

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PRODUÇÃO VEGETAL**

DIEGO DIAS DE ARAÚJO

MANEJO DE *Meloidogyne incognita* RAÇA 1 EM *Passiflora morifolia*

**ILHÉUS – BAHIA
2009**

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

DIEGO DIAS DE ARAÚJO

MANEJO DE *Meloidogyne incognita* raça 1 EM *Passiflora morifolia*

Dissertação apresentada à Universidade Estadual de Santa Cruz, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal.

Área de concentração: Proteção de Plantas

Orientadora: Prof.^a Arlete José da Silveira – Dr.^a.

DIEGO DIAS DE ARAÚJO

MANEJO DE *Meloidogyne incognita* RAÇA 1 EM *Passiflora morifolia*

Ilhéus-BA, 29/05/2009.

Dr.^a Arlete Silveira
(Orientadora)

Dr.^a Margarete Magalhães de Souza
DCB/UESC

Dr.^a Stela Dalva Vieira Midlej Silva
CEPLAC/CEPEC

Dr. José Luiz Bezerra
DCAA/UESC

DEDICATÓRIA

Ao meu pai, João Conceição de Araújo e a toda minha família que, com muito carinho e apoio, não mediram esforços para que eu chegasse até esta etapa da minha vida.

A minha mãe, Luzia Dias de Araújo (*in memoriam*), pelo amor e educação dada em vida, e hoje, onde ela estiver, sei que sempre está ao meu lado, dedico.

AGRADECIMENTOS

A DEUS, por me ajudar a perseverar otimista nessa caminhada, transformando as dificuldades em força.

A meu pai, João Conceição de Araújo, que com muito apoio e carinho, não mediu esforços para que eu chegasse a esta etapa da minha vida.

A meu irmão Thiago, a Rayana, a Dinha, e a todas as minhas tias e primos pela grande e preciosa força.

Aos amigos, em especial Lúcio, Mayana, Fernanda, Tacila, Vinícius e Jôsie, pelo incentivo e espírito de solidariedade durante o tempo de convívio.

A Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC), onde desenvolvi meu trabalho de pesquisa, concedendo-me espaço para o meu desenvolvimento profissional.

A CAPES pela concessão da bolsa de mestrado.

A Dr.^a Arlete José da Silveira pelos ensinamentos, amizade, companheirismo, disposição, disponibilidade e orientação eficiente.

Ao Professor Sérgio Oliveira, pela atenção, paciência e grande ajuda nas análises estatísticas.

Ao Dr. José Luiz Bezerra e a Dr.^a Margarete Magalhães de Souza, pelas sugestões e conhecimentos transmitidos.

Aos Professores, pelos ensinamentos e pela convivência durante esse período.

A todos aqueles, que direta ou indiretamente, colaboraram para a realização deste trabalho.

Manejo de *Meloidogyne incognita* raça 1 em *Passiflora morifolia*

RESUMO

A família Passifloraceae possui cerca de 630 espécies subdivididas em 18 gêneros. O gênero mais importante é o *Passiflora* L. com mais de 500 espécies, sendo a grande maioria delas originárias da América tropical, dentre as quais mais de 200 são nativas do Brasil, e destas, cerca de 45 já foram encontradas no Estado da Bahia. Muitas perdas na agricultura são causadas pela ação dos fitonematóides, principalmente o *Meloidogyne* spp. que apresenta ampla distribuição geográfica, ataca quase todas as espécies de plantas cultivadas, além de plantas invasoras. Esse estudo objetivou, avaliar a eficácia do uso de fungos nematófagos e Furadan[®] 50G no manejo de *Meloidogyne incognita* raça 1 em *Passiflora morifolia*. Para o teste de patogenicidade, "in vitro", utilizaram-se oito fungos dos quais, três foram isolados da rizosfera do maracujá-amarelo (*Arthrobotrys musiformis*, *A. conoides*, e *A. robustum*), um da ameixeira (*A. oligospora*), dois da *Heliconia richardiana* (*Monacrosporium thaumasium* e *A. oligospora*) e dois da *H. rostrata* (*A. musiformis* e *A. oligospora*). Destes, os que apresentaram maior porcentagem de predação foram: *Arthrobotrys musiformis* isolado de maracujá-amarelo (99,60 %), *A. oligospora* de *H. richardiana* (99,40 %) e *A. musiformis* de *H. rostrata* (100,00 %), os quais foram utilizados em forma de coquetel. Foram conduzidos dois experimentos com *P. morifolia* cultivadas em vasos sob condição de campo. No primeiro experimento avaliou-se o efeito da aplicação do coquetel dos fungos na dosagem de aproximadamente 10⁸ esporos/mL de cada fungo (10 mL/vaso) e no segundo experimento o efeito do Furadan[®] 50G nas doses 5 g, 10 g e 15 g. O coquetel de fungos e o nematicida foram aplicados três vezes em intervalos de 30 dias e as avaliações foram realizadas 30 dias após cada aplicação. Os testes com o coquetel de fungos composto por *A. musiformis* isolado de *H. rostrata* e de maracujá-amarelo e *A. oligospora* isolado de *H. richardiana* foram eficientes no manejo de *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia* cultivadas em vasos, sob condições de campo. Utilizando-se Furadan[®] 50G, observou-se que o menor nível populacional do nematóide nas amostras de solo e de raízes foi obtido com a dose de 10 g. A utilização de fungos nematófagos e, ou do Furadan[®] 50G visando o manejo de *Meloidogyne* será de suma importância para recomendação em programa de manejo integrado, pois os estudos de fungos nematófagos como agentes de biocontrole são escassos e, ainda, não se tem o registro de produto químico para o controle de nematóides no Ministério da Agricultura, para a cultura do maracujá.

Palavras chaves: biocontrole, fitossanidade, nematóide-das-galhas

Incognita Meloidogyne* race 1 in *Passiflora morifolia

ABSTRACT

The *Passifloraceae* family has at about 630 million species subdivided into 18 genres. The most important genre is the *Passiflora* L. with more than 500 species, since their great majority is originated from the tropical America, in which more than 200 are native from Brazil, and amongst them, about 45 were already found in Bahia state. Many losses in the agriculture are caused by the phytonematodes action, mainly the *Meloidogyne* genre that shows a wide geographical spread, attacks almost all the species of cultivated plants and are responsible for more than 80% of attacks to the crops. The use of nematophagous fungi and the Furadan, in order to control the *Meloidogyne* sp, will be too important for recommendation on an integrated management program, because the studies and the survey of fungi as biocontrol agents, for this culture, are short and, on the other hand, there isn't a register of chemical product for the nematode control for the passion fruit culture in the Ministério da Agricultura. This study aims to evaluate the efficiency of nematophagous fungi use and Furadan® 50G in the management of *Meloidogyne incognita* race 1, in *Passiflora morifolia* cultivated in vases under field conditions. For the pathogenicity test "in vitro", used eight fungi, in which three were isolated in the own yellow passion fruit's (*Arthrobotrys musiformis*, *A. conoides*, and *A. robustum*) rhizosphere, one was isolated from plum (*A. oligospora*), two were isolated from *Heliconia richardiana* (*Monacrosporium thaumasium* and *A. oligospora*) and two were isolated from *H. rostrata* (*A. musiformis* and *A. oligospora*). Amongst them, the ones who presented more efficiency were: *Arthrobotrys musiformis* from passion fruit (99,60 %), the *A. oligospora* from *H. richardiana* (99,40 %) and the *A. musiformis* from *H. rostrata* (100 %). Two experiments were carried out with *P. morifolia* in vases under field conditions. In the first experiment evaluated the effect of combination of fungi in strength of approximately 10^8 spores/mL of each fungus (10 mL/pot) and the second experiment the effect of Furadan® 50G in doses 5 g, 10 g and 15 g. The combination of fungi and nematicide were applied three times at intervals of 30 days and assessments were performed 30 days after each application. The cocktail consists of two fungi isolated from *A. musiformis* and one of *A. oligospora* significantly reduced the population of J2 of *M. incognita* race 1 in soil and roots of *P. morifolia* grown in pots under field conditions. By using Furadan® 50G, it was observed that the lower level of nematode population in the samples of soil and roots was obtained with the dose of 10 g. The use of nematophagous fungi and either of Furadan® 50G to the management of *Meloidogyne* is of great importance for recommendation in the integrated management program, because studies of nematophagous fungi as biocontrol agents, are scarce and, moreover, has not the record of the chemical for control of nematodes in the Ministry of Agriculture, for the cultivation of passion fruit.

Key-words: biocontrol; phytosanitary; root-knot nematodes

LISTA DE TABELAS

- 1 Comparação entre médias da percentagem acumulada de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* raça 1 predados por fungos nematófagos após 24, 48 e 72 horas de exposição a os mesmos, Ilhéus, 2008 37
- 2 Resumo da análise de variância para efeito da aplicação de um coquetel fungos nematófagos sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo e raízes de *Passiflora morifolia*. Ilhéus, 2008 40
- 3 Comparação entre médias dos efeitos das aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a primeira, segunda e terceira aplicações, avaliadas após 30 dias da aplicação. Ilhéus, 2008 41
- 4 Comparação entre médias dos efeito das aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*. Ilhéus, 2008 42
- 5 Comparação entre médias dos efeitos dos números de aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a primeira, segunda e terceira aplicações, avaliadas após 30 dias. Ilhéus, 2008 43
- 6 Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia* após a primeira aplicação, avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 50
- 7: Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia* após a segunda aplicação, avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 50
- 8: Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a terceira aplicação avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 51

- 9: Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a primeira aplicação avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 51
- 10: Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a segunda aplicação avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 52
- 11: Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a terceira aplicação avaliada após 30 dias. Ilhéus, 2008 52

LISTA DE FIGURAS

- 1 *Passiflora morifolia*. A) Planta controle; B) Planta apresentando sintomas do ataque de *M. incognita* raça 1; C) Flor e fruto D) Fruto maduro (a) e verde (b); E) Corte transversal do fruto maduro (a) e verde (b); F) Raízes primárias (a) e secundárias (b) com galhas causadas pelo namatóide.....19
- 2 População de J2 de *M. incognita* raça 1 após 30 dias da aplicação do Furadan[®] 50G nas dosagens de 5, 10 e 15 g, em 100 cc de solo de *P. morifolia*, sob condição de campo: (a) primeira aplicação; (b) segunda aplicação; (c) a terceira aplicação 45
- 3 População de J2 de *M. incognita* raça 1 após 30 dias da aplicação do Furadan[®] 50G nas dosagens de 5, 10 e 15 g, em 10 g de raízes de *P. morifolia*, sob condição de campo: (a) primeira aplicação; (b) segunda aplicação; (c) a terceira aplicação.....47

ÍNDICE

RESUMO	6
ABSTRACT	7
LISTA DE TABELAS	8
LISTA DE FIGURAS	10
1 INTRODUÇÃO	13
2 REVISÃO DE LITERATURA	16
2.1 Passifloras	16
2.2 Fitonematóides	20
2.3 Controle químico	23
2.4 Fungos nematófagos	24
3 MATERIAL E MÉTODOS	29
3.1 Obtenção das mudas de <i>Passiflora morifolia</i>	29
3.2 Obtenção de mudas de tomateiro e inoculação de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 1	29
3.3 Obtenção e desinfestação superficial das massas de ovos de <i>M. incognita</i> raça 1	30
3.4 Obtenção de juvenis de segundo estágio (J2) de <i>M. incognita</i> raça 1	30
3.5 Isolamento e Identificação de fungos nematófagos	30
3.5.1 Isolamento de fungos nematófagos	31
3.5.2 Identificação dos fungos nematófagos	31
3.6 Teste de patogenicidade, “in vitro”, de fungos nematófagos contra <i>Meloidogyne incognita</i> raça 1	32
3.6.1 Obtenção dos isolados fúngicos	32
3.6.2 Teste de patogenicidade	32
3.6.3 Análise estatística	32
3.7 Inoculação das mudas de <i>P. morifolia</i> com <i>M. incognita</i> raça 1	33
3.8 Obtenção da suspensão de fungos nematófagos	33
3.9 Experimento em vasos sob condições de campo	33
3.9.1 Primeiro experimento - Inoculação das mudas de <i>P. morifolia</i> com coquetel de fungos nematófagos	34

3.9.1.1 Análise estatística	34
3.9.2 Segundo experimento - Aplicação do Furandan [®] 50G	35
3.9.2.1 Análise estatística	35
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
4.1 Teste de patogenicidade, “in vitro”, dos fungos nematófagos	36
4.1.1 Isolamento e identificação dos fungos nematófagos	36
4.1.2 Teste de patogenicidade, “in vitro”, dos fungos nematófagos	36
4.2 Experimento em vasos sob condições de campo	39
4.2.1 Primeiro experimento - Controle biológico de J2 <i>M. incognita</i> raça 1 em <i>P. morifolia</i> , com fungos nematófagos	39
4.2.2 Segundo experimento - Controle químico de J2 <i>M. incognita</i> raça 1 em <i>P. morifolia</i> com Furadan [®] 50 G	44
5 CONCLUSÃO	49
6 APÊNDICE	50
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	53

1 INTRODUÇÃO

A família Passifloraceae possui cerca 630 espécies em aproximadamente 18 gêneros que são representados pelas espécies que mais frutificam. O gênero mais importante, o *Passiflora* L., são plantas trepadeiras ou arbustivas que se sustentam em outras árvores por meio das gavinhas (KILLIP, 1938). Possuem mais de 500 espécies descritas (VANDERPLANK, 2000), sendo a grande maioria delas originárias da América tropical (ULMER; MACDOUGAL, 2004), dentre as quais cerca de 200 são nativas do Brasil (SEMIR; BROWN, 1975; LOPES, 1994; SILVA; SÃO JOSÉ, 1994; BERNACCI et al., 2003; VIANA et al., 2003). A região Centro-Norte apresenta-se como o maior centro de distribuição geográfica no país (FERREIRA, 1994; OLIVEIRA et al., 1994; SOUSA; MELETTI, 1997; FALEIRO et al., 2005;), com uma expressiva ocorrência do gênero *Passiflora* no estado da Bahia, com 45 espécies relatadas, como a *P. villosa* Vell. e *P. galbana* Mast. (NUNES; QUEIROZ, 2001). Com isso, o Brasil é considerado o centro de dispersão de muitas espécies (FALEIRO et al., 2005; FERREIRA, 1994)

Passiflora edulis Sims f. *flavicarpa* Deg., o maracujá amarelo, é a espécie de maior valor agrônomo e o Brasil é o maior produtor, com produção de 478 mil toneladas em área de 34 mil hectares (ATAÍDE et al., 2006), e maior consumidor mundial da fruta (FNP CONSULTORIA E COMÉRCIO, 2002). Das mais de 200 espécies encontradas no Brasil, cerca de 50 a 60 espécies são comestíveis. Isso representa a quase totalidade dos pomares comerciais no Brasil. Cerca de 30% da produção destina-se a indústria e 70 % ao consumo “in natura”, no mercado interno (LIBERATO, 2002).

Muitas espécies, também, são apreciadas no mundo inteiro pelo seu valor ornamental, sendo suas sementes amplamente comercializadas, principalmente na América do Norte e continente Europeu (SOUZA; PEREIRA, 2003). As flores de *Passiflora* spp. são consideradas exóticas e complexas, algumas de coloração forte e brilhante, outras de coloração suave e marcante, devido, principalmente, à presença da coroa, que caracteriza a família Passifloraceae. Igualmente fascinante

é a ampla variedade de formatos de folhas dentro do gênero, tendo muitas espécies valor ornamental em função da folhagem (ABREU et al., 2008).

O uso das passifloras como plantas ornamentais é citado desde o século XIX, e hoje tem se destacado em muitos países no mercado de mudas híbridas. No Brasil, o potencial das passifloras como planta ornamental é praticamente inexplorado, embora sejam plantas de clima essencialmente tropical, não exigindo, assim, nenhuma prática mais onerosa como a construção de estufas especiais, como é feito em países de clima não tropical, a exemplo dos Estados Unidos que cultivam essas espécies em jardins, muros, cercas, pergolados e estufas (ULMER; MACDOUGAL, 2004; VANDERPLANK, 2000).

Entretanto, a cultura do maracujazeiro é afetada por diversos problemas fitossanitários, incluindo doenças que chegam a causar sérios prejuízos e até mesmo inviabilizar economicamente a cultura em algumas áreas (FISCHER et al., 2005), com destaque para as infecções causadas por fitonematóides, que tem contribuído para reduzir a vida útil da lavoura (LIBERATO, 2002; OLIVEIRA et al., 1994). Geralmente causam perdas na produção, que variam de suaves até a destruição total. O grau de danos depende da susceptibilidade da cultura, das condições ambientais, da presença de outros patógenos, que podem interagir com os nematóides, e da densidade populacional desses patógenos (TIHOHOD, 1993). Essa densidade populacional pode variar durante todo o ano nos climas tropicais, em face das variações de temperatura e da umidade do solo, podendo até no período frio ou de seca ocorrer à dormência dos nematóides (LORDELLO, 1964).

O sucesso econômico e ecológico do manejo dos fitonematóides requer a adoção de práticas combinadas, e neste contexto, o controle biológico poderá se constituir numa alternativa viável (CARNEIRO, 1992). Em termos práticos, considera-se o controle biológico de nematóides como sendo a redução dos danos causados por estes organismos pela ação de agentes antagonistas, restaurando o equilíbrio e desfavorecendo essas pragas. Esta redução nos danos pode ocorrer naturalmente, ou pela manipulação do ambiente ou, ainda, pela introdução em massa de antagonistas. O controle biológico deve ser então, considerado como uma das várias medidas complementares em um programa de manejo integrado [SILVEIRA (MAIA), 2000]. Porém, não há relatos de estudos de biocontrole de fitonematóides por fungos nematófagos em *Passiflora* sp.

Os nematóides possuem diversos inimigos naturais, destacando-se entre eles, bactérias, fungos, protozoários, insetos, ácaros e outros nematóides (KERRY, 1987). Os fungos, por serem em sua maioria microrganismos facultativos e ocorrerem em solos ricos em matéria orgânica, interagindo com os fitonematóides, têm se mostrado os mais promissores no biocontrole de fitonematóides (STIRLING, 1991). Outra alternativa de controle para a redução desses fitoparasitas é a utilização de nematicidas. Porém, há carência de informações sobre a viabilidade técnica e econômica destes produtos, para a cultura do maracujazeiro (LIBERATO, 2002).

No Brasil não há, ainda, registro no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) de nematicidas para esta cultura e, segundo Liberato (2002) e Freire (2003) praticamente não têm sido usados na cultura. Entretanto, de acordo com a Lei nº 7.802/89, regulamentada pelo Decreto nº 98.816/90 do Regulamento de Defesa Sanitária Vegetal, é permitido à utilização de produto químico com finalidade de pesquisa e experimentação (LEGISLAÇÃO, 1989). O carbofuran é um ingrediente ativo, sistêmico e indicado para várias culturas, tais como: algodão, batata, café, cana-de-açúcar, cenoura, fumo e tomate, visando o controle de nematóide-das-galhas (FREITAS, 2006).

Neste estudo, objetivou-se avaliar a capacidade de predação, “in vitro”, de fungos nematófagos a *Meloidogyne incognita* raça 1 e a eficácia do uso destes antagonistas e de Furadan® 50G no manejo do nematóide em *Passiflora morifolia*, cultivadas em vasos sob condições de campo.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Passifloras

Em três décadas, *Passiflora* saltou de um produto comercializado essencialmente “in natura” (década de 70) para uma alternativa agrícola. Hoje, as perspectivas para sua utilização foram ampliadas; a beleza e a estética de suas flores e folhas agregam valor ornamental à planta, que adicionado ao apelo comercial e associado ao significado da ‘flor da paixão’, embutem às passifloras a forte possibilidade de se transformarem numa próspera linha de desenvolvimento do agronegócio (SOUZA; PEREIRA, 2003).

Entre os vários setores da agricultura, o cultivo de plantas ornamentais tropicais é o que apresenta maior rentabilidade por área cultivada; três a cinco vezes superiores à fruticultura e 10 vezes maiores que o lucro obtido na produção de grãos. Garante rápido retorno dos investimentos aplicados, além de gerar cerca de 10 empregos diretos e 20 indiretos por hectare (RIBEIRO et al., 2002).

As condições climáticas do Brasil proporcionam a produção de flores tropicais de excelente qualidade e com tonalidades mais vivas, além do que, muitas espécies são nativas. Nesse contexto, as flores tropicais se mostram como uma excelente oportunidade para o Brasil expandir suas fronteiras agrícolas e aumentar a capacidade geradora de emprego e renda no campo (MOSCA et al., 2004).

A produção de flores e plantas ornamentais no Nordeste concentra-se, principalmente, nos estados de Pernambuco, Bahia, Ceará e Alagoas, ocupando áreas mais privilegiadas em termos climáticos e de disponibilidade d’água. Em 2001 foi criado o Comitê Baiano de Floricultura e Plantas Ornamentais, integrado pelas associações de produtores, secretarias estaduais, SEBRAE, instituições financeiras e de pesquisas. Em 2002 foi fundada a Associação Baiana de Produtores de Flores e Plantas Ornamentais (ASBAFLOR), com a missão de congregar produtores independentes, associações e empresas produtoras de todo o estado da Bahia. Em Ilhéus, a Associação dos Produtores de Flores Tropicais (FLORASULBA) conta com

60 associados que cultivam cerca de 40 ha de helicônias, alpínias, bastão do imperador, tapeinóquilo, antúrios e outras espécies (BRAINER; OLIVEIRA, 2006).

As passifloras são encontradas naturalmente nas Américas, Índia Ocidental, Galápagos, África, Austrália, Filipinas, sudeste Asiático e em muitas ilhas do Oceano Pacífico, sendo que muitas destas espécies vêm sendo introduzidas em outros países. A família apresenta distribuição tropical e subtropical, com a América do Sul abrigando cerca de 95% do total de espécies. Todavia, acredita-se que tenham originado-se nos trópicos, em seu habitat natural – Mata Atlântica, e dispersa para outras regiões após sua introdução na Europa no século XVII (VANDERPLANK, 2000).

Há no Brasil mais de 120 espécies nativas, algumas inclusive endêmicas, porém plantas híbridas têm maior valor no mercado. O cruzamento entre espécies como *P. alata* Curtis, *P. amethystina* Mikan, *P. antioquiensis* Karsten, *P. caerulea* L., *P. cincinnata* Mast., dentre outras, vem sendo utilizado em outros países para a criação de numerosos híbridos como *P. x albo-nigra*, *P. x allardii*, *P. 'Amethyst'*, além de outros híbridos já comercializados e utilizados em estufas americanas e européias, como *P. 'Star of Bristol'*, *P. 'Star of Kingston'* e *P. 'Sunburst'* (VANDERPLANK, 2000; ULMER; MACDOUGAL, 2004).

Em levantamento realizado por Nunes e Queiroz (2001) no estado da Bahia, foram registradas 31 espécies de *Passiflora* com distribuição ampla, ocorrendo em praticamente todos os biomas do Estado. Dentre as espécies encontradas, três são endêmicas: *Passiflora saxicola* Gontsch, *P. bahiensis* Klotzsch e *P. mucugeana* Nunes e Queiroz. Os principais centros de diversidade no estado ocorrem na Mata Atlântica do Sul da Bahia e na Chapada Diamantina. Além das três espécies endêmicas já citadas, foi observada a ocorrência das seguintes espécies: *P. alata*, *P. amethystina*, *P. capsularis* L., *P. cincinnata* (na Bahia é encontrada praticamente em todo o estado), *P. contracta* Vitta, *P. edmundoi* Sacco, *P. edulis*, *P. foetida* L., *P. galbana*, *P. haematostigma* Mart., *P. luetzelburgii* Harms, *P. malacophylla* Mast., *P. mansoi* (Mart.) Mast, *P. miersii* Mast., *P. misera* Kunth, *P. mucronata* Lam, *Passiflora* sp (uma nova espécie endêmica da Bahia, sendo conhecida apenas em uma pequena área próxima à cidade de Mucugê), *P. nítida* Kunth, *P. odontophylla* Harms, *P. organensis* Gardner, *P. pohlii* Mast., *P. recurva* Mast., *P. rhamnifolia* Mast., *P. saxicola*, *P. setacea* DC. Rank, *P. sidaefolia* M. Roem., *P. suberosa* L., *P. trintae* Sacco, *P. villosa* Vell e *P. watsoniana* Mast..

Entre as espécies silvestres do gênero encontra-se a *Passiflora morifolia* Mast., também conhecida como maracujá-peludo (BERNACCI; VITTA, 1999), a qual pertence ao subgênero *Decaloba*, ocorrendo naturalmente na Guatemala, México, Venezuela, Bolívia, Colômbia, Brasil, Equador, Peru, Paraguai e Argentina (VANDERPLANK, 2000; MILWARD-DE-AZEVEDO; BAUMGRATZ, 2004). Na Região Sudeste do Brasil ela é encontrada em áreas de cerrado e de floresta pluvial submontanhosa, não apresentando diferenciação quanto à morfologia foliar (MILWARD-DE-AZEVEDO; BAUMGRATZ, 2004). Apresenta belas flores brancas, de tamanho médio, com corona de coloração arroxeadada, o que confere à espécie, juntamente com seu porte intermediário, características favoráveis ao cultivo em vasos para ornamentação de interiores (VANDERPLANK, 2000; MILWARD-DE-AZEVEDO; BAUMGRATZ, 2004) (Figura 1C).

Além destas, outras características inserem as passifloras na lista de plantas ornamentais: flores vistosas, o número abundante de flores, o florescimento mais de uma vez ao ano, e a variabilidade de formas foliares (SOUZA; PEREIRA, 2003). Por outro lado, pode-se dizer, com pequena margem de erro, que é virtualmente inexistente o uso no Brasil do maracujá com a finalidade exclusiva de ornamentação (PEIXOTO, 2005).

O Brasil, apesar de ser o principal centro de diversidade de *Passiflora*, não tem explorado o potencial dessas espécies essencialmente tropicais no mercado de plantas ornamentais, por não existirem programas de hibridação específicos para essa finalidade, ou seja, que desenvolvam mudas híbridas que agreguem valores atraentes ao mercado de plantas ornamentais específico de cada região do país e aproveitando-se o germoplasma nativo (SOUZA; PEREIRA, 2003). Com sua grande diversidade de climas e solos, pode ser considerado um berço natural para a produção de flores e plantas ornamentais, das mais exóticas às espécies nativas. Entre as novas atividades agrícolas em pequenas propriedades, existe um grande potencial para a inclusão de passifloras ornamentais se fossem associados a estratégias para a sua exploração econômica e aumentando assim a qualidade dos produtos, contribuindo para reduzir a migração do campo para a cidade. Além disso, será possível colaborar na recuperação, embora em pequenas proporções, desta importante parte da nossa agricultura (ABREU et al., 2008)



Figura 1 – *Passiflora morifolia*. A) Planta controle; B) Planta apresentando sintomas do ataque de *M. incognita* raça 1: menor vigor e queda de folhas; C) Flor (a); D) Fruto maduro (a) e verde (b); E) Corte transversal do fruto maduro (a) e verde (b); F) Raízes primárias (↑) e secundárias (↑↑) com galhas causadas pelo nematóide.

2.2 Fitonematóides

Os nematóides são organismos essencialmente aquáticos, a maioria de tamanho microscópico (0,3 a 3,0 mm de comprimento e 0,015 a 0,050 mm de diâmetro), sobrevivendo em diferentes habitats, desde os oceanos até nos filmes de água que recobrem as partículas do solo (THORNE, 1961). Apresentam características que os qualificam como indicadores ecológicos, tais como a facilidade de identificação, abundância no solo, a sua larga distribuição e a presença de diferentes grupos tróficos (CURRY, 1994; FRECKMAN; ETTEMA, 1993; YEATES et. al., 1993).

Os nematóides fitopatogênicos parasitam principalmente, órgãos subterrâneos de plantas superiores, podendo causar a morte da planta. Assim, quando se encontram em elevada concentração no solo podem inviabilizar uma área para a agricultura, pois são capazes de parasitar várias culturas comerciais. Apesar disso, a presença desses organismos geralmente não é notada pelos agricultores (TIHOHOD, 1993). Estes organismos são parasitas obrigatórios, alimentam-se das células vivas das plantas e ao se alimentarem e, ou penetrarem e se movimentarem nos tecidos das plantas, causam danos mecânicos, causam danos mecânicos e as plantas se tornam mais suscetíveis ao ataque de outros patógenos, como fungos e bactérias. Contudo, os danos maiores são geralmente devidos à ação tóxica das substâncias que os nematóides injetam nas plantas (FREITAS, 2006).

Várias espécies de plantas frutíferas cultivadas no Brasil possuem importantes problemas decorrentes do ataque de fitonematóides (RASKI; KRUSBERG, 1984), dentre elas algumas como abacaxizeiro, acerola, bananeira, citros, figueira, fruta-pão e pessegueiro (SOUZA et al., 1999). As perdas anuais causadas por fitonematóides nas culturas de maior importância econômica foram estimadas variando de 8 a 20 % (SASSER; FRECKMAN, 1987). Isso reflete em prejuízos para o produtor e na elevação de preços ao consumidor. Em termos mundiais, considera-se que as perdas causadas pelos nematóides em todas as culturas, por ano, são de 100 bilhões de dólares (FREITAS, 2006).

O primeiro relato da ocorrência de fitonematóides em maracujazeiro (*Passiflora*) foi em 1927, na Austrália (LORDELLO; MONTEIRO, 1973). No Brasil, um dos primeiros relatos foi feito por Carvalho (1950), em São Paulo. Diversos nematóides têm sido encontrados associados ao sistema radicular das plantas

(SHARMA; LOOF, 1972). Esta associação tem sido relatada por vários pesquisadores.

Em *P. edulis*, Campos (2002) mencionou a ocorrência de *Aorolaimus holdomani* (Sher) Fortuner (sin. *Peltamigratus holdomani* Sher), *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus* sp., *Aphelenchus avenae* Bastian, *Ditylenchus* sp., *Helicotylenchus dihystra* Cobb, *H. pseudorobustus* (Steiner) Golden, *M. arenaria* (Neal) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid e White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. onoensis* (Luc) De Grisse e Loof, *Monotrichodorus monohystera* Allen (sin. *Trichodorus monohystera* Allen), *Paratylenchus* sp., *R. reniformis*, *Trichodorus* sp., *Tylenchorhynchus phaseoli* Sethi e Swarup, *Tylenchus* sp, *Xiphidorus yepesara* Monteiro e *Xiphinema* sp.

Associados à *Passiflora* no Brasil, foram alistados os seguintes nematóides: *Aorolaimus* sp., *Criconemella* sp. (sin. *Macrospothonia* sp.: *Criconemoides* sp.). *C. onoensis* Luc (sin. *M. onoensis* Luc), *Diphtherophora* sp., *Dolichodorus minor* e *Pratylenchus zea* Graham. De acordo com este autor, no Estado da Bahia foram detectados *A. holdomani*, *Aphelenchoides* sp., *H. dihystra*, *M. incognita*, *M. javanica*, *R. reniformis*, *Trichodorus* sp., infectando *Passiflora edulis* f. *flavicarpa* enquanto, *A. avenae*, *Diphtherophora* sp., *Dolichodorus minor* Loof e Sharma, *M. incognita*, *M. monohystera*, *R. reniformis*, *Tylenchus* sp. e *Xiphinema paritaliae* Loof e Sharma foram detectados parasitando *P. edulis* (LIBERATO, 2002).

A partir de amostras de solo foram detectados *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus* sp. associados a *P. coccinea* Aubl, *P. rubra* L., *P. galbana*, *P. misera* e *P. micropetala* Mart.. Além destes fitonematóides foram assinalados *Mesocriconema* sp. e *Helicotylenchus* sp. em *P. coccinea* e, em raízes de *P. misera* e *P. micropetala* a presença de *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus* sp. (SILVEIRA et al., 2007a). No Brasil, não há estimativa de perdas causadas por fitonematóides para estas culturas. Contudo, espécies do nematóide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.), e o nematóide *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira têm sido relatados como causadores de danos de expressão econômica, limitando a produtividade e a longevidade das plantações de maracujazeiro amarelo (SHARMA et al., 2002).

Meloidogyne mayaguensis Rammah e Hirschman foi detectado associado a *P. mucronata* em São João da Barra no Estado do Rio de Janeiro (LIMA, 2003) e, relatado pela primeira vez, parasitando *P. misera* no Estado da Bahia (SILVEIRA et al., 2007b). Já foram descritas ocorrências deste nematóide em diversas culturas

como abóbora, acerola, alface, algodão, araçá, cana-de-açúcar, *Crotalaria juncea*, feijão, fumo, goiaba, mamão, pepino, tomate-cereja e, em plantas daninhas, conhece-se quase 20 espécies hospedeiras (ALMEIDA, 2009) em café, fumo, pimentão, pimenta, melão, tomate, entre outras (CAB International, 2001).

Nas espécies de *Passiflora* susceptíveis a *Meloidogyne* spp., o sistema radical apresenta-se muito pobre, com pequeno número de raízes secundárias (Figura 1F), o que dificulta a absorção de água e nutrientes, havendo redução no crescimento das plantas e, comumente, sintomas semelhantes a deficiências nutricionais, como clorose nas folhas (FERRAZ, 1980; SUÁREZ et al., 1993) (Figura 1B).

Vários estudos têm sido realizados no sentido de selecionar variedades resistentes a fitonematóides na cultura do maracujazeiro. Sharma et al. (2002) realizaram testes em casa de vegetação para verificar a reação de 11 variedades (EC-2-O Híbrido, Vermelhinho, IAC-Composto Híbrido, MSC, Roxo Australiano, Seleção DF, Longão PR-2, Vermelhão, Redondão PR-1, Roxo Fuji e Itaquiraí) de maracujazeiro-azedo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* e *P. edulis*) ao *M. javanica*. Os autores relataram que todas as variedades avaliadas comportaram-se como altamente resistentes ao nematóide em estudo. Contudo, a vida útil da lavoura, que pode ser de até cinco anos (RUGGIERO; OLIVEIRA, 1998), vem sendo reduzida principalmente devido aos danos causados por doenças. Em Pernambuco, o ciclo produtivo foi reduzido para um ano (COSTA, 1994) e, no Paraná e em Santa Catarina, para dois anos (STENZEI, 1998).

Klein et al. (1984) estudaram o comportamento de diferentes maracujazeiros em relação ao nematóide formador de galhas *M. incognita*, em casa de vegetação, e verificaram que *P. alata*, *P. giberti* N.E. Brown, *P. maliformis* L. e *P. serrato digitata* L. mostraram elevada suscetibilidade, enquanto que *P. caerulea*., *P. edulis* e *P. edulis* f. *flavicarpa* foram bastante resistentes.

Estudos de Silva et al. (1988) verificando o comportamento de 15 espécies de Passifloráceas ao *M. incognita* raça 1, mostraram que sete foram resistentes (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*, *P. edulis* 'Roxo Comercial', *P. caerulea*, *P. edulis* 'Santos Silvestre', *P. edulis* f. *flavicarpa* 'Austrália', *P. cincinatti*, *P. macrocarpa*) enquanto as oito restantes foram consideradas suscetíveis (*Passiflora* sp. 'Flor Azul', *Passiflora* sp. 'Mburucuya', *Passiflora* sp., *P. coccinia*, *P. suberosa* L., *P. giberti*, *P. alata*). Na Bahia, Costa et al. (2001), estudaram a reação de duas espécies de

maracujazeiro (*P. alata* e *P. edulis* f. *flavicarpa*) a dois níveis de inóculo de *M. incognita* e verificaram que ambas comportaram-se como suscetíveis.

2.3 Controle químico

Os nematicidas são produtos químicos que afetam a acetilcolinesterase, o que impede o reconhecimento das raízes pelos nematóides, bem como a transmissão de estímulos nervosos, causando distúrbios irreversíveis, isto é, os nematóides afetados não se alimentam ou locomovem enquanto dura seu efeito (cerca de dois a três meses) e morrem por inanição. (FREITAS, 2006). Esses produtos quando aplicados no campo reduzem a população de fitonematóides e aumentam a produção das culturas. Muitos deles são sistêmicos, sendo então absorvidos pelas raízes, circulando na seiva da planta. O nematóide, ao alimentar-se dessas raízes, será intoxicado e morrerá (CAMPOS et al., 2002).

Pela rapidez dos resultados e eficácia, a utilização de nematicidas ficou mais difundida, mesmo se sabendo das implicações toxicológicas e ambientais (MOURA et al., 1998; BARROS et al., 2000; DINARDO-MIRANDA et al., 2000). Existem nematicidas fumigantes e não fumigantes ou carbamatos. Embora eficientes, os nematicidas carbamatos (carbofuran) apresentam desvantagens por serem altamente tóxicos e possuírem propriedades para se acumular, como resíduo, nos tubérculos ou raízes comerciais (CHARCHAR, 1995). Os fumigantes (brometo de metila), em relação aos carbamatos, não se acumulam como resíduos, nos tubérculos e raízes, pois, em função da ação e volatilização dos mesmos serem mais rápidas, os riscos de poluição dos ambientes cultivados são reduzidos. Entretanto, os fumigantes são de uso restrito pela falta de equipamentos adequados para a aplicação em grandes áreas de produção (Charchar, 1981; 1995; Charchar et al., 2000; 2003). O brometo de metila é o mais efetivo dos fumigantes de solo, sendo considerado um biocida e não apenas um nematicida. Sua comercialização foi proibida desde 2001 por causa da destruição da camada de ozônio (FREITAS, 2006).

A aplicação de carbofuran no plantio de variedades de cana-de-açúcar suscetíveis, em áreas com elevadas populações de *M. incognita*, resultou em incrementos de produtividade de até 41t/ha, apenas no primeiro corte (GARCIA et al., 1997). Novaretti et al. (1980), obtiveram aumento de produtividade no segundo

cutel de 4,5 t/há ou 6,5 %, em decorrência do tratamento com carbofuran 50G a 40Kg/ha, aplicado cerca de 30 dias após o primeiro corte. Dias-Arieira et al. (2008) estudando a flutuação populacional de *Pratylenchus zea* na cultura da cana-de-açúcar após 35 e 70 dias de aplicação de carbofuran verificaram que o número de nematóides no sistema radicular das plantas tratadas reduziu significativamente quando comparado à testemunha.

2.4 Fungos nematófagos

Os fungos, por serem em sua maioria microrganismos facultativos e ocorrerem em solos ricos em matéria orgânica, interagindo com os fitonematóides, têm se mostrado os mais promissores no biocontrole destes patógenos (STIRLING, 1991). Muitos fungos de solo possuem capacidade de destruir nematóides, e seu potencial no controle biológico de fitonematóides vem sendo estudado há muitos anos. O primeiro fungo nematófago a ser isolado e descrito foi *Arthrobotrys oligospora*, por Fresenius, em 1852 (GRAY, 1988). Pesquisas com fungos nematófagos tiveram início há mais de 125 anos, com as observações feitas por Lodhe, em 1874, sobre o fungo endoparasita *Harposporium anguilulae* Lodhe (NOVARETTI, 1986). A possibilidade de se encontrar um agente do controle biológico que, inclusive, viabilize sua aplicação ao solo junto com as sementes, tem despertado o interesse de muitos pesquisadores [SILVEIRA (MAIA), 2000]. A habilidade dos fungos nematófagos em colonizar a rizosfera tem sido apontada como uma característica importante de um agente do biocontrole [SILVEIRA (MAIA) et al., 2001]. Entretanto, os organismos antagonistas não atuam mediata e drasticamente em seu alvo. Esses organismos são afetados pelas condições do ambiente e necessitam de determinado tempo para provocarem epidemia. Muitas vezes, necessitam também de um período para que colonizem a rizosfera e, depois, atuem no controle (LAMBERTI; CIANCIO, 1992).

Os fungos antagonistas de nematóides podem ser divididos em predadores ou ectoparasitos, endoparasitos, oportunistas e aqueles que produzem metabólitos tóxicos aos nematóides (MORGAN-JONES; RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1987; JANSSON et al., 1997). O maior interesse tem sido enfocado nos fungos que capturam seus hospedeiros com armadilhas especializadas, incluídos no primeiro grupo (GRAY, 1988; BARRON, 1977).

Os fungos nematófagos possuem estruturas de infecção adaptadas como armadilhas de captura em forma de anel ou esporos adesivos, ou ainda, liberam toxinas no meio para imobilizar suas presas. Estes dispositivos afetam diretamente os nematóides ativos e reduzem o ataque às raízes por estes parasitas (KERRY, 1987). A formação de armadilhas, ao longo de suas hifas, ocorre em resposta à presença do nematóide. O processo de diferenciação das armadilhas ocorre dentro de 24 horas após a interação fungo e nematóide. Quanto maior a motilidade dos nematóides, maior o estímulo ao fungo para a produção de armadilhas (MOTA et al., 2003).

Os fungos predadores foram agrupados de acordo com a velocidade de crescimento micelial. Aqueles que crescem mais rápido são os formadores de rede, seguidos dos produtores de nódulos adesivos, e os mais lentos, são os formadores de anéis constritores (COOKE, 1963). Os fungos predadores apresentam um rápido crescimento micelial, podendo inibir os endoparasitas. Além disso, os fungos predadores podem competir com mais sucesso pelos nematóides disponíveis (BARRON, 1977).

Os principais gêneros de fungos predadores conhecidos são: *Arthrobotrys* Corda, *Dactylaria* Saccardo, *Dactylella* Grove e *Monacrosporium* Oudemans, os quais parasitavam nematoides vermiformes (MANKAU, 1980).

A ocorrência de fungos predadores de nematóides, em diferentes ecossistemas, no Brasil, tem sido relatada por vários pesquisadores (NAVES; CAMPOS, 1991; SANTOS et al., 1991; FERRAZ et al., 1992; SILVEIRA (MAIA); FERRAZ, 1993; SILVEIRA (MAIA) et al., 1993; SANTOS, 1991; RIBEIRO et al., 1999).

As espécies de *Arthrobotrys* e *Monacrosporium* são os fungos que predominam nos solos brasileiros e há um número maior de fungos patogênicos a *M. javanica* que a *M. incognita* (SILVEIRA (MAIA), 2000). A partir de amostras de solo em áreas clonais de cacauzeiros foram isolados *Arthrobotrys musiformis* Drechsler, *A. oligospora* Fresenius, *A. conoides* Drechsler, *A. botriospora*, *A. javanica* (Rifai & Cooke) Jarowja, *Monacrosporium megalospora* (Drechsler) Subram., *Stylopage* sp. (fungos ectoparasitos) e *Harposporium* sp. (fungo endoparasito) (SANTOS et al., 2006). Várias espécies de fungos nematófagos foram detectadas em amostras de solo da rizosfera de diversas espécies de helicônia a partir de amostras de solo provenientes de cultivos dessa planta na região Sul da

Bahia. A partir da análise de 34 amostras de solo, foram obtidos 94 isolados de fungos nematófagos, sendo detectadas espécies de *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*, todas predadoras por meio de redes tridimensionais (SOARES, 2008).

Os primeiros experimentos para o controle de nematóides utilizando fungos nematófagos foram realizados no Havaí. Testaram a eficiência de *A. musiformis*, *A. oligospora*, *M. ellipsosporium*, *M. thaumasium* e *Dactylaria candida* (NE;S) Sacc. no controle de *Meloidogyne* spp. em abacaxizeiro (LINDFORD; YAP, 1939) citado por Lopes et al. (2007). Pesquisas no Brasil visando manejo de fitonematóides, utilizando-se fungos nematófagos, em *Passiflora* spp., ainda não foram relatadas. Porém, vários estudos já foram realizados, “in vitro”, para verificar a potencialidade do uso destes agentes de biocontrole e experimentos em condições de casa de vegetação e campo, são ainda escassos.

Os fungos *Monacrosporium* sp., *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson, *A. conoides* e *Fusarium* sp. reduziram, “in vitro”, o número de J2 de *Meloidogyne* sp. em 42,71 %; 41,88 %; 36,89 % e 34,06 %, respectivamente, em comparação a suspensões de J2 dos nematóides não inoculadas com os fungos, mantidas como controle (COSTA; CAMPOS, 1999).

A capacidade predatória, de 25 isolados de fungos ectoparasitos, contra *M. incognita*, *M. javanica* e *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952 raça 3, foram estudados “in vitro” e através da microscopia eletrônica de varredura. Dentre os fungos estudados, *Monacrosporium robustum* McCulloch foi o mais patogênico para os nematóides em estudo (SILVEIRA (MAIA), 2000) e proporcionou 100% de predação, em 72 horas de exposição de ovos e juvenis (J2) do nematóide dos cistos da soja e formas ativas de *Panagrellus* sp. (SILVERA (MAIA) et al., 2001).

Santos e Ferraz (2000) avaliaram em casa de vegetação a eficiência de cinco isolados de fungos nematófagos, três isolados da subdivisão Mastigomycotina C9, C22 e CX29, *M. ellipsosporum* e *A. robusta* no controle de *M. arenaria*, *M. incognita* raça 3 e *M. javanica* ao longo de três cultivos sucessivos de feijoeiro, tomateiro e alface. O fungo *M. ellipsosporum* foi o mais eficiente no controle dessas três espécies de *Meloidogyne*, apresentando boa capacidade de sobrevivência no solo, comprovada pela alta taxa de recuperação no final dos três cultivos. Dalla Pria e Ferraz (1996) observaram pronunciado efeito antagonista de *M. ellipsosporum* como um agente promissor para o biocontrole de *M. incognita*.

Persson e Jansson (1999) estudaram, comparativamente, a colonização da rizosfera de tomateiro por 38 isolados de fungos nematófagos e avaliaram o controle de *M. incognita* e *M. javanica* por esses fungos, em casa de vegetação. Dentre os fungos, *Arthrobotrys dactyloides* Drechsler, *A. superba* Corda, *Monacrosporium ellipsosporum* (Grove) Cooke & Dickinson e *M. gephyrophagum* (Drechsler) Subramanian foram os mais freqüentes em rizosfera de tomateiro. *M. ellipsosporum* e *M. gephyrophagum*, quando introduzidos no solo em alginato de sódio, exibiram grande capacidade de colonizar a rizosfera e esporularam duas vezes mais que os outros fungos estudados. Entretanto, nenhum reduziu os danos causados pelos nematóides em plantas de tomateiro.

Santiago et al. (2006) utilizaram 37 isolados do fungo *P. lilacinus* no controle de *M. paranaensis* em raízes de tomateiro. Esses fungos têm a capacidade de penetrar nos ovos dos nematóides, destruindo os embriões. Observaram que todos os isolados testados reduziram a população do nematoide nas raízes de tomateiro, quando comparados com as testemunhas não tratadas e observaram uma alta taxa de sobrevivência no solo, que são características desejáveis para um agente de controle biológico.

Estudo da eficiência de dois isolados de *A. oligospora* e um de *Arthrobotrys* sp., *A. musiformis*, *M. robustum* e *P. lilacinus* no controle de *Meloidogyne exigua* Goeldi e *M. paranaensis* em laboratório, casa de vegetação e em cafezal infestado, revelou que uma aplicação de 1 ou 2 L da mistura de um substrato composto de palha de café e farelo de arroz em partes iguais colonizado pelos fungos, proporcionou a redução da população dos nematóides (KRZYZANOWSKI, 2006),.

A introdução em massa de fungos nematófagos no solo aumenta o potencial de sucesso desses organismos (CAMPOS; CAMPOS, 1997). Em Holambra, quando um coquetel de cinco fungos nematófagos (*A. oligospora*, *A. musiformis*, *Dactyllela leptospora* Drechsler, *M. robustum* e *P. lilacinus*), produzidos em um preparado especial de arroz, foram testados em larga escala em crisântemo de corte (cerca de 8 ha), em estufas altamente infestadas por *M. javanica*, os fungos exibiram eficácia no controle do nematóide. A produtividade dos canteiros altamente infestados por nematóides cujo solo, antes do plantio das mudas, recebeu a mistura de fungos foi, no mínimo, 30% superior ao rendimento dos canteiros não tratados com os fungos (SOARES; SANTOS, 2004). Em testes de casa de vegetação e de campo verificou-se aumento no crescimento do tomateiro e um decréscimo na população de

Meloidogyne sp. utilizando-se *A. superba* Corda var. *irregularis* Matruchot para o controle (Cayrol, 1983a, b).

A seleção de isolados quanto ao parasitismo é de fundamental importância na procura por microorganismos eficientes como agentes de controle biológico e adaptados a diferentes regiões. A aplicação de microorganismos isolados da rizosfera da própria cultura em que se deseja implantar o biocontrole contribui para o estabelecimento dos fungos, pois estes já estão adaptados ao ambiente como um todo (CADIOLI et al., 2007).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os estudos foram realizados no Laboratório de Fitopatologia/Nematologia e em vasos sob condições de campo, no Campus Soane Nazaré de Andrade, da Universidade Estadual de Santa Cruz.

3.1 Obtenção das mudas de *Passiflora morifolia*

O substrato utilizado para obtenção das mudas e montagem do experimento foi uma mistura de solo e areia na proporção de 1:1, autoclavado a 120 °C por 60 min (COFCEWICZ et al., 2004). As sementes foram obtidas de frutos maduros de plantas de *P. morifolia* pertencentes ao Banco Ativo de Germoplasma de passifloras da UESC. Em torno de 400 sementes foram semeadas em bandejas de polietileno com 128 células. Após 60 dias foram selecionadas e transplantadas 120 mudas para sacos de polietileno e mantidas em casa de vegetação por 30 dias. Após este período foram transplantadas 90 mudas, que se apresentavam mais vigorosas, para vasos plásticos com capacidade de 24 L, e mantidos em vasos sob condições de campo.

3.2 Obtenção de mudas de tomateiro e inoculação de *Meloidogyne incognita* raça 1

Sementes de tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) Santa Cruz Kada foram semeadas em bandejas de 128 células contendo o mesmo substrato, descrito no item 3.1. e mantidas em casa de vegetação. Após 15 dias da semeadura, as mudas foram transplantadas para 20 vasos plásticos, com 6 L de capacidade, contendo o mesmo substrato. Após 15 dias do transplante as plantas foram inoculadas com *M. incognita* raça 1.

3.3 Obtenção e desinfestação superficial das massas de ovos de *M. incognita* raça 1

Após 45 dias da inoculação das plantas de tomateiro com *M. incognita* raça 1, as raízes foram removidas dos vasos e lavadas, cuidadosamente, em água corrente para a remoção de partículas de solo. Ao microscópio estereoscópio, em câmara de fluxo laminar, foram coletadas as massas de ovos, e em seguida, foram colocadas em tubo de ensaio com tampa rosqueável com capacidade para 15 mL. Acrescentaram-se 10 mL da solução de hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,5 % e em seguida agitou-se por 1 minuto, para permitir a desagregação dos ovos contidos na matriz gelatinosa, conforme descrito por Hussey e Barker (1973), modificado por Boneti e Ferraz (1981). Para a desinfestação dos ovos utilizou-se tratamento com pentabiótico a 300 mg/L por um minuto. Em seguida, foram lavados por quatro vezes com água destilada e esterilizada-(ROCHA et al., 2005).

3.4 Obtenção de juvenis de segundo estágio de *M. incognita* raça 1

A suspensão de juvenis de segundo estágio (J2) foi obtida conforme Cliff e Hirschmann (1985). Em seis placas de Petri esterilizadas contendo uma tela de nylon e, sobre esta um papel facial, foram depositadas as suspensões de ovos preparadas como descrito anteriormente e, em seguida, foram adicionados 20 mL de água destilada e estéril. Estas placas foram mantidas em BOD a temperatura de 28 °C por um período de três dias. Os J2 obtidos a partir do terceiro dia da eclosão foram utilizados nos testes “in vitro”. Com auxílio de pipeta de Pasteur as suspensão de juvenis foram transferidas das câmaras de eclosão para um béquer de 100 mL e mantidas em geladeira a 5 °C. Com auxílio de câmara de Peters a concentração da suspensão foi ajustada para aproximadamente 120 J2/mL.

3.5 Isolamento e identificação de fungos nematófagos

Dez amostras de solo, coletadas da rizosfera de maracujá-amarelo de três regiões da Bahia, sendo cinco do Sítio Valério em Nossa Senhora do Livramento, três do Sítio Bom Jesus em Eunápolis e duas do Salobrinho, foram utilizadas para detecção e isolamento dos fungos nematófagos. As amostras foram acondicionadas

em sacos plásticos, devidamente etiquetadas e, em seguida, armazenadas em geladeira a 5 °C até a utilização.

3.5.1 Isolamento de fungos nematófagos

O isolamento dos fungos foi realizado pelo método de espalhamento de solo (BARRON, 1977) modificado por Santos (1991). Uma alíquota de 2 g de solo foi colocada no centro de uma placa de Petri (9 cm de diâmetro) contendo ágar-água (AA) a 2 %. A seguir, foi adicionado 1 mL de uma suspensão concentrada do nematóide de vida livre (NVL) *Turbatrix aceti* L., contendo em média 500 nematóides/mL, sobre essa amostra. Foram utilizadas duas placas por amostra. As placas foram mantidas em condições de escuro, à temperatura de 25-28 °C. Inicialmente, as observações foram feitas diariamente, por um período de 10 dias, para isolamento de fungos predadores. Depois desse período, as observações foram semanais, estendendo-se por um período de cerca de 60 dias. Subculturas dos fungos nematófagos, que foram surgindo nas placas, foram repicadas, separadamente, para placas de Petri contendo AA a 2 %. Nessas placas verteu-se uma suspensão concentrada de NVL para estimular a esporulação dos fungos. As placas foram mantidas em condição de escuro. Após a esporulação, cerca de três a sete dias, os fungos foram repicados para placas de Petri contendo batata dextrose ágar (BDA).

3.5.2 Identificação dos fungos nematófagos

Prepararam-se lâminas com as principais estruturas morfológicas dos fungos, tais como, hifas, conidióforos e conídios. As identificações foram feitas com observações ao microscópio estereoscópico e óptico dessas estruturas e dos NVL predados e ou parasitados pelos diferentes tipos de armadilha de captura. Utilizaram-se também, chaves de identificação e, ou descrições originais de fungos, em trabalhos científicos. Para o gênero *Arthrobotrys*, utilizou-se a chave de Haard (1968) e para o gênero *Monacrosporium*, as chaves de Liu e Zhang (1994) e de Cooke e Dickinson (1965).

3.6 Teste de patogenicidade, “in vitro”, de fungos nematófagos contra *Meloidogyne incognita* raça 1

3.6.1 Obtenção dos isolados fúngicos

Para o teste de patogenicidade escolheram-se oito fungos predadores, dos quais, três foram isolados da rizosfera do maracujá-amarelo (*Arthrobotrys musiformis*, *A. conoides*, e *A. robustum*), um de ameixeira (*Prunus domestica* L.) (*A. oligospora*), dois de *Heliconia richardiana* (*Monacrosporium thaumasium* e *A. oligospora*) e dois de *H. rostrata* (*A. musiformis* e *A. oligospora*). Os isolados das helicônias e da ameixeira foram fornecidos pelo Laboratório de Fitopatologia/Nematologia da UESC.

3.6.2 Teste de patogenicidade

A partir de culturas puras dos fungos em BDA (Item 3.5.1) foi removido um disco de 7 mm de diâmetro e transferido para o centro das placas de Petri contendo AA a 2 %. Foram utilizadas cinco repetições, para cada fungo. Após cinco dias de desenvolvimento micelial foi adicionado, a estas placas, 1 mL de suspensão de J2 de *M. incognita* raça 1, contendo em média de 120 espécimes. As culturas foram incubadas em B.O.D., em condições de escuro, à temperatura de 28 °C .

3.6.3 Análise estatística

O experimento foi montado no delineamento inteiramente casualizado, com nove tratamentos (oito fungos e uma testemunha) e cinco repetições. O tratamento testemunha constou de uma placa contendo 1 mL de suspensão dos fitonematóides em estudo, sem adição dos fungos. Foi avaliada a percentagem de fitonematóides predados, diariamente, durante três dias. As observações foram feitas ao microscópio estereoscópio, contando-se o número de fitonematóides predados pelos fungos em cada placa e removendo-os com auxílio de um estilete. Para as análises dos resultados aplicou-se a análise de variância utilizando o pacote estatístico SISVAR[®] (FERREIRA, 2003) e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5 % de significância.

3.7 Inoculação das mudas de *P. morifolia* com *M. incognita* raça 1

Após 30 dias de aclimação das 120 mudas, foram selecionadas 90 plantas que apresentavam, aproximadamente, o mesmo padrão de desenvolvimento. As plantas foram inoculadas com 10 mL de uma suspensão concentrada de *M. incognita* raça 1, contendo, em média, 2000 ovos e, ou J2 (PI= população inicial). O tratamento controle recebeu 10 mL de água destilada. No processo de inoculação a suspensão foi distribuída, com auxílio de uma pipeta, em quatro furos feitos, previamente, no solo com auxílio de um bastão de vidro a ± 5 cm de profundidade, ao redor de cada planta. Após 60 dias foram realizadas análises nematológicas para detecção da população de fitonematóides de acordo com Jenkins (1964) e Coolen e D'Herde (1972). Durante a realização do experimento as plantas foram irrigadas por gotejamento.

3.8 Obtenção da suspensão de fungos nematófagos

Os fungos *A. musiformis* isolado de maracujá-amarelo, *A. oligospora* isolado de *Heliconia richardiana* e *A. musiformis* isolado de *H. rostrata*, foram selecionados por terem apresentado os maiores percentuais de predação nos testes de patogenicidade "in vitro". Os três isolados foram cultivados em placas de Petri contendo BDA. Após o desenvolvimento e esporulação dos fungos, cerca de sete dias, foram adicionados a essas placas 10 mL de água destilada e esterilizada. Utilizando-se de uma espátula ou pincel estéril, tendo o cuidado para não ferir o meio de cultura, foi retirado da superfície do meio os esporos. Com auxílio de câmara de Peter, a concentração foi ajustada para 10^8 esporos/mL, em média.

3.9 Experimento em vasos sob condições de campo

Foram montados dois experimentos com o objetivo de avaliar a eficácia do uso de fungos nematófagos e do Furadan[®] 50G no manejo de *Meloidogyne incognita* raça 1 em *Passiflora morifolia*, cultivadas em vasos sob condições de campo. As aplicações dos tratamentos foram realizadas simultaneamente.

3.9.1 Primeiro experimento - Inoculação das mudas de *P. morifolia* com coquetel de fungos nematófagos

Para este experimento foram utilizadas 30 plantas. Todas as plantas foram inoculadas com os fungos aos 60 dias, 20 plantas as 90 dias e 10 plantas aos 120 dias após a inoculação das mudas de *P. morifolia* com *M. incognita* raça 1. A inoculação foi realizada adicionando-se 10 mL de uma suspensão concentrada (10^8 esporos/mL) de um coquetel composto por três fungos, selecionados como os mais promissores nos testes “in vitro” (dois isolados de *A. musiformis* e um de *A. oligospora*). No processo de aplicação a suspensão foi distribuída com pipeta em quatro furos, previamente feitos no solo, a 3 cm de distância do caule das plantas e, a uma profundidade de ± 5 cm, aproximadamente, com auxílio de bastão de vidro. Às testemunhas foram adicionadas 10 mL de água destilada. As populações dos fitonematóides foram avaliadas após 30 dias de cada aplicação, retirando-se cinco amostras compostas por dez subamostras de solo e raízes das plantas inoculadas e das plantas testemunha. As análises nematológicas do solo foram realizadas pela técnica de Jenkins (1964) e das raízes segundo Coolen e D’Herde (1972). Durante os experimentos as plantas foram irrigadas sob um sistema de gotejamento (Figura 1A e B) e as temperaturas máximas e mínimas foram registradas.

3.9.1.1 Análise estatística

O experimento foi montado em um esquema fatorial, sendo um dos fatores o tratamento, com dois níveis (Nível 1: Inoculado; Nível 2: Não inoculado) e o outro fator o número de aplicações, com três níveis (Nível 1: uma aplicação; Nível 2: duas aplicações; Nível 3: três aplicações). Para cada nível deste fator, foram comparados os tratamentos testemunha e o inoculado. O experimento foi montado no delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos e cinco repetições. Foi avaliado o número de nematóides presentes nas amostras. Aplicou-se a análise de variância, utilizando-se o pacote estatístico SISVAR[®] e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5 % de significância.

3.9.2 Segundo experimento - Aplicação do Furadan® 50G

Para este experimento foram utilizadas 60 plantas. As diferentes doses (5, 10 e 15 g) do Furadan® 50G foram pesadas em balança analítica e acondicionadas em papel alumínio. O nematicida foi incorporado ao solo, próximo ao caule das plantas, a uma profundidade de aproximadamente 5 cm. As avaliações e as análises nematológicas foram realizadas segundo item 3.9.1.

3.9.2.1 Análise estatística

O experimento foi montado em um esquema fatorial, sendo um dos fatores as doses com quatro níveis (Nível 1: 0 g; Nível 2: 5 g; Nível 3: 10 g; Nível quatro: 15 g) e o outro fator o número de aplicações, com três níveis (Nível 1: uma aplicação; Nível 2duas aplicações; Nível 3: três aplicações). Para cada nível deste fator, foram testadas três doses do produto que foram comparadas com a testemunha, totalizando quatro níveis aninhados a cada nível do número de aplicações do controle químico. O experimento foi montado no delineamento inteiramente casualizado com 12 tratamentos com 5 repetições. Foi avaliado o número de nematóides presentes na amostra. O procedimento adotado, dentro de cada nível do controle químico, foi a análise de regressão, cálculo de coeficiente de determinação (r^2) e determinação da dosagem mais eficiente.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Teste de patogenicidade, “in vitro”, dos fungos nematófagos

4.1.1 Isolamento e identificação dos fungos nematófagos

A partir das amostras de solo de maracujazeiro amarelo coletados no Sítio Valério em Nossa Senhora do Livramento foram isolados os fungos ectoparasitos *A. oligospora* (dois isolados), *A. musiformis* (dois isolados), *A. conoides* (um isolado) e *Monacrosporium* sp. (um isolado) e os endoparasitos *Myzocyttium* sp. e *Catenaria* sp. No Sítio Bom Jesus em Eunápolis, *A. musiformis* (dois isolados), *A. robustum* (um isolado) e *A. oligospora* (dois isolados) e, em Salobrinho, *Monacrosporium* sp. (um isolado) e dois isolados de *A. musiformis*, *A. conoides*, ectoparasitos.

Arthrobotrys e *Monacrosporium* estão entre os principais gêneros de fungos predadores, os quais parasitam nematóides vermiformis (MANKAU, 1980). Ribeiro et al. (2003) relataram que em 22 amostras de solos de bananais, foram detectados e isolados 16 fungos pertencentes aos gêneros *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*. Soares (2008) verificou que em 34 amostras de solo de *Heliconia* spp., foram obtidos 96 isolados de fungos, dentre eles espécies de *Arthrobotrys* e *Monacrosporium* foram os mais frequentes. Estes resultados estão de acordo com os dados obtidos por outros autores em relação aos fungos nematófagos mais freqüentes em solos do Brasil (DALLA PRIA; FERRAZ, 1996; LIMA, 1996; SILVEIRA, 2000; NAVES; CAMPOS, 1993; RIBEIRO et al., 1999).

4.1.2 Teste de patogenicidade, “in vitro”, dos fungos nematófagos

A comparação entre as médias pelo teste de Tukey, a 5% de significância, revelou que todos os fungos testados foram patogênicos a *Meloidogyne incognita* raça 1 (Tabela 1).

Tabela 1 - Comparação entre médias da percentagem acumulada de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* raça 1 predados por fungos nematófagos após 24, 48 e 72 horas de exposição a os mesmos, Ilhéus, 2008.

Tratamento	Cultura	Predação (%)		
		24 h	48 h	72 h
<i>Arthrobotrys musiformis</i>	Maracujá amarelo	15,40 b	98,20 a	99,60 a
<i>A. conoides</i>	Maracujá amarelo	9,40 a	97,80 a	99,00 a
<i>A. robustum</i>	Maracujá amarelo	11,60 ab	97,80 a	99,00 a
<i>A. oligospora</i>	Ameixeira	14,60 ab	98,20 a	99,00 a
<i>Monacrosporium thaumasium</i>	<i>Heliconia richardiana</i>	13,00 ab	98,40 a	99,20 a
<i>A. oligospora</i>	<i>Heliconia richardiana</i>	12,60 ab	99,00 a	99,40 a
<i>A. musiformis</i>	<i>Heliconia rostrata</i>	13,00 ab	99,00 a	100,00 a
<i>A. oligospora</i>	<i>Heliconia rostrata</i>	14,20 ab	98,20 a	99,00 a
Testemunha		0,00 c	0,80 b	2,60 b

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Média de cinco repetições. 24 h: percentagem de nematóides predados no primeiro dia; 48 h: percentagem de nematóides predados nos primeiro e segundo dias; 72 h: percentagem de nematóides predados nos primeiro, segundo e terceiro dias.

Observa-se na Tabela 1 que, para o período de 24 horas, houve diferença na percentagem de predação entre *A. musiformis* (15,40%) e *A. conoides* (9,40%), isolados da rizosfera de maracujá-amarelo. Contudo não diferirem estatisticamente dos demais isolados. Não houve diferença significativa entre 48 e 72 horas para todos os isolados testados, apresentando uma percentagem de predação entre 97,80 a 100%. Observa-se, ainda, que, independente das culturas, dos gêneros, espécies diferentes e dos isolados de uma mesma espécie não houve, estatisticamente, diferença de predação nestes períodos.

Dentre os isolados, o fungo *A. musiformis* oriundo da rizosfera de *H. rostrata*, apresentou, em 72 horas, o máximo de predação. Esta espécie de fungo, isolado de amostras de solo coletadas na rizosfera de *Heliconia* sp., no Ecoparque de Una - BA, apresentou uma elevada percentagem de predação (93,00 %), no período de 96 horas, para *M. incognita* raça 1 (SOARES, 2008). Estes resultados diferem dos encontrados por Castro et al. (2000) em que o fungo isolado de amostra de solo da cultura de jiló (*Solanum gilo* Raddi) em Alagoinhas, BA, predou 54,22 % dos juvenis

de *M. incognita*. Essas diferenças, na capacidade de predação, já foram observadas por outros pesquisadores, os quais relataram que isolados de uma mesma espécie de *Arthrobotrys* procedentes de regiões geográficas e culturas diferentes, variam quanto à capacidade de predação, “in vitro” (ARAÚJO et al., 1993; FREITAS et al., 1999).

Para os períodos de 48 e 72 horas, os fungos testados apresentaram alta capacidade predatória e não diferiram estatisticamente entre si, com uma percentagem de predação variando de 97,80 a 99,00%. Porém, com 72 horas de exposição do nematóide a *A. musiformis* isolado de *H. rostrata* e de maracujá-amarelo e, *A. oligospora* isolado de *H. richardiana* apresentaram percentagem média de predação de 100, 99,60 e 99,40 %. Por esta razão, estes isolados foram selecionados para serem aplicados, em forma de coquetel, para os testes em vasos sob condições de campo. Segundo Jatala (1986), fungos que apresentarem percentagem de predação superior a 75% podem ser considerados promissores para estudos visando o biocontrole de nematóides.

Monacrosporium thaumasium não diferiu das espécies de *Arthrobotrys*, dentro dos períodos avaliados, na comparação entre médias das percentagens de predação. Observou-se que para a testemunha, que diferiu estatisticamente de todos os outros tratamentos, a porcentagem de nematóides mortos (0,80 a 2,60 %) foi baixa devido à ausência de fungo e, ou inanição. Santos (1991) mencionou que um pequeno percentual de nematóides mortos pode ser devido à morte por inanição.

Nos estudos realizados por Silveira (Maia) (2000), espécies de *Monacrosporium* exibiram maior potencial como agentes de biocontrole de nematóides (*M. incognita*, *M. javanica* e *H. glycines*) que espécies de *Arthrobotrys*, e que estes gêneros são predominantes nos solos brasileiros. Observou-se, ainda, um maior número de espécies de fungos nematófagos patogênicos a *M. javanica* do que a *M. incognita*. Para *H. glycines*, os fungos nematófagos cujas estruturas de captura são formadas por anéis constritores e ramos adesivos têm maior potencial como agentes de biocontrole que aqueles que apresentam outros tipos de estruturas. Santos (1991) e Dalla Pria e Ferraz (1996) observaram efeito antagonista pronunciado de *M. elipsosporum* como agente promissor para o biocontrole de *M. incognita*. No experimento conduzido por Soares et al. (2006), ao quinto dia de observação, 97,3 % dos nematóides *Scutellonema bradys* Andrassy, foram aprisionados por *M. thaumasium*. Gomes et al. (1999), verificaram que entre as

espécies de *Monacrosporium* em estudo, o isolado I da espécie *M. thaumasium*, o isolado E do fungo *M. sinense* Xing Z. Liu & K.Q. Zhang e o isolado F de *M. appendiculatum* (Mekht.) Xing Z. Liu & K.Q. Zhang foram os mais eficientes para controlar J2 de *M. incognita*, no teste “in vitro”. No presente estudo *M. thaumasium* não diferiu estatisticamente dos isolados de *Arthrobotrys*.

Na análise da comparação de médias, o segundo período considerado (48 horas), para todos os fungos testados, não diferiu estatisticamente entre si, situação também observada por Silveira (Maia) (2000), entre 25 fungos estudados, onze não diferiam estatisticamente entre si, quanto à patogenicidade de J2 de *M. incognita*. Em suas pesquisas, na primeira leitura (24 horas), foram constatados que os fungos *A. conoides*, *A. musiformis* e *A. oligospora*, predaram respectivamente, 98,7; 93,1 e 97,6 % dos juvenis.

4.2 Experimentos em vasos sob condições de campo

As médias das temperaturas máximas e mínimas durante o experimento foram de 29,5 °C e 17,7 °C, respectivamente (AGRITEMPO, 2009).

4.2.1 Primeiro experimento - Controle biológico de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em *P. morifolia* com fungos nematófagos

A análise de variância relativa à eficácia do coquetel de fungos na redução de J2 de *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia*, em vasos sob condições de campo, indicou que, nas amostras de solo, houve interação significativa entre os tratamentos, mostrando que a redução populacional do fitonematóide apresentou comportamento distinto ao passo que aumentou o número de vezes que o inóculo foi reaplicado, o que caracterizou a interação significativa entre os fatores em estudo (Tabela 2). Por outro lado, verificou-se que nas amostras de raízes, a interação não foi significativa, isto é, mostrou que o aumento do número de aplicações não exerceu influência na redução populacional do fitonematóide nos tratamentos onde houve presença de inoculação. Isso pode se dever ao fato de *Meloidogyne* ser um endoparasita sedentário e os fungos não atuaram diretamente nos fitonematóides dentro das raízes. Castro et al. (2000) e Lopes et al. (2007) mencionaram que eles atuam predando juvenis que estão se locomovendo no solo à procura de raízes.

Todavia, a partir do momento em que os nematóides penetram nas raízes da planta hospedeira, eles ficam protegidos do parasitismo dos fungos predadores e, desta forma, capturando os J2, ainda no solo.

Tabela 2 - Resumo da análise de variância para efeito da aplicação de um coquetel de fungos nematófagos sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo e raízes de *Passiflora morifolia*. Ilhéus, 2008.

F.V.	G.L.	Q.M.	
	Solo/Raiz	Solo	Raiz
Trat	1	1875000 ***	1633333,333 ***
Nº aplic.	2	64583,333 **	189583,333 ***
Trat * Nº aplic.	2	43750 **	14583,333 ns
Resíduo	24	7633,333	4341,667
CV (%) =		14,98	9,88

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento (2 níveis); Nº aplic. = Número de aplicações (3 níveis).

A população de nematóides presentes no solo diminuiu a partir de primeira aplicação da mistura dos fungos (inoculada) em relação à testemunha (não inoculada), havendo uma diferença significativa entre os tratamentos. Essa diferença continuou sendo registrada para a segunda e terceira aplicação (Tabela 3). Provavelmente isso se deve ao fato de os fungos estarem atuando de forma a suprimir o número de J2 de *M. incognita* raça 1, não deixando que estes penetrem na raiz, interrompendo assim, seu ciclo (LOPES, et al. 2007). O ciclo de vida de *Meloidogyne* é de três a quatro semanas, em média (TIHOHOD, 1993) por isso na primeira aplicação dos fungos, os nematóides ainda estariam, provavelmente, completando a segunda geração, pois as plantas já estavam inoculadas por um período de 60 dias. Como os fungos ectoparasitos (predadores) capturam formas móveis, os J2 eclodidos, neste período, presentes no substrato foram alcançados pelos fungos (SANTOS et al. 1991).

Verificou-se que, de modo geral, os fungos atuaram na redução da população de *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia*. Esse fato deveu-se às reaplicações do

Tabela 3 - Comparação entre médias dos efeitos das aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a primeira, segunda e terceira aplicações, avaliadas após 30 dias. Ilhéus, 2008.

Tratamento	N° de nematóides nas amostras de solo		
	A	B	C
Inoculado	500,00 aA	250,00 aB	200,00 aB
Não Inoculado	850,00 bA	850,00 bA	800,00 bA

CV (%) = 14,98

Médias seguidas pela mesma letra minúscula, em cada coluna, e pela mesma letra maiúscula, em cada linha, não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Média de 5 repetições. A = primeira aplicação; B = segunda aplicação; C = terceira aplicação, avaliados após 30 dias.

coquetel dos fungos e, provavelmente, pela maior estabilidade e colonização dos fungos no substrato. Aplicações sucessivas dos fungos nematófagos favorecem a ação desses microorganismos para que eles atuem na redução populacional dos fitonematóides (CAMPOS; CAMPOS, 1997).

Os organismos antagonistas não atuam mediata e drasticamente em seu alvo. Esses organismos são afetados pelas condições do ambiente e necessitam de determinado tempo para provocarem epidemia. Muitas vezes, necessitam também de um período para que colonizem a rizosfera e, depois, atuem no controle (LAMBERTI; CIANCIO, 1992). O crescimento rápido e a produção abundante de micélio são dois importantes fatores para a disseminação e sobrevivência dos fungos em condições ambientais, embora o crescimento micelial não esteja relacionado com a capacidade de um isolado em predação de nematóides (GRAMINHA et al., 2001; MOTA et al., 2003). Persson e Jansson (1999) estudaram, comparativamente, a colonização da rizosfera de tomateiro por 38 isolados de fungos nematófagos e avaliaram o controle de *M. incognita* e *M. javanica* por esses fungos, em casa de vegetação.

Em relação ao número de aplicações, para o tratamento inoculado, verificou-se que não houve diferença significativa ($p > 0,001$) na redução do número de J2 entre a segunda e a terceira aplicação, com 200 e 250 J2, respectivamente e, que

ambos diferiram da primeira com 500 J2 (Tabela 3). Para as plantas que não foram inoculadas, o número de J2 manteve-se praticamente constante não diferindo estatisticamente entre si. Soares (2008), estudando o efeito de uma mistura de fungos no controle de *Helicotylenchus dihystera* em *H. rostrata*, verificou uma redução significativa na população do fitonematóide no solo, a partir da primeira aplicação.

Para a variável raiz (Tabela 4), a interação entre tratamento x número de aplicações não foi significativo, isto é, não se pode fazer a comparação dos tratamentos (inoculado e não inoculado) dentro de cada número de aplicações, pois apresentariam comportamentos distintos em função de cada nível do fator número de aplicações. Desse modo, analisou-se o efeito de cada fator principal isoladamente. Verifica-se que houve diferença estatística significativa ($p > 0,001$) entre os tratamentos inoculado e o não inoculado, mostrando que houve uma redução do número de J2 acima de 50 %.

Tabela 4 - Comparação entre médias dos efeitos das aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*. Ilhéus, 2008.

Tratamento	Nº de J2 em amostra de raízes
Inoculado	1300 a
Não inoculado	2700 b

Médias seguidas pela mesma letra minúscula, em cada coluna, e pela mesma letra maiúscula, em cada linha, não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Média de 5 repetições.

Verificou-se diferença significativa ($p > 0,001$) entre o número de aplicações (Tabela 5). Aos 30 dias após a terceira aplicação houve uma maior redução do número de J2 (1.050), comparando com a primeira (1.600) e segunda aplicações (1.350). Soares (2.008) verificou uma redução acentuada na população de *H. dihystera* e *R. reniformis*, nos períodos de 30, 60 e 90 dias após a aplicação de um coquetel de fungos ectoparasitas, em amostras de solo e raiz de *H. richardiana* cultivadas em vasos, em condições de casa de vegetação.

Tabela 5 - Comparação entre médias dos efeitos dos números de aplicações do coquetel de fungos nematófagos, sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a primeira, segunda e terceira aplicações, avaliadas após 30 dias. Ilhéus, 2008.

Nº de aplicações	Nº de J2 em amostra de raízes
A	1600 c
B	1350 b
C	1050 a

Médias seguidas pela mesma letra minúscula, em cada coluna, e pela mesma letra maiúscula, em cada linha, não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Média de 5 repetições. A = primeira aplicação; B = segunda aplicação; C = terceira aplicação, avaliados após 30 dias.

Novaretti et al. (1986) não verificou resultado positivo da ação de *Paecilomyces lilacinus* em nenhuma época de amostragem, aos quatro, seis, oito, dez e doze meses, no controle de *M. incognita* e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar. Mitsui, (1985) mencionou que *Arthrobotrys haptolyta* inibiu a multiplicação do nematóide das galhas em experimentos em vasos, mas não obteve resultados satisfatórios em campo.

Quatro isolados de *A. musiformis* e um de *A. conoides* demonstraram capacidade antagonista a *M. javanica*, reduzindo significativamente o número de ovos e dos juvenis do segundo estágio, refletindo no aumento significativo da parte aérea e do peso de raízes em tomateiro avaliados aos 30 e 60 dias após a infestação por *M. javanica* (NAVES; CAMPOS, 1993).

Soares et al. (2005) relataram que houve aumento na produtividade de alface e pimentão, em condições de campo, utilizando-se uma mistura de fungos (*A. oligospora* e *A. musiformis*) visando o manejo de *M. incognita* em pimentão e *M. incognita* e *R. reniformis* em alface. Para os períodos avaliados (60, 120 e 180 dias do transplântio) em solo previamente colonizado pelos fungos, as populações dos nematóides diminuíram até 120 dias, voltando a aumentar após 180 dias.

Os fungos são os mais estudados devido à maior abundância desses organismos no solo e à maior facilidade que apresentam quanto à manipulação em trabalhos de laboratório, casa de vegetação e campo (JATALA, 1986). Devido aos problemas causados pelas espécies de *Meloidogyne* a inúmeras plantas cultivadas, maior atenção em estudos para controle biológico de fitonematóides volta-se para este gênero (CASTRO et al., 2000).

4.2.2 Segundo experimento - Controle químico de J2 *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia* com Furadan® 50 G

A análise de variância das regressões relativa à eficácia das diferentes doses do Furadan® 50G na redução de J2 de *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia* (Tabela 6 a Tabela 11) indicou que, nas amostras de solo e raízes, houve efeito quadrático, ao nível de 0,1 % de significância pelo teste F, entre os tratamentos analisados. Pôde-se explicar o efeito quadrático, mesmo havendo resultados de população de nematóides com valores constantes, em função do aumento das doses, pois numa curva paraboloidal pressupõe-se que o uso de maior dosagem para manter o mesmo valor, isto é, o mesmo número de nematóides resultantes do aumento da dosagem significa que, relativamente, seria o mesmo que aumentar a população de nematóides mantendo-se a mesma dosagem próxima àquela onde se obteve o ponto mínimo. Entende-se, nestes casos, que haveria um aumento relativo da dosagem com o objetivo de manter a mesma população de nematóides.

O efeito quadrático das diferentes doses sobre o número de J2, em amostras de solo, para as três diferentes aplicações, está representado na Figura 2. Houve uma redução na população do nematóide nas amostras de solo com uma aplicação do produto, para todas as doses, comparando com a população inicial de aproximadamente 1.000 nematóides, ou seja, a população presente no solo no dia da primeira aplicação, atingindo seu ponto de mínimo ao nível de 10,96 g do produto, que corresponde a um número de, aproximadamente, 240 J2, mostrando uma boa eficiência já a partir da primeira aplicação (Figura 2a). Com a segunda aplicação (Figura 2b), o número de nematóides chegou ao seu ponto de mínimo com uma dose de 10,35 g do produto correspondendo a um número aproximado de 160 J2. Nos tratamentos onde foram realizadas três aplicações, houve redução mais acentuada da população do fitonematóide, comparando-se à testemunha. O número de nematóides chegou ao seu ponto de mínimo com uma dose de 10,31 g do produto correspondendo a um número médio de 100 nematóides. Independentemente do número de aplicações, o melhor resultado obtido foi com a aplicação de 10 g do produto (Figura 2).

Charchar et al. (2003), verificou que o carbofuran não foi eficiente no controle de *M. incognita* raça 1 e *M. javanica* em cultivo de batata. Porém, é citado que o carbofuran teve eficiência no controle de *M. javanica* em batata 'Bintje', somente

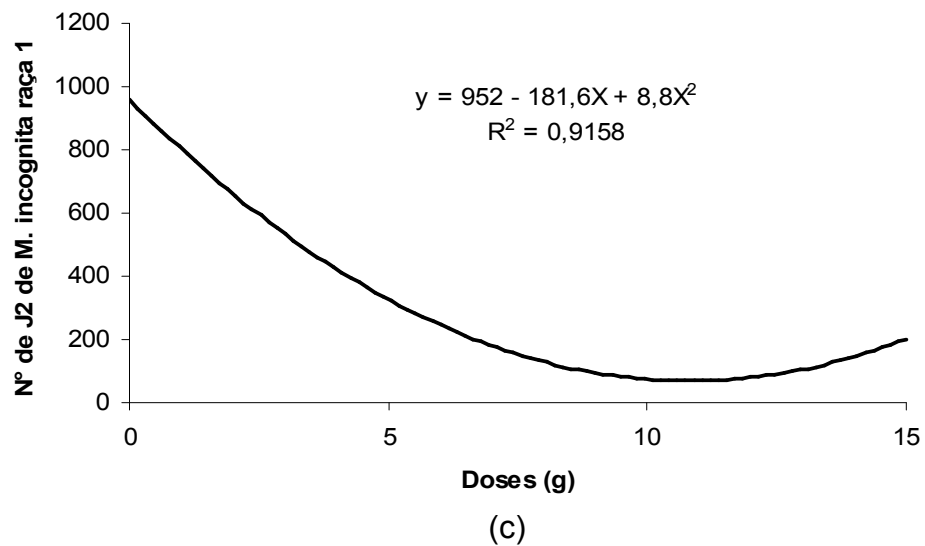
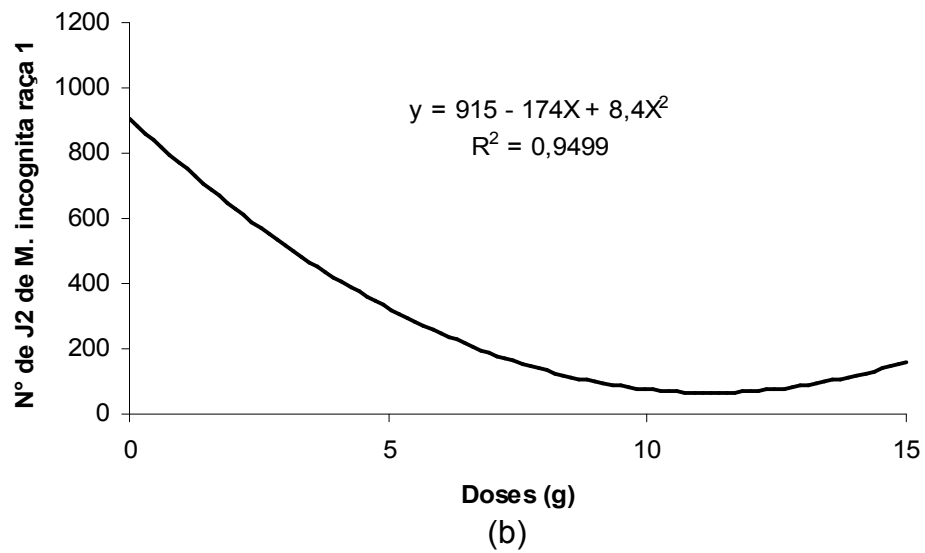
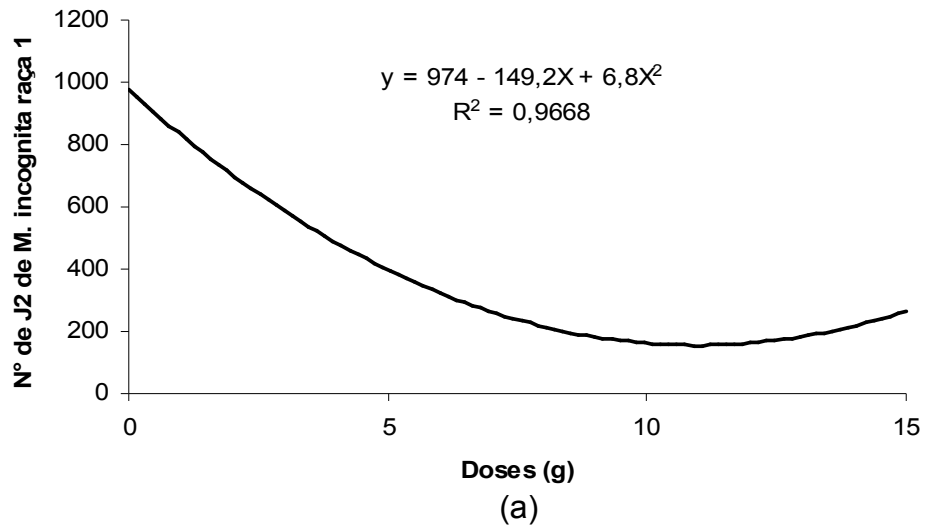


Figura 2 - População de J2 de *M. incognita* raça 1 após 30 dias da aplicação do Furadan[®] 50G nas dosagens de 5, 10 e 15 g, em 100 cc de solo de *P. morifolia*, sob condição de campo: (a) primeira aplicação; (b) segunda aplicação; (c) a terceira aplicação.

quando aplicado em altas doses (6 a 8 Kg ia/ ha) incorporadas ao solo (ZEM et al., 1982). Moura et al. (2005) não constatou o efeito da aplicação do carbofuran sobre a densidade populacional de importantes fitonematóides associado à cultura do inhame da costa, por outro lado, Charchar et al. (2007), estudando o efeito de nematicidas fumigantes e não-fumigantes no controle de *Meloidogyne* spp. em batata e cenoura, verificaram que os produtos não-fumigantes, dentre eles o carbofuran, controlaram parcialmente os nematóides no solo.

Para a variável raiz (Figura 3), verificou-se também o efeito quadrático significativo, ao nível de 0,1 % de significância pelo teste F, das diferentes doses sobre o número de J2, para as três aplicações.

Com 30 dias após a primeira aplicação, ocorreu uma redução na população de J2, onde atingiu o seu ponto de mínimo ao nível de 10,90 g, correspondendo a aproximadamente 320 juvenis. Esta redução foi de 880 nematóides, quando se compara à testemunha com 1.200, aproximadamente. (Figura 3a). Com duas aplicações (Figura 3b), o número de nematóides nas raízes atingiu seu ponto de mínimo na dose de 11,33 g, com uma população em torno de 240 juvenis. A redução, neste caso, foi de 960 indivíduos em comparação à testemunha com 1200, aproximadamente. Após a terceira aplicação houve uma redução na população do nematóide de 980 indivíduos, aproximadamente, em relação à testemunha com 1.100 J2. O ponto de mínimo foi obtido com a dose de 11,25 g o que equivale a um número médio de 120 nematóides na amostra, ou seja, na medida em que se aumentou a dose do produto, houve uma tendência na queda do número de J2. à medida que aumentou o número de aplicações.

Novaretti et al. (1991), observaram que carbosulfan 5G e cadusafos 10G, mostraram-se eficientes no controle de *Tylenchus semipenetrans* Cobb em amostra de raízes e solo, avaliados 60 e 90 dias após uma segunda aplicação em campo. Dinardo-Miranda e Menegatti (2004) observaram uma eficiência no efeito de nematicidas aplicados no plantio e na soqueira da cana-de-açúcar, onde o carbofuran reduziu significativamente a população dos nematóides em raízes. Devrajan e Rajendran (2001) comparando o efeito do controle químico de nematóides com a utilização de carbofuran (40 g/planta) e o controle biológico com a utilização do fungo *P. lilacinus*, verificaram que o controle químico efetivo foi obtido 150 dias após a aplicação.

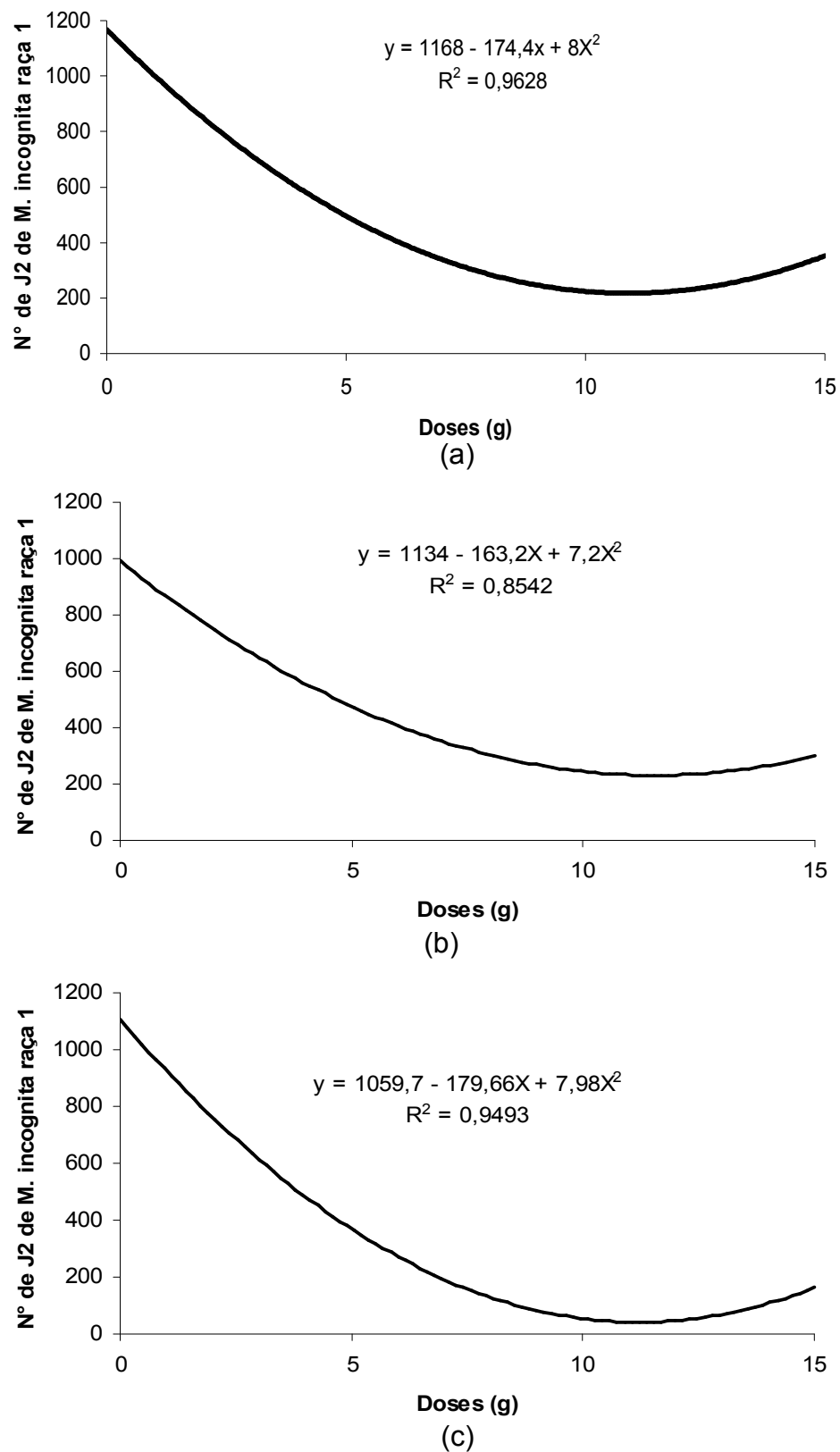


Figura 3 – População de J2 de *M. incognita* raça 1 após 30 dias da aplicação do Furadan[®] 50G nas dosagens de 5, 10 e 15 g, em 10 g de raízes de *P. morifolia*, sob condição de campo: (a) primeira aplicação; (b) segunda aplicação; (c) a terceira aplicação.

Charchar et al. (2003), verificou que o carbofuran não foi eficiente no controle de *M. incognita* raça 1 e *M. javanica* em cultivo de batata. Porém, é citado que o carbofuran teve eficiência no controle de *M. javanica* em batata 'Bintje', somente quando aplicado em altas doses (6 a 8 Kg ia/ ha) incorporadas ao solo (ZEM et al., 1982). Lordello et al. (1981), avaliaram o efeito deste nematicida sobre uma população de *Pratylenchus* spp. em raiz de milho verificaram que o carbofuran 5 % na dose de 3 Kg do p.a./ha apresentou um controle eficiente 60 dias após o plantio.. No presente estudo, o melhor resultado obtido na redução de J2 nas raízes de *P. morifolia* foi com a aplicação de 10 g de Furadan[®] 50 G (Figura 3).

A condução de mais estudos, sobre a utilização de nematicidas e agentes de biocontrole visando o manejo de nematóides em *Passiflora* spp., é de suma importância, pois os dados da presente pesquisa são de natureza experimental, e até o momento, não há registro oficial do Ministério da Agricultura para o uso do Furadan[®] 50 G para esta cultura.

5. CONCLUSÃO

1. Os fungos, *A. musiformis* isolado de solo da rizosfera de *H. rostrata* e de maracujá-amarelo e *A. oligospora* de *H. richardiana* apresentaram capacidade de predação, “in vitro”, para *M. incognita* raça 1 de 100, 99,60 e 99,40 %, respectivamente.
2. O coquetel de fungos composto por dois isolados de *A. musiformis* e um de *A. oligospora* diminuiu significativamente a população de J2 de *M. incognita* raça 1 em solo e raízes de *P. morifolia* cultivadas em vasos, sob condições de campo.
3. A aplicação do Furadan[®] 50 G foi eficiente no manejo de J2 de *M. incognita* raça 1 em *P. morifolia* cultivadas em vasos em condição de campo. O melhor resultado foi obtido com a aplicação de 10 g do produto em três aplicações realizadas em intervalos de 30 dias, em relação às doses de 5 e 15 g, para redução da população de J2 no solo e nas raízes.

6. APÊNDICE

Tabela 6 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a primeira aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	2038000		
Regr	2	1056139,534	528069,767	117,430 ***
Desvios	1	981860,466	981860,465	218,342 ***
Resíduo	48	215850	4496,875	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

Tabela 7 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a segunda aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	1621375		
Regr	2	678845,930	339422,965	75,479 ***
Desvios	1	942529,069	942529,069	209,596 ***
Resíduo	48	215850	4496,875	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

Tabela 8 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan® 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de solo de *Passiflora morifolia*, após a terceira aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	358000		
Regr	2	158155,038	79077,519	17,584 ***
Desvios	1	199844,961	199844,961	44,440 ***
Resíduo	48	215850	4496,875	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

Tabela 9 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan® 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a primeira aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	2822000		
Regr	2	1121875,968	560937,984	69,898 ***
Desvios	1	1700124,032	1700124,032	211,853 ***
Resíduo	48	385200	8025	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

Tabela 10 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a segunda aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	3541500		
Regr	2	1193895,348	596947,674	74,386 ***
Desvios	1	2347604,651	2347604,651	292,536 ***
Resíduo	48	385200	8025	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

Tabela 11 - Análise de variância para o modelo de regressão do efeito de diferentes doses de Furadan[®] 50G sobre o número de J2 de *Meloidogyne incognita* raça 1 em amostras de raízes de *Passiflora morifolia*, após a terceira aplicação avaliado após 30 dias. Ilhéus, 2008.

FV	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Trat	3	1477500		
Regr	2	874515,503	437257,751	54,486 ***
Desvios	1	602984,496	602984,496	75,138 ***
Resíduo	48	385200	8025	

***P>0,001; **P>0,01; *P>0,05 interação significativa, a 5% pelo teste F; ns - não-significativo.

F.V.= Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; Q.M. = Quadrado Médio; Trat = Tratamento
Regr = Regressão.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABREU, P.P.; SOUZA, M.M.; SANTOS, E.A.; PIRES, M.V.; PIRES, M.M.; ALMEIDA, A.A.F. Passionflower hybrids and their use in the ornamental plant market: perspectives for sustainable development with emphasis on Brazil. **Euphytica**, Wageningen, 2008.
- AGRITEMPO, 2009. Disponível em: <http://www.agritempo.gov.br/agroclima/publish/decendiais_R1/BA.html>. Acesso em: 15 mar. 2009.
- ALMEIDA, E.J.de. *Meloidogyne mayaguensis*: O NEMATÓIDE DA GOIABEIRA. TodaFruta 07/11/08. Disponível em: <http://www.todafruta.com.br/todafruta/mostra_conteudo.asp?conteudo=18272> Acesso em: 10 maio 2009.
- ARAÚJO, J.V.; SANTOS, M.A.; FERRAZ, S.; SILVEIRA, A.J. Antagonistic effect of predacious *Arthrobotrys* fungi on infective *Haemonchus placei* larvae. **Journal of Helminthology**, Cambridge, v. 67, n. 1, p. 136-138, 1993.
- ATAÍDE, E.M.; RUGGIERO, C.; RODRIGUES, J.D.; OLIVEIRA, J.C. de; RODRIGUES, T. de J.D.; SILVA, J.R. da. Regulador vegetal e bioestimulantes na indução floral do maracujazeiro-amarelo em condições de entressafra. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.28, n.3, p.347-350, 2006.
- BARRON, G.L. **The nematode-destroying fungi**. Ontario: Canadian Biological Publications, 1977. 140p.
- BARROS, A.C.B.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Aplicação de terbufos no controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *Pratylenchus zaei* em cinco variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. Parte 1 – Efeitos na cana planta. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 1, p. 73-78, 2000.
- BERNACCI, L. C.; VITTA, F. A. Flora fanerogâmica da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga. **Hoehnea**, São Paulo, v.26, n.2, p.135-147, 1999.

BERNACCI, L.C.; VITTA, F.A.; BAKKER, Y.V. Passifloraceae. In: WANDERLEY M.G.L.; SHEPPERD, G.J.; MELHEM, T.S.; GIULIETTI, A.M.; KIRIZAWA M. (eds) **Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo**. RiMa/FAPESP, São Paulo, p. 247–274, 2003.

BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* do cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, n. , p. 553, 1981.

BRAINER, M.S.C.P.; OLIVEIRA, A.A.P. **Perfil da floricultura no Nordeste Brasileiro**. In: CONGRESSO DA SOBER, 45, Fortaleza, **Anais...** Fortaleza, CE; SOBER, 2006, 20p.

CAB INTERNATIONAL. *Meloidogyne mayaguensis*. **Crop protection compendium, global module**. 3ª edição. Wallingford, 2001,

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

CAMPOS, H.D.; CAMPOS, V.P. Efeito da época e forma de aplicação dos fungos *Arthrobotrys conoides*, *Arthrobotrys musiformis*, *Paecilomyces lilacinus* e *Verticillium chlamydosporium* no controle de *Meloidogyne exigua* no cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 3, p. 261 – 265, 1997.

CAMPOS, V.P. Controle de doenças causadas por nematóides em fruteiras. In: ZAMBOLIM, L., VALE, F.X.R. do, MONTEIRO, A.J.A., COSTA, H. **Controle de plantas: fruteiras**, Viçosa: UFV, v.2, p.1279-1311, 2002.

CAMPOS, V.P.; CAMPOS, J.R.; SILVA, L.H.C.P.; DUTRA, M.R. Manejo de doenças causadas por nematóides em frutíferas. In: ZAMBOLIM, L. **Manejo integrado: fruteiras tropicais, doenças e pragas**. Viçosa, MG: UFV, Suprema Gráfica e Editora Ltda, p.185-238, 2002.

CARNEIRO, R.G. Princípios e tendências do controle biológico de nematóides com fungos nematófagos. **Pesquisa agropecuária Brasileira**. Brasília, v.27, p.113-121, 1992.

CARVALHO, J.C. Nematóides das raízes encontrados em São Paulo. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 20, p. 165-172, 1950.

CASTRO, J.M.C.; LIMA, R.D.; FERRAZ, S.; NEVES, J.C.L. Capacidade de predação de *Arthrobotrys musiformis* a fitonematóides. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 58-61, 2000.

CAYROL, J.C. Biological control of *Meloidogyne* to *Arthrobotrys irregularis*. **Revue de Nématologie**, Paris, v. 6, n. 2, p. 265-273, 1983a.

CAYROL, J.C. Lutte biologique contre les *Meloidogyne* au moyen d'i *Arthrobotrys irregularis*. **Revue de Nématologie**, Paris, v. 6, n. 2, p. 265-273, 1983b.

CHARCHAR, J.M. Nematóides de importância para a cultura da batata. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 7, p. 50-54, 1981.

CHARCHAR, J.M. *Meloidogyne* em hortaliças. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 27., 1995, Rio Quente. **Resumos...**, 1995. p. 149-153.

CHARCHAR, J.M., VIEIRA, J.V.; FACION, C.E. Controle de nematóides das galhas em cenoura através de rotação. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 335, 2000.

CHARCHAR, J.M.; PACCINI NETO, J.; ARAGÃO, F.A.S. Controle químico de *Meloidogyne* spp. em batata. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 1, p. 35-40, 2003.

CHARCHAR, J.M.; VIEIRA, J.V.; OLIVEIRA, V.R.; MOITA, A.W. Efeito de nematicidas fumigantes e não-fumigantes no controle de *Meloidogyne* spp. em batata e cenoura. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 59-66, 2007.

CLIFF, G.M., HIRSCHMANN, H.H. Evaluation of morphological variability in *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Nematology**, v. 17, n. 4, p. 445-449, 1985.

COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; CORDEIRO, C.M.T.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FARIA, J.J.C. Reação de cultivares de bananeira a diferentes espécies de nematóides das galhas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p. 11-22, 2004.

COOKE, R.C.; DICKINSON, C.H. Nematode-trapping species of *Dactylella* and *Monacrosporium*. **Transactions of the British Mycological Society**, Cambridge, v. 48, p. 621-629, 1965.

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

COSTA, A.F. Pesquisa e extensão com maracujá no Pernambuco. In: SÃO JOSÉ, A.R. **Maracujá: produção e mercado.** Vitória da Conquista, BA: UESB, p.138-143, 1994.

COSTA, M.J.N.; CAMPOS, V.P. Redução populacional de *Meloidogyne* sp. por fungos do solo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 32., 1999, Curitiba. **Resumos...** Fortaleza: Tipoprogresso, 1999. p.276.

COSTA, D.C.; LIMA, A.A.; JESUS, R.L.A. Efeito de dois níveis de inoculo na reação de espécies de maracujazeiro a *Meloidogyne incognita*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 23, n.1, p.186-189, 2001.

CURRY, J. P. **Grassland invertebrates. Ecology, influence of soil fertility and effects on plants growth.** London: Chapman & Hall, 1994. 437p.

DALLA PRIA, M. **Controle biológico de *Meloidogyne incognita*, Raça 3, pelos fungos *Verticillium chlamydosporium* e espécies de *Monacrosporium*, isolados ou combinados.** 1992. 101f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, 1992.

DALLA PRIA, M., FERRAZ, S. Controle Biológico de *Meloidogyne incognita*, Raça 3, por seis espécies de *Monacrosporium* isolados ou combinados com *Verticillium chlamydosporium*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 21, p. 30-34, 1996.

DEVRAJAN, K.; RAJENDRAN, G. Effect of the fungus *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Sanson on the burrowing nematode *Radopholus similis* (Cobb) Thorne in banana. **Pest Management in Horticultural Ecosystems**, Amsterdam. v. 7, n. 2, p. 171-173, 2001.

DIAS-ARIEIRA, C.R. et al. Flutuação populacional de *Pratylenchus zaeae* na cultura da cana-de-açúcar após 35 e 70 dias de aplicação de carbofuran. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 41., 2008, Belo Horizonte. **Suplementos...** Brasília: SBF, 2008, v. 33, p. 249.

DINARDO-MIRANDA, L.L.; GARCIA, V.; MENEGATTI, C.C. Controle químico de nematóides em soqueiras de cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 15, n. 1 p. 55-58, 2000.

DINARDO-MIRANDA, L.L.; MENEGATTI, C.C. Efeito de nematicidas aplicados no plantio e na soqueira de cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1 p. 87-96, 2004.

FALEIRO, F.G.; JUNQUEIRA, N.T.V.; BRAGA, M.F. Germoplasma e melhoramento genético do maracujazeiro—desafios da pesquisa. In: FALEIRO, F.G.; JUNQUEIRA, N.T.V.; BRAGA, M.F. **Maracujá—germoplasma e melhoramento genético**. Embrapa Cerrados, Planaltina, p. 187–210, 2005.

FERRAZ, L.C.C.B. Problemas causados por nematóides na cultura do maracujazeiro. In: RUGGIERO, C. **Cultura do maracujazeiro**. Jaboticabal, SP: FCAV/UNESP, p.105-111, 1980.

FERRAZ, S., MAIA, A.S., MUCHOVEJ, J.J. & SANTOS, J.M. dos. Detecção, isolamento, identificação e avaliação "*in vitro*" da capacidade predatória de fungos nematófagos de solos brasileiros. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.16, p.85-86, 1992.

FERREIRA, D.F. **SISVAR**. Lavras, MG. Brasil. Universidade Federal de Lavras, 2003.

FERREIRA, F.R. Germoplasma de *Passiflora* no Brasil. In: SÃO JOSÉ, A.R. (Ed), **Maracujá: produção e mercado**. Vitória da Conquista: Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, p. 24-26, 1994.

FISCHER, I.H.; KIMATI, H.; REZENDE, J.A.M. Doenças do maracujazeiro. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. v. 2. 4ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005, p.147-174.

FNP CONSULTORIA E COMÉRCIO. **Agrianual**. São Paulo: FAPESP, 2002

FRECKMAN, D. W.; ETTEMA, C. H. Assessing nematode communities in agroecosystems of varying human intervention. **Agriculture, ecosystem & Environment**, Zurich, v. 45, p. 239-261, 1993.

FREIRE, F.C.O. Nematóides de Fruteiras Tropicais de Interesse Agroindustrial. In: FREIRE, F.C.O.; CARDOSO, J.E.; VIANA, F.M.P. **Doenças de fruteiras tropicais**

de interesse agroindustrial. Brasília: EMBRAPA Informação Tecnológica, p.533-537, 2003.

FREITAS, L.G.; FERRAZ, S.; ALMEIDA, S.A. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro pela produção de mudas em substrato infestado com *Paecilomyces lilacinus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 65-75, 1999.

FREITAS, L.G.; OLIVEIRA, R.D. de L.; FERRAZ, S. **Caderno Didático. Introdução à Nematologia.** 58 – Ciências Agrárias. Viçosa, MG: Editora UFV, 2006, 84p.

GARCIA, V.; SILVA, S.F.; DINARDO-MIRANDA, L.L. Comportamento de variedades de cana-de-açúcar em relação a *Meloidogyne incognita*. **Revista Nacional do Álcool e Açúcar**, São Paulo, v. 17, n. 87, p. 14-19, 1997.

GOMES, A.P.S.; ARAÚJO, J.V.; RIBEIRO, R.C.F. Differential "in vitro" pathogenicity of predatory fungi of genus *Monacrosporium* for phytonematodes, free-living nematodes and parasitic nematodes of cattle. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, São Paulo, v. 32, n. 1, p. 79-83, 1999.

GRAMINHA, E. B. N.; MAIA, A. S.; SANTOS, J. M.; CÂNDIDO, R. C.; SILVA, G. F.; COSTA, A. J. Avaliação in vitro da patogenicidade de fungos predadores de nematóides parasitos de animais domésticos. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 22, n. 1, p.11-16, 2001.

GRAY, N.F. Fungi attacking vermiform nematodes. In: POINAR JUNIOR, G.O., JANSSON, H.G. **Disease of nematodes.** Boca Raton: CRC Press, 1988. v.2, p.3-38.

HAARD, K. Taxonomic studies on the genus *Arthrobotrys* Corda. **Mycologia**, New York, v. 60, p. 1140-1159, 1968.

HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R.A. Comparison of methods for collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter**, Idaho, v. 57, n. 12, p. 1025-1028, 1973.

JANSSON, H-B.; TUNLIB, A.; NORDBRING-HERTZ, B. Biological control: Nematodes. In: ANKE, T. ed. **Fungal biotechnology.** Weinheim: Chapman and Hall, 1997. p.38-50.

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

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

KILLIP, E.P. The american species of *Passifloraceae*. **Field Museum of Natural History**, Chicago, n. 19, p. 613-656, 1938.

KERRY, B.R. Biological control. In: BROEN, R.H.; KERRY, B.R. **Principles and practice of nematode control in crops**. London: Academic Press, p.233-263, 1987.

KLEIN, A.L.; FERRAZ, L.C.C.B.; OLIVEIRA, J.C. de Comportamento de diferentes maracujazeiros ao nematóide formador de galhas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília**, v. 19, n. 2, p. 207-209.

KRZYZANOWSKI, A.A. **Controle biológico de nematóides de galha do cafeeiro com fungos nematófagos**. 2006. 60f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 2006.

LAMBERTI, F.; CIANCIO, A. Biological control of plant parasitic nematodes. In: TJAMOS, E.S., PAPAVIDAS, G.C., COOK, R.J. (Ed.). **Biological control of plant diseases: progress and challenges for the future**. New York: Plenum Press, 1992. p.17-20.

LEGISLAÇÃO federal. **Leis Ordinárias: Lei nº 7.802, de 1989**. Disponível em: <<http://www.presidencia.gov.br/legislacao/>>. Acesso em: 24 abr. 2009.

LIBERATO, J.R. Controle das doenças causadas por fungos, bactérias e nematóides em maracujazeiro. In: ZAMBOLIM, L., VALE, F.X.R. do, MONTEIRO, A.J.A., COSTA, H. **Controle de doenças de plantas: fruteiras**, v.2, Viçosa: UFV, Suprema Gráfica e Editora Ltda. p.699-825, 2002.

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

LIMA, I.M.; DOLINSKY, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas

invasoras e cultivadas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24, 2003, Petrolina, **Resumos...**, Petrolina, PE: SBN, 2003, p. 139.

LINFORD, M.B.; YAP, F. Root-knot nematode injury restricted by a fungus. **Phytopathology**, Palo Alto, v. 29, p. 596-608, 1939.

LIU, X.Z.; ZHANG, K.Q. Nematode-trapping species of *Monacrosporium* with special reference to two new species. **Mycological Research**, Inglaterra, v. 98, p. 862-868.

LOPES, S.C. Citogenética do maracujá, *Passiflora* spp. In: SÃO JOSÉ, A.R. **Maracujá—Produção e mercado**. UESB, Vitória da Conquista, p. 19–23, 1994.

LOPES, E.A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P.A.; FREITAS, L.G.; DHINGRA, O.D.; GARDIANO, C.G.; CARVALHO, S.L. Potencial de isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p.78-84, 2007.

LORDELLO, L.G.E. Contribuição ao conhecimento dos nematóides que causam galhas em raízes de plantas do Estado de São Paulo e estados vizinhos. **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, Piracicaba, v.21, p.182-188, 1964.

LORDELLO, L.G.E.; MONTEIRO, A.R. Nematóides parasitos do maracujazeiro. **O Solo**, Piracicaba, v. 65, n. 2, p. 17-19, 1973.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; TREVISAN, W.L.; SOLFERINI, O.B. Efeito de carbofuran sobre uma população de *Pratylenchus* spp. em raiz de milho. **Nematologia Brasileira**, n. 5, p. 35-39, 1981.

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

MILWARD-DE-AZEVEDO, M.A.; BAUMGRATZ, J.F.A. *Passiflora* L. subgênero Decaloba (DC.) Rchb. (Passifloraceae) na Região Sudeste do Brasil. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 55, n. 85, p.17-54, 2004.

MITSUI, Y. Distribution and ecology of nematode-trapping fungi. **JARQ**. v. 38, p. 182-193, 1985.

MORGAN-JONES, G.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Fungal biocontrol for the management of nematode. In: VEECH, J.A.; DICKINSON, D.W. **Vistas on nematology**. Maryland: Society of Nematologists, 1987. p.49-88.

MOSCA, J.L.; QUEIROZ, M.B.; ALMEIDA, A.S.; CAVALCANTE, R.A.; ALVES, R.E. **Helicônia: Descrição, colheita e pós-colheita**, Fortaleza, Embrapa Agroindústria Tropical, 2004, 32p.

MOTA, M. A.; CAMPOS, A. K.; ARAÚJO, J. V. Controle biológico de helmintos parasitos de animais: estágio atual e perspectivas futuras. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. EMBRAPA – Seropédica, v. 23, n. 3, p. 93-100, 2003.

MOURA, R.M.; ALBUQUERQUE, P. H.; OLIVEIRA, I.S.; TORRES, G.R.C. Efeitos da aplicação de carbofuran sobre a produção de túberas comerciais e sementes de inhame da costae sobre as densidades populacionais de importantes fitonematóides associados à cultura. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 2, p. 257-260, 2005.

MOURA, R.M.; MACEDO, M.E.A.; SILVA, E.G.; SILVA, J.P. Efeito da aplicação de carbofuran em cana-de-açúcar var. CB45-3. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 23, p. 503, 1998.

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

NAVES, R.L.; CAMPOS, V.P. Época de aplicação e testes de isolados de fungos predadores no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba, v. 17, n. 2, p. 183-192, 1993.

NOVARETTI, W.R.T.; LORDELLO, L.G.E.; NELLI, E.J.; CARDERAN, J.O. Viabilidade econômica do nematicida carbofuran na cultura da cana-de-açúcar – cana de segundo corte. In: Reunião Brasileira de Nematologia, 4, 1980, São Paulo, SP, **Resumos...** São Paulo, SP: SBN, 1980, p. 179-196.

NOVARETTI, W.R.T.; DINARDO, L.L.; TOTINO, L.C. STRABELLI, J. Efeito da aplicação conjunta do fungo *Paecilomyce lilacinus* e do nematicida Furadan 5 G no controle de nematóides em cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.10, p. 134- 144, 1986.

NOVARETTI, W.R.T. Controle biológico de nematóides fitopatogênicos. In: REUNIÃO SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS, 1, 1986, Campinas, **Anais...** Piracicaba: Fundação Cargil, p. 24-38, 1986.

NOVARETTI, W.R.T.; TIHOHOD, D.; PAULO, A.D.; NOVARETTI, A.A.P. Carbosulfan 5G e Cadusafos 10G no controle do nematóide do citros. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15,, n. 2, p. 196-198, 1991.

NUNES, T. S.; QUEIROZ, L. P. A família Passifloraceae na Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. **Série Ciências Biológicas**, Sitientibus, v.1, n.1, p.33-46, 2001.

OLIVEIRA, J.C.; NAKAMURA, K.; MAURO, A.O.; CENTURION, M.A.P.C. Aspectos gerais do melhoramento do maracujazeiro. In: SÃO JOSÉ, A.R. (Ed.) **Maracujá: produção e mercado**. Vitória da Conquista, BA: UESB, p.27-37, 1994.

PEIXOTO, M. Problemas e perspectivas do maracujá ornamental. In: FALEIRO, F.G.; JUNQUEIRA, N.T.V.; BRAGA, M.F. (eds.). **Maracujá: germoplasma e melhoramento genético**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2005. 456-464p.

PERSSON, C.; JANSSON, H-B. Rhizosphere colonization and control of *Meloidogyne* spp. by nematode-trapping fungi. **Journal of Nematology**, v.31, p.164-171, 1999.

RASKI, D.J.; KRUSBERG, L.R. Nematode parasites of grapes and other small fruits. In: NICKLE, W.R. (ed.). **Plant and insect nematodes**. New York: Marcel Dekker, 1984. Cap. 13, p.457-507.

RIBEIRO, R.C.F.; FERRAZ, S.; MIZOBUTSI, E.H.; MENEZES, M. Levantamento de espécies de *Monacrosporium* predadoras de nematóides de diversas regiões brasileiras. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.23, p.41-47, 1999.

RIBEIRO, T.R.; LOPES, G.G.O.; VIANA, F.D. **Produção de mudas e flores de plantas ornamentais tropicais**. EMBRAPA – CPATSA, Petrolina, PE. Circular Técnica, 2002. 41p.

RIBEIRO, R.C.F.; FERRAZ, S.; RODRIGUES, T.T.M.S.; XAVIER, A.A.; GOMES, L.I.S. Ocorrência de fungos predadores de nematóides sob solos de bananais. **UNIMONTES Cinética**, Montes Claros, v. 5, n. 1, p. 1-8, 2003.

ROCHA, F.S.; CAMPOS, V.P.; DUTRO, M.R.; NUNES, A.S; SILVA, J.R.C. Ação de exsudatos radiculares de plantas na eclosão, motilidade, mortalidade e penetração de juvenis de *Meloidogyne incognita*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.31, n.2, p.187-193, 2005.

RUGGIERO, C.; OLIVEIRA, J.C. Enxertia do maracujazeiro. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE A CULTURA DO MARACUJAZEIRO, 5., 1998, Jaboticabal, SP. **Anais...** Jaboticabal, SP: FUNEP, 1998. p. 70-92.

SANTIAGO, D.C.; HOMECHIN, M.; SILVA, J.F.V.; RIBEIRO, E.R.; GOMES, B.C.; SANTORO, P.H. Seleção de isolados de *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson para controle de *Meloidogyne paranaensis* em tomateiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.36, n.4, p.1055-1064, 2006.

SANTOS, M.A. **Detecção, identificação, e avaliação do potencial antagonista de fungos nematofagos em solos do Brasil**. 1991. 97f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, 1991.

SANTOS, M.A. dos; FERRAZ, S.; MICHOVEJ, J.J. Detection and ecology of nematophagous fungi from Brazilian soils. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, p. 121-134, 1991.

SANTOS, M.A.; FERRAZ, S. Eficiência de cinco isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne* spp. ao longo de três cultivos sucessivos. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v. 24, n. 2, p. 193-201, 2000.

SANTOS, T.R.; MAIA, A. S.; LINS, I. De O. Utilização de Leguminosas no Controle de Fitonematóides em Áreas Clonais de Cacaueiros e Detecção de Fungos Nematóforos. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UESC, 12., Ilhéus, **Resumos ...** Ilhéus: UESC, 2006. p. 84.

SASSER, J.N. & D.W. FRECKMAN. 1987. A word perspective on Nematology: the role of the Society. In: VEECH, J.A. & D.W. DICKSON (ed). **Vistas on Nematology: a comemoration of the twenty-fifth anniversary of the Society of Nematologists**. Hyattsville, Society of Nematologists, p. 7-14.

SEMIR, J.; BROWN, K.S. Jr. Maracujá: a flor da paixão. **Revista Geográfica Universal**, São Paulo, v. 2, p. 40-47, 1975.

SHARMA, R. D.; LOOF, P. A. A. Nematodes associated with different plants at the Centro de Pesquisas do Cacau, BA. **Revista Theobroma**, CEPLAC – Itabuna, v. 4, p. 38-43, 1972.

SHARMA, R.D., JUNQUEIRA, N.T.V., GOMES, A.C. Reaction of passionfruit varieties to the root-knot nematode, *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.26, n.1, p.93-96, 2002.

SILVA JR., P.F.; TIHOHOD, D.; OLIVEIRA, J.C. Avaliação da resistência de maracujazeiros (*Passifloras* spp.) a uma população de *Meloidogyne incognita* raça 1. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.12, p.103-109, 1988.

SILVA, A.C.; SÃO JOSÉ, A.R. Classificação botânica do maracujazeiro. In: SÃO JOSÉ, A.R. **Maracujá Produção e mercado**. UESB, Vitória da Conquista, p. 1–5, 1994.

SILVEIRA (MAIA), A. **Isolamento, identificação e potencialidade de fungos como agentes de biocontrole de *Meloidogyne* spp. e *Heterodera glycines***. 2000. 117f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Departamento de Fitotecnia, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal, Jaboticabal, SP, 2000.

SILVEIRA (MAIA), A.; FERRAZ, S. Detecção e isolamento de fungos nematófagos de solos brasileiros. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 17., 1993, Jaboticabal, **Resumos...** Jaboticabal, SP: SBN, 1993. p. 68.

SILVEIRA (MAIA), A., FERRAZ, S.; DALLA PRIA, M. Detecção, isolamento e identificação de *Monacrosporium* spp. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 17., 1993, Jaboticabal, **Resumos...**, Jaboticabal, SP: SBN, 1993. p.69.

SILVEIRA (MAIA), A.; SANTOS, J. M. dos; DI MAURO, A. O. Estudo in vitro da habilidade predatório de *Monacrosporium robustum* sobre *Heterodera glycines*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 4, p. 732-736, 2001.

SILVEIRA, A. J.; ARAÚJO, D. D.; SOARES, P. L. M.; SANTOS, J. M. dos; FREITAS, J. C. de O.; SOUZA, M. M. Nematoses em *Passiflora* spp.. In: WORKSHOP SOBRE PESQUISAS COM PASSIFLORAS NA UESC, 1., 2007, Ilhéus, BA. **Resumos...** Ilhéus, BA: UESC, 2007a. p. 86.

SILVEIRA, A. J.; ARAÚJO, D. D.; SOARES, P. L. M.; SANTOS, J. M. dos; FREITAS, J. C. de O.; SOUZA, M. M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Passiflora*

misera. In: WORKSHOP SOBRE PESQUISAS COM PASSIFLORAS NA UESC, 2007, Ilhéus, BA. **Resumos...** Ilhéus, BA: UESC, 2007b. p. 85.

SOARES, P.L.M.; BARBOSA, B.F.F.; NOZAKI, M.H.; SANTOS, J.M.; BARBOSA, J.C.; FERRAZ, M.P.S.; BRAZ, L.T.; MÚSCARI, A.M. Controle biológico de nematóides utilizando fungos nematófagos em produção comercial de alface e pimentão em estufa. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 45, 2005, Fortaleza, CE. **Anais...** Fortalez, CE: ABH, 2005, v. 23, p. 356.

SOARES, P.L.M.; SANTOS, J.M. Fungos contra nematóides. **Revista Cultivar Hortaliças e Frutas**. n. 27, 2004. Disponível em: <<http://www.grupocultivar.com.br/artigos/artigo.asp?id=678>>. Acesso em: 28 abr.2009.

SOARES, A.C.F.; SOUSA, C.S.; COIMBRA, J.L.; MACHADO, G.S.; GARRIDO, M.S.; ALMEID, N.S. Predatory ability of *Arthrobotrys musiformis* e *Monacrosporium thaumasium* on *Scutellonema bradys*. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 63, n. 4, p. 396-398, 2006.

SOARES, S.M.V. **Potencialidade do uso de fungos nematófagos no biocontrole de fitonematóides em *Heliconia* spp.** 2008. 53 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Departamento de Ciências Agrárias e Ambientais, Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus, BA, 2008.

SOUSA, J.S.I.; MELETTI, L.M.M. **Maracujá: espécies, variedades, cultivo.** FEALq, 1997. 179p.

SOUZA, J.T.; MAXIMILIANO, C.; CAMPOS, V.P. Nematóides associados a plantas frutíferas em alguns estados brasileiros. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 23, n. 2, p. 353-357, 1999.

SOUZA, M.M.; PEREIRA, T.N.S. Passifloras como plantas ornamentais. In: XIV CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS E I CONGRESSO BRASILEIRO DE CULTURA DE TECIDOS DE PLANTAS, 2003, Lavras, MG. **Anais...** Lavras, MG: UFLA, 2003. p. 25.

STENZEI, N.M.C. Situação da cultura do maracujá no sul do Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRA A CULTURA DO MARACUJAZEIRO, 5, 1998, Jaboticabal, SP. **Anais...** Jaboticabal, SP: FUNEP, 1998. p.49-57.

STIRLING, G. R. **Biological control of plant parasitic nematodes: progress, problems and prospects**. Wallingford: CAB International, 1991. 282p.

SUÁREZ, H.Z.; GONZÁLEZ, M.S.; ROSALES, L.C.; TELLECHEA, V. Alteraciones histológicas en *Pasiflora edulis* f.sp. *flavicarpa* inducidas por *Rotylenchulus reniformis*. **Fitopatologia Venezolana**, Maracay, v. 6, n. 1, p. 11-14, 1993.

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

THORNE, G. **Principles of nematology**. New York: McGraw-Hill, 1961. 553p.

ULMER, T.; MACDOUGAL, J.M. **Passiflora – Passionflowers of the world**. Portland: Timber Press, 2004.

VANDERPLANK, J. **Passion flowers**. 3 ed. Cambridge: The MIT Press, 2000. 224 p.

VIANA, A.P.; PEREIRA, T.N.S.; PEREIRA, M.G.; SOUZA, M.M.; MALDONADO, J.F.M.; AMARAL, A.T. Jr. Genetic diversity among yellow passion fruit commercial genotypes and among *Passiflora* species using RAPD. **Revista Brasileira de Fruticultura**. Jaboticabal, v. 25. p. 489–493, 2003.

YEATES, G. W.; GONGERS, T.; DE GOEDE, R. G. M.; FRECKMAN, D. W.; GEORGIEVA, S. S. Feeding habits in nematodes families – an outline for soil ecologists. **Journal of Nematology**, v.25, p.315-331, 1993.

ZEM, A.C.; ZANNON, J.I.; LORDELLO, L.G.E. Doses e épocas de aplicação do nematicida carbofuran no controle de *Meloidogyne javanica* na cultura da batata (*Solanum tuberosum* L.) In: Reunião Brasileira de Nematologia, 5, 1982, Londrina, PR. **Trabalhos apresentados...** Londrina, PR, 1982, p. 233-245.

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)