



**Universidade Estadual de Santa Cruz**  
**DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E AMBIENTAIS**  
**COLEGIADO DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO**

POTENCIALIDADE DO USO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS NO  
BIOCONTROLE DE FITONEMATÓIDES EM *Heliconia spp.*

**SHEILA MATOS VIANA SOARES**

**ILHÉUS - BAHIA**  
**2008**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ**

**SHEILA MATOS VIANA SOARES ALMEIDA**

**POTENCIALIDADE DO USO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS NO BIOCONTROLE DE  
FITONEMATÓIDES EM *Heliconia* spp.**

**ILHÉUS - BAHIA  
2008**

**SHEILA MATOS VIANA SOARES ALMEIDA**

**POTENCIALIDADE DO USO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS NO BIOCONTROLE DE  
FITONEMATÓIDES EM *Heliconia* spp.**

Dissertação apresentada à Universidade  
Estadual de Santa Cruz para obtenção do  
título de Mestre em Produção Vegetal.

Área de Concentração: Proteção de Plantas

Orientadora: Prof. Dra. Arlete José da Silveira

**ILHÉUS - BAHIA**

**2008**

**SHEILA MATOS VIANA SOARES ALMEIDA**

**POTENCIALIDADE DO USO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS NO BIOCONTROLE DE  
FITONEMATÓIDES EM *Heliconia* spp.**

Ilhéus-BA, 07/07/2008.

---

Dr<sup>a</sup>. Arlete José da Silveira  
UESC/DCAA  
(Orientadora)

---

Dr<sup>a</sup>. Maria Aparecida Leão Bittencourt  
UESC/DCAA

---

Dr. José Mauro da Cunha e Castro  
Embrapa - Semi-Árido

## **DEDICATÓRIA**

Aos meus pais Altamar e Inês, a Diana, minha irmã, ao meu querido e companheiro esposo Reubis, pelo incentivo, ajuda e confiança a mim prestados para realização deste trabalho, a minha sogra Rosa e a meu amado filho Enrico Pietro.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por ter me criado, abençoado e ter me dado forças para que eu conseguisse concluir este trabalho.

À Universidade Estadual de Santa Cruz, pela realização do curso.

A minha irmã, meu pai e meu esposo por terem me ajudado a instalar os experimentos.

A minha orientadora professora Arlete, por ter confiado em minha capacidade de executar este trabalho.

Aos meus queridos colegas de curso, principalmente Adeílson, Renata, Catarina, Francis e Lucas, pela companhia em diversos momentos.

A professora Norma, pela paciência e compreensão quando eu estava grávida.

A minha amiga confidente e colega de curso, Polyana, pela companhia e apoio a mim dispensados.

Ao Sérgio Gondim, por me ceder algumas mudas de helicônia.

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

Aos professores Edna Dora e Luiz Bezerra, pelo agradável convívio na disciplina Micologia Vegetal de onde brotou uma profunda admiração e carinho.

À FAPESB, pela concessão da bolsa de estudos.

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

## ÍNDICE

LISTA DE TABELAS.....	vi
RESUMO.....	viii
ABSTRACT.....	ix
<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>1</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>5</b>
<b>2.1 Helicônias.....</b>	<b>5</b>
<b>2.2 Fitonematóides.....</b>	<b>9</b>
<b>2.3 Fungos Nematófagos.....</b>	<b>12</b>
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>17</b>
<b>3.1 Isolamento e Identificação de Fungos Nematófagos.....</b>	<b>17</b>
3.1.1 Produção de nematóide de vida livre <i>Panagrellus redivivus</i> .....	17
3.1.2 Isolamento de fungos nematófagos e teste de viabilidade.....	18
3.1.3 Identificação dos fungos nematófagos.....	19
3.1.4 Preservação dos fungos nematófagos.....	19
<b>3.2 Teste de Patogenicidade <i>In vitro</i> de Fungos Nematófagos.....</b>	<b>20</b>
3.2.1 Multiplicação de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 1 em tomateiro.....	20
3.2.2 Obtenção e preparo do inoculo de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 1.....	20
3.2.3 Obtenção de juvenis de segundo estágio (J2) de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 1.....	21
3.2.4 Obtenção dos isolados fúngicos.....	21
3.2.5 Teste de viabilidade dos fungos nematófagos.....	22

3.2.6 Teste de patogenicidade, <i>in vitro</i> , dos fungos nematófagos .....	22
<b>3.3 Teste em Casa de Vegetação</b> .....	<b>23</b>
3.3.1 Obtenção das mudas de <i>Heliconia</i> spp. ....	23
3.3.2 Obtenção da população inicial dos fitonematóides .....	23
3.3.3 Obtenção de inoculo dos fungos.....	24
3.3.4 Inoculação das plantas de helicônias com fungos nematófagos ....	24
3.3.5 Recuperação dos fungos nematófagos .....	26
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>27</b>
<b>4.1 Isolamento e Identificação dos Fungos Nematófagos</b> .....	<b>27</b>
<b>4.2 Teste de Patogenicidade <i>In vitro</i> dos Fungos Nematófagos</b> .....	<b>30</b>
<b>4.3 Teste em Casa de Vegetação</b> .....	<b>34</b>
4.3.1 Recuperação dos fungos nematófagos .....	40
<b>5 CONCLUSÕES</b> .....	<b>42</b>
<b>6 APÊNDICE</b> .....	<b>43</b>
<b>7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	<b>45</b>



## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1. Porcentagem de *Panagrellus redivivus* e *Meloidogyne incognita* raça 1 predados pelas diferentes espécies de fungo ao final de quatro dias. Média de cinco repetições ..... 31
- Tabela 2. Comparação entre médias da porcentagem acumulada de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* raça 1 predados pelos fungos nematófagos em estudo dentro dos períodos considerados.....3  
2
- Tabela 3. Comparação entre médias da porcentagem acumulada dos nematóides de vida livre *Panagrellus redivivus*, predados pelos fungos nematófagos em estudo, dentro dos períodos considerados.....3  
3
- Tabela 4. Comparação entre as médias da população do nematóide *Helicotylenchulus dihystera* a 0,30, 60 e 90 dias após a inoculação, para *Heliconia rostrata*, nos tratamentos considerados, em casa de vegetação, para solo e raiz ..... 35
- Tabela 5. Comparação entre as médias da população do nematóide *Helicotylenchulus dihystera* a 0, 30, 60, 90 dias, após a inoculação, para *Heliconia richardiana*, nos tratamentos considerados, em casa de vegetação, para solo e raiz ..... 36
- Tabela 6. Comparação entre as médias da população do nematóide *Meloidogyne* sp., a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia rostrata*, nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz .....37
- Tabela 7. Comparação entre as médias da população do nematóide *Meloidogyne* sp., a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia richardiana*, nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz ..... 38
- Tabela 8. Comparação entre as médias da população do nematóide *Rotylenchulus reniformis*, a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia rostrata*, nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz ..... 39
- Tabela 9. Comparação entre as médias da população do nematóide *Rotylenchulus reniformis* a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia richardiana* nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz ..... 40
- Tabela 10. Porcentagem de recuperação de fungos nematófagos incorporados ao solo dos vasos, sob condições de casa de vegetação, 90 dias após a primeira infestação do substrato com os fungos ..... 41

## POTENCIALIDADE DO USO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS NO BIOCONTROLE DE FITONEMATÓIDES EM *Heliconia* spp.

### RESUMO

As helicônias apresentam inflorescências com um potencial extraordinário de comercialização, pois além da beleza de cores e formas, produzem flores em quantidade e têm uma resistência excepcional após o corte. O Brasil, principalmente a região Nordeste, apresenta condições favoráveis para o desenvolvimento e produção de flores tropicais. Em relação à ocorrência de pragas, a severidade destas está relacionada ao aspecto nutricional e ao adensamento de plantas. O manejo de pragas e doenças na cultura é escasso, mas sabe-se que um dos principais problemas que acometem as helicônias são a ocorrência de nematóides e fungos. 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. O presente trabalho teve como objetivo avaliar, *in vitro* e em casa de vegetação, a potencialidade do uso de fungos nematófagos no controle de fitonematóides em *Heliconia* spp. Realizaram-se a detecção e o isolamento de fungos nematófagos da rizosfera de helicônia, e os gêneros *Monacrosporium* e *Arthrobotrys* foram os mais freqüentes. Para o teste de patogenicidade, *in vitro*, a *Meloidogyne incognita* raça 1, utilizaram-se cinco fungos: *Arthrobotrys musiformis*, *A. conoides*, *A. oligospora*, *Monacrosporium thaumasium* e *M. eudermatum*, destes os que apresentaram maior eficiência foram: *A. musiformis* (93 %), *M. thaumasium* (77 %) e *A. oligospora* (73,2 %). Observou-se que todos os isolados testados foram capazes de reduzir expressivamente o número de *Panagrellus redivivus*. Uma mistura desses três fungos foi utilizada para os testes em casa de vegetação, em *Heliconia rostrata* e *H. richardiana*, plantadas em solo naturalmente infestado, onde se verificou que a maior eficiência da atuação dos fungos ocorreu na população de *Rotylenchulus reniformis*, com uma redução populacional significativa em comparação ao tratamento testemunha.

Palavras-chave: helicônia, *Arthrobotrys* sp., *Monacrosporium* sp., *Rotylenchulus reniformis*, controle biológico.

## THE POWERFUL APPLICATION OF NEMATOPHAGOUS FUNGI UNDER PHYTONEMATODES BIOCONTROL IN *Heliconia* spp.

### ABSTRACT

*Heliconia* spp show us inflorescence with a remarkable market power beyond its colourful beauty shapes they produce flowers in shoals and they have an exceptional resistance after crop. In Brazil, mainly in northeast, there is a suitable way to grow up tropical flowers. But if we talk about weeds and how evil they could be, it depends on nutritional aspects or if there is a large number of plants growing up together. The weed and disease management in the culture are rare but it's known that one of the main *Heliconia* problems is the nematophagous fungi occurrence. The economical and ecological management, phitonematode success requires the use of blended practices, in that way, the biological control will be possible. The present work had a purpose to evaluate *in vitro* or in a greenhouse, the powerful application of nematophagous fungi under phytoneatodes control in *Heliconia* spp. That fungi were detected and isolated in *heliconia* roots, the *Monacrosporium* and *Arthrobotrys* genus were mostly found. For *in vitro* pathogenicity trial the *Meloidogyne incognita*, race 1, were applied five fungi: *Arthrobotrys musiformis*, *A. conoides*, *A. oligospora*, *Monacrosporium thaumasium* and *M. eudermatum*, from these ones the most efficient were; *Arthrobotrys musiformis* (93 %), *Monacrosporium thaumasium* (77 %) and *A. oligospora* (73,2 %). It was observed that all isolated and tested fungi were able to reduce meaningfully the *Panagrellus redivivus* number. A blend of three fungi was used for a greenhouse trial. *Heliconia rostrata* and *H. richardiana* were planted in a plagued soil where was found that the most efficiency from the fungi performance occurred in *Rotylenchulus reniformis* population with a meaningful reduction, compared to the testified trial.

Keywords: *heliconia*, nematophagous fungi, *Rotylenchulus reniformis*, biological control.

## 1 INTRODUÇÃO

As helicônias são plantas de porte herbáceo, apresentam diversos tamanhos e podem chegar a 10 m de altura. Pertencem à família Heliconiaceae e ao gênero *Heliconia* L., têm origem Neotropical e aparecem naturalmente em clareiras, bordas de florestas e matas ciliares, na América Central e América do Sul (MOSCA et al., 2004). A inflorescência, chamada também de flor, nasce num ponto terminal de crescimento, na qual, inserem-se as brácteas, que variam de tamanho e cor. Dentro das brácteas encontram-se as flores, onde se observam pétalas com cores variadas (PAIVA, 1998). As plantas apresentam diferentes hábitos de crescimento, o que facilita o reconhecimento das diferentes espécies (LAMAS, 2004).

As inflorescências das helicônias têm um potencial extraordinário de comercialização, pois, além da beleza de cores e formas, produzem flores em quantidade e têm uma resistência excepcional após o corte (LAMAS, 2004). O cultivo de plantas ornamentais e de flores tropicais vem sendo uma das principais atividades do agronegócio dos Estados do Nordeste e Norte do Brasil e a demanda por estes tipos de flores vem crescendo, uma vez que o mercado mundial de flores tradicionais encontra-se saturado (COELHO; WARUMBY, 2002).

As principais espécies de flores tropicais pertencem às famílias Araceae, Heliconiaceae, Musaceae e Zingiberaceae, que vegetam naturalmente ou são exploradas em plantios convencionais na faixa tropical da América, Ásia e Pacífico Oeste (ASSIS et al., 2002). O Brasil, principalmente a região Nordeste, apresenta condições favoráveis para o desenvolvimento e produção de flores tropicais, devido à diversidade de clima e solo existentes, que formam microclimas propícios às atividades da floricultura (CASTRO et al., 2007). O aproveitamento principal dado ao cultivo de helicônias até a

década de 80 era na jardinagem. A partir de então, iniciaram-se cultivos comerciais para produção de flores de corte (LAMAS, 2004). Em relação à ocorrência de pragas, a severidade destas está relacionada ao aspecto nutricional e ao adensamento de plantas, podendo afetar desde as inflorescências até as próprias flores (COELHO; WARUMBY, 2002).

Os estudos e levantamentos de pragas e doenças na cultura de helicônia são escassos, mas de acordo com Castro (1995), o principal problema da cultura é a ocorrência de nematóides. Segundo Lins e Coelho (2004), as condições de cultivo das plantas ornamentais tropicais, relacionadas aos fatores precipitação, umidade, temperatura e densidade de plantio, favorecem a ocorrência de doenças. O estudo destacou as doenças causadas por fungos e nematóides. Foram apontadas a antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penzig) Saccardo, como causadora de lesões em folhas e inflorescências; as manchas foliares (*Bipolaris* spp., *Cercospora* sp., *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn, *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk, *Guignardia* sp. e *Deighthoniella torulosa* (Syd.) M.B. Ellis; podridão de rizomas e raízes (*Rhizoctonia solani* Kuhn e *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Smith) Snyder & Hansen) e as fitonematoses, causadas por espécies dos gêneros *Meloidogyne*, *Radopholus* e *Helicotylenchus*, constituindo um dos principais problemas fitossanitários em plantas ornamentais tropicais em Pernambuco.

Muitas perdas na agricultura são causadas pela ação dos fitonematóides, cujos prejuízos variam de leves a intensos, levando até à destruição total da produção. O grau de dano depende da susceptibilidade da cultura, das condições ambientais, da presença de outros fitopatógenos e da densidade populacional dos nematóides parasitas de plantas (TIHOHOD, 1993).

Segundo Carneiro (1992), 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. Os nematicidas, em geral, não apresentam um controle eficaz em relação ao custo do tratamento/ha, considerando as grandes extensões a serem tratadas. Além do mais, alguns compostos foram retirados do mercado devido à sua grande toxicidade em relação à saúde humana ou porque foram constatados níveis inaceitáveis no solo e nas águas do lençol freático (HAGUE; GOWEN, 1989). Atualmente, no Brasil, não existem produtos químicos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle de pragas em helicônias.

Em termos práticos, considera-se o controle biológico de nematóides, através da ação de antagonistas, como sendo a solução na minimização dos danos causados por estes organismos. Esta redução nos prejuízos pode ocorrer naturalmente ou pela manipulação do ambiente ou, ainda, pela introdução em massa de antagonistas (<sup>1</sup>VAN GUNDY citado por GOMES et al., 1999).

O conceito geral de controle biológico engloba diversas estratégias de manejo de uma praga, incluindo práticas culturais, resistência do hospedeiro e introdução ou favorecimento no desenvolvimento de organismos antagonistas. De

<sup>1</sup>VAN GUNDY, S.D. Biological control of nematodes. In: HOY, M.A.; HERDZOG, D.C. (Ed.) **Biological Control in Agricultural IPM Systems**, v.1, New York, Academic Press. p.476-478.

nematóides. Dentre esses organismos, os fungos são os que têm recebido maior atenção devido à grande abundância desses organismos no solo.

Os fungos nematófagos têm se mostrado promissores e vêm sendo estudados, em outras culturas, por diversos autores (BERNARDO; SANTOS, 2004; GOMES et al.,

1999; LOPES et al., 2007; SILVEIRA et al., 2001; MIZOBUTSI et al., 2000; SANTOS; FERRAZ, 2000).

Desta forma, o presente trabalho teve como objetivo avaliar, *in vitro* e em casa de vegetação, a potencialidade do uso de fungos nematófagos no biocontrole de fitonematóides em *Heliconia* spp.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Helicônias

Segundo Mosca et al. (2004), as helicônias, pertencentes à família Heliconiaceae, gênero *Heliconia*, são plantas de origem neotropical. A taxa de diversidade atual sugere como centro de origem do gênero, o noroeste da América do Sul, caracterizada pelo alto índice pluviométrico e pelos solos ricos em nutrientes.

A *Heliconia* é o único membro da família *Heliconiaceae*, devido às características próprias de individualização que elas possuem (LAMAS, 2004). As helicônias ocorrem em altitudes que variam de 0 a 2.000 m, desenvolvem-se predominantemente nas bordas das florestas e matas ciliares e nas clareiras. São plantas herbáceas, com rizoma subterrâneo, eretas, com altura variando de 0,5 m a 10 m, de acordo com a espécie (CASTRO, 1995; PAIVA 1998).

Cada planta é composta por um pseudocaule, as folhas e uma inflorescência. As folhas são compostas por um pecíolo e uma lâmina em um único plano, em disposição dística. As helicônias apresentam três hábitos de crescimento: musóide - as folhas têm pecíolos grandes e em posição vertical; zingiberóide - as folhas têm pecíolos curtos e se dispõem de forma mais horizontal, e canóide – as folhas apresentam pecíolos que variam de curtos a médios e se arranjam em posição oblíqua (LAMAS, 2004).

As inflorescências podem ser eretas ou pendentes variando de forma, tamanho plano e cor. Segundo Mosca et al. (2004), as helicônias estão divididas em quatro grupos principais de acordo com o tipo de inflorescência: 1) inflorescências eretas e em um plano – leves e pesadas; 2) inflorescências eretas e



em mais de um plano; 3) inflorescências pendentes e em um plano; 4) inflorescências pendentes e em mais de um plano.

As helicônias são plantas geófitas, ou seja, se reproduzem não somente pelas suas sementes, mas também por seus órgãos subterrâneos especializados (CASTRO, 1995). As helicônias desempenham um importante papel ecológico dentro dos ecossistemas, pois são membros freqüentes da flora dos bosques e sub-bosques, bem como em ambientes abertos. Em alguns ecossistemas, atuam como pioneiras no processo de regeneração natural da vegetação e restauração de solo degradado, além de manter importantes relações coevolutivas com outras espécies animais e vegetais, constituindo-se em um importante componente dentro da vida nas florestas tropicais úmidas (LAMAS, 2004).

Entre os vários setores da agricultura, o cultivo de plantas ornamentais tropicais é o que apresenta maior rentabilidade por área cultivada; 3 a 5 vezes superior à da fruticultura e 10 vezes maior 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 helicônias têm apresentado uma crescente comercialização no mercado internacional em função do aumento da área de produção (CASTRO, 1995). Os principais produtores mundiais de helicônias são: Estados Unidos (Havaí), Equador, Jamaica, Costa Rica e Venezuela. Os principais importadores são: Europa, Estados Unidos e Japão (LAMAS, 2004).

As exportações brasileiras de flores e plantas ornamentais somaram pouco mais de US\$ 15 milhões no primeiro semestre de 2006, valor 7,95% maior que o obtido no mesmo período do ano anterior, quando o país exportou 13.979

milhões de dólares (SCHERER, 2006). A região Norte começa a despontar no mercado de produção de flores e plantas ornamentais de acordo com Junqueira e Peetz (2006). Segundo os autores, a produção de flores ornamentais tem se mostrado atualmente um segmento promissor no Estado do Pará, agregando 114 produtores agrícolas, 99 dos quais estão incorporando as novas linhas de desenvolvimento setorial recomendadas pelo Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas (SEBRAE). A área total cultivada em Belém e região metropolitana corresponde a 233,13 ha, sendo 117 ha destinados ao cultivo de gramíneas e 116,13 há exploradas por outras flores e plantas ornamentais.

No nordeste do Brasil a produção de flores está distribuída entre os Estados de Pernambuco, Alagoas, Ceará, Bahia e Sergipe (CASTRO et al., 2007). De acordo com Junqueira e Peetz (2007), as flores tropicais como helicônias, alpínias e bastões do imperador produzidas em Pernambuco, Alagoas e Ceará foram exportadas, em 2006, para países europeus, com destaque para a Itália, Alemanha, Holanda e Polônia. Na Bahia, a floricultura é uma atividade que vem se destacando, desde 2001, como uma alternativa de trabalho e renda, tornando-se o mais novo setor econômico e produtivo da agricultura. Um dos passos decisivos para incentivar a atividade no Estado foi o surgimento do **Programa Flores da Bahia**, contribuindo para a expansão de áreas de produção (SCHERER, 2006).

Produtores de cacau da região Sul da Bahia, estão investindo na plantação consorciada, com flores tropicais. Atualmente 40% dos integrantes da Associação dos Produtores de Flores e Plantas Ornamentais do Sul da Bahia (Florassulba) são cacauicultores, que empregam cerca de R\$ 20 mil por hectare cultivado com a nova cultura, a produção ainda é pequena estima-se que há

aproximadamente cem hectares plantados com flores e folhagem tropical nas cidades de Ilhéus e Itabuna (SEBRAE, 2006).

As helicônias necessitam de solos relativamente ácidos, estando o pH adequado para o seu cultivo situado entre 4,5 e 6,5. Dependendo da espécie, podem ser cultivadas a pleno sol ou em locais sombreados e cada espécie tem diferentes necessidades de iluminação. A temperatura e umidade são importantes fatores na produção de flores tropicais. A faixa de temperatura considerada ótima para o cultivo dessas flores situa-se entre 21 e 35 °C; temperaturas inferiores a 15 °C são prejudiciais ao desenvolvimento normal das plantas, e abaixo de 10 °C, o crescimento é paralisado (CASTRO, 1995; LAMAS, 2004).

Geralmente, quando a forma de propagação ocorre por rizomas, não são verificados os aspectos de sanidade das mudas, fator responsável pela disseminação de pragas e doenças das helicônias. É recomendável cortar partes bem desenvolvidas de rizoma com pseudocaulos (15 a 30 cm) e retirar as raízes e folhas velhas. Em seguida, os rizomas devem ser tratados com produtos químicos e mantidos em sacos plásticos ou em vermiculita esterilizada até desenvolverem raízes, para, só então, serem transplantados. Estes procedimentos reduzem a chance de introdução de nematóides, bactérias, fungos e pragas na área em que serão plantados, aumentando a chance de estabelecimento da planta (CRILEY, 1995).

## **2.2 Fitonematóides**

Nematóides são organismos essencialmente aquáticos, a maioria de tamanho microscópico (0,3 a 3,0 mm), sobrevivendo em diferentes habitats, desde

os oceanos até nos filmes de água que recobrem as partículas de solo. A maioria dos nematóides alimenta-se de bactérias, fungos, algas, protozoários, minhocas microscópicas e de outros nematóides e por isso, são considerados de vida livre. Uma pequena parcela parasita animais, sendo chamados de zooparasitos, e uma minoria é parasita de vegetais, sendo denominados fitonematóides ou nematóides parasitas de plantas (THORNE, 1961).

Todas as espécies de plantas existentes podem ser atacadas por fitonematóides. Apesar disso, a presença desses organismos geralmente não é notada pelos agricultores. Os fitonematóides alimentam-se de células vivas das plantas (parasitas obrigatórios), principalmente de seus órgãos subterrâneos, tais como: raízes, tubérculos e bulbos. É difícil quantificar os prejuízos causados por estes organismos à agricultura. O grau de danos causados depende da densidade populacional dos nematóides presentes, da suscetibilidade da cultura e das condições ambientais, tais como fertilidade, umidade e presença de organismos patogênicos que podem interagir com os nematóides (TIHOHOD, 1993).

O número de nematóides fitoparasitas encontrado no Brasil é estimado em pelo menos 238 espécies. Os do gênero *Meloidogyne* Goeldi (nematóide das galhas) são os que mais causam danos, em decorrência da grande capacidade de adaptação de tais fitoparasitas aos diversos agrossistemas. As espécies de fitonematóides descritas chegam aproximadamente a 15.000 e as estimativas são de que o número total pode chegar a 500 mil (OLIVEIRA; KUBO, 2006).

O nematóide reniforme (*Rotylenchulus* Linford & Oliveira) foi encontrado no Brasil parasitando raízes de plantas ornamentais e de diversas outras culturas como abacaxizeiro, bananeira, cafeeiro, mamoneira, maracujazeiro, soja,

tomateiro e algodoeiro. (CHASE et al., 1983; CURI; BONA, 1972; LORDELLO, 1992; MONTEIRO; FERRAZ, 1987). Trata-se de uma das espécies mais distribuídas em países tropicais e subtropicais do mundo. Na fase adulta, usualmente as fêmeas e suas massas de ovos são observadas externamente aos tecidos da planta, sendo vista apenas a região anterior imersa nos tecidos, tratando-se, pois, de um semi-endoparasita tendo como plantas hospedeiras 314 espécies, pertencentes a 77 famílias botânicas (ROBINSON et al., 1997).

Estudos realizados por Souza et al. (1999) com frutíferas, para detecção de fitonematóides em alguns estados brasileiros, mostraram que o gênero *Helicotylenchus* Steiner apareceu em 84,4% das amostras analisadas, sendo *Helicotylenchus dihystra* Cobb uma das espécies mais importantes por apresentar maior frequência de ocorrência (54,3%) em relação ao número total de amostras, seguido por *H. multincinctus* Cobb que foi detectado em 46,8% das amostras. Na Bahia (SHARMA, 1977), em Santa Catarina (BECKER, 1991) e em Minas Gerais (Maximiniano et al., 1999) foi observada uma elevada frequência do gênero *Helicotylenchus* nas amostras de frutíferas avaliadas.

De acordo com Oliveira e Kubo (2006), os agricultores, nas tentativas de minimizarem os prejuízos e controlarem os fitonematóides, têm gastos adicionais com fertilizantes, defensivos e outras práticas. Em plantas ornamentais cultivadas em casa de vegetação, mais de 30 espécies de nematóides já foram catalogadas, associadas a essas plantas, nas diferentes regiões produtoras do mundo. Não obstante, poucas espécies apresentem patogenicidade comprovada. Os nematóides das galhas radiculares (*Meloidogyne* spp.), o nematóide das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.), o nematóide cavernícola (*Radopholus similis* (Cobb) Thorne), e

os nematóides de parte aérea (*Aphelenchoides* spp.) são responsáveis pelos maiores danos econômicos.

As perdas anuais causadas por fitonematóides nas culturas de maior importância econômica foram estimadas em 12%, em média (SASSER; CARTER, 1985). No Brasil, existem poucos trabalhos sobre a questão fitossanitária de flores tropicais. No Estado de Pernambuco, Lins e Coelho (2004) observaram a ocorrência dos seguintes nematóides em flores tropicais: *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *Helicotylenchus* sp., *Xiphinema* sp. e *Radopholus* sp. ocorrendo em *Heliconia* spp., *Musa* sp., *Etilingera elatior* (Jack) RM Smith, *Zingiber spectabile* Griff, *Tapeinochilos ananassae* (Hassk.) K. Schum e, de forma bastante severa, em *Alpinia purpurata* Eileen McDonald.

Costa et al. (2001) estudaram a incidência de fitonematóides nas seguintes plantas ornamentais: *Helichrysum petiolatum* D. Don, *Sedum rubrotinctum* Mac & Sessé e *Portulaca grandiflora* Hook presentes em canteiros do Setor de Paisagismo e Floricultura do Departamento de Agricultura da Universidade Federal de Lavras e as espécies e frequências dos fitonematóides nas amostras foram: *Meloidogyne incognita* (17,19%), *Helicotylenchus dihystera* (Cobb) Sher (15,63%), *Xiphinema americanum* Cobb (14,06%), *Meloidogyne* spp. (9,38%), *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood (7,81%), *Ogma* sp. (7,81%), *Trichodorus* sp. (7,81%), *Helicotylenchus* sp. (4,69%), *Mesocriconema ornata* (Raski) Loof & De Grisse (4,69%), *Tylenchorrynychus* sp. (4,69%), *Aphelenchus* sp. (3,13%), *Aphelenchus avenae* Bastian (1,56%) e *Tylenchulus semipenetrans* Cobb (1,56%).

### 2.3 Fungos nematófagos

Vários são os inimigos naturais dos nematóides parasitos de plantas. Entre esses, os fungos nematófagos têm se mostrado os mais promissores (JATALA et al., 1981). Os fungos antagonistas de nematóides podem ser divididos em predadores ou ectoparasitos, endoparasitos, oportunistas e aqueles que produzem metabólitos tóxicos aos nematóides (COIMBRA et al., 2005; MORGAN-JONES; RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1987). Os fungos nematófagos predadores são, sabidamente, patogênicos às formas móveis dos nematóides. Esses fungos desenvolvem um elaborado sistema de hifas e produzem estruturas de captura para prender nematóides, penetrando e consumindo inteiramente o conteúdo dos seus corpos (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, 2000).

De acordo com Mankau (1980), os principais gêneros de fungos predadores conhecidos são *Arthrobotrys* Corda, *Dactylaria* Saccardo, *Dactylella* Grove e *Monacrosporium* Oudemans, que parasitam nematóides vermiformes. Os primeiros experimentos para o controle de nematóides utilizando fungos nematófagos foram realizados no Havaí, por Linford e Yap<sup>2</sup> (LOPES et al., 2007).

No Brasil a detecção e estudos com fungos nematófagos, têm sido realizados por vários pesquisadores (BERNARDO; SANTOS, 2004; LOPES et al., 2007; RIBEIRO et al., 1999; SANTOS, 1991; SANTOS, 1996; SILVEIRA, 2000; SILVEIRA et al., 2001; SILVEIRA; FERRAZ, 1993).

Gaspard e Mankau (1987) relataram que a taxa de infecção de raízes de tomateiro por *M. incognita* foi reduzida em mais de 90% por *M. ellipsosporum*. Dalla Pria e Ferraz (1996) observou pronunciado efeito antagonista de *Monacrosporium ellipsosporum* (Grove) Cooke e Dickinson como um agente promissor para o biocontrole de *M. incognita* raça 3 em tomateiro. Campos e Campos (1997) estudaram, em casa de vegetação, o efeito da época e forma de aplicação dos fungos *Arthrobotrys conoides* Drechsler, *A. musiformis* Drechsler, *Paecylomyces lilacinus* (Thom.) Samson e *Verticillium chlamydosporium* Goddard no controle de *Meloidogyne exigua* Goeldi em cafeeiro. Todos os fungos reduziram significativamente o número de juvenis de segundo estágio, o número de ovos por grama de raiz e a população total de nematóide quando comparados com a testemunha não inoculada com o fungo.

Pesquisas visando o biocontrole de fitonematóides em flores tropicais ornamentais utilizando fungos nematófagos ainda não foram relatadas. Vários estudos já foram feitos para verificar a potencialidade do uso de fungos nematófagos em outras culturas de importância econômica. Entre os fungos nematófagos, espécies de *Monacrosporium* tem sido alvo de estudos. Autores em pesquisas têm demonstrado que *M. ellipsosporum* e *M. gephyrophagum* (Drechsler) Subram, possuem a capacidade de suprimir *Meloidogyne* spp. e que *M. gephyrophagum*

<sup>2</sup>LINFORD, M.B.; YAP, F. Root-knot nematode injury restricted by a fungus. **Phytopathology**, v.29, p. 596-609, 1939.

Costa e Campos (1999) estudaram, *in vitro*, a redução populacional de *Meloidogyne* sp. por fungos nematófagos. Relataram que os fungos *Monacrosporium* sp., *P. lilacinus*, *A. conoides* e *Fusarium* sp. reduziram o número de juvenis de segundo estágio em 42,71%, 41,88%, 36,89% e 34,06%,



respectivamente, em comparação a suspensões de juvenis dos nematóides não inoculadas com os fungos, mantidas como controle. Avaliação, *in vitro*, da patogenicidade de 25 fungos nematófagos a juvenis de segundo estágio de *Heterodera glycines* Ichinohe, *M. incognita* e *M. javanica* evidenciou que as espécies de *Monacrosporium* exibem maior potencial como agentes de biocontrole desses nematóides que as espécies de *Arthrobotrys* (SILVEIRA, 2000).

Castro et al. (2000) avaliaram a capacidade de predação do fungo *A. musiformis* aos fitonematóides: *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. javanica*, *Pratylenchus brachyurus* e *R. similis*. Observaram que as porcentagens de predação para os nematóides citados foram respectivamente 91,07%, 62,37%, 54,22% e para *P. brachyurus* e *R. similis* foram inferiores a 30%. Santos e Ferraz (2000) avaliaram a eficiência de fungos nematófagos em cultivos de alface, tomate e feijão. Bernardo e Santos (2004) avaliaram, *in vitro*, a capacidade predatória e de parasitismo de *M. robustum* McCulloch ao *R. reniformis* e constataram que nos períodos de 24, 48 e 72 horas a percentagem de predação foi de respectivamente, 81,3%, 99,9% e 100%. Soares et al. (2005) avaliaram, em estufa, a eficácia de fungos nematófagos no biocontrole de *Meloidogyne incognita* em cultivo comercial de pimentão e, de *M. incognita* e *R. reniformis* em alface.

Santiago et al. (2006) avaliaram 37 isolados do fungo *P. lilacinus* para o controle de *M. paranaensis* Carneiro et al. em raízes de tomateiro. Esses fungos têm a capacidade de penetrar nos ovos dos nematóides, destruindo os embriões. Os autores observaram que em todos os tratamentos com incorporação do fungo no solo houve redução na população de *M. paranaensis* em tomateiro.

Kerry (1989) relatou que os nematóides, *Meloidogyne* spp. (em tomateiro), *Globodera rostochiensis* (Wollenweber) Behrens (em batata),

*Tylenchulus semipenetrans* Cobb (em citros), *R. reniformis* (em abacaxi) e *Radopholus similis* (em bananeira) foram controlados pelo uso de uma formulação comercial conhecida como Bioact<sup>®</sup>, produzida com o fungo *P. lilacinus*. Na França, o fungo *A. irregularis*, multiplicado comercialmente em grãos de centeio, mostrou-se eficaz em solos olerícolas no controle de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. Essa linhagem era encontrada no comércio com o nome de Royal 350<sup>®</sup> e esse produto mostrou-se eficiente em condições de baixas infestações de *Meloidogyne* (CAYROL; FRANKOWSKI, 1979).

De acordo com Krzyzanowski (2006), a adoção de práticas culturais tais como adição de matéria orgânica, a cobertura do solo para diminuir a ação direta dos raios solares sobre os fungos e a irrigação são fatores que contribuirão para melhorar a eficiência dos fungos nematófagos. As replicações sucessivas dos fungos e as correções do solo podem aumentar a flora microbiana antagônica aos nematóides parasitos de plantas, interrompendo o ciclo de vida destes fitopatógenos. Estes têm causado grandes perdas quantitativas e qualitativas na maioria das culturas de importância econômica, incluindo as flores tropicais ornamentais. Segundo Campos e Campos (1997), a introdução em massa de fungos nematófagos no solo aumenta o potencial de sucesso desses organismos. Segundo Cadioli et al. (2007), a seleção de isolados quanto ao parasitismo é de extrema importância na procura por microrganismos eficientes como agentes de controle biológico e adaptados a diferentes regiões. A aplicação de microrganismos 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.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

Os estudos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia e Nematologia e em casa de vegetação da Universidade Estadual de Santa Cruz, Campus Prof. Soane Nazaré de Andrade, Ilhéus – BA.

#### 3.1 Isolamento e Identificação de Fungos Nematófagos

Trinta e quatro amostras de solo, coletadas da rizosfera de helicônias, de diversos ecossistemas da região Sul da Bahia, 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.

##### 3.1.1 Produção de nematóide de vida livre (*Panagrellus redivivus*)

Populações de nematóides de vida livre (NVL) foram cultivadas à temperatura ambiente, em flocos de aveia, umedecidos e amassados em placas de Petri esterilizadas e repicadas semanalmente. Coletaram-se os nematóides da superfície do meio ou da tampa das placas de Petri e transferiram-se para béquer de 100 mL. Após a sedimentação dos mesmos, a água foi descartada e substituída por outra esterilizada, repetindo-se esta operação até obter-se uma suspensão livre de resíduos de aveia. Os nematóides de vida livre foram criados para utilização como isca no isolamento dos fungos (SANTOS, 1991).

### 3.1.2 Isolamento dos fungos nematófagos e teste de viabilidade

O isolamento dos fungos foi realizado pelo método de espalhamento de solo (BARRON, 1977) modificado por Santos et al. (1991). Assim cerca de 2 g de solo foram distribuídos no centro de placas de Petri contendo ágar-água (AA) a 2% e, em seguida, adicionou-se 1 mL da suspensão concentrada de NVL. As placas foram mantidas em condição de escuro à temperatura ambiente (25-28 °C). Na primeira semana, as observações foram feitas diariamente. Após a primeira semana, foram feitas observações semanais, até o prazo de dois meses. Os fungos encontrados foram transferidos, por meio do seu conídio, para tubos de ensaio contendo batata-dextrose-ágar (BDA) inclinado. Das culturas fúngicas em BDA, removeram-se cerca de 5 mm de diâmetro das bordas das colônias, transferindo-as para placas de Petri com AA a 2%. Em seguida adicionou-se 1 mL da suspensão de *P. redivivus*, Passados dois dias observaram-se nematóides presos aos órgãos de captura dos fungos. Estes foram reisolados e comparados às culturas originais. Este procedimento foi realizado para verificar a viabilidade dos fungos testados.

### 3.1.3 Identificação dos fungos nematófagos

Prepararam-se lâminas com as principais estruturas morfológicas dos fungos, tais como hifas, conidióforos, conídios e armadilhas de captura. As identificações foram feitas com observação aos microscópios 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), para as espécies de *Monacrosporium*, as chaves de Liu e Zhang (1994) e de Cooke e Dickinson (1965). Para os demais fungos, utilizou-se a chave de Barnett e Hunter (1972).

#### 3.1.4 Preservação dos fungos nematófagos

As culturas puras dos fungos foram reisoladas de tubos para tubos de seis em seis meses. Após três repicagens, os fungos foram, separadamente, transferidos para placas de Petri com AA a 2%, acrescentando-se, em seguida uma suspensão de nematóides de vida livre. A seguir, foram reisolados a partir de estruturas reprodutivas dos fungos, para tubos de ensaio contendo BDA. Após a colonização do meio de cultura, os isolados retomaram as condições iniciais de armazenagem. Essa operação foi realizada porque alguns fungos podem perder a patogenicidade se permanecerem por longo tempo em estado de vida vegetativa.

### 3.2 Teste de Patogenicidade *In Vitro* de Fungos Nematófitos

#### 3.2.1 Multiplicação de *Meloidogyne incognita* raça 1 em tomateiro

Plântulas de tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) c.v. Santa Cruz Kada foram produzidas em bandejas de isopor que continham uma mistura de solo e areia (na proporção 1:2), previamente autoclavada, por duas vezes, durante 30 minutos a 120 °C. Passados 15 dias, as mudas foram transplantadas para 10 vasos plásticos de 6 L de capacidade, com o mesmo substrato. Após 10 dias, as

plantas foram inoculadas com população pura de *M. incognita* raça 1 proveniente da Universidade Estadual Paulista- Jaboticabal, SP.

### 3.2.2 Obtenção e preparo do inóculo de *Meloidogyne incognita* raça 1

Após 45 dias de inoculação das plantas de tomateiro com *M. incognita* raça 1, as raízes foram removidas dos vasos e lavadas cuidadosamente em água corrente para retirada de partículas de solo aderentes. As massas de ovos foram coletadas com um estilete ao microscópio estereoscópico, em câmara de fluxo laminar e foram colocadas em tubos de ensaio com tampa rosqueável, com capacidade para 15 mL. Adicionaram-se 10 mL de hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,5% para dissolução da matriz gelatinosa, conforme descrito por Hussey e Barker, modificado por Boneti e Ferraz<sup>3</sup> (1981). Para desinfestação dos ovos utilizou-se tratamento com sulfato de estreptomicina a 1.000 mg/L. Em seguida, lavou-se os ovos por cinco vezes com água destilada esterilizada, em uma peneira de 0,025 mm (500 mesh), preparando-se desta forma os ovos para os ensaios de eclosão.

<sup>3</sup>HUSSEY, R.S; BARKER, K.R. A comparison of methods of collecting inoculo for *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter** n.57, p.1025-1028, 1973.

A suspensão foi obtida pelo método modificado de Cliff e Hirschmann (1985). Em 10 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. Em seguida, adicionaram-se 20 mL de água destilada e esterilizada. As placas foram mantidas à temperatura de 28°C por um período de seis dias. Utilizaram-se os J2 coletados a partir do terceiro dia da eclosão. Coletou-se a suspensão de juvenis das câmaras com o auxílio de uma pipeta de Pasteur,

transferiram-se os juvenis para um béquer de 50 mL e colocaram-se os nematóides em geladeira a 10 °C. A suspensão foi calibrada para aproximadamente 100 J2/mL, imediatamente antes do uso, com o auxílio de uma câmara de Peters.

#### 3.2.4 Obtenção dos isolados fúngicos

Escolheram-se cinco isolados de fungos predadores, que foram: *Arthrobotrys conoides*, *A. musiformis*, *A. oligospora* Drechsler, *M. thaumasium* Fresenius e *M. eudermatum* (Drechsler) Subramanian para o teste de patogenicidade *in vitro*.

#### 3.2.5 Teste de viabilidade dos fungos nematófagos

Discos de 5 mm das culturas puras dos fungos nematófagos selecionados foram repicados, separadamente, para o centro de placas de Petri contendo AA a 2% para verificar a viabilidade desses fungos. E para isto, em seguida acrescentou-se 1 mL da suspensão de NVL às placas. As culturas foram incubadas por sete dias à temperatura ambiente, no escuro, sendo os fungos reisolados para placas de Petri contendo BDA.

#### 3.2.6 Teste de patogenicidade, *in vitro*, dos fungos nematófagos

Após sete dias de desenvolvimento no BDA, removeu-se um disco de 5 mm da cultura de cada fungo selecionado que foi transferido para o centro da placa de Petri contendo AA a 2%. Utilizaram-se cinco placas de Petri para cada

fungo. Após cinco dias do desenvolvimento dos fungos, adicionou-se 1 mL da suspensão de juvenis de segundo estágio (J2) com cerca de 100 J2/mL de *M. incognita* raça 1. As culturas foram incubadas em B.O.D. na ausência de luz e à temperatura de 26 °C. Diariamente, por um período de quatro dias, efetuaram-se as observações e os registros quanto à presença de fitonematóides capturados pelos fungos. As observações foram feitas ao microscópio estereoscópico, contando-se o número de fitonematóides predados ou parasitados pelos fungos em cada placa e removendo-os com auxílio de um estilete. Posteriormente, reisolaram-se os fungos a partir de nematóides predados e compararam-se com as culturas originais. Repetiu-se o mesmo procedimento para o NVL. O tratamento testemunha constou de cinco placas contendo 1 mL de suspensão dos fitonematóides em estudo, sem adição dos fungos. Os tratamentos foram dispostos em delineamento inteiramente casualizado, com cinco repetições, sendo cada repetição constituída por uma placa. Avaliou-se a variável porcentagem fitonematóides predados, diariamente, durante quatro dias. Para as análises estatísticas, os dados foram transformados em arco seno  $\sqrt{x\%}$ , conforme Banzatto e Kronka (1995). Em seguida, foram feitas a análise de variância e o teste de comparação de médias múltiplas, mediante utilização do teste de Tukey a 5% de significância.

### **3.3 Teste em Casa de Vegetação**

#### 3.3.1 Obtenção de mudas de *Heliconia* spp.

Obtiveram-se 40 mudas de helicônia para cada espécie em estudo. As espécies utilizadas foram *Heliconia richardiana* Miquel e *Heliconia rostrata* Ruiz e



Pavan. As mudas foram adquiridas de fazendas localizadas entre os municípios de Ilhéus e Itamarati, na região Sul da Bahia. As mudas foram acondicionadas em vasos de 10 L de capacidade contendo solo naturalmente infestado, coletado na rizosfera das plantas.

### 3.3.2 Obtenção da população inicial dos fitonematóides

Para a obtenção da população inicial dos fitonematóides a serem estudados, coletaram-se amostras de solo e raízes, que foram processadas pelos métodos de Jenkins (1964) e Coolen e D'Herde (1972), respectivamente. As análises prévias das alíquotas de 100 cm<sup>3</sup> de solo e de 10g de raízes, revelaram para *H. rostrata*, uma população de 4 indivíduos de *Helicotylenchus dihystera* no solo e 32 nas raízes; 4 indivíduos de *Meloidogyne* sp. no solo e 2 nas raízes e 920 indivíduos de *Rotylenchulus reniformis* no solo e 12 nas raízes. Para *H. richardiana* as análises revelaram uma população 336 indivíduos de *H. dihystera* no solo e 104 nas raízes; 2 indivíduos de *Meloidogyne* sp. no solo e 4 nas raízes e 612 indivíduos de *R. reniformis* no solo e 20 nas raízes.

### 3.3.3 Obtenção de inóculo dos fungos

Os isolados de *Arthrobotrys oligospora*, *A. musiformis* e *Monacrosporium thaumasium*, foram selecionados por terem apresentado as maiores porcentagens de parasitismo e, ou predação nos testes de patogenicidade *in vitro*. Os três isolados foram multiplicados em nematóides de vida livre no interior de placas de Petri com AA a 2% de acordo com a metodologia proposta por Santos

(1996). Adicionou-se água destilada esterilizada em cada placa para recolher os nematóides infectados pelos fungos. A concentração foi ajustada com o auxílio de uma câmara de Peters. A suspensão final foi calibrada para 300 nematóides infectados pelo fungo/mL.

### 3.3.4 Inoculação das plantas de helicônia com fungos nematófagos

Após 45 dias de aclimação das plantas de *Heliconia* spp. na casa de vegetação (Figura 1), adicionaram-se a essas plantas, 30 mL de um coquetel fúngico preparado com os três fungos selecionados como mais promissores nos testes *in vitro*. As plantas foram inoculadas novamente 30, 60 e 90 dias após a





Figura 1 – Vista parcial do experimento, em casa de vegetação, após 45 dias de aclimação. A) *Heliconia richardiana* e B) *Heliconia rostrata*.

primeira aplicação. Às testemunhas foram adicionadas 30 mL de água destilada. Avaliou-se a população dos fitonematóides após 30 dias, de cada aplicação, retirando-se aleatoriamente três amostras compostas de dez subamostras de solo e raízes das plantas inoculadas. O mesmo procedimento foi realizado para as plantas testemunhas. Os solos utilizados tinham as seguintes características químicas: *Heliconia richardiana* – pH 4,7; 2 mg/dm<sup>3</sup> de P; e 0,28, 1,1, 2,1, 0,5, 3,1 cmol<sub>c</sub>/dm<sup>3</sup> de K, Mg, Ca, Al e Ca + Mg, respectivamente. Para *H. rostrata* – pH 6,3; 31 mg/dm<sup>3</sup> de P; e 0,70, 3,9, 10,8, 0,0, 14,7 cmol<sub>c</sub>/dm<sup>3</sup> de K, Mg, Ca, Al e Ca + MG, respectivamente. As médias das temperaturas mínimas e máximas durante o experimento foram de 27 °C e 39 °C. Realizaram-se as análises nematológicas de solo pela técnica de Jenkins (1964) e das raízes segundo Coolen e D'Herde (1972). Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

### 3.3.5 Recuperação dos fungos nematófagos

Para a recuperação dos fungos nematófagos incorporados ao solo, ao final do experimento, utilizaram-se 30 placas de Petri para cada espécie de *Heliconia*. Solo da rizosfera das plantas inoculadas foi coletado para verificar a presença ou ausência dos fungos utilizados no coquetel. A técnica utilizada foi a de espalhamento de solo (BARRON, 1977) modificada por Santos et al. (1991).

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 Isolamento e Identificação dos Fungos Nematófagos

Várias espécies de fungos nematófagos foram isoladas 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 96 isolados de fungos nematófagos, sendo detectadas espécies de *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*, todas predadoras por meio da formação de redes tridimensionais (Quadro 1). Ribeiro et al. (2003) relataram que em 22 amostras de solos de bananais analisadas, foram detectados e isolados 16 fungos dos gêneros *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*. Estes resultados estão de acordo com os dados obtidos também por diversos 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).

Dentre os ectoparasitos, as espécies de *Arthrobotrys musiformis*, *Monacrosporium thaumasium* e *A. oligospora*, foram as mais freqüentes com 97,06%, 44,11%, e 32,35% respectivamente. Observou-se também, a ocorrência em duas amostras do fungo endoparasito *Nematoctonus concurrens*. A técnica modificada do espalhamento de solo não foi adequada para recuperação de fungos endoparasitos, porém para fungos predadores, o método foi eficiente. Resultados semelhantes também foram encontrados por Dalla Pria e Ferraz (1996) e Santos (1996). Barron (1977) mencionou que 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.

Santos e Ferraz (2000) relataram que o tamanho da amostra utilizada (2 g de solo) poderia ser pequeno para a detecção de fungos endoparasitos, que não apresentam crescimento extensivo no solo.

QUADRO 1. Fungos nematófagos, detectados e isolados, no Laboratório de Fitopatologia e Nematologia da Universidade Estadual de Santa Cruz, Campus Prof. Soane Nazaré de Andrade, a partir de amostras de solo da rizosfera de helicônias, oriundas da região Sul da Bahia, no período de 2006 e 2007

AMOSTRA	LOCAL DE COLETA	FUNGOS DETECTADOS
1- <i>Heliconia psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 10	<i>Arthrobotrys musiformis</i> e <i>Monacrosporium thaumasium</i>
2- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 16	<i>A. musiformis</i> , <i>M. eufalospora</i> e <i>A. conoides</i>
3- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 16	<i>A. conoides</i> e <i>M. megalospora</i>
4- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 16	<i>A. musiformis</i> e <i>M. thaumasium</i>
5- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 16	<i>A. musiformis</i> e <i>M. thaumasium</i>
6- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 16	<i>A. musiformis</i> , <i>M. eufalospora</i> , <i>M. thaumasium</i> e <i>M. eudermatum</i>
7- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 18	<i>A. musiformis</i> e <i>M. thaumasium</i>
8- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 18	<i>A. oligospora</i> , <i>A. musiformis</i> e <i>M. eudermatum</i>
9- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 21	<i>M. thaumasium</i> , <i>A. oligospora</i> e <i>A. musiformis</i>
10- <i>H. psittacorum</i>	Rodovia Ilhéus-Itabuna Km 21	<i>M. eudermatum</i> , <i>A. musiformis</i> e <i>A. oligospora</i>
11- <i>H. rostrata</i>	Ecoparque – Una	<i>M. thaumasium</i> , <i>A. oligospora</i> e <i>A. musiformis</i>
12- <i>H. richardiana</i>	Ecoparque – Una	<i>A. musiformis</i> , <i>M. eudermatum</i> , <i>A. oligospora</i> e <i>A. conoides</i>

Cont...

AMOSTRA	LOCAL DE COLETA	FUNGOS DETECTADOS
13- <i>Heliconia richardiana</i>	Ecoparque – Una	<i>A. musiformis</i> e <i>M. megalospora</i>
14- <i>H. richardiana</i>	Ecoparque – Una	<i>M. thaumasium</i> , <i>A. musiformis</i> e <i>M. megalospora</i>
15- <i>H. rostrata</i>	Ecoparque – Una	<i>M. thaumasium</i> , <i>A. musiformis</i> , <i>A. conoides</i> e <i>Nematoctonus concurrens</i>
16- <i>H. richardiana</i>	Ecoparque – Una	<i>M. megalospora</i> , <i>A. musiformis</i> e <i>A. conoides</i>
17- <i>H. sp.</i>	Ecoparque – Una	<i>A. musiformis</i> , <i>A. oligospora</i> e <i>A. conoides</i>
18- <i>H. rostrata</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>M. thaumasium</i> , <i>M. eudermatum</i> , <i>A. oligospora</i> e <i>A. musiformis</i>

19- <i>H. bihai</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>M. thaumasium</i> , <i>Arthrobotrys</i> sp., <i>A. musiformis</i> e <i>A. conoides</i>
20- <i>H. bihai</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. conoides</i> e <i>A. musiformis</i>
21- <i>H. rostrata</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. musiformis</i> , <i>M. eudermatum</i> e <i>A. conoides</i>
22- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>M. thaumasium</i> e <i>A. musiformis</i>
23- <i>H. rostrata</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>M. thaumasium</i> e <i>A. musiformis</i>
24- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. conoides</i> , <i>M. eudermatum</i> e <i>A. musiformis</i>
25- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. musiformis</i> e <i>A. oligospora</i>
26- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>Monacrosporium</i> sp., <i>A. oligospora</i> e <i>A. musiformis</i>
27- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>Monacrosporium</i> sp., <i>Arthrobotrys</i> sp., <i>M. thaumasium</i> e <i>A. musiformis</i>
28- <i>H. rostrata</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. oligospora</i> e <i>A. musiformis</i>
29- <i>H. spathocircinata</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. musiformis</i> e <i>A. oligospora</i>
30- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Boa Lembrança - Ilhéus	<i>A. conoides</i> e <i>A. musiformis</i>
31- <i>H. spathocircinata</i>	Fazenda Conquistadora - Rodovia Ilhéus-Itabuna	<i>M. thaumasium</i> e <i>A. musiformis</i>
32- <i>H. pendula</i>	Fazenda Conquistadora - Rodovia Ilhéus-Itabuna	<i>Monacrosporium</i> sp., <i>A. musiformis</i> e <i>M. eudermatum</i>
33- <i>H. pendula</i>	Fazenda Conquistadora - Rodovia Ilhéus-Itabuna	<i>Nematoctonus concurrens</i> , <i>A. musiformis</i> e <i>Monacrosporium</i> sp.
34- <i>H. psittacorum</i>	Fazenda Conquistadora - Rodovia Ilhéus-Itabuna	<i>A. javanica</i> , <i>Monacrosporium</i> sp e <i>A. musiformis</i>

#### 4.2 Teste de Patogenicidade *In vitro* dos Fungos Nematófagos

O teste de patogenicidade evidenciou que todos os fungos testados foram patogênicos para o nematóide de vida livre *Panagrellus redivivus* (Tabela 1). Dalla Pria e Ferraz (1996) verificou, em seus estudos, que todas as espécies de *Monacrosporium* foram capazes de predação, *in vitro*, *Panagrellus* sp. Ribeiro et al. (1999) também verificaram que os 59 isolados testados de *Monacrosporium* spp. foram capazes de predação *Panagrellus* sp. Gomes et al. (1999) relataram que os nematóides de vida livre, *Panagrellus* spp. foram os mais suscetíveis a nove isolados de *Monacrosporium*.

O fungo *A. musiformis* apresentou uma alta porcentagem de predação para as duas espécies de nematóides estudadas (Tabela 1). Estes resultados diferem dos encontrados por Castro et al. (2000) em que o fungo *A. musiformis* predou 54,22% dos juvenis de *M. incognita*. Segundo Freitas et al. (1999), essa diferença de predação pode ser explicada porque isolados de uma mesma espécie de fungo procedentes de regiões geográficas diferentes, variam quanto a capacidade parasítica *in vitro*. Araújo et al. (1993) salientaram o comportamento desigual de isolados de mesma espécie de *Arthrobotrys*. Os fungos *A. conoides* e *M. eudermatum* apresentaram uma porcentagem de predação inferior a 50% para os juvenis de segundo estágio de *M. incognita* raça 1 (Tabela 1).

Tabela 1. Porcentagem de *Panagrellus redivivus* e *Meloidogyne incognita* raça 1 predados pelas diferentes espécies de fungo ao final de quatro dias. Média de cinco repetições

Espécie de fungo	Porcentagem de nematóides predados	
	<i>Panagrellus redivivus</i>	<i>Meloidogyne incognita</i> raça 1
<i>Monacrosporium eudermatum</i>	83,0	4,4
<i>Arthrobotrys oligospora</i>	97,8	73,2
<i>A. musiformis</i>	99,4	93,0
<i>A. conoides</i>	99,0	44,3
<i>M. thaumasium</i>	99,0	77,0
Testemunha	0,8	3,8

A comparação entre as médias pelo teste de Tukey, com 5% de probabilidade, revelou que a porcentagem de predação por *M. thaumasium* após 48 horas, para juvenis de segundo estágio de *M. incognita* raça 1, diferiu da predação para os tempos de 72 e 96 horas. A predação nesse período não diferiu entre si e



evidenciou-se que no último tempo avaliado, a predação foi bastante expressiva (Tabela 2). Observou-se que para testemunha a porcentagem de nematóides mortos foi baixa devido à ausência de fungo. No experimento conduzido por Soares et al. (2006), no 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 do gênero *Monacrosporium* em estudo, o isolado I da espécie *M. thaumasium*, o isolado E do fungo *M. sinense* e o isolado F de *M. appendiculatum* foram os mais eficientes para controlar juvenis de segundo estágio de *M. incognita*, no teste *in vitro*.

Tabela 2. Comparação entre médias da porcentagem acumulada de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* raça 1 predados pelos fungos nematófagos em estudo., dentro dos períodos considerados.

	Testemunha	<i>Monacrosporium thaumasium</i>	<i>Arthrobotrys musiformis</i>	<i>A. oligospora</i>	<i>A. conoides</i>	<i>M. eudermatum</i>
PND24	0,0000 a	0,0000 a	0,0060 a	0,0000 a	0,0000 a	0,0020 a
PND48	0,0060 a	0,0240 b	0,5561 b	0,1932 b	0,1729 a	0,0040 a
PND72	0,0160 a	0,3791 c	0,9638 c	0,5106 c	0,3878 b	0,0280 a
PND96	0,0380 a	0,8288 c	1,2863 d	0,8839 d	0,4610 c	0,0440 a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Para as análises estatísticas, os dados foram transformados em arco seno da  $\sqrt{x/100}$ . PND24: porcentagem de nematóides predados no primeiro dia; PND48: porcentagem de nematóides predados nos primeiro e segundo dias; PND72: porcentagem de nematóides predados nos primeiro, segundo e terceiro dias; PND96: porcentagem de nematóides predados nos primeiro, segundo, terceiro e quarto dias.

Na análise da comparação de médias, o primeiro período considerado (24 horas), para todos os fungos testados, não diferiu estatisticamente entre si, situação também observada por Silveira (2000), em que onze fungos estudados não diferiram estatisticamente entre si, quanto à patogenicidade a juvenis de segundo estágio de *M. incognita*. Em suas pesquisas, na primeira leitura, foram constatados que os fungos *A. conoides*, *A. musiformis* e *A. oligospora*, predaram

respectivamente 98,7; 93,1; e 97,6% dos juvenis de segundo estágio de *M. incognita*.

Os fungos *A. musiformis* e *A. oligospora*, diferiram estatisticamente em todos os outros períodos considerados para *M. incognita* raça 1 (Tabela 2). O fungo *A. conoides* mostrou-se pouco eficiente para reduzir a população de juvenis de *M. incognita* raça 1 (Tabelas 1 e 2), porém, após 72 e 96 horas, verificou-se que houve diferença significativa para esse fungo (Tabela 2). *M. eudermatum* apresentou baixa porcentagem de predação e as médias não diferiram estatisticamente entre si, nos períodos avaliados. Observa-se na Tabela 2 que os fungos *A. musiformis*, *A. oligospora* e *M. thaumasium* exibiram um alto potencial de predação para o nematóide *M. incognita* raça 1.

O teste de comparação de médias para o nematóide *P. redivivus* (Tabela 3) mostrou que todos os fungos testados apresentaram uma alta capacidade predatória *in vitro* e não diferiram estatisticamente entre si no primeiro dia de avaliação. Observa-se que não houve diferença estatística para o tratamento testemunha em todos os tempos avaliados. Essa alta atividade predatória sobre espécies de *Panagrellus*, em outras pesquisas, também foi verificada (DALLA PRIA; FERRAZ, 1996; GOMES et al., 1999; RIBEIRO et al., 1999; SILVEIRA et al., 2001).

Tabela 3. Comparação entre médias da porcentagem acumulada dos nematóides de vida livre, *Panagrellus redivivus*, predados pelos fungos nematófagos em estudo, dentro dos períodos considerados

PND	Testemunha	<i>Monacrosporium thaumasium</i>	<i>Arthrobotrys musiformis</i>	<i>A. oligospora</i>	<i>A. conoides</i>	<i>M. eudermatum</i>
PND96	0,0100 a	1,3773 c	1,5024 c	1,4651 c	1,4651 b	1,0213 d
PND24	0,0000 a	0,1993 a	0,7514 a	0,0881 a	1,2095 a	0,1506 a
PND48	0,0020 a	0,8180 a	1,4533 a	0,3513 a	1,4651 a	0,3385 b
PND72	0,0040 a	1,2650 b	1,5024 b	1,4651 b	1,4651 a	0,6494 c

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Para as análises estatísticas os dados foram transformados em arco seno da  $\sqrt{x/100}$ . PND24: porcentagem de nematóides predados no primeiro dia; PND48: porcentagem de nematóides predados nos primeiro e segundo dias; PND72: porcentagem de nematóides predados nos primeiro, segundo e terceiro dias; PND96: porcentagem de nematóides predados nos primeiro, segundo, terceiro e quarto dias.

### 4.3 Teste em Casa de Vegetação

Conforme descrito no item 3.3.2 do Material e Métodos, as análises de solo e raiz evidenciaram a presença de três fitonematóides na rizosfera, naturalmente infestada, das duas helicônias em estudo, que são: *H. dihystra*, *Meloidogyne* sp. e *R. reniformis*. As análises de variância para a população de fitonematóides nas duas helicônias mostraram que houve contrastes significativos entre as fontes de variação em estudo (APÊNDICE 1 e 2).

As análises de variância relativas à eficácia da mistura de fungos nematófagos na redução da população de fitonematóides, para *H. rostrata* (APÊNDICE 1) e *H. richardiana* (APÊNDICE 2) indicou que houve interações significativas entre os tratamentos analisados, mostrando que a redução populacional dos fitonematóides teve relação com o tempo e o número de vezes que o inóculo foi reaplicado. A interação tripla, tratamento x nematóide x inóculo, foi significativa, a 5% de probabilidade, de acordo com o Teste F.

Observou-se que de modo geral, os fungos atuaram na redução da população dos fitonematóides estudados. Esse fato pode ser justificado devido às reaplicações da mistura dos fungos. Campos e Campos (1997), explicaram que as aplicações sucessivas dos fungos nematófagos favorecem a ação desses microrganismos para que eles atuem na redução populacional dos fitonematóides.

Nas Tabelas 4 e 5, verificou-se que a população de *H. dihystera* presente no solo e nas raízes de *H. rostrata* foi pequena. Observou-se que a população presente nas raízes destas plantas diminuiu e, em seguida, aumentou relativamente para o tratamento testemunha (tratamento 2), porém, sem diferenças significativas. Para a variável solo o número de nematóides diminuiu a partir da segunda aplicação da mistura dos fungos (tratamento 1) e para as raízes a partir da primeira aplicação, em *H. rostrata*. Houve redução significativa da população de *H. dihystera* em *H. richardiana* a partir da primeira aplicação. Constatou-se que para o solo e raízes de *H. richardiana*, os tratamentos com inoculação e sem inoculação levaram a uma queda populacional. O que ocorreu, provavelmente, foi que as helicônias se mostraram como hospedeiras pouco favoráveis a essa espécie de nematóide.

Tabela 4. Comparação entre as médias da população do nematóide *Helicotylenchulus dihystera* a 0, 30, 60 e 90 dias após a inoculação, para *Heliconia rostrata*, nos tratamentos considerados, em casa de vegetação, para solo e raiz

	Solo				Raiz			
	N1In0	N1In30	N1In60	N1In90	N1In0	N1In30	N1In60	N1In90
Tratamento 1	1,6094a	5,9424a	4,3451b	2,8134b	19,8007a	5,0268b	3,5566b	1,5236b
Tratamento 2	1,6094a	8,8683b	8,8313a	9,0536a	19,8007a	16,4614a	16,8296a	17,2614a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. N1In0 = Nematóide *Helicotylenchulus dihystera* Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N1In30 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da primeira Inoculação; N1In60 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da segunda Inoculação e N1In90 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da terceira Inoculação.

As médias da população inicial, no tempo 0, não diferiram estatisticamente entre os tratamentos analisados, porém em todos os outros tempos

estudados, verificou-se diferença estatística para as variáveis solo e raiz. Vale ressaltar que as populações dos fitonematóides *H. dihystera* em *H. rostrata* e *Meloidogyne* sp. nas duas espécies de helicônia, apresentaram número reduzido de espécimes, sendo talvez, pouco influenciadas pela incorporação da mistura fúngica no solo. As populações desses nematóides permaneceram baixas, ao longo da condução do experimento, observando-se pequenos incrementos populacionais durante o tempo considerado (Tabelas 4, 5, 6 e 7).

Tabela 5. Comparação entre as médias da população do nematóide *Helicotylenchus dihystera*, a 0, 30, 60 e 90 dias após a inoculação, para *Heliconia richardiana*, nos tratamentos considerados, em casa de vegetação, para solo e raiz

	Solo				Raiz			
	N1In0	N1In30	N1In60	N1In90	N1In0	N1In30	N1In60	N1In90
Tratamento 1	5,8841a	3,5640b	2,4260b	1,6095b	10,3152a	2,2997b	2,2761b	0,7071b
Tratamento 2	5,8841a	4,9066a	4,3110a	4,5379a	10,3152a	9,8551a	9,6139a	10,0972a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. N1In0 = Nematóide *Helicotylenchus dihystera* Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N1In30 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da primeira Inoculação; N1In60 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da segunda Inoculação e N1In90 = Nematóide *H. dihystera* após 30 dias da terceira Inoculação.

Para as duas espécies de *Heliconia*, o número de indivíduos de *Meloidogyne* sp., manteve-se constante para o tratamento com inoculação (tratamento 1) na variável solo, diminuindo apenas no tempo 90 e para a raiz não houve redução expressiva do fitonematóide. Porém quando comparados com a testemunha não tratada (tratamento 2) com o fungo, observou-se que o número de nematóides aumentou (Tabelas 6 e 7). Os fungos, talvez, estejam atuando de forma a suprimir a população dos nematóides, não deixando que estes penetrem na raiz,

interrompendo, assim, seu ciclo. Além disso, o solo naturalmente infestado apresenta organismos antagonistas que poderão estar interferindo na população do tratamento testemunha (LOPES et al., 2007).

*Meloidogyne* spp. são endoparasitos sedentários, portanto, estes fungos, provavelmente, não atuaram diretamente nos fitonematóides dentro das raízes, capturando apenas os J2, ainda no solo. De acordo com Mankau (1980) *Arthrobotrys* e *Monacrosporium* estão entre os principais gêneros de fungos predadores, os quais parasitam nematóides vermiformes. Experimentos realizados por Cayrol (1983), em casa de vegetação, evidenciaram que a aplicação de *A. superba* Corda var. *irregularis* Matruchot diminuiu o número de J2 de *Meloidogyne* spp.. Santos (1991) e Dalla Pria e Ferraz (1996) também observaram pronunciado efeito antagonista de *M. elliposporum* como um agente promissor para o biocontrole de *M. incognita*.

Tabela 6. Comparação entre as médias da população do nematóide *Meloidogyne* sp. a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia rostrata*, nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz

	Solo				Raiz			
	N2In0	N2In30	N2In60	N2In90	N2In0	N2In30	N2In60	N2In90
Tratamento 1	2,0809a	2,4259b	2,4259b	1,3737b	1,7593a	0,7071b	0,7071b	0,7071b
Tratamento 2	2,0809a	4,8136a	5,2226a	5,9436a	1,7593a	4,7214a	6,7304a	9,6574a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. N2In0 = Nematóide *Meloidogyne* sp. Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N2In30 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da primeira Inoculação; N2In60 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da segunda Inoculação e N2In90 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da terceira Inoculação.

O nematóide *R. reniformis* apresentou uma redução acentuada na sua população inicial. Observou-se que para os períodos considerados, com

exceção do 0, houve diferença estatística significativa em relação à testemunha (tratamento 2), tanto no solo quanto na raiz (Tabelas 8 e 9).

Tabela 7. Comparação entre as médias da população do nematóide *Meloidogyne* sp., a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia richardiana* nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz

	Solo				Raiz			
	N2In0	N2In30	N2In60	N2In90	N2In0	N2In30	N2In60	N2In90
Tratamento 1	1,6095a	1,4142b	1,8047b	0,7071b	1,6095a	0,7071b	0,7071b	0,7071b
Tratamento 2	1,6095a	2,8134a	3,4998a	4,0515a	1,6095a	3,0403a	4,8136a	5,0803a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. N2In0 = Nematóide *Meloidogyne* sp. Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N2In30 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da primeira Inoculação; N2In60 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da segunda Inoculação e N2In90 = Nematóide *Meloidogyne* sp. após 30 dias da terceira Inoculação.

Esses dados sugerem que a ação da mistura fúngica foi eficiente em reduzir a população de *R. reniformis*. Isto pode ser explicado pelo ciclo de vida do nematóide reniforme em que os juvenis de 2º, 3º e 4º estádios e os machos não são infectivos e encontram-se livres no solo (<sup>4</sup>SIVAKUMAR; SISHADRI citado por BERNARDO; SANTOS, 2004). Por se tratar de um nematóide de hábito semi-endoparasita sedentário, *R. reniformis* é considerado mais vulnerável à ação de agentes do controle biológico do que as espécies de hábito endoparasita, tais como *Meloidogyne* spp. (DUNCAN; NOLING, 1998), que se encontram numa condição mais protegida.

<sup>4</sup>SIVAKUMAR, C.V.; SISHADRI, A.R. Life history of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford and Oliveira, 1940. **Journal Indian of Nematology**, v.1, n.1, p.7-20, 1971.

considerados, após a inoculação, para solo e raiz.

	Solo				Raiz			
	N3In0	N3In30	N3In60	N3In90	N3In0	N3In30	N3In60	N3In90
Tratamento 1	30,0437a	4,8237b	3,9022b	2,2307b	24,4250a	3,3635b	2,4260b	2,4260b
Tratamento 2	30,0437a	29,1768a	29,2233a	29,2669a	24,4250a	22,6708a	23,4577a	24,4533a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. N3In0 = Nematóide *R. reniformis* Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N3In30 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da primeira Inoculação; N3In60 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da segunda Inoculação e N3In90 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da terceira Inoculação.

Para *H. richardiana*, a população do nematóide *R. reniformis* comportou-se de forma parecida com o ocorrido para *H. rostrata* no solo, havendo uma redução expressiva no número de fitonematóides, porém para raiz, a população mostrou-se de forma diferente, pois o número de nematóides presentes, na população inicial, foi menor.

Observou-se que houve diferença estatística entre os períodos analisados, com exceção do primeiro dia (Tabela 9). O controle biológico combinado com outras medidas de controle de *R. reniformis* poderá constituir uma alternativa viável para o manejo desse nematóide, que além dos danos diretos às raízes de seus hospedeiros, podem interagir com outros microrganismos patogênicos, como *Fusarium* spp., *Verticillium* spp. e *Rhizoctonia solani*, causando doenças complexas (JATALA et al., 1981).



Tabela 9. Comparação entre as médias da população do nematóide *Rotylenchulus reniformis*, a 0, 30, 60, 90 dias, para *Heliconia richardiana* nos tratamentos considerados, após a inoculação, para solo e raiz

	Solo				Raiz			
	N3In0	N3In30	N3In60	N3In90	N3In0	N3In30	N3In60	N3In90
Tratamento 1	14,0596a	3,1516b	3,0065b	0,9428b	4,0597a	3,1516b	3,0065b	0,9428b
Tratamento 2	14,0596a	15,8096a	15,7063a	16,1515a	4,6872a	4,4305a	4,4253a	4,5379a

Médias seguidas pela mesma letra, em cada coluna, não diferem significativamente pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade. N3In0 = Nematóide *R. reniformis* Inoculação 0 (população inicial sem inocular); N3In30 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da primeira Inoculação; N3In60 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da segunda Inoculação e N3In90 = Nematóide *R. reniformis* após 30 dias da terceira Inoculação.

#### 4.3.1 Recuperação dos Fungos Nematófagos

A sobrevivência dos fungos, estimada pela porcentagem de recuperação de tais organismos ao final do experimento, demonstrou que houve persistência dos fungos (Tabela 10). Este fato pode ser explicado pelas sucessivas reinoculações, já que foi feita uma aplicação a cada 30 dias. Os resultados discordam dos encontrados por Ribeiro e Ferraz (2000), que verificaram nos seus estudos, uma baixa sobrevivência do gênero *Monacrosporium* nos tratamentos que continham nematóides. Contudo, Santos e Ferraz (2000) obtiveram uma boa capacidade de sobrevivência do fungo *M. ellipso sporum* no solo, comprovada pela alta taxa de recuperação ao final dos cultivos.

Tabela 10. Porcentagem de recuperação de fungos nematófagos incorporados ao solo dos vasos, sob condições de casa de vegetação, 90 dias após a primeira infestação do substrato com os fungos\*

Tratamentos	<i>Heliconia rostrata</i>	<i>Heliconia richardiana</i>
<i>Arthrobotrys musiformis</i>	100,0	100,0
<i>A. oligospora</i>	60,0	66,7
<i>Monacrosporium thaumasium</i>	86,7	73,3

\*Média de três repetições

No presente estudo, *A. musiformis* foi recuperado em 100% das amostras analisadas. Este fungo ocorre com grande freqüência em amostras de solo de diversos ecossistemas, mostrando uma grande capacidade de adaptação.

## 5 CONCLUSÕES

1. Os fungos nematófagos isolados e detectados da rizosfera de helicônias pertencem, em sua maioria, a fungos predadores dos gêneros *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*.

2. *Arthrobotrys musiformis*, *A. oligospora* e *M. thaumasium* apresentaram uma alta capacidade de predação *in vitro* para *Meloidogyne incognita* raça 1 e todos os isolados testados predaram mais de 80% de *Panagrellus redivivus*. *Arthrobotrys musiformis* foi a espécie mais freqüente, apresentou maior porcentagem de predação, e foi recuperado em 100% das amostras de solo, ao final do experimento.

3. Os testes com a mistura de *A. musiformis*, *A. oligospora* e *M. thaumasium*, em casa de vegetação, mostraram-se eficientes, como parte do manejo de *R. reniformis* em *H. rostrata* e *H. richardiana*. Porém, não foi possível afirmar se o controle foi efetivo para *Meloidogyne* sp. e *H. dihystra*, devido à baixa população inicial.

## 5 APÊNDICE

Apêndice 1. Análises de variância das populações de *Helicotylenchus dihystera*, *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus reniformis* no solo e nas raízes de *Heliconia rostrata*, correspondentes aos diferentes tratamentos

F.V.	G.L.	S.Q.		Q.M.		F		
		solo/ raiz	solo	raiz	solo	raiz	solo	raiz
Nematóide	2		3895,744	2041,799	1947,872	1020,899	7255,054***	1346,819***
Tempo Inóculo	3		79,84649	536,7112	26,6155	178,9037	99,13222***	236,0183***
Trat	1		1252,928	1854,397	1252,928	1854,397	4666,663***	2446,409***
N*In	6		890,5631	504,667	148,4272	84,11117	552,8327***	110,9634***
N*T	2		1059,343	352,8273	529,6717	176,4137	1972,818***	232,7333***
In*T	3		434,8107	653,9451	144,9369	217,9817	539,8328***	287,5718***
N*In*T	6		353,7686	119,9496	58,96143	19,9916	219,6081***	26,37387***
Resíduo	48		12,88727	36,38438	0,268485	0,758008		

CV(%)solo= 5,45 CV(%)raiz= 8,21

\*\*\*Interação significativa, a 5% de probabilidade, pelo teste F.

F.V.= Fonte de Variação; G.L.= Graus de Liberdade; S.Q.= Soma dos Quadrados; Q.M.=Quadrado Médio; N= Nematóides; In= Inóculo (quatro níveis); T= Tratamento (dois níveis).

Apêndice 2. Análises de variância das populações de *Helicotylenchus dihystera*, *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus reniformis* no solo e nas raízes de *Heliconia richardiana*, correspondentes aos diferentes tratamentos

N*T	F.V.	2	G.L.	4,571508	S.Q.	52,30636	2,285754	Q.M.	26,15318	10,97868	F	83,69844***
In*T		3	solo/ raiz	33,15494 solo	86,01802 raiz	11,05165 solo	28,67267 raiz	53,0821*** solo	91,7616*** raiz			
N*In*T		6		2,366573	20,2172	0,394429	3,369533	1,894478***	10,78357***			
Nematóide		2		60,03988	283,1213	30,01994	141,5607	144,1886***	453,0388***			
Resíduo		48		9,993559	14,99852	0,208199	0,312469					
Inóculo		3		6,936359	43,21608	2,31212	14,40536	11,10533***	46,1017***			
CV(%)solo=		13,11			CV(%)raiz=	13,29						
Trat		1		67,05549	243,0177	67,05549	243,0177	322,0738***	777,7334***			
N*In		6		28,42077	70,50918	4,736795	11,75153	22,75127***	37,6086***			

\*\*\*Interação significativa, a 5% de probabilidade, pelo teste F.

F.V. = Fonte de Variação; G.L. = Graus de Liberdade; S.Q. = Soma dos Quadrados; Q.M.= Quadrado Médio; N = Nematóides; In = Inóculo (quatro níveis); T = Tratamento (dois níveis).

## 7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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.

ASSIS, S. M. P; MARIANO, R. R. L.; GONDIM Jr. M. G. C.; MENEZES, M.; ROSA, R. C.T. **Doenças e Pragas das Helicônias**. Recife, PE: UFRPE, 2002, 102p.

BANZATO, D.A.; KRONKA S.N. **Experimentação agrícola**. Jaboticabal: FUNEP, 1995. 247p.

BARNETT, H.L.; HUNTER, B.B. **Illustrated genera of imperfect fungi**. Minneapolis: Burgess Publishing Company, 1972. 24p.

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

BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.6, n.3, p. 553, 1981.

BECKER, W.F. Levantamento preliminar de nematóides em pomares de macieira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 15. Botucatu, 1991. **Resumos...**Nematologia Brasileira, v.15, n.2, p. 206-207, 1991.

BERNARDO, E.R.A.; SANTOS, J.M. Patogenicidade *in vitro* de *Monacrosporium robustum* a *Rotylenchulus reniformis*. **Ciência Rural**, Santa Maria v. 34, n.4, p.1239-1241, 2004.

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.

CASTRO, A.C.R.; LOGES, V.; COSTA, A.S.; CASTRO, M.F.A.; ARAGÃO, F.A.S.; WILLADINO, L.G. Hastes florais de helicônia sob deficiência de macronutrientes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.42, n.9, p. 1299-1306, 2007.

CASTRO, C.E.F. **Helicônias para exportação**: aspectos técnicos da produção. Série Publicações Técnicas Frupes. Brasília: Embrapa, 1995. 44p.

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.

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

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, 1983.

CAYROL, J.C.; FRANKOWSKI, J.P. Une méthode de lutte biologique contre lês nématodes à galles dès racines appartenant au genre *Meloidogyne*. Pépiniéristes, Horticulteurs, Maraichers. **Revue Horticole**, França, v.193, p. 15-23, 1979.

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

COELHO, R.S.; WARUMBY, J.F. Doenças de plantas ornamentais tropicais detectadas na Zona da Mata de Pernambuco. **Floricultura em Pernambuco**, Recife: SEBRAE-PE, 2002, p. 67-69.

COIMBRA, J.L.; GARRIDO, M. da S.; SOUZA, C. da S.; SOARES, A.C.F. Efeito de exsudados de colônias de *Streptomyces* sp. na mobilidade e mortalidade de *Scutellonema bradys*. **Summa Phytopatologica**, Botucatu, v.31, n.2, p. 210-212, 2005.

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

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

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, 1999. p. 276.

COSTA, M.J.N.; OLIVEIRA, S.; COELHO, S.J.; CAMPOS, V.P. Nematóides em plantas ornamentais. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v.25, n.5, p. 1127-1132, 2001.

CRILEY, R. A. Propagation of Zingiberaceae and Heliconiaceae. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v.1, n.1, p.14-21, 1995.

CURI, S. M.; BONA, A. de. Ocorrência do nematóide reniforme em culturas de algodão e maracujá no Estado de São Paulo. **Biológico**, São Paulo, v. 38, p. 127-128, 1972.

DALLA PRIA, M.; FERRAZ, S. Controle biológico de *Meloidogyne incognita*, raça 3, por seis espécies de *Monacrosporium*, isoladas ou combinadas com *Verticillium chlamydosporium*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 21, n. 1, p. 30-34, 1996.

DUNCAN, L.W; NOLING, J.W. In: BARKER, K.R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAM, G.L. (Ed.). **Plant and nematode interactions**. Madison American Society of Agronomy, 1998. p. 251-288.

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. 65-73, 1999.

GASPARD, J.T.; MANKAU, R. Density-dependence and host-specificity of the nematode-trapping fungus *Monacrosporium ellipsosporum*. **Revue de Nématologie**, Paris, v.10, n.2, p. 241-46, 1987.

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, n1, p. 79-83, 1999.

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



HAGUE, N.G.M.; GOWEN, R.S. Chemical control of nematodes. In: BROWN, R.H.; KERRY, B.R. **Principles and practice of nematode control in crops**. London: Academic Press, p. 131-173, 1989.

JAFFEE, B.A.; MULDOON, A.E. Suppression of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by alginate pellets containing the nematophagous fungi *Hirsutella rhossiliensis*, *Monacrosporium cyanopagum* and *M. elliposporum*. **Biocontrol Science and Technology**, Oxford, v.7, n.2, p. 203-217, 1997.

JATALA, P.; SALAS, R.; BOCANGEL, M. Multiple application and long-term effect of *Paecilomyces lilacinus* in controlling *Meloidogyne incognita* under field condition. **Journal of Nematology**, Athens, v.13, n.4, p. 445, 1981.

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

JUNQUEIRA, A.H.; PEETZ, M.S. La cadena productiva de flores y plantas ornamentales en el Norte del Pará. **Horticultura**, Brasília, v.194, s/n, p. 26-29, 2006.

JUNQUEIRA, A.H.; PEETZ, M.S. Produção y comercialización de plantas ornamentales en Brasil. **Horticultura Internacional**, Valência, v.55, s/n, p. 16-19, 2007.

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

KERRY, B. R. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. In: WHIPPS, J. M.; LUMSDEN, R. D. (Eds.) **Biotechnology of fungi for improving plant growth**. Cambridge: Cambridge University Press, 1989. p. 153-170.

KERRY, B.R. Rhizosphere interactions and the exploitation of microbial agents for the biological control of plant parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v.38, 2000, p. 423-442.

KRYZANOWSKI, 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 de Jaboticabal, Jaboticabal, 2006.

LAMAS, A.M. **Flores: produção, pós-colheita e mercado**. Fortaleza: Instituto Frutal, 2004. 109 p.

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.

LINS, S.R.O.; COELHO, R.S.B. Ocorrência de doenças em plantas ornamentais tropicais no Estado de Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza, v.29, n.3, p. 332-335, 2004.

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, 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. **Nematóides das plantas cultivadas**. Nobel: São Paulo, 1992. 314 p.

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

MAXIMINIANO, C.; SILVA, T.G.; SOUZA, C.R.; FERREIRA, E.A.; PEREIRA, A.F.; PEREIRA, G.E.; REGINA, M.A.; CAMPOS, V.P. Nematóides e *Pasteuria* associados a frutíferas de clima temperado no sul do Estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.23, n.1, p. 1-10, 1999.

MIZOBUTSI, E. H.; FERRAZ, S.; RIBEIRO, R. C. F. Avaliação do parasitismo de diversos isolados fúngicos em *Heterodera glycines* e *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 24, n. 2, p. 167-172, 2000.

MONTEIRO, A. R.; FERRAZ, L. C. C. B. Reação de quinze variedades de arroz a *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.11, p. 25-26, 1987.

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, A.R.E. **Heliconia**: descrição, colheita e pós-colheita. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2004, 32p.

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.

OLIVEIRA, C.M.G.; KUBO, R.K. Nematóides parasitos de plantas ornamentais. In: REUNIÃO ITINERANTE DE FITOSSANIDADE DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 14; 2006, Pariquera-Açu. Palestra... Pariquera-Açu: Instituto Biológico/APTA, 2006. p. 27-33.

PAIVA, W.O. **Cultura de helicônias**. Embrapa – CNPAT, Fortaleza. Circular Técnica 2, 1998. 20p.

RIBEIRO, R.C.F.; FERRAZ, S. Avaliação da eficiência de espécies de *Monacrosporium* no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Summa Phytopatologica**, Botucatu, v.26, n.1, p. 65-68, 2000.

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 Científica**, Montes Claros, v.5, n.1, p. 1-8, 2003.

RIBEIRO, R.C.F.; FERRAZ, S.; MIZOBUTSI, E.H.; MENDES, M. Levantamento de espécies de *Monacrosporium* predadoras de nematóides em diversas regiões brasileiras. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.23, n.2, p. 40-47, 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.

ROBINSON, A.F.; INSERRA, R.N.; CASWELL-CHEN, E.P.; VOVLAS, N.; TROCCOLI, A. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. **Nematropica**, Auburn, v.27, p. 127-180. 1997.

ROSSI, C.E. **Levantamento, reprodução e patogenicidade de nematóides a fruteiras de clima subtropical e temperado**. 2002. 114f. Tese (Doutorado em Ciências) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2002.

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 nematófagos em solos do Brasil**. 1991. 97f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1991.

SANTOS, M. A. **Estudo de alguns fungos endoparasitos e predadores no controle de fitonematóides**. 1996, 166f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1996.

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, M.A.; FERRAZ, S.; MUCHOVEJ, J.J. Detecção and ecology of nematophagous fungi from brazilian soil. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.15, p.121-134, 1991.

SASSER, J.N.; CARTER, C.C. Overview of the international *Meloidogyne* project (1975-1984). In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (Eds.). **An Advanced Treatise on Meloidogyne: Biology and Control**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1985. v.1, p.19-24.

SCHERER, A.M.S. As flores da Bahia. **Bahia Agrícola**, Salvador, v.7, n.3, p. 9-13, 2006.

SHARMA, R.D. Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil. VI. Nematodes associated tropical fruit trees. In: REUNIÃO DE NEMATOLOGIA, 2., 1977, Piracicaba. **Trabalhos apresentados**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1977. n.2, p. 109-123.

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

SILVEIRA, A.J.; FERRAZ, S. Detecção e isolamento de fungos nematófagos de solos brasileiros. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 17; 1993, Jaboticabal. **Trabalhos apresentados**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1993. p. 68.

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

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

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

SOUZA, J.T.; MAXIMINIANO, 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.

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

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