e ADR 500 de milho a *Meloidogyne incognita*.

*Crotalaria spectabilis* apresentou resistência ao nematoide em questão, pois o fator de reprodução foi menor que 1. Dados semelhantes foram obtidos para outras espécies do gênero para as quais as crotalárias, espécies de estilósantes e de mucuna são utilizadas como agentes antagônicos das espécies de *Meloidogyne* (RODRÍGUEZ-KÁBANA & IVEY, 1986; CHAVARRÍA-CARVAJAL & RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1998).

Em pesquisas anteriores, as crotalárias mostraram-se resistentes a várias espécies de *Meloidogyne*, exceto *C. juncea*. Entre as espécies de mucuna, assim como entre os genótipos de guandu são encontrados tanto materiais resistentes quanto suscetíveis a *Meloidogyne* spp. (TENENTE & LORDELLO, 1980; SANTOS & RUANO, 1987).

Para o amendoim rasteiro o fator de reprodução também foi menor do que 1, comportando-se, igualmente, como resistente a *M. mayaguensis*. SILVA & CARNEIRO (1992), também observaram que *Arachis prostrata*, outra espécie de amendoim rasteiro, é resistente a *Meloidogyne incognita* raças 1, 2 e 4.

#### **4.3 Associação de fungos nematófagos, adubo organomineral e culturas de cobertura no controle de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras, a campo**

A Tabela 6 contém o número médio de nematóides em 100 cm<sup>3</sup> de solo das parcelas nos diferentes tratamentos, e, também, a média do número de nematóides em igual volume de solo aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação dos tratamentos.

Observa-se que, em média, o tempo após a aplicação dos tratamentos é importante para a redução na população de nematoides no solo, tendo havido diferenças significativas a 1% de probabilidade entre os diferentes intervalos. No início do trabalho a análise prévia estimou a população em 113,3 juvenis de segundo estágio/100 cm<sup>3</sup> de solo, reduzindo, significativamente, a população estimada aos 120 dias após a aplicação dos tratamentos. As avaliações aos 30, 60 e 90 dias não diferiram entre si.

A comparação entre os tratamentos aplicados às plantas revelou diferença significativa entre esses e as parcelas não tratadas (Testemunha), a 1% de probabilidade.

A interação entre os tratamentos e o tempo após a aplicação não foi significativa, visto que todos os tratamentos tiveram o mesmo comportamento com o passar do tempo.

Segundo dados obtidos por CORBANI (2002), no estudo do controle biológico de *Tylenchulus semipenetrans*, os fungos nematófagos proporcionaram algum nível de controle do nematóide somente após 90 dias da aplicação dos tratamentos. No presente estudo, também, somente aos 120 dias após a aplicação dos fungos foi obtida a redução do número de nematóides no solo.

SOARES (2006) demonstrou que para *M. mayaguensis* os tratamentos com fungos nematófagos influenciaram na dinâmica da população do nematóide, especialmente aos 120 dias após a aplicação, tanto no solo quanto nas raízes das plantas de goiabeira.

Tabela 6. Número de nematóides em alíquotas de 100 cm<sup>3</sup> de solo, nos diferentes períodos de tempo considerados e na rizosfera das goiabeiras com as diferentes culturas de cobertura e combinações com os fungos nematófagos. Jaboticabal, 2010.

Causas de Variação Dias após a aplicação	Nematóides no solo		
	Originais	Transformados	
0	113,3	10,62	b
30	46,0	6,74	ab
60	58,7	7,63	ab
90	83,6	9,12	b
120	22,4	4,68	a
dms (5%)		4,37	
Teste F		4,435	**
Tratamentos	Originais	Transformados	
Testemunha	190,8	13,80	b
Adubo	62,1	7,85	ab
Crotalária	41,8	6,43	a
Milheto	32,3	5,64	a
Adubo + fungo	128,6	11,32	ab
Crotalária + fungo	36,3	5,98	a
Milheto + fungo	51,0	7,11	ab
Fungo	26,9	5,14	a
Amendoim	38,1	6,13	a
Amendoim + fungo	56,8	7,51	ab
dms (5%)		7,07	
Teste F		3,145	**
Interação			
teste F		1,077	NS
Blocos			
Teste F		2,3	NS
CV (%)		85,93	

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

<sup>NS</sup>Não significativo.

Com relação à média do número de nematóides nas raízes das plantas houve diferença estatística a 1% de probabilidade, entre os períodos avaliados. Com efeito, obteve-se o mesmo resultado que no caso anterior. A população do nematóide nas

raízes aos 120 dias após a inoculação foi significativamente menor que na análise prévia (Tabela 7).

Tabela 7. Número de nematóides em alíquotas de 10 g de raízes, nos diferentes períodos de tempo considerados e nas goiabeiras com as diferentes culturas de cobertura e combinações com os fungos nematófagos. Jaboticabal, 2010.

Causas de Variação Dias após a aplicação	Nematóides nas raízes		
	Originais	Transformados	
0	7.458,0	86,36	b
30	3.833,3	61,91	a
60	2.364,4	48,62	a
90	1.623,5	40,29	a
120	1.612,8	40,15	a
dms (5%)		22,16	
teste F		12,48	**
Tratamentos	Originais	Transformados	
Testemunha	10.102,4	100,51	b
Adubo	2.568,1	50,67	a
Crotalária	1.509,5	38,85	a
Milheto	3.442,2	58,67	a
Adubo + fungo	3.852,3	62,06	a
Crotalária + fungo	2.435,4	49,34	a
Milheto + fungo	2.096,7	45,78	a
Fungo	3.114,8	55,81	a
Amendoim	3.212,0	56,67	a
Amendoim + fungo	2.961,3	54,41	a
dms (5%)		35,83	
teste F		4,30	**
Interação			
teste F		0,52	NS
Blocos			
teste F		1,29	NS
CV (%)		58,58	

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

<sup>NS</sup>Não significativo.

Como no caso do número de nematoides no solo, não houve diferença estatística entre tratamentos. Entretanto todos eles diferiram da testemunha. Apesar de não diferirem estatisticamente entre si, os menores números de nematoides foram obtidos com a *C. spectabilis*.

As leguminosas atuam principalmente como agentes antagônicos e alelopáticos a *Meloidogyne* spp. (CHARCHAR & VIEIRA, 1991; JOHNSON et al., 1992; CHARCHAR & MOITA, 1995; CHAVARRÍA-CARVAJAL & RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1998). Algumas gramíneas (Poaceae) são citadas como antagônicas de nematoides de galha (BRITO & FERRAZ, 1987; MOJTAHEDI et al., 1993; MacGUIDWIN & LAYNE, 1995; DIAS-ARIEIRA et al., 2003).

Crotalárias, estilosantes e mucunas são utilizadas também como fontes de nutrientes e de matéria orgânica em solos de cerrado com baixa fertilidade. Essas leguminosas, depois de decompostas no solo, disponibilizam elevados níveis de N, P, K, Ca e Mg para as plantas (MAGALHÃES et al., 1991).

CHARCHAR & VIEIRA (1991), relataram que a rotação com *C. spectabilis*, *Stylosanthes guianensis* e *Centrosema pubescens*, por 120 dias, controlou *M. incognita* raça 1 em cenoura 'Nantes', em até 92,0 %, no campo.

Segundo SOARES (2006) o monitoramento da população de nematoides em amostras de solo e raízes coletadas na cultura, a intervalos regulares é a principal fonte de informação para auxílio à tomada de decisão de quando fazer uma nova aplicação dos agentes do controle e que, no caso de culturas perenes e semiperenes, o controle biológico poderá demandar múltiplas aplicações. Neste experimento foi realizada apenas uma aplicação com os tratamentos de plantas de cobertura e utilização de fungos nematófagos.

#### **4.4 Flutuação populacional de *Meloidogyne mayaguensis* em pomar de goiabeira no período de fevereiro a dezembro de 2009**

Durante todo o período do experimento as plantas amostradas apresentaram sintomas da infecção por *M. mayaguensis* como bronzeamento das folhas e abundante

formação de galhas no sistema radicular (Figura 2 A eB).

A população de *M. mayaguensis* oscilou durante o período amostrado, tanto na área irrigada como na área não irrigada (Figuras 8 e 9). A maior densidade do nematoide no solo das duas áreas foi observada nos meses de fevereiro e dezembro. Nas raízes, a maior densidade de população do nematóide foi observada no mês de dezembro. Essas foram as amostragens realizadas no verão, quando se observam as maiores temperaturas, precipitações pluviométricas e, conseqüentemente, maior desenvolvimento vegetativo das goiabeiras e plantas invasoras, que também podem hospedar esse nematoide. Com efeito, na área do experimento havia abundante infestação de maria-pretinha (*Solanum americanum* Mill.), frequentemente portando numerosas galhas nas raízes. CAMPOS (2007) observou picos de população dos nematóides dos citros (*Tylenchulus semipenetrans* e *Pratylenchus jaehni*), no Estado de São Paulo, nos meses mais frios e secos.

DINARDO-MIRANDA et al. (1997) observaram pouca influência da temperatura sobre as populações de *M. incognita* e *Pratylenchus brachyurus*, em cultura de abacaxi. Atribuíram isso ao fato de que a temperatura estivera sempre dentro dos limites adequados para o desenvolvimento dos nematóides e concluíram afirmando que a maior influência foi exercida pela umidade do solo, resultante das chuvas e das irrigações.

Para LAUGHLIN & LORDELLO (1977), as densidades populacionais de fitonematóides, geralmente, refletem o balanço entre as eclosões e as mortes, o qual depende de características da espécie, densidade da população, densidade e capacidade de nutrição do hospedeiro e de fatores do ambiente, como temperatura e precipitação pluviométrica, incidindo em ambos.

No presente estudo, a precipitação não foi limitante devido à suplementação hídrica por irrigação, em uma das áreas. A temperatura, embora possa ter influência maior, também não foi limitante, pois esteve dentro da faixa adequada à sobrevivência e ao desenvolvimento do nematoide. De fato, conforme menção de LAUGHLIN & LORDELLO (1977), a maior parte dos nematoides parasitos de plantas torna-se inativa

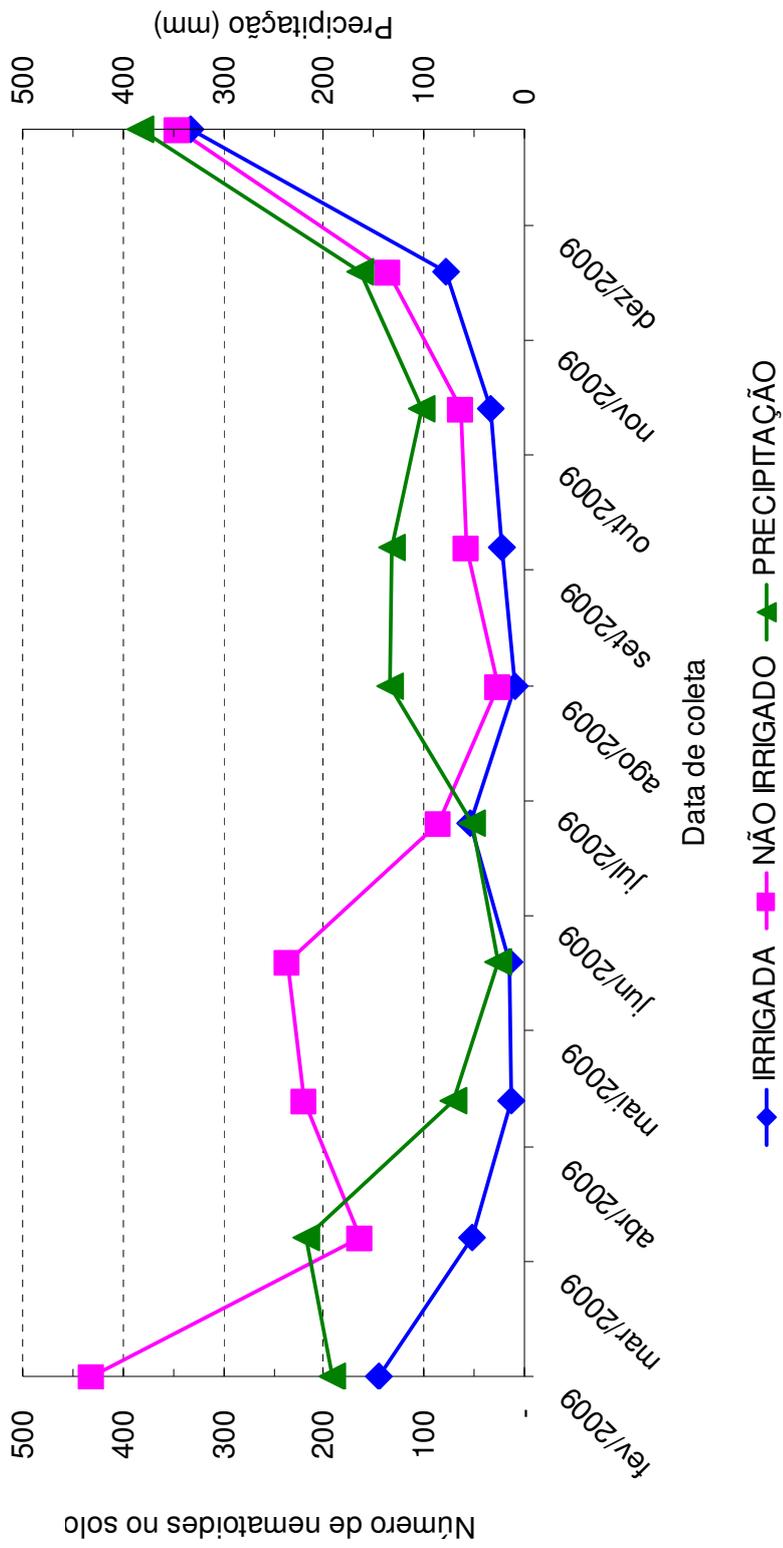


Figura 8. Flutuação populacional de *Meloidogyne mayaguensis* no solo de goiabeiras em pomar irrigado e não irrigado de Cândido Rodrigues. Jaboticabal - SP. 2010.

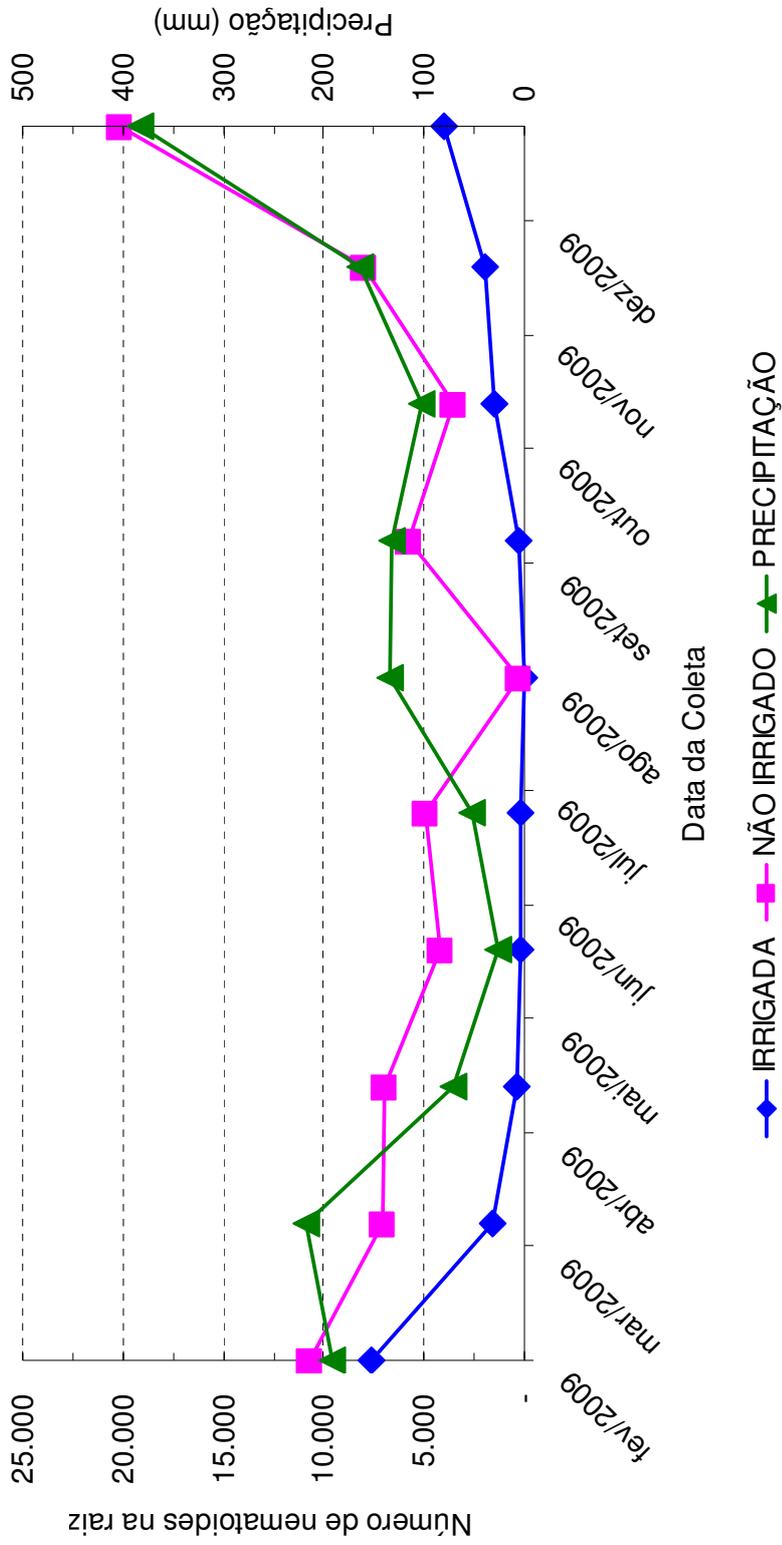


Figura 9. Flutuação populacional de *Meloidogyne mayaguensis* em raízes de goiabeiras em pomar irrigado e não irrigado de Cândido Rodrigues. Jaboticabal - SP. 2010.

ou exibe redução de sua atividade abaixo de 15 °C, possuem temperaturas ótimas entre 15 e 30 °C e, novamente, tem redução de sua atividade ou mortalidade acima de 35 °C.

CHARCHAR & ARAGÃO (2005) observaram que, na época fria, os nematoides sobrevivem às condições de baixas temperaturas em camadas mais profundas do solo. Esses mesmos autores, estudando a variação anual da população mista de *M. javanica* e *M. incognita*, relataram que a presença de J2 em solos cultivados com batata 'Bintje' foram encontrados, em maiores densidades, nas camadas de 20 a 40 e de 41 a 60 cm de profundidade, não sendo detectada nas camadas mais profundas. Enquanto na camada superficial (zero a 20 cm) a população dos nematóides foi quase zero nos meses de junho a agosto. No presente estudo, as menores densidades populacionais foram observadas nos meses de junho-julho. Porém, não foram avaliadas em camadas mais profundas do que 20 cm do solo. Os dados obtidos no presente estudo indicam, pois, que a curva de tendência da flutuação da população de *M. mayaguensis* difere da curva de tendência da flutuação da população dos nematoides dos citros, conforme observado por CAMPOS (2007), no Estado de São Paulo.

O ano de 2009 foi um ano atípico apresentando uma maior média de precipitação do que nos anos anteriores. A grande quantidade de chuvas poderia ter induzido emissões de novas raízes com conseqüente infecção pelos nematóides do solo, o que aumentou a densidade populacional e, nos meses com menor precipitação e temperaturas mais baixas, poderia ter havido um menor desenvolvimento das raízes. Conseqüentemente, poderia resultar em menor dinâmica populacional no período avaliado.

## V. CONCLUSÕES

Os dados obtidos no presente estudo dão suporte às seguintes conclusões:

- Todos os isolados de fungos parasitos de ovos testados são agentes potenciais do controle biológico de *M. mayaguensis*.
- O isolado de *P. lilacinus* FCAV-3, foi o mais efetivo, tendo superado dois isolados de *P. clamydosporia* e outros dois isolados da mesma espécie mantidos na coleção do Laboratório de Nematologia da UNESP/FCAV.
- Quanto aos fungos predadores, *D. leptospora*, *M. elegans* e *A. musiformis* foram os mais eficazes no controle de *M. mayaguensis* confirmando o potencial desses agentes no controle biológico desse nematóide.
- Milheto cv. ADR 300, *Crotalaria spectabilis* e amendoim rasteiro (*Arachis pintoi*) são resistentes a *M. mayaguensis*.
- A utilização combinada de culturas de cobertura resistentes a *M. mayaguensis* e fungos nematófagos reduziu significativamente a densidade de população de *M. mayaguensis* em pomar de goiabeira.
- A curva de tendência da flutuação da população de *M. mayaguensis* em goiabeira, no Estado de São Paulo, exhibe picos de população nos meses quentes e chuvosos do ano (dezembro - fevereiro).

## VI. REFERÊNCIAS

AGRIANUAL 2010: Anuário da Agricultura Brasileira. **Hortifruti**. São Paulo: FNP, Consultoria e Comércio, 2010. p. 339-356.

ALCANTARA, V. S. B.; AZEVEDO, J. L. de. Isolamento e seleção de fungos predadores de nematóides. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v.56, n.1, p.132-146, 1981.

ALMEIDA, E. J. de. **O nematóide de galha da goiabeira (*Meloidogyne mayaguensis* Ramah & Hirschmann, 1988): Identificação, hospedeiros e ação patogênica sobre goiabeiras**. 2008. 95f. Tese de Doutorado (Doutorado em Agronomia), Departamento de Produção Vegetal, UNESP/FCVA. Jaboticabal, 2008.

BADRA, T., SALEH, M. A., OTEIFA, B. A. Nematicidal activity and composition of some organic fertilizers and amendments. **Revue Nématol**, v.2, n. 1, p. 29-36, 1979.

BARRON, G. L. **The nematode-destroying fungi**. Ontário: Canadian Biological Publications Ltda. Ghelph, 140p. 1977.

BARRONS, K. C. Studies of the nature of root-knot resistance. **Journal of Agricultural Research**, Faisalabad, v. 58, n. 4, p. 263-271, 1939.

BRITO, J.A. & FERRAZ S. Seleção de gramíneas antagonistas a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v.11, n.1, p. 260-269. 1987.

CADIOLI, M.C., D.C. SANTIAGO, A.T. HOSHINO & M.HOMECHIN. 2007. Crescimento micelial e parasitismo de *Paecilomyces lilacinus* sobre ovos de *Meloidogyne paranaensis* em diferentes temperaturas in vitro. *Ciência Agrotécnica*, Lavras, 31 (2): 305-311.

CAMPOS, A. S. **Dinâmica populacional e distribuição vertical dos nematoides dos citros no estado de São Paulo efeito da aplicação de aldicarbe no período mais quente do ano.** 2007, 52 f. Tese (Doutorado em Agronomia, área de concentração Entomologia Agrícola) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2007.

CARNEIRO R. M. D., MOREIRA, W. A., ALMEIDA M. R. A., GOMES, A. L. M. M. Primeiro relato de nematóide *M. mayaguensis* parasitando goiaba (*Psidium guajava* L.) cv. Paluma. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.25, n.2, p.223-228, 2001.

CARNEIRO, R. G.; MÔNACO, A. P.; MORITZ, M. P.; NAKAMURA, K. C.; SCHERER, A. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 3, p. 293-298, 2006.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CIROTTO, P. A.; QUINTANILHA, A. P.; 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**, Brasília, v. 32, n. 4, p. 281-284, 2007.

CARNEIRO R.M.D. Princípios e tendências do controle biológico de nematoides com fungos nematófagos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. Brasília, v. 27,n.s, p. 113-121, 1992.

CATI. **Mapa da agricultura Paulista**. Projeto Lupa, goiaba, 1996. disponível em: <[www.cati.sp.gov.br/novacati/projetos/pif/goiaba/problemas\\_estrategicos\\_aserem\\_trabalhados.htm](http://www.cati.sp.gov.br/novacati/projetos/pif/goiaba/problemas_estrategicos_aserem_trabalhados.htm)> acesso em: 02/02/2006

CATI. Coordenadoria de Assistência Técnica Integral - CATI Unidade Responsável: Divisão de Extensão Rural – DEXTRU. <http://www.cati.sp.gov.br/projetos/PIF/> acesso em: 02/02/2010.

CHARCHAR, J.M. & VIEIRA, J.V. Controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 em cenoura cv. Nantes através de rotação com plantas antagônicas. **Fitopatologia Brasileira**, v.16, n.3, p. 196-199. 1991.

CHARCHAR, J.M. & ARAGÃO, F.A.S. Variação anual da população mista de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. javanica* em cultivos de batata 'Bintje' no campo. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n.2, p. 225-231. 2005.

CHARCHAR, J.M. & MOITA, A. W. Declínio populacional de *Meloidogyne incognita* raça 1 em cenoura 'Nantes' através da incorporação de plantas antagônicas, gramíneas e trigo-sarraceno. **Fitopatologia Brasileira**, v.20, n.S, p. 285. 1995.

CHAVARRÍA-CARVAJAL, J. A. & RODRIGUEZ KÁBANA, R. Changes in soil enzymatic activity and control of *Meloidogyne incognita* using four organic amendments. **Nematropica**. v. 28, n.1, p. 7-18. 1998.

CLIFF, M. G.; HIRSCHMANN, H. Evaluation variability in *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 17, p.445-459, 1985.

COIMBRA, J. L.; CAMPOS, V.; SOUZA, R. de. Isolamento e parasitismo de fungos em fêmeas de *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne exigua*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.23, n.1, p.24-33, 1999.

CORBANI, R. Z. **Potencial do controle biológico de *Tylenchulus semipenetrans* com fungos nematófagos**. 2002, 44f. (Dissertação de Mestrado) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, Jaboticabal.

COOKE, R. C. Ecological characteristics of nematode-trapping Htpomycetes. I Preliminary studies. **Annual of Applied Biology**, London, v. 52, p. 431-437, 1963.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: State Agricultural Research Center, 1972. 77p.

DALLA PRIA, M.; FERRAZ, S.; MUCHOVEJ, J. J. Isolamento e identificação de fungos nematófagos de amostras de diversas regiões do Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, p. 170-178, 1991.

DIAS-ARIEIRA, C.R., FERRAZ S., MISOBUTSI E.H. & FREITAS L.G. Eficiência de gramíneas forrageiras no controle de *Heterodera glycines* e de populações compostas por *H. glycines* - *Meloidogyne* spp. **Summa Phytopathologica**, v. 29, n.1, p.7-11.2003.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; SPIRONELLO, A.; MARTINS, A. L. M. Dinâmica populacional de nematóides fitoparasitos em cultura de abacaxi. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 21, n. 1, p. 49-57, 1997.

EISENBACK, J. D.; HIRSCHMANN, H.; SASSER, J. N.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. **A guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species) with a pictorial key**. Raleigh: The Departments of Plant Pathology and Genetics of North Carolina State University and United States Agency for International Development, 1981. 48 p.

ESBENSHADE, P. R.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 22, n. 1, p. 10-15, 1990.

FAPESP. Combate natural na terra cultivada. **Pesquisa FAPESP**, São Paulo, v. 78, p. 72-74, 2002.

FATTAH, F. A.; SALEH, H. M.; ABOUD, H. M. Parasitism of the citrus nematode, *Tylenchulus semipenetrans*, by *Pasteuria penetrans* in Iraq. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 21, n.3, p.431-433, 1989.

FERRAZ, S.; VALLE, L. A. C. **Controle de fitonematóides por plantas antagônicas**. Viçosa: Editora UFV, 2001. p. 73

FERREIRA FILHO, N. C.; SANTOS, J. M.; SILVEIRA, S. F. **Caracterização morfológica e bioquímica de uma nova espécie parasita da goiabeira no Brasil**. XXI Congresso Brasileiro de Nematologia. Sociedade Brasileira de Nematologia: Universidade Federal de Uberlândia. Anais, 2000, p. 135-135.

FREITAS, L.G.;FERRAZ S.;MUCHOVEJ, J.J. Effectiveness of different isolates of *Paecilomyces lilacinus* and an isolate of *Cylindrocarpon destructans* on the control of *Meloidogyne javanica*. **Nematropica**, Louisiana, v. 25, n.2, p. 109-115. 1995.

JOHNSON, A. W., GOLDEN A.M., AULD , D.L. & SUMMER D.R. Effects of rapeseed and vetch as green manure crops and fallow on nematodes and soil-borne pathogens. **Journal of Nematology**, v.24, p. 117-126. 1992.

GASPARD, J. T.; MANKAU, R. Nematophagous fungi associated with *Tylenchulus semipenetrans* and the citrus rhizosphere. **Nematologica**, Wageningen, v. 32, n. 3, p. 359-362, 1986.

GIARETTA, R.D. 2008. Isolamento, identificação e avaliação de *Pochonia chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica* e na promoção de crescimento de tomateiro. (Tese de Doutorado).Universidade Federal de Viçosa, Viçosa MG, 83 p.

HOITINK, H. A. J. & FAHY, P.C. Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts, **Annual Review of Phythopatology**. v. 24, p. 93-114.

HUSSEY, R. S.; BARKER, K. R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. Including a new technique. **Plant Disease Reporter**, St. Paul, v. 57, p. 1.025-1.028, 1973.

JATALA, P. Biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, Stanford, v. 24, n.1, p.453-489, 1986.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, St. Paul, v.48, n.1, p.692, 1964.

LAUGHLIN, C.W. & LORDELLO, L.G.E. Sistemas de manejo de nematóides: relações entre a densidade de populações e os danos da planta. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.2, p.15-24, 1977.

LINFORD, M. B., FRANCIS, Y., OLIVEIRA, J. M. Reduction of soil populations of root-knot nematode during the decomposition of organic matter. *Soil Science*. v. 45, n. 2, p. 127-141. 1938.

LIMA, R. D. de. **Caracterização de isolados e avaliação da patogenicidade de *Arthobotrys* spp. a fitonematóides**. 88p. Tese (Doutorado em Fitopatologia)- Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1996.

LIMA, R.D. 1996. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**, 27 (1): 257-258.

MAAFI, Z.T. 1993. *Pasteuria* sp. as a parasite of citrus nematode (*Tylenchulus semipenetrans*) in the north of Iran. **Iranian Journal of Plant Pathology**, Tehran, 29 (1): 39.

MANI, A. studies on the bacterial parasite *Pasteuria penetrans*. I. Spore viability after storage. II. Culture on citrus nematode *Tylenchulus semipenetrans*. **International Nematology Network Newsletter**, Raleigh, v.5, n.1, p.24-25, 1988.

MANKAU, R. Biocontrol: fungi as nematode control agents. **Journal of Nematology**, Lawrence, v.12, n.4, p.244-252, 1980.

MACGUIDWIN, A.; LAYNE, T.L. Response of nematode communities to sudangrass and sorghum-sudangrass hybrids grown as green manure crops. **Journal of Nematology**, v.27, n.4, p. 609-616. 1995.

MAGALHÃES, J.C.A.J., VIEIRA R.F., PEREIRA J. & PERES J.R.R.. Efeito da adubação verde na disponibilidade de fósforo de fosfatos, numa sucessão de culturas, em solo de cerrado. **Revista Brasileira da Ciência do Solo**, v.15, n.3, p. 329-337.1991.

MAYTON, H.S.; CLAUDIA, O.; VAUGHN, S.F. ; LORIA, R. Correlation of fungicidal activity of Brassica species with allyl isothiocyanate production in macerated leaf tissue. **Phytopathology**, v.86, p. 267-271, 1996.

MITHEN, R.F. Glucosinolates and their degradation products. **Advances in Botanical Research**, v. 35, p. 213–262, 2001.

MARTINELLI, P.R.P. & J.M. SANTOS. 2007. Patogenicidade in vitro de espécies de *Arthrotrys* a *Tylenchulus semipenetrans*. In: **CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA**, 27. UFG, Goiânia p. 54.2007.

MORGAN-JONES, G.; RODRIGUEZ-KABANA, R. Fungal biocontrol for the management of nematode. In: VEECH, J. A.; DICKSON, D. W. (eds.). **Vistas on Nematology**. DeLeon Springs: Society of Nematologists, 1987. p. 94-99.

MOJTAHEDI, H., G. SANTO; INGHAM, R.E. Suppression of *Meloidogyne chitwoodi* with sudangrass cultivars as green manure. **Journal of Nematology**, v.25, n.3, p. 303-311. 1993.

MOURA, R. M.; MOURA, A. M. *Meloidogyne* da goiabeira: doença de alta severidade no Estado de Pernambuco. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 13, n. 1, p. 13-19, 1989.

NAVES, R. L.; CAMPOS, V. P. Ocorrência de fungos predadores de nematóides no Sul de Minas Gerais e estudo da capacidade predatória in vitro de alguns de seus isolados. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, n. 2, p. 152-162, 1991.

NOGUEIRA, M. A. **Estudo químico de *Mucuna aterrima* e da sua atividade nematicida sobre o fitonematóide *Meloidogyne incognita* raça 3.** Viçosa, UFV, 1994. 101 p. Dissertação (Mestrado em Agroquímica) Universidade Federal de Viçosa, 1994.

OOSTENBRINK, M. Major characteristic of the relation between nematodes and plants. *Mededlingen voor Landb Hoogeschool Wageningen*, v.66, p. 3-46. 1966.

PERRY, R. N.; MOENS, M. **Plant nematology**. Pondicherry: Biddles, 2005. 447 p.

REDDY, P. P.; RAO, M. S.; NAGESH, M. Integrated management of citrus nematode, *Tylenchulus semipenetrans* using pesticides and parasitic fungus, *Paecilomyces lilacinus*. **Pest Management in Horticultural Ecosystemsn**, New Delhi, v. 2, n. 1, p. 61-63, 1996.

RIBEIRO, R. C. F. Levantamento de espécies de *Monacrosporium* predadoras de nematóides em diversas regiões brasileiras. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.23, n.2, p.41-47, 1999.

RITZINGER, C. H. S., & McSORLEY, R. 1998. Effect of fresh and dry organic amendments on *Meloidogyne arenaria* in greenhouse experiments. **Nematropica**. v.28, n.2, p.173-185.1998.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. & H. IVEY. Crop rotation systems for management of *Meloidogyne arenaria* in peanut. **Nematropica**, v.16, n.1, p. 53-63. 1986.

RODRÍGUEZ-KABANA, R., CANULLO, G. H. Cropping systems for the management of phytonematodes. **Phytoparasitica**, Rehovot, v. 20, n. 3, p. 211-224, 1992.

RODRÍGUEZ-KABANA, R., KOKALIS-BURELLE, N., ROBERTSON, D. G., KING, P. S., WELLS, L. W. Rotations with coastal bermudagrass, cotton, and bahiagrass for management of *Meloidogyne arenaria* and southern in peanut. **Journal of Nematology**, Jay, v. 26, n. 4S, p. 665-668, 1994.

SANTOS, A.; FERRAZ, S. Detecção, isolamento e preservação de alguns fungos endoparasitos de nematóides e avaliação in vitro de sua patogenicidade. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 24, n.2, p.183-191, 2000.

SANTOS, M. A. **Detecção, isolamento e avaliação do potencial antagonista de fungos nematófagos presentes em solos brasileiros**. 1991. 97f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1991.

Santos M. A.; Ruano, O. Reação de plantas usadas como adubos verdes a *Meloidogyne incognita* raça 3 e a *M. javanica*. **Nematologia Brasileira** v.11, p. 184-197. 1987.

SILVA, G. S.; SOBRINHO, C. A.; PEREIRA, A. L.; SANTOS, J. M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 3, p. 307-309, 2006.

SILVA, G. S., FERRAZ, S., SANTOS, J. M. Atração, penetração e desenvolvimento de larvas de *Meloidogyne javanica* em raízes de *Crotalaria* ssp. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v. 13, p. 151-163, 1989.

SILVA, J. F.V., CARNEIRO, R.G. Reação de adubos verde de verão e de inverno às raças 1, 2 e 4 de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**. v.16, p. 11-18. 1992.

SILVEIRA, S. F., CARVALHO, A. J. C., SANTOS, J. M. Ocorrência das galhas em goiabal de São João da Barra, RJ. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 340-341, 2000. (Anais).

SITARAMAIIH, K. & SINHG, R. S. Effect of organic amendment of phenolic content of soil and pant response of *Meloidogyne javanica* and it hosts to related compounds. **Plant and Soil**. v.50. p. 671-679. 1978.

SOARES, P. L. M. **Estudo do Controle Biológico de Fitonematóides com Fungos Nematófagos**. 2006. 217f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2006.

SOUTHEY, J. F. **Laboratory methods for work with plant and soil nematodes**. (5 ed). London: Minist. Agric. Fisch. Fd., 1970. 148 p. (Bulletin 2).1970.

STAPLETON, J. J.; DEVAY, J. E. Soil solarization: a natural mechanism of integrated pest management. In: REUVENI, R. (Ed.). **Novel approaches to integrated pest management**. Boca Raton: Lewis, p. 309-322. 1995.

STIRLING, G. R. **Biological Control of Plant Parasitic Nematodes**. Progress, Problems and Prospects. UK: CAB International, Wallingford, 1991. 282p.

STIRLING, G. R.; MANKAU, R. *Dactylella oviparasitica* a new fungal parasite of *Meloidogyne* eggs. **Mycologia**, Albuquerque, v. 70, p. 774-783, 1978.

TAYLOR, A.L. & C. NETSCHER. 1974. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. *Nematologica*, Leiden, 20 (1): 268-269.

TENENTE R.C.V.; LORDELLO, L.G.E. Penetração e crescimento de *Meloidogyne incognita* raça 4 em raízes de mucuna preta (*Stizolobium aterrimum*). **Nematologia Brasileira**, v.11, p. 242-248.1987.

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

WALLACE, H. R. **Nematode ecology and plant disease**. New York: Edward Arnold, 228 p.1973.

WITTSTOCKB, U.; HALKIER B. A. Glucosinolate research in the *Arabidopsis* era. **Trends Plant Science**, Jena, v. 7, p. 263-270, 2002.