

Testes em condições para o controle de *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera, Pseudococcidae) em cafeeiro com nematóides entomopatogênicos do gênero *Heterorhabditis* (Rhabditida, Heterorhabditidae)

Viviane S. Alves¹, Alcides Moino Junior², Lenira V. C. Santa-Cecilia³, Cristiane Rohde²
& Marco Aurélio Tramontin da Silva²

¹Departamento de Agronomia/Entomologia. Universidade Estadual de Londrina. Rua Vianna de Carvalho, nº 65. Bairro Vivendas do Arvoredo, 86047-520 Londrina-PR. vivialves21@hotmail.com

²Departamento de Entomologia. Universidade Federal de Lavras. Caixa Postal 3037, 37200-000 Lavras-MG, Brasil. alcmoino@ufla.br; crisrohde@yahoo.com.br; marcotramont@hotmail.com

³Epamig-CTSM/EcoCentro, 37200-000 Lavras-MG, Brasil. scecilia@epamig.ufla.br

ABSTRACT. Tests for the control of coffee root mealybug *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera, Pseudococcidae) with *Heterorhabditis* (Rhabditida, Heterorhabditidae). Entomopathogenic nematodes (EPNs) have potential for biological pest control and have been successfully used in several countries in soil and cryptic pests control, as for example the coffee root mealybug *Dysmicoccus texensis* (Tinsley). Laboratory tests demonstrated that these agents are highly virulent to the insect, but semi-field and field tests are needed to determine their efficiency. Greenhouse tests were made in infested pots with two isolates and two application methods – dead insect bodies and aqueous suspension – in a complete randomized design with five replicates. Field tests were made in randomized plots (six plots) to evaluate six isolates of *Heterorhabditis* on coffee root for mealybug control. Greenhouse results demonstrate that aqueous suspension was more efficient for the two isolates, with 70% control efficiency for JPM3. In field experiments, treatments with aqueous suspensions of insecticide Actara 250 WG (thiamethoxam), used for comparison, and JPM3 were the only ones statistically different from control, with 81 and 65% control efficiency, respectively.

KEYWORDS. Biological control; coffee pests; greenhouse and field tests; microbial control.

RESUMO. Testes em condições para o controle de *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera, Pseudococcidae) em cafeeiro com nematóides entomopatogênicos do gênero *Heterorhabditis* (Rhabditida, Heterorhabditidae). Os nematóides entomopatogênicos (NEPs) apresentam potencial para o controle biológico de pragas e têm sido usados com sucesso, em vários países, no controle de pragas de solo e de ambientes crípticos, como a cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro *Dysmicoccus texensis* (Tinsley). Testes de laboratório demonstram que estes agentes apresentam alta virulência sobre este inseto, no entanto, são necessários testes que avaliem a eficiência dos NEPs em condições de casa-de-vegetação e campo, sendo este o objetivo do presente trabalho. O experimento em condição de casa-de-vegetação para o controle da cochonilha foi realizado em vasos infestados, usando dois isolados do nematóide e dois métodos de aplicação (cadáver infectado e suspensão aquosa), conduzido em delineamento inteiramente casualizado com cinco repetições. O experimento em condições de campo foi conduzido em blocos casualizados (6 blocos), para avaliar a eficiência de dois isolados heterorhabditídeos no controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro. Os resultados mostraram que, em casa-de-vegetação, o método de suspensão aquosa apresentou melhores resultados para os dois isolados, sendo que JPM3 aplicado em suspensão aquosa foi o melhor tratamento, apresentando eficiência de controle de 70%. No experimento de campo, apenas o tratamento com o inseticida Actara 250 WG (thiamethoxam), usado como padrão de comparação, e JPM3, aplicado em suspensão aquosa, diferiram da testemunha, apresentando 81 e 65% de eficiência de controle, respectivamente.

PALAVRAS-CHAVE. Controle biológico; pragas do cafeeiro; controle microbiano; testes em casa de vegetação e campo.

O uso de nematóides entomopatogênicos, como agentes de controle microbiano, ainda é limitado quando comparado com outros agentes, como fungos e bactérias (Grewal *et al.* 2001). No entanto, os nematóides apresentam uma combinação única de atributos que os tornam promissores no controle de vários insetos-praga (Grewal *et al.* 1999; Kaya & Gaugler 1993; Shapiro-Ilan 2004; Georgis *et al.* 2006; Grewal *et al.* 2005).

Entre as principais vantagens apresentadas por estes organismos, está o fato de que apresentam a maior resistência a produtos fitossanitários que outros entomopatogênicos,

possibilitando sua utilização em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP); podem apresentar ação sinérgica com outros agentes entomopatogênicos; apresentam boa capacidade de adaptação a novos ambientes, desde que estes não tenham condições adversas extremas; algumas espécies podem movimentar-se no ambiente, buscando pelo hospedeiro; podem reproduzir-se por partenogênese e são inócuos às plantas e outros animais, inclusive ao homem (Ferraz 1998; Shapiro-Ilan *et al.* 2005; Lewis *et al.* 2006).

Como limitações para o uso de nematóides

entomopatogênicos no MIP, podemos citar a falta de produtos disponíveis no mercado. O desenvolvimento de um produto à base de um entomopatógeno passa por inúmeras fases, entre elas a caracterização e comprovação da eficiência do agente biológico, para o controle de determinado inseto-praga, e esses procedimentos requerem tempo e custos (Ferraz 1998). Além disso seu uso pode ser limitado também, em função do hábito de vida dos seus hospedeiros. Em geral, insetos que atacam partes aéreas das plantas e não tem contato com o solo em nenhuma fase do seu desenvolvimento, inviabilizam o contato com estes entomopatógenos, e conseqüentemente sua eficiência. Por outro lado, insetos com hábitos crípticos, ou insetos que passam pelo menos uma fase de sua vida no solo, potencializam a chance do encontro com os NEPs, e também a possibilidade de sucesso desses entomopatógenos no seu controle.

Nesse sentido, a cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro, umas das principais pragas dessa cultura, tem demonstrado suscetibilidade aos nematóides entomopatogênicos, em função do seu hábito de vida críptico (vivem associadas às raízes da planta), em contato direto com o solo. Em trabalho realizado por Andaló *et al.* (2004) os resultados evidenciam a suscetibilidade deste inseto aos nematóides entomopatogênicos.

Estudos realizados em laboratório, como os sobre virulência e concentração letal são o princípio para a caracterização de isolados e sua utilização como agentes de um programa de controle (Alves *et al.* 1998; Pereira *et al.* 1998). Por outro lado, estudos em condições de casa-de-vegetação e campo também são importantes, pois retratam as possibilidades de sucesso de um nematóide, verificando sua eficiência no controle de um inseto-praga. Fatores como variação da temperatura, umidade, radiação solar, tipo de solo e busca pelo hospedeiro podem influenciar no sucesso de um agente de controle.

Assim, este trabalho teve como objetivos avaliar o desempenho de dois isolados heterorhabditídeos, previamente testados em condições de laboratório para o controle de *Dysmiococcus texensis* (Tinsley) e duas formas de aplicação em condições de casa-de-vegetação e campo.

MATERIALE MÉTODOS

Criação de *Dysmiococcus texensis*. A criação de *D. texensis* foi conduzida no laboratório de Patologia de Insetos da Universidade Federal de Lavras (UFLA) em Lavras, MG e na Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), Centro Tecnológico do Sul de Minas, localizado no Campus da UFLA. A criação permaneceu em condições controladas de temperatura de $27 \pm 1^\circ\text{C}$, com umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas, em câmara climatizada do tipo BOD. Como substrato para criação das cochonilhas foram utilizadas abóboras, (*Cucurbita maxima*), do tipo moranga, variedade Cabotcha, mantidas em bandejas plásticas. Para infestação de novas abóboras, foram colocados sobre elas, pedaços de uma abóbora já infestada, possibilitando a passagem das ninfas e adultos da cochonilha.

Nematóides entomopatogênicos. Os isolados CCA (*Heterorhabditis* sp.) e JPM3 (*Heterorhabditis* sp.) foram obtidos no Banco de Entomopatógenos do Laboratório de Patologia de Insetos da UFLA (Tabela 1), onde permaneceram armazenados em BOD em frascos Erlenmeyer na forma de suspensão aquosa, sob condições controladas a $16 \pm 1^\circ\text{C}$, na concentração de até 500 juvenis infectantes (JI)/mL.

Quando necessário, a multiplicação dos nematóides foi feita em larvas de último instar da traça dos favos, *Galleria mellonella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera, Pyralidae), provenientes do Laboratório de Patologia de Insetos do Departamento de Entomologia da UFLA.

Nesse processo de multiplicação foi utilizada a metodologia descrita por Poinar (1979), onde a infecção de larvas de último instar de *G. mellonella* com JIs é realizada por meio do sistema de infecção tópica. Após a aplicação, as larvas foram incubadas a $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e após a morte foram transferidas para câmara seca. Armadilhas de White (1927) foram usadas para obtenção dos nematóides sob as mesmas condições. Para montagem dos experimentos os JIs emergidos foram coletados e armazenados sob temperatura de 16°C por no máximo cinco dias e em condições de aeração usando bombinhas de aquário.

Testes em casa-de-vegetação. Foram plantadas previamente 200 mudas de café, *Coffea arabica* L. cv. Mundo Novo, var. 476-4 com um ano de idade, em vasos com capacidade para 3 l, utilizando-se, como substrato solo, esterco bovino e adubo (NPK) na dosagem recomendada na região. As mudas foram produzidas na Fazenda Experimental de Lavras (FELA) da EPAMIG, em Lavras, MG.

A infestação das mudas com a cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro foi feita, colocando um pedaço, de aproximadamente 4 cm², de abóbora var. Cabotcha, infestada com adultos e ninfas da cochonilha *D. texensis*, junto ao colo da planta durante 3 dias. A verificação da infestação foi feita, escavando-se em volta do caule, na região do colo, e também pela presença de formigas doceiras, que são um indicativo da presença da praga nas plantas. Uma vez infestadas (após aproximadamente 60 dias), as mudas foram então submetidas aos tratamentos.

Isolados heterorhabditídeos previamente selecionados em condições de laboratório, foram aplicados através de duas formas: inoculação direta em suspensão aquosa no solo e pelo método de cadáver infectado, sendo aplicados na concentração de 28 e 29 JIs/cm² (200 mL/vaso, aplicados próximo do colo da planta) e um cadáver infectado de *G. mellonella*/vaso (enterrada próxima do colo da planta) para os isolados CCA e JPM3, respectivamente.

A avaliação foi feita sete dias após a aplicação (durante esse período as plantas não foram regadas) através da contagem do número total de insetos vivos, em toda a área de raiz das plantas.

O experimento foi conduzido segundo o delineamento inteiramente casualizado, com cinco repetições, constituídas de uma planta cada. Os dados foram submetidos a teste de comparação de médias Scott-Knott ($P < 0,05$). A eficiência de controle dos tratamentos foi calculada através da fórmula de Abbott (Alves *et al.* 1998).

Testes em campo. Os testes, em condições de campo, foram conduzidos na propriedade Vista Alegre, no município de Garça, Estado de São Paulo (49°64'O / 22°23'S com altitude de 682 m), sendo que a montagem do experimento foi no dia primeiro de junho de 2005 e a avaliação realizada no dia 30 do mesmo mês.

Foram utilizadas 36 plantas de café *Coffea canephora* Pierre & Froehner, cv. Apoatã, de dois anos e meio de idade, infestadas naturalmente com *D. texensis*, sendo 6 destinadas para cada tratamento e cada planta foi considerada uma repetição. Os tratamentos consistiram da aplicação dos nematóides *Heterorhabditis* sp. JPM3 e *Heterorhabditis* sp. CCA, por duas formas de aplicação, a testemunha (onde foi aplicado água) e um inseticida padrão para comparação (Actara 250 WG - thiamethoxam). Os blocos foram dispostos a partir da borda do cafezal, ao longo das linhas, sendo que cada bloco possuía seis plantas (uma repetição/tratamento). Para seleção das plantas infestadas, foi feita uma leve escavação próxima ao colo da planta, para verificar a presença ou não das cochonilhas. Como a infestação do campo não era homogênea, a distribuição das plantas dentro de cada bloco não foi contínua. Uma vez selecionadas as plantas infestadas, foi feito sorteio para a distribuição dos tratamentos dentro de cada bloco.

Todas as parcelas receberam 1 L de água antes de receberem os tratamentos. A aplicação do produto químico foi feita por inundação na concentração recomendada pelo fabricante (0,23 g p.c./planta em 80 mL de solução) (Souza & Ribeiro 2003), sendo metade da calda aplicada de cada lado da planta. Os nematóides foram aplicados por dois métodos: inundação (da mesma forma que o produto químico) na concentração de $3,6 \times 10^5$ JIs/planta (100 JIs/cm²) e pelo método de cadáver infectado (lagartas infectadas 8 dias antes da aplicação), sendo enterradas 10 larvas (cinco de cada lado da planta) a 10 cm de profundidade e a 5 cm do colo da planta. O tratamento testemunha recebeu apenas água.

Para transporte dos nematóides em suspensão aquosa, estes foram armazenados em erlenmeyers de um litro de capacidade, mantidos em caixas de isopor refrigeradas e com aeração. Os cadáveres infectados foram transportados em placas de petri contendo papel filtro sob refrigeração.

A avaliação foi feita 30 dias após a aplicação, através da retirada de 2 cm² de caule da região do colo, com auxílio de um estilete e feita a contagem do número de insetos vivos presentes. Devido o hábito criptico da cochonilha, o levantamento prévio do número de insetos presentes no campo se torna inviável, pois para tanto, seria necessária a remoção dos insetos. Assim, a comparação dos dados dos tratamentos foi feita apenas com os dados obtidos para a testemunha, que representa o número de insetos na ausência de tratamentos. Além disso, foi feita avaliação da persistência dos nematóides no campo, coletando-se 300 g de solo em volta das plantas, nas quais esses foram aplicados e também em torno das plantas do tratamento testemunha e produto químico. As amostras de solo foram encaminhadas ao laboratório de Patologia de Insetos do Departamento de Entomologia da UFLA em caixa térmica, onde foram submetidas à análise de

persistência pela técnica isca-viva (Kaya & Stock 2002), usando larvas de último ínstar de *G. mellonella*. Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Scott-Knott (P<0,05). A eficiência de controle dos tratamentos foi calculada através da fórmula de Abbott (Alves *et al.* 1998).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Testes em casa-de-vegetação. No teste de patogenicidade de nematóides a *D. texensis* em vasos na casa-de-vegetação, não houve interação entre os fatores testados (isolados x método de aplicação).

O isolado JPM3, aplicado pelo método de suspensão aquosa alcançou valores significativos de controle de 68%. Quando aplicado pelo método de cadáver infectado, a eficiência de controle diminuiu para apenas 46% (Tab. I). Por outro lado, o isolado CCA alcançou valor máximo de eficiência de 28%, quando aplicado em suspensão aquosa, e de 18% quando aplicado pelo método de cadáver infectado (Tab. I).

Os resultados obtidos se devem, principalmente, à alta variabilidade existente entre diferentes espécies, ou mesmo entre diferentes isolados de nematóides entomopatogênicos, no que se refere ao comportamento e adaptações a condições ambientais. Estes dados, associados às características biológicas do inseto hospedeiro, são importantes para o estabelecimento de adequadas estratégias de controle (Georgis *et al.*, 2006), salientando a importância da realização de testes em condições de casa-de-vegetação e campo.

Vários isolados avaliados como eficientes no controle de insetos em condições de laboratório, quando levados às condições de campo, podem não apresentar os mesmos resultados. Fatores do ambiente, do hospedeiro (comportamento sésil ou móvel, hábitos de vida, suscetibilidade), e do isolado, como capacidade de busca, especificidade ou não ao hospedeiro e resistência às condições ambientais desfavoráveis (Dowds & Peters 2002) devem ser levados em consideração, na implementação de um programa de controle, tornando indispensável a realização de ensaios em campo.

Tabela I. Número médio de insetos vivos e porcentagem de eficiência de controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro em condições de casa-de-vegetação utilizando dois isolados (*Heterorhabditis* sp. CCA e *Heterorhabditis* sp. JPM3) através de dois métodos de aplicação.

Isolados	Métodos de aplicação			
	Suspensão aquosa		Cadáver infectado	
	Nº médio de insetos/planta	Eficiência (%)	Nº médio de insetos/planta	Eficiência (%)
CCA	11 ± 4,72 Aa ¹	28	13 ± 5,52Aa	18
JPM3	3 ± 2,72 Ba	68	8 ± 3,44 Aa	46
Test.	17 ± 4,72 Aa	-	17 ± 4,72Aa	-

¹Médias seguidas de letras distintas maiúsculas nas colunas e minúsculas nas linhas diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

Tabela II. Número médio de insetos vivos por planta e eficiência de controle de *Dysmicoccus texensis* em condições de campo, após aplicação do inseticida Actara e nematóides entomopatogênicos *Heterorhabditis* sp. CCA e *Heterorhabditis* sp. JPM3.

Tratamentos	Nº médio de insetos/		Eficiência (%)
	2cm ² /casca		
Actara WG 250	6 ± 7,78 a ¹		81
JPM3 suspensão	11 ± 8,83 a		65
JPM3 cadáver infectado	24 ± 19,50 b		19
CCA suspensão	31 ± 9,56 b		0
CCA cadáver infectado	32 ± 17,00 b		0
Testemunha	30 ± 10,00 b		-

¹Médias seguidas de letras distintas nas colunas diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

Testes em campo. No experimento realizado a campo, os dados foram semelhantes aos encontrados no ensaio em casa-de-vegetação. Apenas o isolado JPM3, aplicado pelo método de suspensão aquosa, e o inseticida apresentaram valores de eficiência significativos no controle de *D. texensis* (65 e 81%, respectivamente) (Tab. II). Quando aplicado pelo método de cadáver infectado, o isolado JPM3 apresentou 19% de eficiência. O isolado CCA não foi eficiente em nenhum dos métodos de aplicação, não diferindo da testemunha.

Quanto à recuperação dos nematóides, com armadilha de isca viva, foi possível observar que, nos tratamentos que não receberam aplicação de nematóides (testemunha e inseticida), não houve nenhuma ocorrência destes agentes entomopatogênicos. Por outro lado, todos os tratamentos, em que houve aplicação de nematóides, apresentaram amostras positivas de isolamento (Tab. III).

Os melhores índices de recuperação, para os dois isolados, foram obtidos nos tratamentos de aplicação pelo método de suspensão aquosa (100% para CCA e 83% para JPM3). Nos tratamentos de aplicação com cadáver infectado, o índice de recuperação foi menor, sendo 50% para JPM3 e 17% para CCA.

Vários fatores podem ter contribuído para a persistência dos isolados no campo, como por exemplo, a temperatura, umidade relativa do ar e do solo e radiação. De acordo com os dados do Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE 2006), para o mês de junho de 2005, a precipitação máxima na cidade de Garça - SP foi de 80 mm, com temperatura do ar

Tabela III. Recuperação de nematóides entomopatogênicos, *Heterorhabditis* sp. CCA e *Heterorhabditis* sp. JPM3, aplicados através de diferentes métodos para controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro *Dysmicoccus texensis*.

Tratamentos	Amostras		Recuperação (%)
	positivas	negativas	
Actara WG 250	0	6	0
JPM3 suspensão	5	1	83
JPM3 Cadáver infectado	3	3	50
CCA suspensão	6	0	100
CCA Cadáver infectado	1	5	17
Testemunha	0	6	0

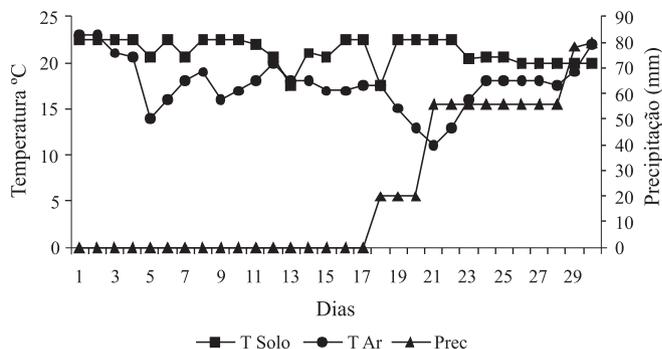


Fig. 1. Valores da precipitação pluviométrica acumulada, temperatura média do solo e temperatura média do ar para o mês de junho de 2005 na cidade de Garça - São Paulo (INPE 2006).

média de 20° C (Fig. 1). Esses fatores provavelmente contribuíram para a sobrevivência dos nematóides no campo, propiciando sua recuperação.

A eficiência dos nematóides entomopatogênicos, em condições de campo, requer umidade do solo adequada para sua sobrevivência. A ausência de umidade pode levá-los a dessecação, enquanto que o excesso de água no solo causa diminuição do oxigênio disponível e também dificuldade de movimentação (Kaya 1990; Koppenhofer et al. 1995; Peres et al. 2003). De acordo com os dados apresentados na Fig. 1, é possível observar que a precipitação acumulada no período em que o experimento foi conduzido, favoreceu os JIs aplicados.

A análise dos resultados deixa evidente a diferença entre os tratamentos. Entretanto, se ambos os isolados estavam presentes em ambas as formas de aplicação, então por que apenas JPM3 aplicado pelo método de suspensão aquosa foi eficiente no controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro? Uma possível explicação seria a forma de busca dos dois isolados, sugerindo que JPM3 provavelmente seja um isolado “cruiser”, enquanto que CCA apresenta comportamento “ambusher”. Segundo Lewis (2002), isolados do gênero *Heterorhabditis* podem apresentar ambas as formas de busca pelo hospedeiro, reforçando esta hipótese.

Nematóides que possuem estratégia de busca do tipo “ambusher” são mais eficientes no controle de insetos que são ativos (que se movimentam mais), enquanto que nematóides que apresentam estratégia “cruiser” são mais eficientes no controle de insetos sésseis ou com hábitos crípticos (Lewis et al. 1992; Lewis 2002; Lewis et al. 2006).

Com relação aos métodos de aplicação avaliados, o uso de suspensão aquosa proporcionou melhores resultados quanto comparado ao método de cadáver infectado. Tais resultados diferem dos dados obtidos por Shapiro-Ilan et al. (2003), onde o autor conclui que o método de cadáver infectado é mais eficiente para o controle de *Diaprepes abbreviatus* (L.) e de *Otiorynchus sulcatus* (F.). Segundo ele, o método de suspensão aquosa pode causar maior estresse físico nos nematóides durante o processo de armazenagem e durante o processo de aplicação. Além disso, o autor argumenta que o

método de cadáver infectado favorece a manutenção da viabilidade e a capacidade de dispersão dos JI.

Da mesma forma, Del Valle (2008) avaliou a eficácia de *Heterorhabditis baujardi* aplicado pelo método de cadáveres infectados para o controle de *Conotrachelus psidii* em condições de casa-de-vegetação e campo, comprovando a suscetibilidade do inseto ao nematóide aplicado desta forma, em ambas as condições avaliadas. Por outro lado, o autor observou que formigas do gênero *Ectatomma* spp. podem realizar predação de até 80% dos cadáveres infectados usados para inoculação.

Dysmicoccus texensis possui associação mutualística com formigas do gênero *Solenopsis*, onde as mesmas são atraídas pela secreção do *honeydew* que é constantemente eliminado pela cochonilha, e em troca oferecem proteção e transportam as cochonilhas de uma planta a outra (Carter 1949; Santa-Cecilia *et al.* 2007). A ocorrência dessa associação sugere, que o mesmo detectado por Del Valle (2008), pode ter ocorrido, prejudicando o desempenho do nematóide aplicado pelo método de cadáver infectado.

Neste estudo, vários fatores indicam o isolado JPM3, como um agente promissor no controle de *D. texensis*, entretanto, testes mais detalhados ainda são necessários. Técnicas de aplicação em larga escala precisam ser avaliadas, testes sobre persistência dos JIs no campo, durante períodos maiores precisam ser feitos, bem como técnicas de produção e formulações adequadas que facilitem e disponibilizem tais recursos para o produtor. Mesmo assim, o isolado JPM3, aplicado em suspensão aquosa, teve uma eficiência similar ao do inseticida Actara, indicando-o como um agente promissor no controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro.

REFERÊNCIAS

- Alves, S. B.; J. E. M. Almeida; A. Moino Jr. & L. F. A. Alves. 1998. Técnicas de laboratório, p. 637–710. In: S. B. Alves. **Controle Microbiano de Insetos**. Piracicaba: FEALQ-USP, 1163 p.
- Andaló, V.; A. Moino Jr.; L. V. C. Santa-Cecilia & G. C. Souza. 2004. Seleção de isolados de fungos e nematóides entomopatogênicos para a cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro *Dysmicoccus texensis* (Tinsley). **Arquivos do Instituto Biológico** **71**: 181–187.
- Carter, W. 1949. Insects notes from South America with special reference to *Pseudococcus brevipes* and mealybug wilt. **Journal of Economic Entomology** **42**: 761–766.
- Dowds, B. C. A. & A. Peters. 2002. Virulence Mechanisms. p. 79–93. In: Gaugler, R. **Entomopathogenic nematology**. Wallingford: CABI, 388 p.
- Del Valle, E. E. 2008. **Utilização de cadáveres de *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Pyralidae) infectados por *Heterorhabditis baujardi* LPP7 no controle do gorgulho-da-goiaba *Conotrachelus psidii* (Coleoptera: Curculionidae)**. Tese de doutorado apresentada a Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro-UENF. Campos do Goytacazes-RJ. 87 p.
- Ferraz, L. C. C. B. 1998. Nematóides entomopatogênicos. p. 551–567. In: S. B. Alves. **Controle Microbiano de Insetos**. Piracicaba, FEALQ-USP, 1163 p.
- Georgis, R.; A. M. Koppenhofer; L. A. Lacey; G. Bélair; L. W. Duncan; P. S. Grewal; M. Samish; L. Tan & R. W. H. M. Van Tol. 2006. Successes and failures in the use of parasitic nematodes for pest control. **Biological Control** **38**: 103–123.
- Grewal, P. S.; S. Converse; R. Georgis. 1999. Influence of production and bioassay methods on infectivity of two ambush foragers (Nematoda: Steinernematidae). **Journal of Invertebrate Pathology** **73**: 40–44.
- Grewal, P. G.; E. A. B. Nardo & M. Aguilera. 2001. Entomopathogenic nematodes: Potential for exploration and use in South America. **Neotropical Entomology** **30**: 191–205.
- Grewal, P. S.; R. U. Ehlers & D. J. Shapiro-Ilan. 2005. **Nematodes as Biocontrol Agents**. Wallingford: CABI, 528 p.
- Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais – INPE. <<http://www.inpe.br>>. Acesso em: 02 mar. 2006.
- Kaya, H. K. 1990. Soil Ecology. p. 93–116. In: Gaugler, R.; H. K. Kaya. **Entomopathogenic nematodes in biological control**. Boca Raton: CRC Press, 350 p.
- Kaya, H. K. & R. Gaugler. 1993. Entomopathogenic nematodes. **Annual Review of Entomology** **38**: 181–206.
- Kaya, H. K. 2002. Natural enemies and other antagonists. p. 189–204. In: Gaugler R. (ed.). **Entomopathogenic Nematology**. CABI Publishing, Wallingford, UK. 388 p.
- Koppenhofer, A. M.; H. K. Kaya & S. P. Taormino. 1995. Infectivity of entomopathogenic nematodes (Rhabdita: Steinernematidae) at different soil depths and moistures. **Journal of Invertebrate Pathology** **65**: 193–199.
- Lewis, E. E.; R. Gaugler & R. Rarrison. 1992. Entomopathogenic nematode host finding: response to host contact cues by cruise and ambush foragers. **Parasitology** **105**: 309–319.
- Lewis, E. E. 2002. Behavioral ecology. p. 205–224. In: R. Gaugler (ed.). **Entomopathogenic nematology**. Wallingford: CABI, 388p.
- Lewis, E. E.; J. Campbell; C. Griffin; H. Kaya & A. Peters. 2006. Behavioral ecology of entomopathogenic nematodes. **Biological Control** **38**: 66–79.
- Pereira, O. M.; S. B. Alves; D. R. Sosa-Gomes & N. Macedo. 1998. Utilização de entomopatogênicos no Manejo Integrado de Pragas. p. 1097–1115. In: S. B. Alves (Ed.). **Controle Microbiano de Insetos**. Piracicaba: FEALQ-USP. 1163 p.
- Peres, E. E.; E. E. Lewis & D. Shapiro-Ilan. 2003. Impact of the host cadaver on survival and infectivity of entomopathogenic nematodes (Rhabdita: *Steinernematidae* and *Heterorhabditidae*) under desiccating conditions. **Journal of Invertebrate Pathology** **82**: 111–118.
- Santa-Cecilia, L. C. V.; B. Souza; E. Prado; J. C. Souza & M. J. Fornazier. 2007. **Cochonilhas-farinhentas em cafeeiros: Reconhecimento e controle**. Circular Técnica nº 8. Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais – EPAMIG.
- Shapiro-Ilan, D. I.; E. E. Lewis; Y. Son & W. L. Tedders. 2003. Superior efficacy observed in entomopathogenic nematodes applied in infected-host cadavers compared with application in aqueous suspension. **Journal of Invertebrate Pathology** **83**: 270–272.
- Shapiro-Ilan, D. I. 2004. Entomopathogenic nematodes and insect management. p. 781–784. In: J. L. Capinera (ed.). **Encyclopedia of entomology**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishing, 580 p.
- Shapiro-Ilan, D. I.; D. H. Gouge; S. J. Piggott & J. P. Fife. 2005. Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. **Biological Control** **38**: 124–133.
- Souza, J. C. & J. A. Ribeiro. 2003. **Cochonilha-da-raiz: cafeeiro, conheça e saiba como controlar esta praga com inseticidas neonicotinóides**. Circular Técnica nº 162. Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais – EPAMIG.
- White, G. F. 1927. A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. **Science** **66**: 302–303.