

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

SINOMAR TIAGO RODRIGUES

**PREDAÇÃO E PARASITISMO DE *Meloidogyne exigua* PELO USO DE
PRODUTO CONTENDO A MISTURA DE *Arthrobotrys* spp. e *Paecilomyces*
*lilacinus***

Uberlândia – MG

Junho – 2010

SINOMAR TIAGO RODRIGUES

**PREDAÇÃO E PARASITISMO DE *Meloidogyne exigua* PELO USO DE
PRODUTO CONTENDO A MISTURA DE *Arthrobotrys* spp. e *Paecilomyces
lilacinus***

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado ao Curso de Agronomia, da
Universidade Federal de Uberlândia, para
obtenção do grau de Engenheiro
Agrônomo.

Orientadora: Maria Amelia dos Santos

Uberlândia – MG

Junho – 2010

SINOMAR TIAGO RODRIGUES

**PREDAÇÃO E PARASITISMO DE *Meloidogyne exigua* PELO USO DE
PRODUTO CONTENDO A MISTURA DE *Arthrobotrys* spp. e *Paecilomyces
lilacinus***

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado ao curso de Agronomia, da
Universidade Federal de Uberlândia, para
obtenção do grau de Engenheiro
Agrônomo.

Aprovado pela Banca Examinadora em 08 de junho de 2010.

Prof. Dr. Marcus Vinicius Sampaio

Membro da Banca

Prof^a. Dr^a. Nilvanira Donizete Tebaldi

Membro da Banca

Prof^a. Dr^a. Maria Amelia dos Santos

Orientadora

RESUMO

Os fitonematóides causam perdas de aproximadamente 12% na produção agrícola, que resultam em prejuízos para os produtores e consumidores. Os nematicidas usados no controle de fitonematóides podem ser prejudiciais ao ambiente, à saúde humana, à vida selvagem e aos organismos benéficos do solo. O controle biológico surge como opção ecológica destacando a ação dos fungos nematófagos. O trabalho teve como objetivo avaliar o efeito do produto biológico PROFIX[®] (*Paecilomyces lilacinus* + *Arthrobotrys* spp) na predação de juvenis e parasitismo de ovos do fitonematóide *Meloidogyne exigua*. O experimento foi conduzido no Laboratório de Nematologia Agrícola do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia, com delineamento experimental inteiramente casualizado sendo cinco tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos consistiram de: testemunha (sem nenhum produto químico ou biológico); produto à base de fungos nematófagos, a saber, *P. lilacinus* e *Arthrobotrys* spp. (PROFIX[®]) nas doses de 2, 4 e 6 kg.ha⁻¹; o nematicida líquido cadusafós (Rugby 200 CS) na dose de 15L do produto comercial por hectare. Placas de Petri com diâmetro de 9 cm contendo ágar-água a 2%, receberam 1 mL da suspensão calibrada (100 ovos.mL⁻¹) de juvenis de 2º estágio e 1 mL de cada tratamento a ser testado. As placas permaneceram em incubadora à 25°C por 10 dias e examinadas, em intervalos de 48 h, para verificação e contagem de nematóides. Na avaliação, calcularam-se as porcentagens de inibição de movimentação (predação de juvenis) e de inibição da eclosão de juvenis (parasitismo de ovos). Para a inibição de movimentação ou predação de juvenis, os tratamentos PROFIX[®] (6 kg.ha⁻¹) e PROFIX[®] (4 kg.ha⁻¹) tiveram os melhores resultados variando de 76,4 a 77,6%. O tratamento PROFIX[®] (2 kg.ha⁻¹) diferiu das outras duas dosagens do produto com menor capacidade de inibição de movimentação de 53,8%. Para a eclosão de juvenis, os tratamentos PROFIX[®] (6 kg.ha⁻¹) e PROFIX[®] (4 kg.ha⁻¹) obtiveram os melhores resultados variando de 72,2 a 87,4%. O tratamento PROFIX[®] (2 kg.ha⁻¹) teve controle de 63% não diferindo dos tratamentos Rugby 200 CS e PROFIX[®] (4 Kg.ha⁻¹), mas diferindo do tratamento PROFIX[®] (6 Kg.ha⁻¹).

Palavras-chave: Nematóide das lesões radiculares, *Arthrobotrys* spp., *Paecilomyces lilacinus*.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	05
2 REVISÃO DE LITERATURA	06
2.1 O fitonematóide estudado.....	06
2.2 Controle biológico de fitonematóides.....	07
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	10
3.1 Obtenção de ovos e juvenis de 2º estágio de <i>Meloidogyne exigua</i>	10
3.2 Instalação e avaliação do ensaio <i>in vitro</i> para predação ou inibição de movimentação de juvenis de 2º estágio de <i>Meloidogyne exigua</i>	11
3.3 Instalação e avaliação do ensaio <i>in vitro</i> para inibição na eclosão de juvenis de 2º estágio e parasitismo de ovos de <i>Meloidogyne exigua</i>	11
3.4 Avaliação.....	12
3.5 Análise estatística	12
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	13
5 CONCLUSÕES	15
REFERÊNCIAS	16

1 INTRODUÇÃO

Os fitonematóides causam perdas de aproximadamente 12% na produção agrícola, que resultam em prejuízos para o produtor e consequente elevação dos preços para o consumidor. Em termos mundiais, Sasser e Freckman (1987) mostraram que essas perdas atingem por ano aproximadamente 100 bilhões de dólares. A severidade do ataque dos nematóides depende muito da suscetibilidade da espécie vegetal ou cultivar, da espécie e raça do nematóide presente na lavoura, do potencial de inóculo do nematóide na área e do tipo de solo cultivado.

Os métodos mais usados para controlar fitonematóides têm sido o uso de nematicidas, variedades resistentes e rotação de culturas. Os nematicidas, além de caros, podem ser prejudiciais ao ambiente, à saúde humana, à vida selvagem e aos organismos benéficos do solo. O controle biológico surge como opção ecológica aos métodos tradicionais de controle (FERRAZ; FREITAS, 2004).

Os fungos são os agentes de controle biológico de nematóides mais estudados e, juntamente com as bactérias, são os que apresentam maior potencial de uso na agricultura. Eles apresentam estratégias sofisticadas para infectar ou capturar os nematóides, podendo ser divididos em: predadores, endoparasitos, oportunistas (parasitos de ovos e de fêmeas sedentárias) e produtores de metabólitos tóxicos aos nematóides (STIRLING, 1991).

Os fungos predadores principalmente do gênero *Arthrobotrys* Corda, têm a capacidade de infectar e de se alimentar de nematóides, através do desenvolvimento de órgãos especializados em captura e assim destruindo os nematóides (BARRON, 1977). O grupo dos fungos oportunistas que parasitam ovos e fêmeas é o que apresenta maior relevância no controle de fitonematóides, com destaque para as espécies *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson e *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & Gams. Normalmente, esses fungos são saprofíticos e assim, independem da presença de ovos de nematóides no solo para a sua sobrevivência, crescendo satisfatoriamente em matéria orgânica (FERREIRA et al., 2008). Conforme Stirling (1991), esses fungos colonizam rapidamente ovos e fêmeas de nematóides, destruindo de uma só vez grande quantidade de indivíduos, especialmente no caso do nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp. Goeldi) e dos cistos (*Heterodera* spp. Schimdt, *Globodera* spp. Skarbilovich) que formam massas de ovos.

O presente trabalho teve como objetivo avaliar em condições *in vitro* o efeito do produto biológico PROFIX[®] (*Paecilomyces lilacinus* + *Arthrobotrys* spp.) na predação de juvenis e parasitismo de ovos do fitonematóide *Meloidogyne exigua* Goeldi.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O fitonematóide estudado

O nematóide *M. exigua* é conhecido como nematóide das galhas. Esta espécie tem uma ampla distribuição geográfica com relatos na Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, República Dominicana, El Salvador, Guiana Francesa, Antilhas, Guatemala, Honduras, Índia, Peru, Suriname, Trinidad e Tobago e Venezuela. No Brasil, está presente em quase todos os estados produtores de café. Possui uma ampla gama de hospedeiros como batata, tomate, quiabo, alface, cenoura, fumo, frutíferas. Tem como principal cultura afetada, o café, sendo responsável pelo comprometimento no desenvolvimento de cafezais no Brasil (BERGAMIN FILHO et al., 1997).

As fêmeas desse fitonematóide possuem um formato arredondado, semelhante ao fruto da cabaça, de cutícula áspera com arco dorsal aplainado e estrias bem espaçadas. Possuem 0,5-0,7 mm de diâmetro, apresentando um “pescoço” (parte anterior do corpo estreitada) onde se encontra o esôfago. Tem coloração característica branca-perolada e brilhante. Este nematóide tem hábito de alimentação endoparasito sedentário com juvenis de segundo estágio (J2) presentes no solo, que penetram as raízes do hospedeiro e no interior dessas estabelecem-se formando um local especial de alimentação (células gigantes) que os nutrirá até o estágio adulto. As primeiras punções do estilete de J2 são acompanhadas de secreções das glândulas esofagianas que causam um crescimento das células, levando à formação das "células gigantes" nutridoras ou sincício, pela destruição das paredes celulares, aumento do núcleo e mudanças citoplasmáticas. Ao mesmo tempo, em outra região do tecido vegetal, uma intensa multiplicação celular (hiperplasia e hipertrofia) causa o aumento das raízes, formando as galhas. As fêmeas de *M. exigua* produzem massas de ovos que ficam normalmente no interior da raiz do cafeeiro e quando esses ovos eclodem, aumenta a população de nematóides nesse local (OTT, 2003).

Os machos são vermiformes, com 1-2 mm de comprimento, com cauda curta, bursa ausente e com espículos localizados na extremidade da cauda. Apesar do esôfago não ser atrofiado, eles não se alimentam (OTT, 2003).

O controle de *M. exigua* pode ser feito usando rotação de culturas, plantas resistentes e controle químico (FERRAZ; FREITAS, 2004). A rotação com culturas não hospedeiras de *M. exigua* reduz a população desse fitonematóide na área já que estes não terão alimento disponível para sobrevivência. Além da rotação, a adubação verde com *Crotalaria spectabilis*

Roth, *C. grantiana* Harvey, *C. mucronata* Desv, *C. paulinea* Schrank, mucuna preta, mucuna cinza ou nabo forrageiro (espécies vegetais não hospedeiras) também contribui para a redução populacional de fitonematóides. O controle químico é feito com uso de nematicidas, entretanto, muitos desses produtos, por serem persistentes e acumulativos em ecossistemas naturais, podem ser perigosos para animais e humanos e por isso são cada vez menos utilizados (BECKER et al., 1988).

2.2 Controle biológico de fitonematóides

O controle biológico de nematóides é uma forma alternativa de controle eficaz e que traz algumas vantagens: redução de custos, pois nematicidas são mais caros; beneficia o meio ambiente pela diminuição de impactos negativos (ROSSI, 2009). Atualmente, os fungos nematófagos são os microrganismos mais estudados para utilização no controle de nematóides.

O primeiro fungo nematófago a ser isolado e descrito foi *Arthrobotrys oligospora* por Fresenius, em 1852, que na época não observou o hábito predatório deste fungo, o que somente foi observado por Zoff em 1888. Estes fungos predadores compreendem mais de, 150 espécies pertencentes aos gêneros *Arthrobotrys*, *Dactylaria* Saccardo, *Dactella* Grove, *Trichothecium* Link, *Duddingtonia* (Duddington) Cooke, *Monacrosporium* Oudemans, *Genicularia* De Bary e *Dactylariopsis* Mekht (GRAMINHA et al., 2001). Várias espécies de fungos tem sido testadas no controle biológico de nematóides, principalmente do filo Deuteromycota (fungos mitospóricos), destacando-se entre os mais estudados, principalmente *Arthrobotrys conoides* Drechsler, *A. robusta* Duddington, *A. oligospora*, *A. irregularis* (Matr.) Mekht., *Paecilomyces lilacinus* e *Pochonia chlamydosporia*.

Muitos desses fungos são predadores de nematóides, que se caracterizam pela produção de estruturas de diferentes tipos como anéis constritores e não constritores, hifas adesivas, nódulos adesivos e redes tridimensionais adesivas ao longo do micélio para captura dos nematóides. O processo de apreensão efetuado pelos fungos nematófagos predadores inicia-se no momento em que os nematóides são atraídos por eles e apreendidos por suas estruturas especializadas. Substâncias hidrolíticas produzidas pelo fungo predador auxiliam na imobilização do nematóide, facilitando o processo de infecção. Um bulbo é formado no ponto de contato e o crescimento da hifa se inicia. Pouco tempo depois, todo o corpo do nematóide é tomado pelo crescimento de hifas, (PIMENTEL et al., 2009). Dentro do nematóide, além do

crescimento das hifas ocorre a digestão do seu conteúdo interno (ARAÚJO et al., 2004; MOTA et al., 2003;).

Um segundo grupo, constituído de fungos endoparasitos, é capaz de infectar os nematóides através de esporos, que uma vez ingeridos desenvolvem hifas responsáveis pela absorção do conteúdo interno do nematóide. Estes fungos não produzem hifas vegetativas fora do corpo do hospedeiro, somente hifas férteis ou conidióforos contendo esporos (ARAÚJO et al., 2004; MOTA et al., 2003;).

O terceiro grupo de fungos é denominado oportunistas, parasitos de ovos, onde suas hifas penetram na casca do ovo, através dos pequenos poros existentes na camada vitelínica, causando alteração na permeabilidade da casca e expandindo seu volume. A hifa aumenta de tamanho ao passar pela camada vitelínica e atravessa a camada adjacente quitínica e lipídica. Como consequência do processo, a camada vitelínica se divide, a camada de quitina se torna vacuolizada e a camada de lipídios se torna dispersa. Hifas endógenas emergem do ovo e produzem conidióforos, funcionando como fonte de conídios. Estes fungos colonizam o conteúdo do ovo, ou ainda a larva em desenvolvimento no seu interior (MOTA et al., 2003; ARAÚJO et al., 2004).

A relação fungo-nematóide é mediada por uma especificidade bioquímica existente entre os organismos. Nordbring-Hertz e Mattiasson (1979) mostraram que o reconhecimento entre *Arthrobotrys oligospora* e nematóides foi mediado por uma lectina presente na superfície das estruturas de captura do fungo e específica ao carboidrato da cutícula do nematóide.

A habilidade dos fungos nematófagos para colonizar a rizosfera tem sido apontada como uma característica importante no biocontrole de nematóides (MAIA et al., 2001). Os fungos nematófagos estão distribuídos na maioria do território brasileiro, independentemente do clima e do tipo de solo, constituindo-se numa característica favorável à sua utilização no controle de fitonematóides. Ferreira et al. (2008) relataram significativa redução dos ovos de *Meloidogyne exigua* pelo parasitismo dos fungos nematófagos *Pochonia chlamydosporia* e *Trichoderma Rifai* spp em condições *in vitro*.

Os fungos nematófagos *Paecilomyces lilacinus* e *Arthrobotrys* spp. presentes no produto comercial PROFIX[®] são eficientes para atuação em nematóides do gênero *Meloidogyne*. Pimentel et al., (2009) mostraram o grande potencial de predação do gênero *Arthrobotrys* spp em juvenis de 2º estágio *Meloidogyne*. Isolados do fungo *Paecilomyces lilacinus* parasitaram ovos de *Meloidogyne paranaensis* Carneiro et al. (2002) em meio BDA sendo que a 20°C e 22,5°C o parasitismo chegou a 95,23 e 98,66%, respectivamente. Oliveira et al. (2002),

estudando a predação *in vitro* de *Meloidogyne javanica* Treub e *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood por diferentes isolados de *Arthrobotrys* spp. observaram que 14 e 15 isolados capturaram, respectivamente, *M. javanica* e *M. incognita*, numa taxa superior a 50%.

Santiago et al. (2006) mostraram que os isolados de *Paecilomyces lilacinus* testados promoveram redução da população de *Meloidogyne paranaensis* nas raízes de tomateiro, quando comparados com a testemunha não tratada.

Segundo Rossi (2009), o tratamento do solo com o uso de bionemáticas disponíveis no mercado apresenta-se 17 a 40 % mais barato do que o controle químico. Os gêneros *Monacrosporium* e *Arthrobotrys* apresentaram grande poder de predação. No entanto, há muito a ser desenvolvido nessa área a fim de torná-los produtos de fácil comercialização, uma vez que poucas formulações estão prontas para uso pelos agricultores (PIMENTEL et al., 2009).

3 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi instalado e conduzido no Laboratório de Nematologia Agrícola do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado sendo cinco tratamentos com cinco repetições. Os tratamentos consistiram de: testemunha (sem nenhuma aplicação de produto químico ou biológico, apenas água destilada); produto à base de fungos nematófagos, a saber, *Paecilomyces lilacinus* e *Arthrobotrys* spp. (PROFIX[®]) nas doses de 2, 4 e 6 kg.ha⁻¹; o nematicida líquido cadusafós (Rugby 200 CS) na dose de 15L do produto comercial por hectare. O fitonematóide estudado foi *M. exigua*.

3.1 Obtenção de ovos e juvenis de 2º estágio de *Meloidogyne exigua*

Raízes de cafeeiro infectadas pela espécie *M. exigua* foram lavadas para a retirada do excesso de solo aderido a elas, cortadas e processadas pela técnica do liquidificador (BONETI; FERRAZ, 1981).

As raízes foram cortadas em fragmentos de aproximadamente 1 cm de comprimento e colocadas em um copo de liquidificador doméstico contendo solução de hipoclorito de sódio a 0,5% de cloro ativo, até cobrir o material. O liquidificador foi ligado em sua menor velocidade por 60s. Em seguida, a suspensão obtida passou por um conjunto de peneiras de 100 e 500 mesh, respectivamente, sobrepostas. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido, com o auxílio de jatos de água de uma pisseta para um copo. Como a suspensão ficou turva, houve o processamento pela centrífuga para separação dos ovos das impurezas, por 5 min a uma velocidade de 650 gravidades. Cuidadosamente, o sobrenadante foi eliminado e a parede interna do tubo de centrífuga, foi limpa para a retirada de impurezas orgânicas. Em seguida foi adicionada ao resíduo de cada tubo, solução de sacarose na concentração de 454 g de açúcar para 1 L de água, misturou-se bem e centrifugou à mesma velocidade anterior durante 1 min. O sobrenadante foi vertido na peneira de 500 mesh, lavado com água para retirar o excesso de sacarose e recolhido com auxílio de jatos de água de uma pisseta em um copo. Parte da suspensão foi calibrada para conter 100 ovos.mL⁻¹ de *M. exigua*

Placas de Petri com diâmetro de 5 cm receberam em seu interior uma tela de nylon contendo uma camada de lenço facial de papel. A suspensão de ovos foi adicionada sobre a camada de lenço e as placas de Petri foram colocadas em estufa à 25°C por 24 h. Após esse tempo, a tela com o lenço de papel foi suspensa pelo auxílio de uma pinça e o líquido presente

na placa de Petri foi descartado para um copo e a placa lavada com jatos de água. A tela suspensa pela pinça foi recolocada na placa que já continha água adicionada. As placas retornaram para a incubadora e depois de 48 h, o líquido de cada placa foi recolhido com auxílio de jatos de água de uma pisseta para um copo. A suspensão final do copo foi calibrada para conter 100 juvenis de 2º estágio.mL⁻¹ de *M. exigua* para montagem do teste *in vitro*.

3.2 Predação ou inibição de movimentação de juvenis de 2º estágio de *Meloidogyne exigua in vitro*

Placas de Petri com diâmetro de 9 cm contendo ágar-água a 2%, receberam 1 mL da suspensão calibrada de juvenis de 2º estágio e 1 mL de cada tratamento a ser testado. Com movimento giratório, foram bem misturados os 2 mL e as placas permaneceram em incubadora à 25°C por 10 dias.

Cada placa foi examinada, em intervalos de 48 h, sob lupa para verificação e contagem de nematóides de 2º estágio ativos, ou seja, em movimento, e também ocorrência de nematóides predados.

3.3 Inibição na eclosão de juvenis de 2º estágio e parasitismo de ovos de *Meloidogyne exigua in vitro*

Placas de Petri com diâmetro de 9 cm contendo ágar-água a 2%, receberam 1 mL da suspensão de ovos e 1 mL de cada tratamento. Com movimento giratório, foram bem misturados os 2 mL e as placas colocadas em incubadora à 25°C por 10 dias.

Cada placa foi examinada, em intervalo de 48 h, sob lupa para verificação e contagem de nematóides de 2º estágio eclodidos e/ou ovos parasitados. Após 10 dias, foi recolhido todo material da superfície do ágar-água com auxílio de uma pisseta com água e trincha para um copo. Essa suspensão obtida foi observada na câmara de contagem de Peters para verificação de juvenis eclodidos e/ou ovos parasitados.

3.4 Avaliação

Na avaliação, foram calculadas as porcentagens de inibição de movimentação (predação de juvenis) e de inibição da eclosão de juvenis (parasitismo de ovos) do fitonematóide testado. A fórmula utilizada no cálculo destas porcentagens foi a seguinte:

$(B - A) \times 100$, onde:

B

A = número de nematóides ativos ou eclodidos em cada repetição de cada tratamento.

B = número de nematóides utilizados tanto para inibição de movimentação (predação de juvenis) ou da inibição de eclosão de juvenis (parasitismo de ovos).

3.5 Análise estatística

Os dados obtidos foram submetidos aos procedimentos da estatística do programa Sisvar (FERREIRA, 2000). As médias foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Todos os tratamentos diferiram estatisticamente da testemunha que apresentou inibição de movimentação de 27,4% (Tabela 1). Para predação de juvenis ou inibição de movimentação desses, os tratamentos PROFIX[®] (6 kg.ha⁻¹) e PROFIX[®] (4 kg.ha⁻¹) obtiveram os melhores resultados variando a inibição de movimentação de 76,4 a 77,6%. O tratamento PROFIX[®] (2 kg.ha⁻¹) diferiu estatisticamente das outras duas doses desse mesmo produto e do nematicida químico apresentando menor capacidade de predação que foi de 53,8%.

Os fungos nematófagos *P. lilacinus* e *Arthrobotrys* spp. presentes no produto comercial PROFIX[®] são eficientes para atuação em nematóides do gênero *Meloidogyne*. Pimentel, Peixoto e Paz (2009) mostraram alta taxa de predação dos fungos do gênero *Arthrobotrys* para *Meloidogyne*. Em um outro estudo, Oliveira, Ferraz e Dias-Arieira (2002) mostraram que 14 dos 127 isolados de *Arthrobotrys* spp predaram mais de 50% da população inicial de *Meloidogyne*, *in vitro*. Foram observados por Ribeiro, Ferraz e Mizobutsi (1999) que três isolados do fungo *Monacrosporium* spp. foram capazes de predação de 71 a 100% dos juvenis de *Meloidogyne javanica in vitro*. Freitas, Ferraz e Almeida (1999), trabalhando com as espécies *M. incognita* e *M. javanica* em tomateiros tratados com isolados de *P. lilacinus* de diferentes locais de origem, obtiveram resultados semelhantes aos do presente trabalho.

Tabela 1 – Efeito da aplicação de produtos biológico e químico na porcentagem de inibição de movimentação ou predação de juvenis do fitonematóide *Meloidogyne exigua* em meio de cultura em incubado por 10 dias à 25°C. Universidade Federal de Uberlândia, 2010.

Tratamentos	Juvenis inativos (%) ¹
PROFIX [®] (6 kg.ha ⁻¹)	77,60 a
PROFIX [®] (4 kg.ha ⁻¹)	76,40 a
PROFIX [®] (2 kg.ha ⁻¹)	53,80 b
Rugby 200 CS (15 L.ha ⁻¹)	77,40 a
Testemunha (água)	27,40 c

CV (%) = 29,76

¹ Médias seguidas da mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Para a inibição de eclosão de juvenis ou parasitismo de ovos, todos os tratamentos diferiram estatisticamente da testemunha (Tabela 2). os tratamentos PROFIX[®] (6 kg.ha⁻¹), Rugby 200 CS e PROFIX[®] (4 kg.ha⁻¹) obtiveram os melhores resultados variando de 72,2 a 87,4%. O tratamento PROFIX[®] (2 kg.ha⁻¹) obteve controle de 63% não diferindo

estatisticamente dos tratamentos Rugby 200 CS e PROFIX[®] (4 kg.ha⁻¹), mas diferindo do tratamento PROFIX[®] (6 kg.ha⁻¹).

Cadioli et al. (2007) mostraram que isolados do fungo *P. lilacinus* parasitaram ovos de *M. paranaensis* em meio BDA, sendo que a 20°C e 22,5°C, o parasitismo atingiu 95,23 e 98,66%, respectivamente. Campos (1994) relatou a redução do número de ovos desse fitonematóide em 61% após a aplicação do fungo, em casa de vegetação. Resultados semelhantes também foram observados por Lopes et al. (2007) no controle de *M. javanica* utilizando o fungo *P. chlamydosporia*, que também é um parasito de ovos.

Tabela 2 – Efeito da aplicação de produtos biológico e químico na porcentagem de inibição da eclosão de juvenis ou parasitismo de ovos do fitonematóide *Meloidogyne exigua* em meio de cultura incubado por 10 dias à 25°C. UFU, Uberlândia, 2010.

Tratamentos	Inibição de eclosão de juvenis (%) ¹
PROFIX [®] (6 kg.ha ⁻¹)	87,40 a
PROFIX [®] (4 kg.ha ⁻¹)	72,20 ab
PROFIX [®] (2 kg.ha ⁻¹)	63,00 b
Rugby 200 CS (15 L.ha ⁻¹)	75,80 ab
Testemunha (água)	13,60 c

CV (%) = 13,63

¹ Médias seguidas da mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

5 CONCLUSÕES

- Todas as dosagens de PROFIX[®] reduziram a movimentação e a eclosão de juvenis de *M. exigua*;
- As dosagens de 4 e 6 kg.ha⁻¹ de PROFIX[®] mostraram serem mais eficientes do que a dosagem de 2 kg.ha⁻¹ de PROFIX[®] quanto á inibição de movimentação pela ocorrência de predação de *M. exigua*;
- O tratamento PROFIX[®] na dosagem de 2 kg.ha⁻¹ mostrou-se menos eficiente que a dosagem de 6 kg.ha⁻¹ desse produto tanto para inibição de eclosão e movimentação de juvenis, como para parasitismo de ovos ou predação de juvenis de *M. exigua*.

REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, J. V.; MOTA, M. A.; CAMPOS, A. K.; Controle biológico de helmintos parasitos de animais por fungos nematófagos. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**, Ouro Preto, v.13, p. 65-91, 2004. Disponível em: <http://www.rbpv.ufrrj.br/documentos/1302004/po13s1165_170.pdf>. Acesso em: 08 mar. 2010.
- BARRON. G. L. **The nematode-destroying fungi**. Ontario: Canadian Biological Publications, 1977. 140 p.
- BECKER, J.O.; ZA VALETA-MEJIA, E.; COLBERT, S.F.; SCHROTH, M.N.; WEINHOLD, A.R.; HANCOCK, J.G.; GUNDY, S.DV.; VAN-GUNDY, S.D. Effects of rhizobacteria on root-knot nematodes and gall formation. **Phytopathology**, Saint Paul, v.78, p. 1466-1469, 1988.
- BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. v.2, 3. ed. São Paulo: Ceres, 1997. 515p.
- BONETI, J. I.S. ; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.6, n.3, p.553, 1981.
- CADIOLI, M.C.; SANTIAGO, D.C.; HOSHINO, A.D.; HOMECHIN, M. Crescimento micelial e parasitismo de *Paecilomyces lilacinus* sobre ovos de *Meloidogyne paranaensis* em diferentes temperaturas "in vitro". **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.31, n.2, p.305-311, mar/abr, 2007.
- CAMPOS, H.D. **Controle de *Meloidogyne incognita* raça 2 em feijoeiro e *Meloidogyne exigua* em cafeeiro com fungos predadores e parasitas de ovos de fitonematóides**. 1994. 67f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Escola Superior de Agricultura de Lavras.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. **O controle de fitonematóides por plantas antagonistas e produtos naturais**. Viçosa, 2004. Disponível em: <http://www.ufv.br/dfp/lab/nematologia/index_Nematologia.htm>. Acesso em: 08 mar. 2010.
- FERREIRA, D.F. Análises estatísticas por meio do Sisvar para Windows versão 4.0. In: 45^a REUNIÃO ANUAL DA REGIÃO BRASILEIRA DA SOCIEDADE INTERNACIONAL DE BLOMETRIA, 45, 2000. **Anais...**, UFSCar, São Carlos, SP, julho, 2000, p. 225-258.
- FERREIRA, P. A.; FERRAZ, S.; LOPES, E.A.; FREITAS, L. G. de. Parasitismo de ovos de *Meloidogyne exigua* por fungos nematófagos e estudo da compatibilidade entre os isolados fúngicos. **Revista Trópica**, Viçosa, v. 2, n. 3, p.15-21, 2008.
- FREITAS, L.G.; FERRAZ, S.; ALMEIDA, A.M.S. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro pela produção de mudas e substrato infestado com *Paecilomyces lilacinus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v.23, n.1, p.65-71, 1999.

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

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**, Campinas, v.31, p.78-84, 2007.

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

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

NORDBRING-HERTZ B.; MATTIASSON B. Action of a nematode-trapping fungus shows lectinmediated host-microorganism interaction. **Nature**, London, v.281, n.5, p.477-479, 1979.

OLIVEIRA, R.D.L.; FERRAZ, S.; DIAS-ARIEIRA, C.R. Eficácia de isolados de *Arthrobotrys* spp no controle de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v.26, n.1, p.49-57, 2002.

OTT, A. P. **Parasitologia Agrícola “A”**. 2003. Disponível em: <<http://www.ufrgs.br/agrofitossan/AGR04002/nemgalha.htm>>. Acesso em: 08 mar. 2010.

PIMENTEL, M. S.; PEIXOTO, A. R.; PAZ, C. D da. Potencial de controle biológico de *Meloidogyne* utilizando fungos nematófagos e bactérias em cafeeiros. **Coffee Science**, Lavras, v.4, n.1, p.84-92, jan./jun, 2009.

RIBEIRO, R. C. F.; FERRAZ, S.; MIZOBUTSI, E. H. Avaliação da eficiência de isolados de *Monacosporium* spp. no controle de *Meloidogyne javanica* e *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.23, n2, p.48-61, 1999.

ROSSI, C. E. Controle biológico de nematóides. **Revista Campo & Negócios**, Campinas, ano 5, n.50, 2009. Disponível em <http://www.revistacampoenegocios.com.br/anteriores/07-09/index.php?referencia=em_negrito03>. Acesso em: 28 ago. 2009.

SANTIAGO, D. C. HOMECHIN, M. SILVA, J. F. V. 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.

SASSER, J. N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the role of the society. In: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. (ed.). **Vistas on Nematology**. Maryland: Society of Nematologists, 1987. p. 7-14.

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