

**ASSOCIAÇÃO *Beauveria bassiana* (BALS.)
VUILL. – NEMATÓIDES
ENTOMOPATOGENICOS (RHABDITIDA) –
Orius insidiosus (SAY) NO CONTROLE DE
TRIPES (THYSANOPTERA) EM CULTIVO
PROTEGIDO**

RICARDO SOUSA CAVALCANTI

2006

RICARDO SOUSA CAVALCANTI

**ASSOCIAÇÃO *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILL. – NEMATÓIDES
ENTOMOPATOGÊNICOS (RHABDITIDA) – *Orius insidiosus* (SAY) NO
CONTROLE DE TRIPES (THYSANOPTERA) EM CULTIVO
PROTEGIDO**

Tese apresentada à Universidade Federal de
Lavras como parte das exigências do Programa
de Pós-graduação em Agronomia/Entomologia,
área de concentração em Entomologia Agrícola,
para a obtenção do título de "Doutor".

Orientador

Prof. Dr. Alcides Moino Junior

LAVRAS

MINAS GERAIS - BRASIL

2006

**Ficha Catalográfica Preparada pela Divisão de Processos Técnicos da
Biblioteca Central da UFLA**

Cavalcanti, Ricardo Sousa

Associação *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. – nematóides
entomopatogênicos (Rhabditida) – *Orius insidiosus* (Say) no controle de tripes
(Thysanoptera) em cultivo protegido / Ricardo Sousa Cavalcanti. -- Lavras :
UFLA, 2006.

132 p. : il.

Orientador: Alcides Moino Junior

Tese (Doutorado) – UFLA.

Bibliografia.

1. Controle biológico. 2. Entomopatógeno. 3. Inseto praga. 4. Predador. I.
Universidade Federal de Lavras. II. Título.

CDD-632.96

RICARDO SOUSA CAVALCANTI

**ASSOCIAÇÃO *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILL. - NEMATÓIDES
ENTOMOPATOGÊNICOS (RHABDITIDA) – *Orius insidiosus* (SAY) NO
CONTROLE DE TRIPES (THYSANOPTERA) EM CULTIVO
PROTEGIDO**

Tese apresentada à Universidade Federal de
Lavras como parte das exigências do Programa
de Pós-graduação em Agronomia/Entomologia,
área de concentração em Entomologia Agrícola,
para a obtenção do título de "Doutor".

APROVADA em 23 de Fevereiro de 2006

Profa. Dra. Claudia Dolinski	UENF
Dr. Paulo Rebelles Reis	EPAMIG
Dr. Rogério Biaggioni Lopes	ITAFORTE
Profa. Dra. Vanda Helena Paes Bueno	UFLA

Prof. Dr. Alcides Moino Junior
UFLA
(Orientador)

LAVRAS
MINAS GERAIS - BRASIL

DEDICATÓRIA

Aos
meus pais Severino e
Ivanilde (*In memorian*), que são para mim
exemplos de amor, carinho, honestidade e trabalho,
e que me guiaram da melhor maneira possível nos caminhos
para buscar meus objetivos e ideais.

A Maria da Conceição Araújo e Maria José Araújo Cavalcanti pela
inestimável dedicação, carinho e amor materno, acolhendo como filhos
a mim e meus irmãos.

Aos meus irmãos Júnior, Sérgio, Cláudio, Sueli e Leonardo, verdadeiros
exemplos de amor fraterno e honestidade, sem os quais seria impossível a
realização desta importante etapa da minha vida.

Às tias Margarida e Mundinha pelo inestimável carinho dedicado aos filhos de
Ivanilde, como sendo seus próprios filhos.

A toda minha família pelo apoio e incentivo sempre demonstrados e, em
especial, a meus sobrinhos Ivanilde, Amanda, Bruna Gabriela e Daniel e a
meu irmão Diego.

A Andréa Mara pelo carinho, amizade, compreensão e momentos de muita
alegria vividos no decorrer desta etapa da minha vida.

À minha filha Ingrid Maria Lima Cavalcanti por ser
minha maior conquista e de fundamental
importância na minha
vida.

Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me proporcionar mais uma oportunidade de vida, para que eu possa melhorar, servir, aprender e amar a cada dia.

À Universidade Federal de Lavras pela oportunidade concedida para a realização deste curso.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pela concessão da bolsa de estudo.

Ao professor Alcides Moino Junior pela orientação, ensinamentos, confiança, carinho e amizade demonstrados de forma sincera e objetiva durante toda a trajetória do curso.

A todos os professores do Departamento de Entomologia (DEN) pelos ensinamentos transmitidos, estímulo, amizade e exemplos de profissionalismo com relação à pesquisa e educação.

À pesquisadora da Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária (IPA), Liane Maranhão, em nome do Laboratório de Produção de Bioinsumos, pelo apoio, amizade, confiança, respeito, amor fraterno e vibrações de incentivo que tanto me estimularam para a realização deste curso.

Ao professor e pesquisador Paulo Rebelles Reis (EPAMIG) pela amizade, carinho, apoio, confiança e valiosa contribuição para este trabalho.

À professora Claudia Dolinski pela amizade, apoio e valiosas considerações para a conclusão desta importante etapa da minha vida.

À professora Vanda Helena Paes Bueno pelos ensinamentos, a convivência durante o curso e sua importante contribuição para este trabalho.

Ao pesquisador Rogério Biaggioni Lopes pela contribuição e pelas importantes sugestões para este trabalho.

Aos amigos do Laboratório de Patologia de Insetos, Elisângela, André, Giselle, Sandro, Vanessa, Juan Pablo, Aldomário, Carla, Viviane, Chistiane, Marco Aurélio e Grazielle, que tanto auxiliaram para a condução dos experimentos, pelo convívio salutar.

À família EPAMIG/EcoCentro, Zacarias, Paulo, Claudinha, Ester, Bernardo, Thaiana, Renato, Marçal, Márcio, Daniel, Lenira, Rogério, Carol, Zilma, Vanda, Vicente, Vicentina, Messias, Dula, Evaristo, Geraldo, Hugo, Elifas, Adelson, Adauto, Sara, Gladston, Júlio, Fabiana, Marçal e Maritza por me receberem de maneira acolhedora, pelo convívio e inestimável ajuda nos experimentos.

Aos colegas de Pós-graduação em Entomologia, Luis Gustavo, Paulo Henrique, Lúcia, Fabrícia, Lucas, Luiz Carlos, Alexandre, Renildo, Ronara, Ronelza, Douglas, Tatiane, Sabrina, Letícia, Ana Paula, Eliana, Robson, Renato, Danila, Alexa, Livia e Simone, pela amizade e convivência durante o curso.

A Andréa Vieira, Alcides Moino e Alice pelo apoio, amizade e carinho.

Aos amigos de república, Flávio, Edson e Germano, pelo convívio salutar e amizade durante esta etapa da minha vida.

Aos funcionários do DEN, Elaine, Fábio, Lisiane, Nazaré, Dico e Julinho, e da Biblioteca Central da UFLA, Luiz Carlos, Márcia, Marcinho, Fábio e Verner, pela paciência e amizade.

Aos amigos do Departamento de Fitopatologia, Ana, Tarlei, Dudu, Vicente, Alessandra, Juliana, Emílio, Eloísa, Fred, Viviane, Mário Lúcio, Amanda, Helen, Ruth, Ana Beatriz, Josimar, Daniel, João de Cássia, Edinho, Ricardo, Anderson, Nina, Cristiano, Jean, Helena e Juliana, pela amizade e pelo empréstimo dos equipamentos para a execução deste trabalho.

Aos alunos de graduação da UFLA, em especial a Luciano, Elisa, Janaina, Érika, Lorena, Bruno, Beth, Jairo, Danielle, Henrique, Valéria e Denise, pela amizade e convivência durante minha estadia em Lavras.

Aos amigos do futebol do Condomínio dos Flamboyants pela convivência salutar durante os jogos de sábado.

Aos professores e funcionários da UNIFENAS, em especial a Paulão, Juliano, Lismara, Édison, Benedito (Dito), José Mauro, Chico e José Carlos, pela amizade e auxílio durante a execução do experimento de casa-de-vegetação.

Aos amigos Lavrenses, Jair, Lili, Liliane, Brígida, Marquinhos, Rafael, Rodolfo, Eliana, Coquinho, Maria Clara, Andréa Mara e Marina, pelo companheirismo, alegria e momentos felizes de convívio.

Aos amigos de Ideal Espírita, Angélica, Gilson, Maria José, Mariza, Cléber, Marina, Renan, Sheila, Vaninho, Cristina, Augusto, Edinho, Livia, Iracema, Edson Camile, Paulinho, Túllio, Ana Cecília, Daniel, Nilmar, Leandro, Marcelo, Ernani, Teresa, Pamela, Débora, Cinara, Neide, Abner, Messias, Ana, Sônia, Leni, Alexandre, Fernanda, Cléo, Karina, Clara, Thais, Alyne, Marcus Vinicius, Miriam, Mariana, Camila, Talita, Igor, Flávio, Gabriela, Fernando, Sônia, Athanoel, Terezinha, Cidinha e Iolanda, pelos estudos de grande aprendizado, amizade e vibrações salutares neste momento da minha vida.

Aos evangelizadores do Departamento de Infância e Juventude (DIJ) do Centro Espírita Augusto Silva (CEAS), Michelle, Dudu, Cristina, Cynthya, Débora, Áurea, Mônica, Fernanda, Etiene, Ana Carolina, Ciliane, Luiz Gustavo, Silvana e Ricardo, pelo inestimável aprendizado na convivência durante este importante período de minha vida, que foi uma verdadeira evangelização de almas, conhecimento de si mesmo e aprendizado espiritual.

Aos amigos pernambucanos Catarina, Camila, Carina, Lery, Edjane, Irene, Edleuza, Albaneide, Jane, Amanda, Daniel Gracinha, Lunga, Eutália, Gilson Melo, Elton, Dema, Hélio Burity e Duda Ferraz pela amizade.

A todos que direta ou indiretamente colaboraram para a realização desta importante etapa na minha vida.

Sinceramente Agradeço

SUMÁRIO

RESUMO.....	i
ABSTRACT	ii
CAPÍTULO 1.....	1
1 Introdução Geral	1
2 Referencial Teórico.....	4
2.1 Cultivos protegidos.....	5
2.2 A cultura do crisântemo <i>Chrysanthemum</i> sp. (Asteraceae)	7
2.3 Pragas.....	9
2.3.1 Tripes (Thysanoptera: Thripidae)	10
2.3.1.1 Ciclo de vida	10
2.3.1.2 Aspectos morfológicos e danos	11
2.3.1.3 Inimigos naturais.....	14
2.3.1.3.1 Entomopatógenos.....	15
2.3.1.3.1.1 Fungos entomopatogênicos (FEPs).....	15
2.3.1.3.1.2 Nematóides entomopatogênicos (NEPs).....	19
2.3.1.3.2 Predadores.....	23
2.4 Entomopatógenos x predadores	28
3 Referências Bibliográficas	33
 CAPÍTULO 2: Patogenicidade de isolados de <i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuill. a <i>Caliothrips phaseoli</i> (Hood) (Thysanoptera: Thripidae)	 57
1 Resumo	57
2 Abstract.....	58
3 Introdução	59
4 Material e Métodos	61
4.1 Isolados utilizados nos bioensaios	61
4.2 Criação de <i>Caliothrips phaseoli</i>	62
4.3 Bioensaios de patogenicidade	63
5 Resultados e Discussão	65
6 Conclusões	70
7 Referências Bibliográficas	71
 CAPÍTULO 3: Patogenicidade de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) a tripes em laboratório	 74
1 Resumo	74
2 Abstract.....	75
3 Introdução	76
4 Material e Métodos	78
4.1 Nematóides entomopatogênicos utilizados nos bioensaios	78
4.2 Criação de <i>Caliothrips phaseoli</i>	79

4.3 Bioensaios de patogenicidade.....	80
5 Resultados e Discussão	82
6 Conclusões	86
7 Referências Bibliográficas	87

CAPÍTULO 4: Efeito de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) sobre o predador <i>Orius insidiosus</i> (Say) (Hemiptera: Anthocoridae)	
1 Resumo	89
2 Abstract.....	90
3 Introdução	91
4 Material e Métodos	93
4.1 Material biológico utilizado nos bioensaios	93
4.2 Bioensaios de patogenicidade	94
5 Resultados e Discussão	97
6 Conclusões	109
7 Referências bibliográficas.....	110

CAPÍTULO 5: Associação de agentes de controle biológico para o controle de tripes no cultivo do crisântemo em casa-de-vegetação	
1 Resumo	114
2 Abstract.....	115
3 Introdução	116
4 Material e Métodos	118
4.1 Material biológico utilizado nos experimentos.....	118
4.1.1 Fungo entomopatogênico.....	118
4.1.2 Nematóide entomopatogênico	119
4.1.3 Predador	119
4.2 Experimento em casa-de-vegetação.....	120
5 Resultados e Discussão	124
6 Conclusões	130
7 Referências Bibliográficas	131

RESUMO

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Associação *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. – nematóides entomopatogênicos (Rhabditida) – *Orius insidiosus* (Say) no controle de tripes (Thysanoptera) em cultivo protegido.** Lavras: UFLA, 2006. 132p. (Tese – Doutorado em Entomologia).*

Os tripes são pragas importantes em cultivos protegidos pelos danos diretos e indiretos que causam às plantas. O controle biológico é o principal método de controle desta praga e dentre os agentes de controle biológico promissores estão os fungos (FEPs) e nematóides entomopatogênicos (NEPs), os quais, aliados ao principal predador de tripes, *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), podem aumentar a efetividade do controle biológico em cultivos protegidos. Os objetivos deste trabalho foram avaliar: 1) a patogenicidade de isolados do FEP *Beauveria bassiana* Bals. Vuill. sobre *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) em laboratório; 2) a patogenicidade de linhagens nativas e exóticas de NEPs sobre *C. phaseoli* em condições de laboratório; 3) o efeito de linhagens nativas e exóticas de NEP sobre o predador *O. insidiosus* em laboratório e 4) a combinação dos FEPs e NEPs com *O. insidiosus* para controle de tripes em condições de casa-de-vegetação. No 1º ensaio foram aplicadas suspensões fúngicas em placas de Petri contendo meio de cultura Agar-Água + disco foliar de feijão-de-porco, para onde foram transferidas ninfas e adultos de *C. phaseoli*, sendo avaliada a mortalidade dos insetos. Os fungos UFLA 16 e IPA 202 foram os mais patogênicos para ninfas e adultos de *C. phaseoli*, respectivamente, apresentando uma porcentagem de mortalidade superior a 80%. No 2º ensaio, NEPs foram inoculados em substrato contendo pré-pupas e/ou pupas de tripes, avaliando-se a mortalidade desses estádios, a qual variou de 57,5 a 100%. A família Heterorabditidae foi mais efetiva no controle do que Steinernematidae. No 3º ensaio, ninfas e adultos de *O. insidiosus* foram inoculados com suspensões de NEPs em arenas com areia. Os NEPs foram pouco patogênicos ao predador na maioria dos tratamentos avaliados. O 4º ensaio foi realizado em casa-de-vegetação (CV), sendo avaliado o nível populacional de tripes em crisântemo após a aplicação de FEPs e NEPs associada com a liberação de *O. insidiosus*. A combinação dos inimigos naturais em casa-de-vegetação (CV) foi efetiva no controle de tripes. Nos tratamentos em que foram liberados *O. insidiosus* houve redução dos níveis populacionais. As combinações entre os entomopatógenos foram efetivas para tripes. O fungo *B. bassiana* isoladamente reduziu a população de tripes nas duas primeiras semanas, diferindo dos outros tratamentos, que mantiveram níveis populacionais mais baixos.

*Orientador: Alcides Moino Junior – UFLA

ABSTRACT

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Association *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. - entomopathogenic nematodes (Rhabditida) - *Orius insidiosus* (Say) for thrips (Thysanoptera) control in greenhouses.** Lavras: UFLA, 2006. 132p. (Thesis - Doctor in Entomology).*

Thrips are important pests in greenhouses, because they cause direct and indirect damages in plants. The biological control is the main method to control this pest. Among the promising biological agents in this area are the entomopathogenic fungi (EPF) and nematodes (EPN), which combined to the main thrips predator, *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), can increase the biological control effectiveness in greenhouses. The purposes of this study were to evaluate: 1) the pathogenicity of *Beauveria bassiana* Bals. Vuill. strains (EPF) on *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) under laboratory conditions; 2) the pathogenicity of EPN native and exotic populations on *C. phaseoli* under laboratory conditions; 3) the effect of native and exotic populations of NEP on the predator *O. insidiosus* in laboratory and 4) the combination between EPF and EPN with *O. insidiosus* to control thrips in greenhouses. In the first study, fungal suspensions were applied in Petri dish containing agar-water culture + foliar disc of jack bean, where *C. phaseoli* nymphs and adults had been transferred. The insects mortality was evaluated. The fungi UFLA 16 and IPA 202 were the most pathogenic to *C. phaseoli* nymphs and adults, respectively, showing mortality higher than 80%. At the second study, different EPNs were inoculated in a substratum with thrips prepupa and/or pupae, evaluating the insect's mortality, which varied from 57.5 to 100%. The family Heterorabditidae was more effective to control than Steinernematidae. At the third study, *O. insidiosus* nymphs and adults were inoculated with EPNs suspensions in boxes with sand. The fourth study was made in greenhouse, evaluating thrips population level on chrysanthemum, after the application of EPFs and EPNs in association with *O. insidiosus*. The interaction among natural enemies in greenhouse was effective to control thrips. The treatments in which *O. insidiosus* was released, reduced the pest population level. The interactions among entomopathogens were effective for thrips control, but EPF alone didn't reduce the thrips population, being different of the other treatments.

* Adviser: Alcides Moino Junior – UFLA

CAPÍTULO 1

1 INTRODUÇÃO GERAL

Os ambientes protegidos caracterizam-se pela proteção do local onde são cultivadas as plantas, com condições adequadas de temperatura, umidade, luminosidade, aeração, entre outros, podendo-se obter produção de plantas em regiões temperadas e tropicais, sem que as mesmas sejam afetadas pelas intempéries. Por outro lado, este ambiente se torna propício para o desenvolvimento de pragas e doenças (van Lenteren, 2000a).

O crisântemo *Chrysanthemum* (Asteraceae) tem sua origem nos países asiáticos, China e Japão, com mais de 200 espécies atualmente comercializadas, sendo praticamente produzido em todo o mundo sob sistema protegido. Esta planta pertence à família Compositae, sendo o formato da sua flor a característica que diferencia suas variedades. A diversidade de cores e formas faz desta flor uma das principais culturas ornamentais em casa-de-vegetação (CV) (Barbosa, 2003; Imenes & Alexandre, 1996).

Os tripses (Thysanoptera: Thripidae) são insetos cosmopolitas e estão entre as principais pragas de cultivos protegidos, sendo causadores de danos diretos, através do processo de alimentação, e indiretos por serem vetores de patógenos. É uma praga que se multiplica rapidamente, e quando em altas infestações, podem atacar e danificar folhas, flores e frutos. Nas flores, uma pequena infestação é considerada um sério problema, pois o produto comercial é diretamente atacado e o aspecto das mesmas no momento da colheita é importante para a sua comercialização (Bueno, 2005b; Monteiro, 2000; Mound, 2005; Parrella et al., 1999; van Lenteren, 2000a).

Para o controle de tripses em cultivos protegidos não existem produtos químicos registrados e a aplicação indiscriminada dos mesmos pode afetar os

inimigos naturais desta praga, além dos aplicadores, que são expostos às moléculas em um ambiente fechado, provocando doenças respiratórias, cutâneas e neurológicas, podendo levar muitos agricultores à morte (Daughtrey et al., 1997; Parrella et al., 1999; Sampaio & Guerra, 1991).

O controle biológico em cultivos protegidos é uma alternativa viável e promissora no Brasil, principalmente por causa da utilização indiscriminada de produtos químicos e a conseqüente resistência dos insetos às moléculas dos inseticidas utilizados no controle das pragas. Os agentes de controle biológico (parasitóides, predadores e entomopatógenos) podem ser utilizados de forma inundativa, como inseticidas biológicos ou em aplicações inoculativas, que visam liberar inimigos naturais periodicamente para manter as populações das pragas abaixo do nível de dano econômico. Dentre os inimigos naturais promissores para o controle de tripes em cultivos protegidos estão os fungos e nematóides entomopatogênicos (FEPs e NEPs) e o predador *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), aliados aos ácaros predadores da família Phytoseiidae (Bueno, 2005a; Mound, 2005).

Os FEPs são organismos patogênicos com largo espectro de ação a insetos e ácaros, ocorrem naturalmente e podem ser produzidos massalmente para serem aplicados no controle de pragas. Um dos mais utilizados no controle microbiano é a espécie *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., que se caracteriza pela coloração branca sobre o corpo dos cadáveres dos hospedeiros (Alves, 1998).

As principais famílias de NEPs com grande potencial no controle biológico são Heterorhabditidae e Steinernematidae, sendo estas muito estudadas nas últimas décadas para o controle de pragas de solo ou com alguma fase do seu ciclo neste hábitat. Os tripes, cujas pré-pupas e pupas utilizam este substrato para completar seu ciclo de vida, são um alvo potencial dos NEPs, que sobrevivem neste mesmo ambiente, além de poderem ser multiplicados *in vivo* e *in vitro* (Chyzik et al., 1996; Ebssa et al., 2001).

O. insidiosus é um dos principais predadores de tripes, além de se alimentar de fontes alternativas, como pólen, ovos de lepidópteros e outros artrópodes, sendo muito utilizado em cultivos protegidos para o controle de tripes (Bueno, 2005b). Desta forma, este trabalho teve os seguintes objetivos:

- Avaliar a patogenicidade de isolados do fungo entomopatogênico *B. bassiana* sobre *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) em condições de laboratório;
- Avaliar a patogenicidade de linhagens nativas e exóticas de NEPs sobre *C. phaseoli* em condições de laboratório;
- Avaliar o efeito de linhagens nativas e exóticas de NEPs sobre o predador *O. insidiosus* em laboratório;
- Avaliar a combinação dos FEPs e NEPs com *O. insidiosus* para controle de tripes em condições de casa-de-vegetação.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

No passado, a floricultura era julgada uma atividade supérflua, sendo hoje considerada uma atividade agrícola rentável e que ajuda a manter o homem no campo; o nosso país é contemplado pela natureza com valiosa flora ornamental. A floricultura, em seu sentido amplo, abrange o cultivo de plantas ornamentais, desde flores de corte e plantas em vasos, floríferas ou não, até a produção de sementes, bulbos e mudas de árvores de grande porte. É um setor altamente competitivo, que exige a utilização de tecnologias avançadas, profundo conhecimento técnico pelo produtor e um sistema eficiente de distribuição e comercialização (Kämpf, 2000; SBFPO, 2005).

A floricultura não só tem sua utilização para ornamentação de cerimônias cívicas, civis e religiosas ou para diversas homenagens pessoais (dia dos namorados, dia da secretária, dia internacional da mulher, entre outros), mas também para o trabalho de preservação e divulgação de espécies nativas próximas de serem extintas dos seus habitats naturais (Kämpf, 2000).

Atualmente, as flores e plantas ornamentais são produzidas e comercializadas em diversos países do mundo, principalmente após a globalização. Dentre os maiores produtores e exportadores mundiais de flores e plantas ornamentais destacam-se África do Sul, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Dinamarca, Equador, Espanha, Estados Unidos, Holanda, Israel, Itália, Japão e Quênia (Sabugosa, 2004).

Na floricultura brasileira destacam-se, por ordem decrescente em importância de produção, os estados de São Paulo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Pernambuco, Paraná e Goiás. Nas demais unidades da federação, embora ocorram microclimas adequados ao empreendimento, a floricultura ornamental é pouco desenvolvida, sendo a maior parte das floríferas disponíveis no mercado provenientes de outras regiões,

devido à formação de pólos regionais de produção em vários estados, amparados pelas novas tecnologias e conceitos internacionais de qualidade, padronização e pós-colheita, favorecendo o consumidor brasileiro, que tem acesso a produtos de melhor qualidade e com preços acessíveis (Sabugosa, 2004; SBFPO, 2005).

Vários fatores fazem do controle biológico uma ferramenta segura no controle de muitas pragas em CV, tais como a exposição reduzida dos produtores e aplicadores aos produtos químicos; a inexistência de resíduos sobre os produtos comercializados; o baixo risco de poluição ambiental; a não ocorrência de efeitos fitotóxicos em plantas jovens (o aborto prematuro de flores e frutos não ocorre); a liberação dos inimigos naturais leva menos tempo e é mais prazerosa do que a aplicação de produtos fitossanitários em ambiente de CV, que normalmente é quente e úmido; não existe período de carência após aplicação e é um controle duradouro, como também muito apreciado pelo público em geral (van Lenteren, 2000b).

Na Europa são desenvolvidos programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) em cultivos protegidos, através da aplicação de vários inimigos naturais, isoladamente ou em associação com produtos químicos mais seletivos aos mesmos, obtendo-se reduções drásticas na aplicação de produtos de maior espectro de ação (Altena & Ravensberg, 1990).

2.1 Cultivos protegidos

Segundo Mastalerz (1977), a CV é uma estrutura coberta com material transparente que utiliza a radiação solar para crescimento das plantas, com ou sem aquecedores, ventiladores e resfriadores para controlar a temperatura interna, podendo esta ser coberta com vidro, plástico ou fibra de vidro.

Existem vários tipos de CV, sendo mais encontradas as dos modelos em arco, capela e londrina. O modelo da CV é fator importante a ser considerado, já que a estrutura tipo arco confere maior resistência do plástico de cobertura ao

vento. Também o posicionamento da mesma e a colocação de quebra ventos é importante para conferir resistência aos ventos com maior velocidade. O alto custo dos modelos com estrutura de postes de cimento e arcos em ferro galvanizado dificulta a adesão dos produtores ao uso do cultivo protegido. Estruturas utilizando madeira, principalmente eucalipto, contribuem para a redução dos custos neste setor (SNA, 2000).

O agricultor tenta, pela utilização das CV, melhorar as condições de cultivo, modificando o clima local para satisfazer as necessidades das plantas cultivadas sob este sistema, em qualquer estação do ano, o que nas regiões de inverno rigoroso é extremamente necessário para produção de plantas, daí o nome “estufa”, para aquecer o ambiente; já nas condições tropicais não seriam necessários tais aquecimentos, apenas em algumas regiões mais frias, sendo que o controle destes ambientes favorece o manuseio das práticas culturais durante o período de cultivo das plantas (FAO, 2002; Goto, 2004).

Os cultivos protegidos fazem parte da história recente da agricultura brasileira, sendo uma tecnologia inovadora das últimas décadas, promovendo ambientes propícios ao desenvolvimento de culturas agrícolas, principalmente as que têm grande valor agregado, produzindo alimentos e plantas ornamentais de maneira competitiva e sustentável, sendo estimado, atualmente, que 10.000 ha são plantados sob este sistema de cultivo no Brasil (Darezzo et al., 2004).

A área mundial total coberta por CV é de aproximadamente 300.000 ha, sendo 50.000 ha destes cobertos com vidro e 250.000 há, com plástico. As culturas hortícolas são produzidas em 195.000 ha e as ornamentais, em 105.000 ha. As CV oferecem uma excelente oportunidade ao crescimento de produtos de alta qualidade em grandes quantidades sobre uma pequena área de superfície, como também favorecem o desenvolvimento e reprodução das pragas por ser este um ambiente protegido contra intempéries como geadas, ventos, seca e chuvas, entre outras (Bueno, 2005a; Parrella et al., 1999; van Lenteren, 2000a).

O principal método de controle de pragas no sistema de cultivos protegidos é o biológico, inserido no MIP, aliado a outros métodos, como o cultural, a resistência de plantas e o químico com uso de inseticidas, os quais devem ser sempre seletivos aos inimigos naturais, evitando que os mesmos sejam eliminados (Pallini et al., 2004).

Segundo Oliveira (1995), o agricultor utiliza uma uniformidade genética das plantas, o que torna o ambiente propício ao desenvolvimento das pragas como cochonilhas, tripses, afídeos, moscas-brancas e ácaros, entre outras, principalmente pela reprodução acelerada e o rápido desenvolvimento de resistência aos produtos utilizados no controle químico.

2.2 A cultura do crisântemo *Chrysanthemum* sp. (Asteraceae)

Originário da Ásia, o crisântemo foi adotado como símbolo nacional pelo Japão, sendo tão admirado que o imperador senta-se no trono do crisântemo. Para a flor do crisântemo são dados vários significados, dependendo de sua cor. Para crisântemos de cor vermelha, estar apaixonado (a); de cor branca, sinceridade; e de coloração amarela, amor desdenhado. Esta última também significa ouro, do grego *Chrysos* (ouro) + *anthemon* (uma flor), pois a espécie original cultivada era a amarela (Pickles, 1990). A diversidade de cores apresentada por esta planta é imensa após o melhoramento genético, o que a tornou uma das principais plantas comercializadas (Arbos Lavila, 1992; Barbosa, 2003; Motos & Oliveira, 1997).

Esta flor chegou à Europa por volta de 1700, onde foi melhorada geneticamente. Atualmente destacam-se os tipos “margarida”, bastante comum no Brasil e na Europa; o “spider”, com pétalas tipo alfinete; e o “pom pom”, crespo e arredondado. Quanto ao tamanho, divide-se entre crisântemos largos, médios e minis, dependendo da finalidade (corte ou vaso). As cores podem ser

as mais diversas possíveis, destacando-se o branco, o amarelo, o vermelho, o lilás, o roxo, o salmão e a mistura dessas cores (Motos & Oliveira, 1997).

O crisântemo é uma planta classificada como de dia curto, exigente quanto ao fotoperíodo. Para que ocorra a indução floral, precisa de aproximadamente 13 horas de luminosidade para ocorrer o florescimento, sendo que, em quantidades maiores de luz, ocorre o crescimento vegetativo, diferindo esta sensibilidade entre as espécies e cultivares (Barbosa, 2003; Motos & Oliveira, 1997).

A família Asteraceae (Compositae) compreende cerca de 1.100 gêneros, com aproximadamente 25.000 espécies que ocorrem em regiões tropicais, subtropicais e temperadas. No Brasil esta família está representada por cerca de 180 gêneros e, dentre os cultivados, destaca-se o *Chrysanthemum* (Lorenzi & Souza, 2003).

O crisântemo é uma das maiores culturas da floricultura em todo o mundo. Existe em aproximadamente 2.350 ha, sendo os maiores produtores, em ordem decrescente Japão, Holanda, Alemanha, Colômbia e EUA (Parrella et al., 1999).

No Brasil, os estados maiores produtores de crisântemo são São Paulo, Rio de Janeiro e Minas Gerais, o qual foi introduzido a partir de cultivares importados do Japão, Europa, EUA, Argentina e Uruguai. A grande diversidade de formas e cores, a durabilidade e a resistência ao transporte e a precisão da resposta de indução floral ao fotoperíodo tornam o crisântemo um dos principais produtos comercializados na área da floricultura (Imenes & Alexandre, 1996).

Esta cultura ocupa um lugar de destaque na floricultura brasileira juntamente com a roseira. A comercialização do crisântemo como flores frescas se dá em maços, dúzias e pacotes, sendo também comercializado em vasos (Barbosa, 2003).

O produtor de crisântemo é monocultor, embora possua diversidade quanto às cultivares. O cultivo é efetuado em CV, que possibilita a obtenção de três ciclos anuais, sendo usuais altas concentrações de mudas nos canteiros (Imenes & Alexandre, 1996). Um outro aspecto muito importante na cultura do crisântemo é o sócio-econômico, embasado na geração de empregos diretos e indiretos, além da demanda por insumos agrícolas, distribuídos em mercados regionalizados nos diferentes estados do Brasil (Barbosa, 2003).

2.3 Pragas

O aumento da área de produção intensiva da cultura do crisântemo favorece o aparecimento de insetos em níveis populacionais capazes de provocar prejuízos econômicos à cultura. A aplicação indiscriminada de produtos fitossanitários e o crescente problema de resistência aos mesmos, principalmente em CV, onde não existem produtos registrados, concederam aos tripses o “status” de praga. Nas últimas décadas, os tripses tornaram-se pragas-chave em muitos lugares no mundo, principalmente por serem vetores de vírus em várias culturas de campo, como tomate, alface, pimenta e cebola, entre outras, e em cultivos protegidos de hortaliças e flores, tais como tomate, pepino, crisântemo, rosas e violeta africana (Daughtrey et al., 1997; Yudin et al., 1986). Os danos diretos podem ser pequenos, mas não são irrelevantes, especialmente se a parte vegetal danificada é o produto de comercialização (Monteiro, 2000).

As pragas que comumente ocorrem em cultivos protegidos são ácaros, afídeos, cochonilhas, minadores de fohas, moscas-brancas, lepidópteros e tripses (Informe Agropecuário, 2005).

2.3.1 Tripes (Thysanoptera: Thripidae)

2.3.1.1 Ciclo de vida

Em uma população de tripes, frequentemente as fêmeas são mais abundantes que os machos, sendo estes desconhecidos em algumas espécies. As fêmeas são diplóides e os machos, haplóides e derivados de ovos não fertilizados. Na cópula, vários machos podem fertilizar um número grande de fêmeas (Lewis, 1973).

Os ovos são cilíndricos, ligeiramente arredondados, delicados, translúcidos esbranquiçados a amarelados, sendo ovipositados internamente nos tecidos tenros (folhas, pétalas, sépalas, cotilédones, frutos, entre outros) das plantas hospedeiras através de uma incisão feita com auxílio do ovipositor (Lewis, 1973).

Os estágios biológicos apresentados pelos tripes são geralmente em número de cinco: ovo, ninfa (I e II), pré-pupa, pupa e adulto. A duração do ciclo biológico é muito influenciada pela temperatura. Parte de seu ciclo se desenvolve principalmente nos tecidos foliares, exceto a pré-pupa e a pupa, que se desenvolvem no solo e durante este período não se alimentam (Lewis, 1973).

O estágio de pré-pupa é imediatamente anterior à pupa propriamente dita; ambos os estágios possuem tecas alares rudimentares e antenas com indistinta segmentação. Neste período os indivíduos não se alimentam e nem excretam qualquer tipo de dejetos do corpo, sendo diminuída também a taxa de respiração. O corpo da pré-pupa possui tamanho menor do que o da fase adulta, o que não ocorre no estágio pupal verdadeiro, em que o mesmo possui as mesmas proporções de um indivíduo adulto. A pupa se diferencia da pré-pupa, além do tamanho, por possuir tecas alares maiores e as antenas ficarem voltadas para trás, diferentemente da pré-pupa, na qual são direcionadas para frente. Ambos os estágios (pré-pupa e pupa) possuem sensibilidade à luminosidade, ao contrário das ninfas e adultos, que são atraídos pela luz. Ainda no estágio de

ninfa II, saem da planta hospedeira e descem para o solo para o período de pupação (Lewis, 1973).

Após a pupação emerge o adulto, muito característico pelas asas franjadas, reproduzindo-se sexualmente, existindo também espécies partenogenéticas. As fêmeas adultas fazem suas posturas endofiticamente nas plantas hospedeiras, onde se alimentam (Lewis, 1973).

2.3.1.2 Aspectos morfológicos e danos

Os tripses pertencem à ordem Thysanoptera, sendo a família Thripidae constituída de aproximadamente 1700 espécies distribuídas em todo o mundo. Esta família apresenta o maior número de espécies pragas das culturas de importância agrícola, sendo a maioria pertencente aos gêneros *Thrips* e *Frankliniella*. Os tripses são insetos pequenos, com asas franjadas, que pelo tamanho diminuto muitas vezes passam despercebidos pela maioria dos agricultores (Lewis, 1973; Mound, 1997).

Apresentam polimorfismo de cores, frequentemente com três diferentes tipos de tonalidades, clara, escura e intermediária. A temperatura durante o desenvolvimento do inseto pode alterar a coloração do corpo (Mound, 2005).

São insetos terrestres e cosmopolitas, que possuem um grande número de plantas hospedeiras, das quais se alimentam de folhas, flores, frutos e brotos jovens, danificam seus vasos, podendo também se alimentar de pequenos artrópodes, pólen, néctar, fungos ou musgos, ovos de ácaros, tendo uma grande atividade fitófaga, sendo praga em plantas de diversos estádios fenológicos e muito encontrados em plantas daninhas, que podem servir como abrigos de populações que logo se dispersam sobre as culturas agrícolas (Agrawal et al., 1999; Lewis, 1973; Mound, 2005).

Childers (1997) relata a diversidade de plantas hospedeiras de tripses, tais como abacate, algodão, amendoim, banana, cebola, citros, crisântemo, maçã,

mandioca, morango, ornamentais, pepino, pêssego, soja, tomate e uva, entre outras.

Os tripes, quando atacam as flores em cultivos protegidos, afetam diretamente o produto comercial, que perde valor para a comercialização. Segundo Carrizo & Klasman (2002), o nível de controle de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) recomendado para a cultura do cravo é, em média, de um único inseto por flor.

Os sintomas de danos mais frequentes desta praga em folhas e/ou pétalas, e até mesmo em brotações novas, decorrentes da sua alimentação, podem variar com a deformação até a destruição de folhas ou órgãos florais e subseqüentes cicatrizes e deformações nos frutos. Várias flores ornamentais são atacadas por tripes, como rosas, gérberras, crisântemo, cravo, gerânios e margaridas, entre outras (Childers, 1997; Oetting et al., 1993).

No processo de alimentação nas plantas, os tripes não raspam as mesmas para obterem o conteúdo celular, como anteriormente se pensava, mas o retiram diretamente através da sucção individual das células das plantas. Os insetos perfuram o substrato alimentar com a mandíbula esquerda, retraindo e contraindo os estiletes maxilares, succionando o conteúdo celular das plantas e reduzindo, conseqüentemente, a área fotossintetizadora da mesma (Mound, 2005; Ullman et al., 1997).

Outros autores fazem relatos discordantes, de que os tripes se alimentam sobre as plantas após perfurarem os tecidos e extraírem a seiva com seu estilete maxilar e mandíbulas. Os tecidos em volta da sua alimentação ficam ressecados, por meio disso reduzem a área fotossintetizadora da folha (Parrella et al., 1999).

Estes insetos também podem, além de causar danos diretos às plantas, transmitir bactérias do gênero *Erwinia* (Vries et al., 2001) e viroses para plantas. A aquisição do vírus ocorre durante a alimentação em plantas infectadas pelo patógeno, os quais permanecem com o mesmo por toda a vida, sem transmissão

para a progênie (Mound, 2005; Nagata et al., 2004; Sakurai, 2004; Sakurai et al., 2004; Ullman et al., 1992, 1997). O crisântemo e outras plantas ornamentais também são hospedeiros de viroses que têm os tripses como vetores (Chatzivassiliou et al., 2000; Nagata & Ávila, 2000).

Em cultivo hidropônico de alface, a flutuação populacional dos tripses foi acompanhada semanalmente durante o período de cultivo, sendo encontradas com frequência as espécies *Frankliniella schultzei* (Trybon) (Thysanoptera: Thripidae) e *C. phaseoli*, observando-se, como fatores adversos às populações das pragas, as baixas temperaturas e as pulverizações de produtos químicos (Auad & Barbosa, 2000).

No Japão, Murai (2002) relata a importância de *Thrips palmi* Karny (Thysanoptera: Thripidae) principalmente pelas características de baixa sensibilidade aos inseticidas, a elevada taxa reprodutiva e a ampla gama de hospedeiros, sendo necessária a utilização de vários métodos de controle da praga, já que o inseto tornou-se resistente à maioria dos produtos químicos, os quais são muito utilizados geralmente de forma inadequada.

Os tripses normalmente não estão associados com flores que abrem e atraem outros insetos, como abelhas e moscas, produzem grande quantidade de néctar e atraem pássaros e mamíferos como beija-flor e morcego, entre outros (Mound, 2005).

Segundo Casey et al. (1999), os tripses, quando encontrados em uma população média de um inseto por rosa, já devem ser controlados, pois o crescimento populacional da praga em CV é elevado e pode causar injúrias visíveis para a cultura.

Atualmente, nos EUA, um fator limitante para o desenvolvimento do MIP em crisântemo é a carência de outras medidas de controle para o tripses *F. occidentalis* que não sejam através de produtos químicos. Somente produtos fitossanitários de amplo espectro são aplicados contra tripses, mas são

incompatíveis com a maioria dos agentes de controle biológico (Parrella et al., 1999).

A resistência dos tripses aos produtos químicos é um fator limitante para muitas culturas, já que aplicações indiscriminadas destes produtos reduzem as populações dos inimigos naturais desta praga, sendo necessária a utilização de produtos seletivos (Brodsgaard, 1994; Broadbent & Pree, 1997; Immaraju et al., 1992; Zhao et al., 1995).

2.3.1.3 Inimigos naturais

Vários trabalhos mostram a diversidade de inimigos naturais (predadores, parasitóides, parasitas e entomopatógenos) associados com tripses, sendo muito importante o nematóide *Thripinema nicklewoodi* Siddiqui (Tylenchida: Allantonematidae), que parasita uma grande parte da população deste inseto, esterilizando grande número de fêmeas (Arthurs & Heinz, 2002a,b; Brownbridge et al., 1999; Greene & Parrella, 1993; Goodwin & Steiner, 1996, 2002; Heinz et al., 1996; Izzo et al., 2002; Krauter et al., 2005; Lim et al., 2001; Loomans et al., 1997; Loomans, 2003; Mason & Heinz, 1999, 2002; Murai et al., 2000; Teulon et al., 1997; Tagashira & Hirose, 2001).

O parasitismo do nematóide *Thripinema khrustalevi* Chizov, Subbotin & Zakharenkova (Tylenchida: Allantonematidae) em uma população de *Frankliniella australis* (Morgan) (Thysanoptera: Thripidae) foi acompanhado durante dois anos, por meio de coletas realizadas quinzenalmente, encontrando-se taxas de parasitismo de 84% em fêmeas do inseto (Funderburk et al., 2002).

2.3.1.3.1 Entomopatógenos

2.3.1.3.1.1 Fungos entomopatogênicos (FEPs)

Dentre os patógenos de insetos, os FEPs possuem grande potencial para serem utilizados em cultivos protegidos, nos quais podem ser controladas a temperatura e a umidade, importantes para estes entomopatógenos (Inglis et al., 2001). Os principais gêneros de fungos que causam doenças aos tripes são *Neozygites*, *Zoophthora*, *Entomophthora*, *Entomophaga*, *Conidiobolus*, *Lecanicillium*, *Beauveria*, *Aspergillus*, *Hirsutella*, *Cladosporium*, *Paecilomyces*, *Metarhizium* e *Sporothrix* (Butt & Brownbridge, 1997). Segundo Bueno (2005b), os principais FEPs que controlam tripes são *Lecanicillium* sp. e os pertencentes à ordem Entomophthorales. Ugine et al. (2005b) relataram que o estágio de tripes mais difícil para exposição aos esporos de fungos é o segundo instar ninfal, por advento da ecdise.

Segundo Malais & Ravensberg (1992), o fungo entomopatogênico *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare & Gams é comumente encontrado atacando tripes, podendo atacar outros artrópodes, além de controlar doenças causadas por fungos fitopatogênicos, como é o caso do oídio no pepino (Askary et al., 1998; Verhaar et al., 1996, 1998). Helyer (1993) avaliou o controle promovido pelo entomopatógeno sobre *F. occidentalis* quando em ambiente úmido e um tratamento com adição de óleo à suspensão do fungo, em que o mesmo provocou uma maior mortalidade neste tratamento.

Aplicações de uma formulação comercial do fungo *Lecanicillium* sp. foram realizadas em CV para controle de mosca-branca e tripes nas culturas do tomateiro e pepineiro. A mortalidade de tripes foi próxima de 70% e da mosca-branca, próxima de 100% (Ravensberg et al., 1990).

Os tripes ficam escondidos nas plantas hospedeiras, dificultando a contaminação pelos produtos aplicados, já que os esporos dos fungos precisam entrar em contato com o corpo do inseto para ocorrer a adesão. Desta forma,

Teerling et al. (1993) e Tschuch et al. (2002) identificaram feromônios de defesa em *F. occidentalis* como forma de desalojar os insetos dos esconderijos nas plantas, podendo esta técnica ser utilizada para que os insetos saiam dos locais onde ficam abrigados e se contaminem com os esporos dos patógenos.

Eventos epizootiológicos em tripes causados pelo fungo *Neozygites parvispora* (MacLeod, Tyrrell & Carl) Remaudière & Keller são relatados em culturas sob sistemas protegidos, reduzindo severamente a população de *F. occidentalis* (Montserrat et al., 1998; Vacante et al., 1994).

Segundo Castineiras et al. (1996), os fungos *B. bassiana* e *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith foram efetivos no controle de *T. palmi* em condições de CV quando aplicados no substrato contendo pupas da praga, mas não quando aplicados em folhas.

Helyer et al. (1995) obtiveram resultados satisfatórios com o fungo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. quando este foi pulverizado no composto em que as plantas eram cultivadas. Porém, Vestergaard et al. (1995) observaram que nem todos os estágios desse inseto têm a mesma suscetibilidade aos fungos, como insetos adultos de *F. occidentalis*, que foram mais suscetíveis a *Lecanicillium* sp. do que ninfas da mesma espécie.

Para a espécie *Megalurothrips sjostedti* Trybom (Thysanoptera: Thripidae), dados confirmam que os adultos foram mais suscetíveis a *M. anisopliae* (Ekesi & Maniania, 2000).

A persistência dos FEPs no solo, seu hábitat natural, pode ser uma vantagem destes patógenos no controle de pré-pupas e pupas de tripes, como relatado por Parker et al. (1996) no controle de *Taeniothrips inconsequens* (Uzel) (Thysanoptera: Thripidae) em florestas, segundo os quais as ninfas saem das folhas para pupação no substrato.

Segundo Butt & Brownbridge (1997), os FEPs infectam os estágios dos tripes que se desenvolvem na parte aérea da planta (ninfas e adulto) e as fases

que têm seu desenvolvimento no solo, pré-pupas e pupas, sendo que o inóculo dos patógenos decresce rapidamente no solo pela presença de outros organismos antagonistas.

O uso de FEPs foi inserido em cultivos protegidos comerciais na Itália, durante os anos de 1995 e 1996, utilizando-se as práticas comerciais realizadas pelos produtores com o intuito de introduzir este agente patogênico para controle de diversas pragas, como afídeos, moscas-brancas e tripes em diversas culturas (gérbera, pimentão, poinsettia, berinjela). Para tripes, em berinjela, os fungos *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus* limitaram a população de tripes a níveis abaixo do dano econômico (Rovesti et al., 1997).

De acordo com Butt & Brownbridge (1997), o fungo *Lecanicillium* sp. tem sido comercializado para o controle de tripes em CV e outras pragas. Uma das vantagens apresentadas pelos FEPs é o fato de eles não serem afetados pelas condições de luminosidade, o que pode ocorrer com alguns inimigos naturais, como certos predadores, que entram em diapausa, em dias longos, limitando a performance dos mesmos.

Em testes de laboratório e CV, Murphy et al. (1998) mostraram que uma formulação comercial de *B. bassiana* linhagem GHA causou redução significativa na população de *F. occidentalis* em ornamentais, demonstrando seu potencial como produto alternativo aos produtos químicos comumente utilizados.

Um teste para comparar a virulência de *B. bassiana* sobre *F. occidentalis* foi conduzido em discos foliares em laboratório para posterior aplicação em CV. Ocorreram diferenças significativas na suscetibilidade dos tripes expostos a *B. bassiana*, não sendo conhecidos os mecanismos e/ou os compostos metabólitos que causam estas diferenças (Ugine et al., 2005a). Alguns trabalhos relatam o antagonismo causado por metabólitos secundários de plantas que afetam FEPs (Costa & Gaugler, 1989; Lacey & Mercadier, 1998).

Vários FEPs promissores no controle biológico de *F. occidentalis* foram selecionados por Lopes (1999), destacando-se como mais virulento o isolado 1104, da espécie *M. anisopliae*. Fry et al. (1999)¹, citados por Shipp et al (2002b), selecionaram, de 76 FEPs avaliados, 10 isolados virulentos a *F. occidentalis*.

Na hidroponia em cultivos protegidos, os FEPs já estão sendo testados para possíveis reduções das aplicações de produtos químicos, como avaliado por Lopes et al. (2000) na cultura da alface, obtendo-se 60% de controle de *F. occidentalis* nos tratamentos com *M. anisopliae*. A associação de produtos químicos com FEPs é uma alternativa que pode ser utilizada para controle de tripses, como realizada por Lopes et al. (2002) no controle de *F. occidentalis*.

A adição de produtos atraentes (açúcar, Lure[®] e Stirrup[®]) junto com a suspensão do fungo *B. bassiana* foi utilizada para aumentar o controle de *F. occidentalis* pelo patógeno em crisântemo sob cultivo protegido. Não houve diferença entre os tratamentos aos quais se adicionaram os atrativos comparados com *B. bassiana* isoladamente (Ludwig & Oetting, 2002).

O efeito da umidade relativa (UR) na CV foi avaliado sobre a patogenicidade de *B. bassiana* a três pragas de cultivos protegidos. Para *F. occidentalis*, aos sete dias após aplicação do fungo, com a UR de 77%, a mortalidade dos insetos foi de 71%; quando a UR chegou a 91,65%, o controle foi de 81,6% (Shipp et al., 2002a).

Em crisântemo de corte, o fungo *M. anisopliae* promoveu controle satisfatório da população de *F. occidentalis* e reduziu o número de aplicações de inseticidas, diminuindo, com isso, a resistência da praga pela diminuição das aplicações. No tratamento associado do fungo + produto químico, o nível

¹ FRY, K.M.; GOETTEL, M.S.; KEDDIE, B.A. Evaluation of the fungus *Beauveria bassiana* for management of Western flower thrips on greenhouse ornamentals. **Alberta Agricultural Institute Project 970766**, final report. 1999.

populacional foi drasticamente reduzido até o florescimento da cultura (Maniania et al., 2002).

No Quênia, a utilização em campo de *M. anisopliae* para controle de *T. tabaci* foi comparada com um tratamento inseticida, demonstrando que quando se utilizou o entomopatógeno, os organismos não-alvo foram preservados, aumentando a biodiversidade na cultura da cebola (Maniania et al., 2003).

Goodwin et al. (2005) realizaram testes para seleção de isolados dos fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae* para controle de *F. occidentalis*, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) e *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae), obtendo isolados que apresentaram elevada mortalidade dos insetos. Para tripses, cinco isolados promoveram uma mortalidade de adultos superior a 85%, sendo as ninfas menos suscetíveis aos mesmos isolados testados.

2.3.1.3.1.2 Nematóides entomopatogênicos (NEPs)

Os nematóides entomopatogênicos (NEPs) têm evidenciado efetividade em programas de controle biológico de insetos-praga. Dentre as famílias que apresentam potencialidade como controladores biológicos se destacam Steinernematidae e Heterorhabditidae, com base em características como alta virulência, capacidade de produção, grande número de hospedeiros e por isso apresentam maior perspectiva para serem incorporadas em programas de MIP, especialmente para pragas do solo. Estas duas famílias se caracterizam por terem uma relação simbiótica com bactérias (*Xenorhabdus* spp. para *Steinernema* e *Photorhabdus* spp. para *Heterorhabditis*) que causam doença e matam os insetos em menos de 48 horas. Por esta razão denominam-se NEPs (Gaugler, 1988; Ferraz, 1998; Forst & Clarke, 2002; Georgis & Hom, 1992; Glazer & Lewis, 2000; Kaya & Gaugler, 1993; Ricci et al., 1996).

Os NEPs possuem um estágio livre no solo, chamado juvenil infectante (JI); são promissores no controle biológico de pragas por terem mecanismos de sobrevivência em condições adversas, como resistência a produtos químicos e tolerância ao calor e ao frio, dentre outras. Quando saem dos seus hospedeiros, os juvenis infectantes (JIs) carregam a bactéria simbiote e, como forma de proteção aos organismos patogênicos, mantêm as regiões bucal e anal fechadas até penetrarem em outro hospedeiro (Dowds & Peters, 2002; Glazer, 1996, 2002; Qiu & Bedding, 2000).

Os NEPs são utilizados como agentes de controle microbiano de grande eficácia, especialmente para um amplo número de pragas que têm alguma fase do seu ciclo no solo. Esses agentes de controle biológico podem ser utilizados de forma inundativa, como inseticidas biológicos ou em aplicações inoculativas. Tais formas de aplicação podem assegurar o estabelecimento dos NEPs, reduzindo, assim, as populações das pragas através da interrupção do seu ciclo de vida (Kaya & Gaugler, 1993). Segundo Georgis et al. (1991), os NEPs, além de serem efetivos contra pragas agrícolas, geralmente não causam efeitos adversos sobre artrópodes benéficos (Hazir et al., 2003).

Estes organismos podem ser aplicados em suspensões aquosas e também introduzidos em sistemas de irrigação (Georgis, 1990; Kaya, 1985). Segundo Jansson & Lecrone (1994), não ocorreram diferenças significativas na mortalidade da praga da batata-doce *Cylas formicarius* (Fabricius) (Coleoptera: Curculionidae) quando os NEPs foram aplicados em suspensão aquosa ou liberados em cadáveres de *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera: Pyralidae) infectados pelo nematóide *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 Poinar, sendo esta mais uma forma de aplicação dos NEPs.

Segundo Grewal (2002), os equipamentos de aplicação dos NEPs não devem estar com temperaturas altas, acima de 30°C, no tanque de aplicação e

nos bicos dos pulverizadores, pois causam danos irreversíveis aos NEPs, proporcionando efeitos negativos no controle das pragas.

Os JIs dos NEPs podem ser introduzidos para o controle de insetos em diferentes locais do solo, mais profunda ou superficialmente, no perfil, porque os JIs possuem diferentes estratégias de busca pelo hospedeiro, seguindo principalmente os compostos voláteis liberados pelos insetos. Uma estratégia é denominada “ambusher”, na qual os nematóides têm a capacidade de esperar a praga ou inseto hospedeiro. Já na estratégia “cruiser”, os NEPs vão ao encontro do hospedeiro ou ainda são atraídos pelos produtos excretados pelos insetos (Campbell et al., 2003; Grewal et al., 1993, 1994; Lewis, 2002).

A combinação de NEPs de diferentes estratégias pode ser utilizada no controle de pragas agrícolas em CV. Kaya et al. (1993) utilizaram duas espécies de NEPs no controle de duas pragas que ocorriam no solo em duas temperaturas (16 e 22°C), fatores que afetam os NEPs. A primeira praga é uma larva que vive em camadas mais próximas das raízes das plantas, *Otiorhynchus sulcatus* (Fabricius) (Coleoptera: Curculionidae), e a segunda, *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) (Lepidoptera: Noctuidae), sobrevive na parte mais superficial do solo. Os JIs utilizados foram *H. bacteriophora* (“cruiser”) e *Steinernema carpocapsae* Weiser (“ambusher”). Na temperatura de 16°C, *S. carpocapsae* foi mais efetivo do que *H. bacteriophora*, e a 22°C, ambos controlaram seus hospedeiros.

Segundo Ebssa et al. (2001), os NEPs testados sobre estágios imaturos de *F. occidentalis* controlam os estágios de desenvolvimento do inseto no solo. Borgemeister et al. (2002) avaliaram a combinação de NEPs com o ácaro predador *Hypoaspis aculeifer* (Canestrini) (Acari: Laelapidae) no controle de estágios de desenvolvimento no solo (pré-pupa e pupa) de *F. occidentalis*, observando significativo controle desta praga, com grande redução na emergência de insetos adultos.

Seis linhagens de NEPs, duas *H. bacteriophora* (HK3 e HB Brecan), três *Steinernema feltiae* (Sylt, OBSIII e CR) e uma *S. carpocapsae* (DD136), foram utilizadas no controle de pré-pupas e/ou pupas de *F. occidentalis*. Os insetos foram suscetíveis às linhagens de NEPs e, quando utilizadas concentrações elevadas (400 JI/cm²), a mortalidade de pré-pupas e/ou pupas atingiu 80% (Berndt, 2003).

A aplicação de duas espécies de NEPs, *H. bacteriophora* e *S. feltiae* (400 JI/cm²), combinadas com o ácaro *H. aculeifer* (10 ácaros/vaso), foi avaliada em plântulas de feijoeiro em vasos, em condições de CV. A redução na emergência dos tripes causada pelo tratamento com o ácaro isoladamente foi de 46%, mesmo valor do NEP *S. feltiae*. No tratamento *H. bacteriophora*, 61% dos tripes não emergiram, ocorrendo elevada mortalidade de pré-pupas e/ou pupas da praga. O melhor tratamento avaliado foi a combinação dos NEPs com o ácaro, diferindo dos outros tratamentos, com 5% de tripes emergidos para *H. bacteriophora* + *H. aculeifer* e 10% para *S. feltiae* + ácaro, sendo estas associações de grande potencial para uso no controle dos estágios dos tripes que se desenvolvem no solo (Premachandra et al., 2003).

A suscetibilidade de estágios de *F. occidentalis* desenvolvidos no solo (pré-pupa e pupa) e nas folhas de crisântemo [ninfas (I e II) e adultos (fêmea e macho)] ao nematóide *S. feltiae* foi avaliada por Buitenhuis & Shipp (2005a). Apenas os estágios de pré-pupa e pupa foram suscetíveis ao entomopatógeno, mostrando que as folhas e flores são locais críticos para aplicação dos NEPs, sendo necessária, na maioria das vezes, a utilização de mais de um inimigo natural (Brodsgaard et al., 1996).

A eficácia de *S. feltiae* no controle de *F. occidentalis* foi avaliada em condições de laboratório e de CV, na cultura do crisântemo, sendo o NEP aplicado nas folhas e substrato. Foi demonstrado que as ninfas e os adultos da praga não foram afetados pelo entomopatógeno, sendo efetivo no controle dos

estágios de pré-pupa e pupa, os quais descem para o substrato após o término do período ninfal (Buitenhuis & Shipp, 2005b).

2.3.1.3.2 Predadores

Segundo MccFrey & Horsburgh (1986a,b), os mais importantes predadores de tripes estão inseridos no gênero *Orius*, que é um gênero cosmopolita, com cerca de 70 espécies (Herring, 1966), constituído de predadores vorazes. Shipp et al. (2002b) relataram que para o controle de tripes estes predadores são muito efetivos, mas não atuam nos estágios de desenvolvimento no solo, as pré-pupas e pupas.

Dos predadores mais conhecidos e estudados estão aqueles pertencentes ao gênero *Orius*. As ninfas e adultos são predadoras de ninfas de 1º e 2º instar e adultos de tripes. A espécie *Orius minutus* L. (Hemiptera: Anthocoridae) foi encontrada se alimentando também de ovos de *F. occidentalis* (Sabelis & van Rijn, 1997).

Riudavets et al. (1993) e van Lenteren & Loomans (1999) relataram, em condições de CV, a diversidade de inimigos naturais de tripes, demonstrando a importância dos mesmos no manejo desta praga.

Vários trabalhos relatam a importância dos ácaros da principal família de predadores, Phytoseiidae, e outras famílias no controle biológico, em associação com antocorídeos do gênero *Orius*, para aumentar a eficiência no controle de tripes em CV em diversas culturas (Bennison et al., 2002; Brodsgaard & Enkegaard, 2005; Bueno, 2005b; Castineiras et al., 1997; Gilkeson et al., 1990; Higgins, 1992; Jacobson et al., 2001b; Messelink et al., 2005; Parrella & Murphy, 1996; Parrella et al., 1999; Ramakers & Maaswinkel, 2002; Sanchez et al., 1997; Sánchez et al., 2000; Steiner & Goodwin, 2002a,b; Steiner & Tellier, 1990; Steiner, 2002; Tellier & Steiner, 1990; van Houten et al., 2005; van Houten, 1996; Vänninen & Linnamäki, 2002; Williams, 2001;

Wittmann & Leather, 1997; Xu et al., 2006). A competição entre insetos e ácaros predadores de tripes também ocorre (Cloutier & Johnson, 1993; Ramakers, 1993; Gillespie & Quiring, 1992; Sanderson et al., 2005); porém, Sabelis & van Rijn (1997) relatam que a predação intraguilha é avaliada normalmente em pequenas arenas, em condições de laboratório, o que, em campo, pode não ocorrer.

Os predadores do gênero *Orius* apresentam uma grande vantagem para criações massais por se alimentarem de outras presas alternativas, como é o caso de ovos de lepidópteros, que são produzidos em criações de laboratório (Tommasini & Nicoli, 1993).

A espécie *O. insidiosus* é encontrada naturalmente em várias culturas, como algodoeiro, milho, alfafa, soja e crisântemo, onde se alimentam de vários artrópodes, como tripes, pulgões, ácaros, mosca-branca e ovos de lepidópteros (Isenhor & Yeargan, 1981; Kiman & Yeargan, 1985; Lattin, 2000), possuindo excelente comportamento de busca pelas presas, sendo capaz de se multiplicar rapidamente em alta densidade de presas, além de se manter em baixas densidades destas e ter outros alimentos alternativos, como o pólen. A espécie *O. insidiosus* é a mais freqüentemente encontrada em cultivos protegidos no Brasil, como também em condições de campo (Bueno, 2000; 2005b).

O. insidiosus é predador voraz em todos os estágios de desenvolvimento, descobrindo suas presas pelo tato e visão, sendo a antena a região mais sensorial do corpo. Possui uma ampla distribuição geográfica; apresenta os estágios de ovo, cinco estádios ninfais predadoras e o estágio adulto também predador; e faz a postura endofítica em tecidos tenros das plantas em que normalmente se encontram suas presas ou existem fontes alimentares como pólen, néctar e exsudados, entre outros, mostrando uma forte preferência alimentar pelos tripes (Bueno, 2005b; Lattin, 1999; Malais & Ravensberg, 1992; van den Meiracker & Sabelis, 1993; Salas, 1995).

A fase ninfal de *O. insidiosus* é composta por cinco estádios, dos quais o primeiro é inicialmente brilhante e incolor, tornando-se amarelado com o desenvolvimento em curto espaço de tempo até atingir a coloração marrom escura em todo o corpo da ninfa. Todos os estádios ninfais são predadores, mas a forma mais comum de liberação no controle biológico é o estágio adulto (Bueno, 2000, 2005b; Malais & Ravensberg, 1992; Mendes & Bueno, 2001).

A fase adulta apresenta a coloração escurecida com hemiélitros marrons-amarelados. A diferenciação das fêmeas e machos se dá pela genitália, pois os mesmos são muito semelhantes, sendo a fêmea um pouco maior que o macho, ambos com formato ovalado, achatados e de tamanho pequeno. São bons voadores, possuem grande capacidade de dispersão e se escondem entre as folhagens e flores das plantas, mesmo hábitat das suas presas, dentre as principais, os tripes (Bueno, 2000, 2005b; Malais & Ravensberg, 1992; van den Meiracker & Sabelis, 1993; Salas, 1995; Tommasini, 2003).

A eficiência do predador *O. insidiosus* no controle de *F. occidentalis* em pimentão foi avaliada em CV por duas técnicas: armadilha adesiva de coloração azul e amostragem nas flores. Os predadores controlaram eficientemente a praga quando o seu nível populacional atingiu um nível elevado, reduzindo em três semanas para níveis próximos de zero (Veire & Degheele, 1993). Outros trabalhos relatam a importância de várias espécies pertencentes ao gênero *Orius* no controle populacional de tripes em cultivos protegidos (Bueno, 2005b; Carnero et al., 1994; Yano, 1996).

A seletividade dos produtos químicos aplicados para o controle de tripes aos predadores é um fator importante, pois os não seletivos causam efeitos negativos a estes inimigos naturais, favorecendo a população da praga (Nagai, 1993; Peter, 2005; Silveira, 2003; Tommasini & Maini, 2002; Tommasini, 2003).

Um dos fatores mais importantes na utilização dos predadores do gênero *Orius* na cultura do crisântemo está na redução dos produtos químicos aplicados, que em cultivos comerciais pode chegar até 10 aplicações durante a produção da cultura, além da aplicação de inseticidas seletivos aos inimigos naturais com menor espectro de ação (Bene, 1994).

A aplicação do produto químico spinosad foi realizada juntamente com *O. insidiosus* para manejo de *F. occidentalis* na cultura do crisântemo em vaso, sendo encontradas baixas populações do trips nos tratamentos que associaram o controle biológico com o químico (Ludwig & Oetting, 2001).

Riudavets (1995) avaliou a população de predadores de *F. occidentalis* em culturas hortícolas na Espanha. Dentre os mais encontrados estavam os mirídeos *Dicyphus tamaninii* Wagner (Heteroptera: Miridae) e *Macrolophus caliginosus* Wagner (Heteroptera: Miridae) e os antocorídeos *Orius laevigatus* (Fieb.) (Heteroptera: Anthocoridae) e *Orius majusculus* (Reuter) (Hemiptera: Anthocoridae).

A utilização de ácaros predadores para controle de trips também pode ser realizada através de “plantas banqueiras” (*banker plants*), utilizando plantas de mamona *Ricinus communis* L., por exemplo, para manutenção dos predadores na CV enquanto as populações das pragas estiverem ausentes (Ramakers & Voet, 1996).

Em algumas espécies de *Orius*, como *O. laevigatus* e *O. insidiosus*, foi observada a ocorrência de um período de diapausa, que ocorre principalmente nos países de clima temperado, na época do inverno, principalmente em dias curtos, tendo, nesta época, ocorrido um elevado crescimento populacional do trips *F. occidentalis* (Hirose et al, 1999; Rubin et al., 1996; Ruberson et al., 2000).

O controle integrado de *F. occidentalis* foi realizado através de armadilhas adesivas azuis com os predadores *O. insidiosus* e *O. laevigatus*, comparando-se os resultados com inseticidas recomendados para a cultura do pepino, obtendo-se melhores resultados nesta associação (Michelakis & Amri, 1997).

Predadores do gênero *Orius* foram utilizados juntamente com outros inimigos naturais (predadores e parasitóides) e o inseticida natural à base de nim *Azadirachta indica* A. Juss. (Meliaceae) no MIP na cultura do crisântemo, reduzindo em 80% o número de aplicações de produtos químicos (Albert, 1999).

Loomans & Vierbergen (1999) avaliaram a distribuição geográfica das espécies do trips predador pertencente ao gênero *Franklinothrips* Back, além de suas presas associadas, sendo que 13 espécies deste predador foram encontradas em cultivos protegidos. Na Holanda, em cultivos protegidos, *Franklinothrips vespiformis* Crawford (Thysanoptera: Aeolothripidae) mantém a população de *F. occidentalis* em níveis populacionais aceitáveis (Mulder et al., 1999).

A utilização do percevejo predador *D. tamaninii* no controle de trips e mosca-branca foi realizada com sucesso em CV por Castañé et al. (2000), obtendo grande redução populacional destas pragas quando comparado com o tratamento controle, sem a liberação do predador. Este inimigo natural necessita ser liberado juntamente com outro agente biológico, pois ocorreu uma elevação da população de afídeos durante o período de liberação do inseto, que não é efetivo para este tipo de praga.

A abundância populacional do trips *F. occidentalis* foi suprimida pelo predador *O. insidiosus* no Vale do Aconcagua, Chile, sendo que os predadores ficaram abrigados em plantas invasoras exóticas da região, mesmo local em que estavam abrigadas as populações dos trips (Ripa et al., 2002). As plantas invasoras são consideradas reservatórios naturais para predadores do gênero

Orius, servindo de hábitat, abrigo e alimento para esses inimigos naturais (Silveira et al., 2003).

De acordo com Berndt (2003), os predadores dos estágios dos tripes que têm seu refúgio no solo (pré-pupa e pupa) contribuem para reduzir a população desta praga, mas devem estar associados a outros inimigos naturais que atuem no controle da praga nas folhagens, aumentando a chance de sucesso do controle biológico e evitando a competição entre ambos inimigos naturais.

van Schelt et al. (2002) testaram 10 predadores para controle de *Echinothrips americanus* Morgan (Thysanoptera: Thripidae) e, dentre os predadores avaliados, *M. caliginosus* apresentou o maior e mais duradouro controle da praga.

A criação de *O. laevigatus* foi desenvolvida com ovos de *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae), como alimento alternativo, para posterior liberação dos predadores em CV para o controle de *F. occidentalis* (Shchenikova & Stepanycheva, 2005).

2.4 Entomopatógenos x predadores

Vários estudos recentes relatam as relações existentes entre entomopatógenos e predadores (Flexner et al., 1986) e a importância da avaliação do impacto de entomopatógenos sobre organismos não-alvo (Bathon, 1996; Campbell et al., 1995; Ehlers & Hokkanen, 1996; Georgis et al., 1991; Peters, 1996), como também o efeito dos predadores sobre entomopatógenos (Pell et al., 1997; Roy et al., 1998).

Os patógenos podem interferir diretamente sobre os predadores através da infecção ou indiretamente, pela diminuição das suas presas (Rosenheim et al., 1995). Segundo Magalhães et al. (1998), os predadores podem se infectar com os propágulos dos patógenos durante as aplicações dos produtos ao entrarem em contato através de plantas contaminadas ou ao se alimentarem de insetos

hospedeiros dos patógenos já infectados, mas que podem ainda atuar como agentes de dispersão dos propágulos dos entomopatógenos.

Magalhães et al. (1988) avaliaram a patogenicidade de *B. bassiana* e *Zoophthora radicans* (Brefeld) Batko aos predadores coccinelídeos *Coleomegilla maculata* De Geer e *Eriopis connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae), sendo estes insetos suscetíveis aos entomopatógenos.

Butt & Brownbridge (1997) relatam que testes de suscetibilidade de organismos não-alvo em laboratório são importantes para selecionar FEPs “candidatos” a bons inimigos naturais de pragas, para serem utilizados no MIP de tripes e outras pragas, mas todos os testes devem ser cautelosos, principalmente durante as liberações e aplicações dos inimigos naturais.

Segundo Kaya (2002), a competição resulta freqüentemente em uma relação antagonista que reduz a adaptação ou desloca a outra espécie, sendo que, nas competições interespecíficas com NEPs, estes competem com os outros inimigos naturais pelo mesmo recurso, o inseto.

Trabalhos em laboratório demonstram que os predadores são expostos aos patógenos nas suas condições extremas, o que em geral pode não ocorrer no campo (Roy & Pell, 2000).

Condições de estresses nutricionais podem aumentar a suscetibilidade dos inimigos naturais aos entomopatógenos, como observado no predador *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) quando infectado por *B. bassiana*, aumentando a mortalidade nos insetos que passaram por períodos de inanição (Donegan & Lighthart, 1989), diferentemente do predador *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) sob boas condições nutricionais (Pessoa et al., 2005).

O predador *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (Coleoptera: Coccinellidae), quando exposto aos FEPs *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus*, foi extremamente afetado, ocorrendo altos níveis de mortalidade

em laboratório (James & Lighthart, 1994), confirmando estes resultados em campo para *B. bassiana*, que causou 93% de mortalidade de *H. convergens* (James et al., 1995) apenas em um período mais favorável ao fungo, sendo demonstrado por James et al. (1998) que este predador é afetado pelo patógeno em condições de umidade e temperatura favoráveis ao FEPs.

A interação do fungo pertencente à ordem Entomophthorales *Erynia neoaphidis* Remaudière & Hennebert com a joaninha *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae) foi avaliada através do fornecimento de afídeos em diferentes estágios de infecção pelo patógeno. Com 48 horas de inanição, os predadores se comportam de maneira diferente dos outros insetos com 24 h de inanição e dos que não tiveram períodos de inanição (Pell et al., 1997).

Um importante predador da mosca-branca, o coccinelídeo *Serangium parcesetosum* Sicard (Coleoptera: Coccinellidae), foi suscetível ao fungo *B. bassiana* em ensaios de laboratório, não ocorrendo efeitos negativos causados pelo entomopatógeno *P. fumosoroseus* nas mesmas condições (Poprawski et al., 1998).

Nomuraea rileyi (Farlow) Samson, um fungo causador de epizootias em muitos lepidópteros, quando inoculado em altas concentrações sobre os predadores *H. convergens*, *C. carnea* e *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae), não foi prejudicial aos mesmos (Roy & Pell, 2000).

Dois produtos comerciais à base do fungo *B. bassiana* foram utilizados para controle de *F. occidentalis* em condições de laboratório e CV, avaliando-se seus efeitos sobre o ácaro predador *Amblyseius cucumeris* (Oudemans) (Acari: Phytoseiidae). A população de ninfas foi reduzida em 75% e 87% em laboratório e CV, respectivamente, sem ocorrer efeitos negativos sobre a população do ácaro (Jacobson et al., 2001a).

A patogenicidade de FEPs foi mensurada sobre *Prostephanus truncatus* (Horn) (Coleoptera: Bostrichidae), importante praga dos grãos armazenados, e

seu principal predador *Teretriosoma nigrescens* Lewis (Coleoptera: Histeridae), para possível utilização da combinação dos inimigos naturais. A praga foi altamente suscetível a *B. bassiana* e *M. anisopliae*, que causaram pequeno impacto sobre o predador (Bourassa et al., 2001).

O efeito de FEPs sobre *O. insidiosus* foi avaliada em laboratório, obtendo-se resultados compatíveis quando o inseto foi exposto a suspensões dos entomopatógenos *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *P. fumosoroseus* e *L. lecanii* (Loureiro, 2001). Outros trabalhos demonstram a compatibilidade de FEPs com ácaros predadores, mas, os quais foram incompatíveis com *Orius* spp. (Shipp et al., 2002a).

Pell & Vandenberg (2002) demonstraram que a joaninha *H. convergens*, quando pulverizada com propágulos do fungo *P. fumosoroseus*, tem os seus hábitos alterados, ocorrendo estresse do predador em altas concentrações do patógeno.

O predador generalista *Dicyphus hesperus* Knight (Hemiptera: Miridae) está sendo utilizado no controle de insetos pequenos, inclusive trips, sendo avaliadas interações deste inseto com *B. bassiana* para aumentar a possibilidade da utilização conjunta no controle de pragas (Labbé, 2005; Shipp et al., 2002b).

Com o objetivo de avaliar a suscetibilidade de joaninhas nativas e exóticas ao fungo *B. bassiana*, Cottrel & Shapiro-Ilan (2003) testaram, em laboratório, diferentes concentrações do fungo, obtendo maiores mortalidades com o aumento das concentrações, ocorrendo de 36 a 100% de mortalidade dos insetos.

Bathon (1996) relata que os NEPs *S. carpocapsae*, *S. feltiae* e *H. bacteriophora* causaram impacto em populações dos insetos pragas *Popillia japonica* (Newman) (Coleoptera: Scarabaeidae), *Scapteriscus vicinus* Scudder (Orthoptera: Gryllotalpidae), *Diabrotica virgifera* LeConte (Coleoptera: Chrysomelidae), *Delia radicum* (L.) (Diptera: Anthomyiidae) e *O. sulcatus*, mas

não foram prejudiciais aos ácaros (Actinedida, Gamasida e Oribatida), grilos (Gryllidae) e Coleoptera (Carabidae, Histeridae e Staphylinidae).

A compatibilidade entre o predador de pupas de tripes *Atheta coriaria* Kraatz (Coleoptera: Staphylinidae), o nematóide *S. feltiae* e os ácaros *H. miles* e *H. aculeifer* foi avaliada em bioensaios laboratoriais e semi-campo. Os adultos de *A. coriaria* não foram suscetíveis a *S. feltiae*. As larvas de terceiro instar do inseto apresentaram uma baixa mortalidade pelo NEP. Os ácaros apresentaram elevado consumo de larvas de primeiro instar de *A. coriaria* (Jandricic et al., 2005).

Zwahlen et al. (2000) avaliaram a compatibilidade do *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* (Berliner) sobre o desenvolvimento de *O. majusculus* através da alimentação da presa *Anaphothrips obscurus* (Müller) (Thysanoptera: Thripidae), praga da cultura do milho, não sendo observado efeito negativo do entomopatógeno sobre o predador.

3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRAWAL, A. A.; KOBAYASHI, C.; THALER, J. S. Influence of prey availability and induced host-plant resistance on omnivory by western flower thrips. **Ecology**, Washington, v. 80, n. 2, p. 518-523, Mar. 1999

ALBERT, R. Integrated pest management in *Dendrothema indicum*. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 1-4, May 1999.

ALTENA, K.; RAVENSBERG, W. J. Integrated pest management in the Netherlands in sweet peppers from 1985 to 1989. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 13, n. 1, p. 11-13, 1990.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: _____. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap. 11, p. 289-381.

ARBOS LAVILA, A. M. **El crisantemo**: cultivo, multiplicacion y enfermedades. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1992. 170 p.

ARTHURS, S.; HEINZ, K. M. In vivo rearing of *Thripinema nicklewoodi* (Tylenchida: Allantonematidae) and prospects as a biological control agent of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 95, n. 4, p. 668-674, Aug. 2002.

ARTHURS, S.; HEINZ, K. M. Prospects for the insect parasitic nematode *Thripinema nicklewoodi* (Siddiqi) against western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) in ornamentals. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.25, n. 1, p. 1-4, May 2002.

ASKARY, H.; CARRIÈRE, Y.; BELÂNGER, R. R.; BRODEUR, J. Pathogenicity of the fungus *Verticillium lecanii* to aphids and powdery mildew. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 8, n. 1, p. 23-32, Mar. 1998.

AUAD, A. M.; BARBOSA, L. R. Ocorrência e flutuação populacional de tripses em cultivo hidropônico de alface. **Ecossistema**, Espírito Santo do Pinhal, v. 25, n. 2, p. 188-191, ago./dez. 2000.

BARBOSA, J. G. **Crisântemos: produção de mudas, cultivo para corte de flores, cultivo em vaso, cultivo hidropônico. Crisântemos: produção de mudas, cultivo para corte de flores, cultivo em vaso e hidropônico**. Viçosa: Aprenda Fácil. 2003. 232 p.

BATHON, H. Impact of entomopathogenic nematodes on non-target hosts. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 6, n. 3, p. 421-434, Sept. 1996.

BENE, G. Del. Possible applications of integrated pest control methods in greenhouse chrysanthemum. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 17, n. 5, p. 1-4, 1994.

BENNISON, J.; MAULDEN, K.; MAHER, H. Choice of predatory mites for biological control of ground-dwelling stages of western flower thrips within a 'push-pull' strategy on pot chrysanthemum. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 9-12, May 2002.

BERNDT, O. **Entomopathogenic nematodes and soil-dwelling predatory mites: Suitable antagonists for enhanced biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae)?** 2003. 125 p. Thesis (Dissertation) - University of Hanover - Alemanha.

BOURASSA, C.; VINCENT, C.; LOMER, C. J.; BORGEMEISTER, C. MAUFFETTE, Y. Effects of entomopathogenic hyphomycetes against the larger grain borer, *Prostephanus truncatus* (Horn) (Coleoptera: Bostrichidae), and its predator, *Teretriosoma nigrescens* Lewis (Coleoptera: Histeridae). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 77, n. 1, p. 75-77, Jan. 2001.

BORGEMEISTER, C.; EBSSA, L.; PREMACHANDRA, D.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Biological control of soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) by entomopathogenic nematodes and *Hypoaspis* spp. (Acari: Laelapidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.25, n.1, p.29-32, May 2002.

BROADBENT, A. B.; PREE, D. J. Resistance to insecticides in populations of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) from greenhouses in the Niagara region of Ontario. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 129, n. 5, p. 907-913, Sept/Oct 1997.

BRODSGAARD, H. F. Insecticide resistance in European and African strains of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) tested in a new residue-on-glass test. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.87, n.5, p.1141-1146, Oct. 1994.

BRODSGAARD, H. F.; ENKEGAARD, A. Intraguild predation between *Orius majusculus* (Reuter) (Hemiptera: Anthocoridae) and *Iphiseius degenerans* Berlese (Acari: Phytoseiidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 19-22, Apr. 2005.

BRODSGAARD, H. F.; SARDAR, M. A.; ENKEGAARD, A. Prey preference of *Hypoaspis miles* (Berlese) (Acarina: Hypoaspidae): non-interference with other beneficials in glasshouse crops. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 23-26, May 1996.

BROWNBRIDGE, M.; ADAMOWICZ, A.; SKINNER, M.; PARKER, B. L. Prevalence of fungal entomopathogens in the life cycle of pear thrips, *Taeniothrips inconsequens* (Thysanoptera: Thripidae), in Vermont sugar maple forests. **Biological Control**, San Diego, v. 16, n. 1, p. 54-59, Sept. 1999.

BUENO, V. H. P. Controle biológico aumentativo com agentes entomófagos. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: EPAMIG/CTZM: UFV, 2005a. p. 23-42.

BUENO, V. H. P. Controle biológico de tripes: pragas sérias em cultivos protegidos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.26, n.225, p.31-39, 2005b.

BUENO, V. H. P. Desenvolvimento e multiplicação de percevejos predadores do gênero *Orius* Wolff (ed.). In: _____. **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. 207 p.

BUENO, V. H. P. Protected cultivation and research on biological control of pests in greenhouse in Brazil. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 21-24, May 1999.

BUITENHUIS, R.; SHIPP, J.L. Control of western flower thrips with entomopathogenic nematodes, how does it work? **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 27-30, Apr. 2005.

BUITENHUIS, R.; SHIPP, J. L. Efficacy of entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) as influenced by *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) developmental stage and host plant stage. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.98, n.5, p.1480-1485, Oct. 2005.

BUTT, T. M.; BROWNBIDGE, M. Fungal pathogens of thrips. p. 399-433. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, 1997. 740p.

CAMPBELL, J. F.; LEWIS, E. E.; STOCK, S. P.; NADLER, S.; KAYA, H. K. Evolution of host search strategies in entomopathogenic nematodes. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 35, n. 2, p. 142-145, June 2003.

CAMPBELL, J. F.; LEWIS, E.; YODER, F.; GAUGLER, R. Entomopathogenic nematode (Heterorhabditidae and Steinernematidae) seasonal population dynamics and impact on insect populations in turfgrass. **Biological Control**, San Diego, v. 5, n. 4, p. 598-606, Dec. 1995.

CARNERO, A.; PEÑA, M. A.; PÉREZ-PADRÓN, F.; HERNÁNDEZ-GARCÍA, M.; TORRES DEL CASTILLO, R.; GARIRDO, C. Preliminary results for the biological control of *Frankliniella occidentalis* on sweet pepper in Canary Islands. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.17, n.5, p.147-152, 1994.

CARRIZO, P. I.; KLASMAN, R. Muestreo para el seguimiento poblacional de *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae) en cultivo de *Dianthus caryophyllus* (Cariophyllaceae) en invernadero. **Entomotropica**, Maracay, v. 17, n. 1, p. 7-14, Apr. 2002.

CASEY, C.; MURPHY, B.; PARRELLA, M. P.; MacDONALD, J. Development of an integrated pest management program for fresh cut roses in US greenhouses. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.29-31, 1999.

CASTAÑÉ, C.; ALOMAR, O.; RIUDAVETS, J. *Dicyphus tamaninii* in the biological control of cucumber pests. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 23, n. 1, p. 253-256, Apr. 2000.

CASTINEIRAS, A.; BARANOWSKI, R. M.; GLENN, H. Distribution of *Neoseiulus cucumeris* (Acarina: Phytoseiidae) and its prey, *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) within eggplants in South Florida. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 80, n. 2, p.211-217, June 1997.

CASTINEIRAS, A.; PEÑA, J. E.; DUNCAN, R.; OSBORNE, L. Potential of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) as biological control agents of *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae). **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 79, n. 3, p. 458-461, Sept. 1996.

- CHATZIVASSILIOU, E. K.; LIVIERATOS, I.; JENSER, G.; KATIS, N. I. Ornamental plants and thrips populations with a tomato spotted wilt virus in Greece. **Phytoparasitica**, Rehovot, v. 28, n. 3, p. 257-264, 2000.
- CHILDERS, C. C. Feeding and oviposition injuries to plants. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**, Wallingford: CAB International, 1997. p. 505-537.
- CHYZIK, R.; GLAZER, I.; KLEIN, M. Virulence and efficacy of different entomopathogenic nematode species against western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*). **Phytoparasitica**, Rehovot, v. 24, n. 2, p. 103-110, 1996.
- CLOUTIER, C.; JOHNSON, S. G. Predation by *Orius tristicolor* (Hemiptera: Anthocoridae) on *Phytoseiulus persimilis* (Acarina: Phytoseiidae): Testing for compatibility between biocontrol agents. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 22, n. 2, p. 477-482, Apr. 1993.
- COSTA, S. D.; GAUGLER, R. R. Sensitivity of *Beauveria bassiana* to solanine and tomatine: plant defensive chemicals inhibit an insect pathogen. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 15, n. 2, p. 697-706, Feb. 1989.
- COTTREL, T. E.; SHAPIRO-ILAN, D. I. Susceptibility of a native and an exotic lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) to *Beauveria bassiana*. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 84, n. 2, p.137-144, Oct. 2003.
- DAREZZO, R. J.; AGUIAR, R. L.; AGUILERA, G. A. H.; ROZANE, D. E.; SILVA, D. J. H. Cultivo em ambiente protegido: histórico, tecnologia e perspectivas. In: AGUIAR, R. L.; DAREZZO, R. J.; ROZANE, D. E.; AGUILERA, G. A. H.; SILVA, D. J. H. (Ed.). **Cultivo em ambiente protegido: histórico, tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV; DFT, 2004. p.1-7.
- DAUGHTREY, M. L.; JONES, R. K.; MOYER, M. E.; DAUB, M. E.; BAKER, J. R. Tospovirus strike the greenhouse industry: INSV has become a major pathogen on flower crops. **Plant Disease**, St Paul, v.81, n.11, p.1220-1230, Nov. 1997.
- DONEGAN, K.; LIGHTHART, B. Effect of several stress factors on the susceptibility of the predatory insect, *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), to the fungal pathogen *Beauveria bassiana*. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.54, n.1, p.79-84, July 1989.

DOWDS, B. C. A.; PETERS, A. Virulence mechanisms. p. 79-98. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. CAB International: Wallingford, 2002. 400p.

EBSSA, L.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; POEHLING, H. M. Efficacy of entomopathogenic nematodes against soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 78, n. 3, p. 119-127, Oct. 2001.

EHLERS, R. U.; HOKKANEN, H. M. T. Insect biocontrol with non-endemic entomopathogenic nematodes (*Steinernema* and *Heterorhabditis* spp.): conclusions and recommendations of a combined OECD and COST workshop on scientific and regulatory policy issues. **Biocontrol Science and Technology**, Abington, v. 6, n. 3, p. 295-302, Sept. 1996.

EKESI, S.; MANIANIA, N. K. Susceptibility of *Megalurothrips sjostedti* developmental stages to *Metarhizium anisopliae* and the effects of infection on feeding, adult fecundity, egg fertility and longevity. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 94, n. 3, p. 229-236, Mar. 2000.

FAO. Organización de Las Naciones Unidas para La Agricultura y La Alimentación. **El cultivo protegido en clima mediterráneo**. Roma: Estudio FAO Producción y Protección Vegetal, 2002. n. 90, 20 p.

FERRAZ, L. C. C. B. Nematóides entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap.16, p.541-569.

FLEXNER, J. L.; LIGHTHART, B.; CROFT, B. A. The effects of microbial pesticides on non-target, beneficial arthropods. **Agricultural Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 16, n. 3-4, p. 203-254, July 1986.

FORST, S.; CLARKE, D. Bacteria-nematode symbiosis. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.57-77.

FUNDERBURK, J.; RIPA, R.; ESPINOZA, F.; RODRIGUEZ, F. Parasitism of *Frankliniella australis* (Thysanoptera: Thripidae) by *Thripinema khrustalevi* (Tylenchida: Allantonematidae) isolate Chile. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 85, n. 4, p. 645-649, Dec. 2002.

GAUGLER, R. Ecological considerations in the biological control of soil inhabiting insects with entomopathogenic nematodes. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Amsterdam, v. 24, n. 1-3, p. 351-360, Nov. 1988.

GEORGIS, R. Formulation and application technology. In: GAUGLER, R.; KAYA, H. K. (Ed.). **Entomopathogenic nematodes in biological control**. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1990. p. 173-191.

GEORGIS, R.; HOM, A. Introduction of entomopathogenic nematode products into Latin America and the Caribbean. **Nematropica**, Auburn, v. 22, n. 1, p. 81-98, June 1992.

GEORGIS, R.; KAYA, H. K.; GAUGLER, R. Effect of steinernematid and heterorhabditid nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on nontarget arthropods. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 20, n. 3, p. 815-822, June 1991.

GILKESON, L. A.; MOREWOOD, W. D.; ELLIOTT, D. E. Current status of biological control of thrips in Canadian greenhouses with *Amblyseius cucumeris* and *Orius tristicolor*. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.13, n.5, p.71-75, 1990.

GILLESPIE, D. R.; QUIRING, D. J. M. Competition between *Orius tristicolor* (White) (Hemiptera: Anthocoridae) and *Amblyseius cucumeris* (Oudemans) (Acari: Phytoseiidae) feeding on *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). **Canadian Entomologist**, Ottawa, v.124, n.6, p.1123-1128, Nov/Dez. 1992.

GLAZER, I. Survival biology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p. 169-187.

GLAZER, I. Survival mechanisms of entomopathogenic nematodes. **Biocontrol Science and Technology**, Abington, v. 6, n. 3, p. 373-378, Sept. 1996.

GLAZER, I.; LEWIS, E. E. Bioassays for entomopathogenic nematodes. In: NAVON, A.; ASCHER, K. R. S. (Ed.). **Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes**, Wallingford: CAB International, 2000. p. 229-247.

GOODWIN, S.; STEINER, M. Y. Developments in IPM for protected cropping in Australian. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.25, n.1, p.81-84, May 2002.

GOODWIN, S.; STEINER, M. Y. Survey of Australian native natural enemies for control of thrips. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.47-50, May 1996.

GOODWIN, S.; STEINER, M.; LIANG, W. Development of new fungal biopesticides for the Australian greenhouse industry. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 107-110, Apr. 2005.

GOTO, R. Ambiente protegido no Brasil: histórico e perspectivas. In: AGUIAR, R. L.; DAREZZO, R. J.; ROZANE, D. E.; AGUILERA, G. A. H.; SILVA, D. J. H. (Ed.). **Cultivo em ambiente protegido: histórico, tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV; DFT, 2004. p. 9-19.

GREENE, I. D.; PARRELLA, M. P. An entomophilic nematode, *Thripinema nicklewoodii* and an endoparasitic wasp, *Ceranisus* sp. parasitizing *Frankliniella occidentalis* in California. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.16, n.2, p.47-50, 1993.

GREWAL, P. S. Formulation and application technology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.265-287.

GREWAL, P. S.; GAUGLER, R.; SELVAN, S. Host recognition by entomopathogenic nematodes: behavior response to contact with host feces. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 19, n. 6, p. 1219-1231, June 1993.

GREWAL, P. S.; LEWIS, E. E.; GAUGLER, R.; CAMPBELL, J. F. Host finding behavior as a predictor of foraging strategy in entomopathogenic nematodes. **Parasitology**, Cambridge, v. 108, p. 207-215, 1994.

HAZIR, S.; KAYA, H. K.; STOCK, S. P.; KESKÜN, N. Entomopathogenic nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) for biological control of soil pests. **Turkish Journal of Biology**, Ankara, v. 27, p. 181-202, 2003.

HEINZ, K. M.; HEINZ, L. M.; PARRELLA, M. P. Natural enemies of western flower thrips indigenous to California ornamentals. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 51-54, May 1996.

HELYER, N. *Verticillium lecanii* for control of aphids and thrips on cucumber. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 16, n. 2, p. 63-66, 1993.

HELYER, N. L.; BROBYN, P. J.; RICHARDSON, P. N.; EDMONSON, R. N. Control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*, Pergande) pupae in compost. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v.127, n.3, p.405-412, 1995.

HERRING, J. L. The genus *Orius* of the Western Hemisphere (Hemiptera: Anthocoridae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 59, n. 6, p. 1093-1109, Nov. 1966.

HIGGINS, C. J. Western flower thrips (Thysanoptera, Thripidae) in greenhouses, population dynamics, distribution on plants, and associations with predators. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 85, n. 5, p. 1891-1903, Oct. 1992.

HIROSE, Y.; NAKASHIMA, Y.; SHIMA, K.; TAKAGI, M.; NAGAI, K.; KAJITA, H.; URANO, S. Surveying for non-diapausing predatory bugs for biological control for thrips pests in greenhouse during winter. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 105-108, May 1999.

IMENES, S. de L.; ALEXANDRE, M. A. V. (Coord.). **Aspectos fitossanitários do crisântemo**. São Paulo: Instituto Biológico, 1996. 47 p. (Boletim Técnico, 5)

IMMARAJU, J. A.; PAINE, T. D.; BETHKE, J. A.; ROBB, K. L.; NEWMAN, J. P. Western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) resistance to insecticides in coastal California greenhouses. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 85, n. 1, p. 9-14, Jan. 1992.

INGLIS, G. D.; GOETTEL, M. S.; BUTT, T. M.; STRASSER, H. Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. In: BUTT, T. M.; JACKSON, C.; MAGAN, N. (Ed.). **Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential**. Wallingford: CABI International, 2001. Chap.3, p.23-69.

ISENHOR, D. J.; YEARGAN, K. V. Effect of temperature on the development of *Orius insidiosus*, with note on laboratory rearing. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 74, n. 1, p. 114-116, Jan. 1981.

IZZO, T. J.; PINENT, S. M. J.; MOUND, L. A. *Aulacothrips dictyotus* (Heterothripidae), the first ectoparasitic thrips (Thysanoptera). **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 85, n. 1, p. 281-283, Mar. 2002.

JACOBSON, R. J.; CHANDLER, D.; FENLON, J.; RUSSELL, K. M. Compatibility of *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin with *Amblyseius cucumeris* Oudemans (Acarina: Phytoseiidae) to Control *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) on Cucumber Plants. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 11, n. 3, p. 391-400, 2001.

JACOBSON, R. J.; CROFT, P.; FENLON, J. Suppressing establishment of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) in cucumber crops by prophylactic release of *Amblyseius cucumeris* Oudemans (Acarina: Phytoseiidae). **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v.11, n.1, p.27-34, Feb. 2001.

JAMES, R. R.; CROFT, B. A.; SHAFFER, B. T.; LIGHTHART, B. Impact of temperature and humidity on host-pathogen interactions between *Beauveria bassiana* and a coccinellid. **Environmental Entomology**, Lanham, v.27, n.6, p.1506-1513, Dec. 1998.

JAMES, R. R.; LIGHTHART, B. Susceptibility of the convergent lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) to four entomogenous fungi. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 23, n. 1, p. 190-192, Feb. 1994.

JAMES, R. R.; SHAFFER, B. T.; CROFT, B.; LIGHTHART, B. Field evaluation of *Beauveria bassiana*: its persistence and effects on the pea aphid and a non-target coccinellid in alfalfa. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 5, n. 4, p. 425-437, 1995.

JANDRICIC, S.; MURPHY, G.; BROADBENT, B.; SCOTT-DUPREE, C.; HARRIS, R. Compatibility of *Atheta coriaria* with other biocontrol agents used in greenhouse production. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.28, n.1, p.135-138, Apr. 2005.

JANSSON, R. K.; LECRONE, S. H. Application methods for entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae): aqueous suspensions versus infected cadavers. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v.77, n.2, p.281-284, 1994.

KÄMPF, A. N. Horticultura e floricultura. In: KÄMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agropecuária, 2000. p.15-23.

KAYA, H. K. Entomogenous nematodes for insect control in IPM systems. In: HOY, M. A.; HERZOG, D. C. (Ed.), **Biological control in agricultural IPM systems**. New York: Academic Press, 1985. p. 283-302.

KAYA, H. K. Natural enemies and other antagonists. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.189-203.

KAYA, H. K.; BURLANDO, T. M.; THURSTON, G. S. Two entomopathogenic nematode species with different search strategies for insect suppression. **Environmental Entomology**, Lanham, v.22, n.4, p.859-864, 1993.

KAYA, H. K.; GAUGLER, R. Entomopathogenic nematodes. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 38, p. 181-206, 1993.

KIMAN, Z. B.; YEARGAN, K. V. Development and reproduction of the predator *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae) reared on diets of selected plant material and arthropod prey. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 78, n. 4, p. 464-466, July 1985.

KRAUTER, P. C.; THOMPSON, S.; HEINZ, K. M. *Thripinema nicklewoodi* performance against *Frankliniella occidentalis* in a chrysanthemum production system. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 167-170, Apr. 2005.

LABBÉ, R. M. **Intraguild interactions of the greenhouse whitefly natural enemies, predator *Dicyphus hesperus*, pathogen *Beauveria bassiana* and parasitoid *Encarsia formosa***. 2005. 99p. Mémoire (Maître ès Sciences) - Faculté des Sciences de L'agriculture et de L'alimentation Université Laval Québec, Québec.

LACEY, L. A.; MERCADIER, G. The effect of selected allelochemicals on germination of conidia and blastospores and mycelial growth of the entomopathogenic fungus, *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes). **Mycopathologia**, Dordrecht, v. 142, n. 1, p. 17-25, 1998.

LATTIN, J. D. Bionomics of the Anthocoridae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 44, p. 207-231, 1999.

LATTIN, J. D. Minute pirate bugs (Anthocoridae). In: SCHAEFER, C. W.; PANIZZI, A. R. **Heteroptera of Economic Importance**. Boca Raton: CRC Press, 2000. cap. 26, p. 607-637.

LEWIS, E. E. Behavioral ecology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.205-223.

LEWIS, T. **Thrips: their biology, ecology and economic importance**. London: Academic, 1973. 349 p.

LIM, U. T.; VAN DRIESCHE, R. G.; HEINZ, K. M. Biological attributes of the nematode, *Thripinema nicklewoodi*, a potential biological control agent of western flower thrips. **Biological Control**, San Diego, v.22, n.4, p.300-306, Aug. 2001.

LOOMANS, A. J. M. **Parasitoids as biological control agents of thrips pests**. 2003. 200p. Thesis (Doctor in Entomology) - Wageningen University, Wageningen.

LOOMANS, A. J. M.; TAMOTSU, M.; GREENE, I. D. Interactions with hymenopterous parasitoids and parasitic nematodes. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, 1997. p. 355-397.

LOOMANS, A. J. M.; VIERBERGEN, G. *Frankliniella*: perspectives for greenhouse pest control. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 157-160, May 1999.

LOPES, R. B. **Seleção de fungos entomopatogênicos e controle de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae)**. 1999. 72 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

LOPES, R. B.; ALVES, S. B.; TAMAI, M. A. Fungo *Metarhizium anisopliae* e o controle de *Frankliniella occidentalis* em alface hidropônico. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.57, n.2, p.239-243, abr./jun. 2000.

LOPES, R. B.; TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; SILVEIRA NETO, S.; SALVO, S. Occurrence of thrips on Niagara table grape and its control with the insecticides thiaclorprid and methiocarb associated with *Metarhizium anisopliae*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 269-272, abr. 2002.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. 3. ed. Nova Odessa: Plantarum, 2003. 1124 p.

LOUREIRO, E. S. **Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com outros produtos fitossanitários e sua interação com *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera, Aphididae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera, Anthocoridae)**. 2001. 121 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

LUDWIG, S. W.; OETTING, R. D. Efficacy of *Beauveria bassiana* plus insect attractants for enhanced control of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **The Florida Entomologist**, Gainesville, v.77, n.2, p.270-272, 2002.

LUDWIG, S. W.; OETTING, R. D. Effect of spinosad on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) when used for *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) control on greenhouse pot chrysanthemums. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 84, n. 2, p. 311-313, June 2001.

MAGALHÃES, B. P.; LORD, J. C.; WRAIGHT, S. P.; DAOUST, R. A.; ROBERTS, D. W. Pathogenicity of *Beauveria bassiana* and *Zoopthora radicans* to the Coccinellid predators *Coleomegilla maculata* and *Eriopis connexa*. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.52, n.3, p.471-473, Nov. 1988.

MAGALHÃES, B. P.; MONNERAT, R.; ALVES, S. B. Interações entre entomopatógenos, parasitóides e predadores. In: ALVES, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. Cap. 7, p. 195-216.

MALAIS, M. P.; RAVENSBERG, W. J. **The biology of glasshouse pest and their natural enemies**: knowing and recognizing. Roddenrijs: Koppert, Netherlands, 1992. 109 p.

MANIANIA, N. K.; EKESI, S.; LÖHR, B.; MWANGI, F. Prospects for biological control of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, with the entomopathogenic fungus, *Metarhizium anisopliae*, on chrysanthemum. **Mycopathologia**, Dordrecht, v. 155, n. 4, p. 229-235, 2002.

MANIANIA, N. K.; SITHANANTHAM, S.; EKESI, S.; AMPONG-NYARKO, K.; BAUMGÄRTNER, J.; LÖHR, B.; MATOKA, C. M. A field trial of the entomogenous fungus *Metarhizium anisopliae* for control of onion thrips, *Thrips tabaci*. **Crop Protection**, Oxford, v. 22, n. 3, p. 553-559, Apr. 2003.

MASON, J. M.; HEINZ, K. M. Biology of *Thripinema nicklewoodi* (Tylenchida), an obligate *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera) parasite. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 34, n. 4, p. 332-339, Dec. 2002.

MASON, J. M.; HEINZ, K. M. Potential for the biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) with a nematode, *Thripinema nicklewoodi* (Siddiqi). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.173-176, May 1999.

MASTALERZ, J. W. **The greenhouse environment**. New York: John Wiley & Sons, 1977. 629p.

MCCFREY, J. P.; HORSBURGH, R. L. Biology of *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae): a predator in Virginia apple orchards. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 15, n. 4, p. 984-988, Aug. 1986.

MCCFREY, J. P.; HORSBURGH, R. L. Functional response of *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) to European red mite, *Panonychus ulmi* (Acari: Tetranychidae) at different temperatures constants. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 15, n. 3, p. 532-535, June 1986.

MENDES, S. M.; BUENO, V. H. P. Biologia de *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) alimentado com *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 423-428, July/Sept. 2001.

MESSELINK, G.; VAN STEENPAAL, S.; VAN WENSVEEN, W. *Typhlodromips swirskii* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae): a new predator for thrips control in greenhouse cucumber. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 183-186, Apr. 2005.

MICHELAKIS, S. E.; AMRI, A. Integrated control of *Frankliniella occidentalis* in Crete-Greece. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.169-176, May 1997.

MONTEIRO, R. C. *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae). In: VILELA, E.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Ed.) **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. 173 p.

MONTSERRAT, M.; CASTAÑÉ, C.; SANTAMARIA, S. *Neozygites parvispora* (Zygomycotina: Entomophthorales) causing an epizootic in *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber in Spain. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 71, n. 2, p. 165-168, Mar. 1998.

MOTOS, J. R.; OLIVEIRA, M. J. G. de. (Coord.) **Produção de crisântemos em vaso**. Holambra: FLORTEC, [199?]. 34 p.

MOUND, L. A. Biological diversity. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**. CAB International: Wallingford, 1997. p. 197-215.

MOUND, L. A. Thysanoptera: diversity and interactions. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 50, p. 247-269, 2005.

MULDER, S.; HOOGERBRUGGE, H.; BOLCKMANS, K. Biological pest control in cucumbers in the Netherlands. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 177-180, May 1999.

MURAI, T. The pest and vector from the East: *Thrips palmi*. In: MARULLO, R.; MOUND, L. (Ed.). **Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**, Australian National Insect Collection, Canberra, 2002. p. 19-32.

MURAI, T.; KAWAI, S.; CHONGRATANAMETEEKUL, W.; NAKASUJI, F. Damage to tomato by *Ceratothripoides claratris* (Shumsher) (Thysanoptera: Thripidae) in central Thailand and a note on its parasitoid, *Goetheana shakespearei* Girault (Hymenoptera: Eulophidae). **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v. 35, n. 4, p. 505-507, Nov. 2000.

MURPHY, B. C.; MORISAWA, T. A.; NEWMAN, J. P.; TJOSVOLD, S. A.; PARRELLA, M. P. Fungal pathogen controls thrips in greenhouse flowers. **California Agriculture**, Berkeley, v. 52, n. 3, p. 32-36, May/June 1998.

NAGAI, K. Integrated control of *Thrips palmi* Karny on eggplants in open field with *Orius sauteri* Poppius. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.16, n.2, p.117-120, 1993.

NAGATA, T.; ALMEIDA, A. C. L.; RESENDE, R. O.; DE ÁVILA, A. C. The competence of four thrips species to transmit and replicate four tospoviruses. **Plant Pathology**, Oxford, v. 53, n. 2, p. 136-140, Apr. 2004.

NAGATA, T.; ÁVILA, A. C. Transmission of chrysanthemum stem necrosis virus, a recently discovered tospovirus, by thrips species. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 148, n. 2, p. 123-125, Feb. 2000.

OETTING, R. D.; BESHEAR, R. J.; LIU, T. , BRAMAN, S. K.; BAKER, J. R. , Biology and identification of thrips on greenhouse ornamentals. **Georgia Agricultural Experiment Station Research Bulletin** , Georgia, n.414, p.20, 1993.

OLIVEIRA, M. R. V. O emprego das casas de vegetação no Brasil: vantagens e desvantagens. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 8, p. 1049-1060, ago. 1995.

PALLINI, A.; VENZON, M.; OLIVEIRA, H. G.; FADINI, M. A. Manejo integrado de pragas em cultivos protegidos. In: AGUIAR, R. L.; DAREZZO, R. J.; ROZANE, D. E.; AGUILERA, G. A. H.; SILVA, D. J. H. (Eds.). **Cultivo em ambiente protegido: histórico, tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV; DFT, 2004. p. 207-223.

PARRELLA, M. P.; MURPHY, B. Western flower thrips: identification, biology and research on the development of control strategies. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 115-118, May 1996.

PARKER, B. L.; SKINNER, M.; BROWNBRIDGE, M.; ADAMOWICZ, A. SU, F. C. Entomopathogenic fungi for thrips management: recent advances. **Acta Horticulture**, Amsterdam, v. 431, p. 521-533, 1996.

PARRELLA, M.; HANSEN, L. S.; VAN LENTEREN, J. C. Glasshouse environments, **Handbook of Biological Control**, 1999. cap.31, p.819-839, 1999.

PARRELLA, M. P.; MURPHY, B. Western flower thrips: identification, biology and research on the development of control strategies. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 115-118, May 1996.

PELL, J. K.; PLUKE, R.; CLARK, S. J.; KENWARD, M. G.; ALDERSON, P. G. Interactions between two aphid natural enemies, the entomopathogenic fungus *Erynia neoaphidis* Remaudière & Hennebert (Zygomycetes: Entomophthorales) and the predatory beetle *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 69, n. 3, p. 261-268, May 1997.

PELL, J. K.; VANDENBERG, J. D. Interactions among the aphid *Diuraphis noxia*, the entomopathogenic fungus *Paecilomyces fumosoroseus* and the coccinellid *Hippodamia convergens*. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 12, n. 2, p. 217-224, Mar. 2002.

PESSOA, L. G. A.; CAVALCANTI, R. S.; MOINO JR. , A.; SOUZA, B. Compatibilidade entre *Beauveria bassiana* e o predador *Chrysoperla externa* em laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.40, n.6, p.617-619, jun. 2005.

PETER, C. A. (Ed.). **Nonpesticide methods for controlling diseases and insect pest**. Tokyo Asian Productivity Organization, 2005. 61 p.

PETERS, A. The natural host range of *Steinernema* and *Heterorhabditis* spp. and their impact on insect populations. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 6, n. 3, p. 389-402, Sept. 1996.

PICKLES, S. **A linguagem das flores**. São Paulo: Melhoramentos, 1990. 111p.

POPRAWSKI, T. J.; CRISOSTOMO LEGASPI, J.; PARKER, P. E. Influence of entomopathogenic fungi on *Serangium parcesetosum* (Coleoptera: occinellidae), an important predator of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v. 27, n. 3, p. 785-795, June 1998.

PREMACHANDRA, W. T. S. D.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Combined releases of entomopathogenic nematodes and the predatory mite *Hypoaspis aculeifer* to control of soil-dwelling stages of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. **Biocontrol**, Dordrecht, v. 48, n. 5, p. 529-541, Oct. 2003.

QIU, L.; BEDDING, R. A. Energy metabolism and survival of the infective juveniles of *Steinernema carpocapsae* under oxygen-deficient conditions. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 32, n. 3, p. 271-280, Sept. 2000.

RAMAKERS, P. M. J. Coexistence of two thrips predators, the anthocorid *Orius insidiosus* and the phytoseiid *Amblyseius cucumeris* on sweet pepper. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 16, n. 2, p. 133-136, 1993.

RAMAKERS, P. M. J.; MAASWINKEL, R. H. M. Pest occurrence and control in organic year-round production of chrysanthemums. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 221-224, May 2002.

RAMAKERS, P. M. J.; VOET, S. J. P. Introduction of *Amblyseius degenerans* for thrips control in sweet peppers with potted castor beans as banker plants. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 127-130, May 1996.

RAVENSBERG, W. J.; MALAIS, M.; VAN DER SCHAAF, D. A. Applications of *Verticillium lecanii* in tomatoes and cucumbers to control whitefly and thrips. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.13, n.5, p.173-178, 1990.

RICCI, M.; GLAZER, I.; CAMPBELL, J. F.; GAUGLER, R. Comparison of bioassays to measure virulence of different entomopathogenic nematodes. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v.6, n.2, p.235-245, June 1996.

RIPA, R.; RODRIGUEZ, F.; FUNDERBURK, J.; ESPINOZA, F. Predation of *Frankliniella occidentalis* by *Orius insidiosus* on plant hosts serving as sources of populations infesting fruit orchards. In: MARULLO, R.; MOUND, L. (Eds.). **Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. Canberra: Australian National Insect Collection, 2002. p.129-131.

RIUDAVETS, J. **Depredadors autòctons per al control biològic de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en conreus hortícoles**. Biblioteca Virtual Miguel de Cervantes, Universitat de Lleida. 1995. 72 p.

RIUDAVETS, J.; GABARRA, R.; CASTAÑE, C. *Frankliniella occidentalis* predation by native natural enemies. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.16, n.2, p.137-140, 1993.

ROSENHEIM, J. A.; KAYA, H. K.; EHLER, L. E.; MAROIS, J. J.; JAFFEE, B. A. Intra-guild predation among biological control agents: theory and evidence. **Biological Control**, San Diego, v. 5, n. 3, p. 303-335, Sept. 1995.

ROVESTI, L.; GRAZZI, G.; VICCINELLI, R. Use of entomopathogenic fungi for pest control in protected crops in Italy. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 285-292, May 1997.

ROY, H. E.; PELL, J. K. Interactions between entomopathogenic fungi and other natural enemies: implications for biological control. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 10, n. 6, p. 737-725, Dec. 2000.

ROY, H. E.; PELL, J. K.; CLARK, S. J.; ALDERSON, P. G. Implications of predator foraging on aphid pathogen dynamics. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 71, n. 3, p. 236-247, May 1998.

RUBERSON, J. R.; SHEN, Y. J.; KRING, T. J. Photoperiodic sensitivity and diapause in the predator *Orius insidiosus* (Heteroptera: Anthocoridae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v.93, n.5, p.1123-1130, Sept. 2000.

RUBIN, A.; UCKO, O.; ORR, N.; OFFENBACH, R. Efficacy of natural enemies of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* in pepper flowers in the Arava Valley, Israel. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 139-142, May 1996.

SABELIS, M. W.; VAN RIJN, P. C. J. Predation by insects and mites. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, 1997. p. 259-354.

SABUGOSA, E. T. Produção de flores em ambiente protegido. In: AGUIAR, R. L.; DAREZZO, R. J.; ROZANE, D. E.; AGUILERA, G. A. H.; SILVA, D. J. H. (Ed.). **Cultivo em ambiente protegido: histórico, tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV; DFT, 2004. p. 267-276.

SAKURAI, T. Transmission of tomato spotted wilt virus by the dark form of *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) originating in tomato fields in Paraguay. **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v.39, n.1, p.189-194, Feb. 2004.

SAKURAI, T.; INOUE, T.; TSUDA, S. Distinct efficiencies of impatiens necrotic spot virus transmission by five thrips vector species (Thysanoptera: Thripidae) of tospoviruses in Japan. **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v. 39, n. 1, p. 71-78, Feb. 2004.

SALAS, J. *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) su presencia en la region Centro Occidental de Venezuela. **Agronomia Tropical**, Macaray, v. 45, n. 4, p. 637-645, Oct./Dec. 1995.

SAMPAIO, D. P. A.; GUERRA, M. S. **Receituário agrônômico**. 2 ed. São Paulo: Globo. 1991. 436 p.

SÁNCHEZ, J. A.; ALCÁZAR, A.; LACASA, A.; LLAMAS, A.; BIELZA, P. Integrated pest management strategies in sweet pepper plastic houses in the Southeast of Spain. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.23, n.1, p.21-30, Apr. 2000.

SANCHEZ, J. A.; GARCÍA, F.; LACASA, A.; GUTIERREZ, L.; ONCINA, M.; CONTRERAS, J.; GOMEZ, Y. J. Response of the anthocorids *Orius laevigatus* and *Orius albidipennis* and the phytoseiid *Amblyseius cucumeris* for the control of *Frankliniella occidentalis* in commercial crops of sweet peppers in plastic houses in Murcia (Spain). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 177-185, May 1997.

SANDERSON, J. P.; BRODSGAARD, H. F.; ENKEGAARD, A. Preference assessment of two *Orius* spp. for *Neoseiulus cucumeris* vs. *Frankliniella occidentalis*. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.28, n.1, p.221-224, Apr. 2005.

SHCHENIKOVA, A.; STEPANYCHEVA, E. N. Rearing of predator bug *Orius laevigatus* (Fieb.) (Heteroptera, Anthocoridae) with alternative food and its application against *Frankliniella occidentalis* (Pergande). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 233-236, Apr. 2005.

SHIPP, J. L.; GILLESPIE, D. R.; FRY, K. M.; FERGUSON, G. M. *Echinothrips americanus* (Morgan), *Frankliniella occidentalis* (Pergande), Western Flower Thrips, and *Thrips tabaci* Lindeman, Onion Thrips (Thysanoptera: Thripidae). In: MASON, P. G.; HUBER, J. T. (Ed.) **Biological Control Programmes in Canada, 1981-2000**. Mar. 2002b. p. 115-119.

SHIPP, L.; ZHANG, Y.; HUNT, D.; FERGUSON, G. Influence of greenhouse microclimate on the efficacy of *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin for control of greenhouse pests. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 237-240, May 2002.

SILVEIRA, L. C. P. **Registro e associação de espécies de *Orius* Wolff com trips, influência do fotoperíodo na reprodução e avaliação de *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae) no controle biológico de trips (Thysanoptera) em casa-de-vegetação**. 2003. 104 p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.

SILVEIRA, L. C. P.; BUENO, V. H. P.; PIERRE, L. S. R.; MENDES, S. M. Plantas cultivadas e invasoras como habitat para predadores do gênero *Orius* (Wolff) (Heteroptera: Anthocoridae). **Bragantia**, Campinas, v.62, n.2, p.261-265, 2003.

Sociedade Brasileira de Floricultura e Plantas Ornamentais (SBFPO). <http://www.uesb.br/flower/sbfpo.html>. página acessada dia 20/12/05. 2005.

Sociedade Nacional de Agricultura (SNA). **Cultivo protegido: produção programada e fora de época**. 2000. <http://www.biblioteca.sna.agr.br/artigos/artitec-cultivo.htm>, página acessada dia 01/01/06.

STEINER, M. Progress towards integrated pest management for thrips (Thysanoptera: Thripidae) in strawberries in Australia. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 253-256, May 2002.

STEINER, M.; GOODWIN, S. Development of a new thrips predator, *Typhlodromips montdorensis* (Schicha) (Acari: Phytoseiidae) indigenous to Australia. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.25, n.1, p.245-247, May 2002.

STEINER, M.; GOODWIN, S. Management of thrips on cucumber with *Typhlodromips montdorensis* (Schicha) (Acari: Phytoseiidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 249-252, May 2002.

STEINER, M. Y.; TELLIER, A. J. Western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), in greenhouse cucumbers in Alberta, Canada. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 13, n. 5, p. 202-205, 1990.

TAGASHIRA, E.; HIROSE, Y. Development and reproduction of *Ceranisis menes* (Hymenoptera: Eulophidae), a larval parasitoid of thrips: effects of two host species, *Frankliniella intonsa* and *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae). **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v. 36, n. 2, p. 237-241, May 2001.

TEERLING, C. R.; PIERCE, H. D.; BORDEN, J. H.; GILLESPIE, D. R. Identification of alarm pheromone in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v.19, n.4, p.681-697, Apr. 1993.

TELLIER, A. J.; STEINER, M. Y. Control of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), with a native predator *Orius tristicolor* (White) in greenhouse cucumbers and peppers in Alberta, Canada. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 13, n. 5, p. 209-211, 1990.

TEULON, D. A. J.; WOUTS, W. M.; PENMAN, D. R. A nematode parasite of the New Zealand flower thrips (Thysanoptera: Thripidae). **New Zealand Entomologist**, Wellington, v. 20, n. 1, p. 67-69, 1997.

TOMMASINI, M. G. **Evaluation of *Orius* species for biological control of *Frankliniella occidentalis* Perg (Thysanoptera Thripidae)**. 2003. 215 p. Thesis (Doctor in Entomology) - Wageningen University, Wageningen.

TOMMASINI, M. G.; MAINI, S. Thrips control on protected sweet pepper crops: enhancement by means of *Orius laevigatus* releases. In: MARULLO, R.; MOUND, L. (Ed.). **Thrips and Tospoviruses**: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera. Canberra: Australian National Insect Collection, 2002. p. 249-256.

TOMMASINI, M. G.; NICOLI, G. Adult activity of four *Orius* species reared on two preys. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.16, n.2, p.181-184, 1993.

TSCHUCH, G.; LINDEMANN, P.; MORITZ, G. Chemical defence in thrips. In: MARULLO, R.; MOUND, L. (Ed.). **Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**, Canberra: Australian National Insect Collection, 2002. p. 277-278.

UGINE, T. A.; WRAIGHT, S. P.; BROWNBRIDGE, M.; SANDERSON, J. P. Development of a novel bioassay for estimation of median lethal concentrations (LC₅₀) and doses (LD₅₀) of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*, against western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 89, n. 3, p. 210-218, July 2005.

UGINE, T. A.; WRAIGHT, S. P.; SANDERSON, J. P. Differential susceptibility of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) to *Beauveria bassiana*, as a function of host plant species. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallington, v. 28, n. 1, p. 271-274, Apr. 2005.

ULLMAN, D. E.; CHO, J. J.; MAU, R. F. L.; WESTCOT, D. M.; CUSTER, D. M. A midgut barrier to tomato spotted wilt virus acquisition by adult western flower thrips. **Phytopathology**, St Paul, v. 82, n. 11, p. 1333-1342, Nov. 1992.

ULLMAN, D. E.; SHERWOOD, J. L.; GERMAN, T. L. Thrips as vectors of plant pathogens. In: LEWIS, T. (Ed.). **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, 1997. p. 539-565.

VACANTE, V.; CACCIOLA, S. O.; PENNISI, A. M. Epizootiological study of *Neozygites parvispora* (Zygomycota: Entomophthoraceae) in a population of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) on pepper in Sicily. **Entomophaga**, Paris, v. 39, n. 2, p. 123-130, 1994.

VAN DEN MEIRACKER, R. A. F.; SABELIS, M. W. Oviposition sites of *Orius insidiosus* in sweet pepper. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 16, n. 2, p. 109-112, 1993.

VAN HOUTEN, Y. M. Biological control of western flower thrips on cucumber using the predatory mites *Amblyseius cucumeris* and *A. limonicus*. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 59-62, May 1996.

VAN HOUTEN, Y. M.; OSTLIE, M. L.; HOOPERBRUGGE, H.; BOLCKMANS, K. Biological control of western flower thrips on sweet pepper using the predatory mites *Amblyseius cucumeris*, *Iphiseius degenerans*, *A. andersoni* and *A. swirskii*. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 283-286, Apr. 2005.

VAN LENTEREN, J. C. A greenhouse without pesticides: fact or fantasy? **Crop Protection**, Berlin, v. 19, n. 6, p. 375-384, July 2000.

VAN LENTEREN, J. C. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.). **Biological control**: measures of success. London: Kluwer Academic Publishers, 2000b. p. 819-839.

VAN LENTEREN, J. C.; LOOMANS, A. J. M. Biological control of thrips: how far are we? **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.141-144, 1999.

VAN SCHELT, J.; HOOGERBRUGGE, H.; VAN HOUTEN, Y.; BOLCKMANS, K. Biological control and survival of *Echinothrips americanus* in pepper. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 1-4, May 2002.

VÄNNINEN, I.; LINNAMÄKI, M. Performance of *Neoseiulus cucumeris* as a biocontrol agent of the western flower thrips in cut roses. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 25, n. 1, p. 289-292, May 2002.

VEIRE, M. V.; DEGHEELE, D. Control of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* with the predator *Orius insidiosus* on sweet peppers. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 16, n. 2, p. 185-188, 1993.

VERHAAR, M. A.; HIJWEGEN, T.; ZADOKS, J. C. Glasshouse experiments on biocontrol of cucumber powdery mildew (*Sphaerotheca fuliginea*) by the mycoparasites *Verticillium lecanii* and *Sporothrix rugulosa*. **Biological Control**, San Diego, v. 6, n. 3, p. 353-360, June 1996.

VERHAAR, M. A.; HIJWEGEN, T.; ZADOKS, J. C. Selection of *Verticillium lecanii* isolates with high potential for biocontrol of cucumber powdery mildew by means of components analysis at different humidity regimes. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 8, n. 4, p. 465-477, Dec. 1998.

VESTERGAARD, S.; GILLESPIE, A. T.; BUTT, T. M.; SCHREITER, G.; EILENBERG, J. Pathogenicity of the hyphomycete fungi *Verticillium lecanii* and *Metarhizium anisopliae* to the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Biocontrol Science and Technology**, v.5, n.2, p.185-192, 1995.

VRIES, E. J.; JACOBS, G.; BREEUWER, J. A. J. Growth and transmission of gut bacteria in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 77, n. 2, p. 129-137, Feb. 2001.

WILLIAMS, M. E. C. Biological control of thrips on ornamental crops: interactions between the predatory mite *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae) and western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), on cyclamen. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 11, n. 1, p. 41-55, Feb. 2001.

WITTMANN, E. J.; LEATHER, S. R. Compatibility of *Orius laevigatus* Fieber (Hemiptera: Anthocoridae) with *Neoseiulus (Amblyseius) cucumeris* Oudemans (Acari: Phytoseiidae) and *Iphiseius (Amblyseius) degenerans* Berlese (Acari: Phytoseiidae) in the biocontrol of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae). **Experimental and Applied Acarology**, London, v. 21, n. 8, p. 523-538, Aug. 1997.

XU, X.; BORGEMEISTER, C.; POEHLING, H. M. Interactions in the biological control of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* Koch by the predatory bug *Orius insidiosus* Say on beans. **Biological Control**, San Diego, v.36, n.1, p.57-64, 2006.

YANO, E. Biology of *Orius sauteri* (Poppius) and its potential as a biocontrol agent for *Thrips. palmi* Karny. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 22, n. 1, p. 203-206, May 1996.

YUDIN, L. S.; CHO, J. J.; MITCHEL, W. C. Host range of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) with special reference to *Leucaena glauca*. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 15, n. 6, p. 1292-1295, Dec. 1986.

ZHAO, G. Y.; LIU, W.; BROWN, J. M.; KNOWLES, C. O. Insecticide resistance in field and laboratory strains of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 88, n. 5, p. 1164-1170, Oct. 1995.

ZWAHLEN, C.; NENTWIG, W.; BIGLER, F.; HILBECK, A. Tritrophic interactions of transgenic *Bacillus thuringiensis* corn, *Anaphothrips obscurus* (Thysanoptera: Thripidae), and the predator *Orius majusculus* (Heteroptera: Anthocoridae). **Environmental Entomology**, Lanham, v.29, n.4, p.846-850, Aug. 2000.

CAPÍTULO 2

1 RESUMO

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Patogenicidade de isolados de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. a *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae).** Lavras: UFLA, 2006. p.57-73 (Tese – Doutorado em Entomologia).*

O controle microbiano é uma ferramenta a ser utilizada para o controle de tripes, importante praga em vários agroecossistemas. Dentre os organismos usados, os fungos entomopatogênicos (FEPs) são os mais estudados, e dentre eles, a espécie *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. tem mostrado eficiência no controle de diversas pragas. Este trabalho teve como objetivo avaliar a patogenicidade de cinco isolados de *B. bassiana* sobre *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae), em condições de laboratório. Foram aplicadas suspensões fúngicas em placas de Petri contendo meio de cultura Agar-Água + disco foliar de feijão-de-porco [*Canavalia ensiformis* (L.)], para onde foram transferidas ninfas e adultos de *C. phaseoli*. Foi utilizado um delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos e cinco repetições, perfazendo 50 tripes/tratamento. No tratamento testemunha foi pulverizada água destilada esterilizada. Para obtenção dos tempos letais médios (TL₅₀), os dados de mortalidade acumulada aos 10 dias foram submetidos à análise de Probit. Todos os isolados foram patogênicos a ninfas e adultos de *C. phaseoli* em condições de laboratório. O isolado UFLA 16 foi o mais virulento para ninfas de *C. phaseoli*, causando mortalidade de 74%. Para adultos de *C. phaseoli*, os isolados mais virulentos foram UFLA 13, UFLA 17 e IPA 202, promovendo mortalidades de 73,2; 63,4 e 80,6%, respectivamente. O isolado UFLA 16 apresentou o menor TL₅₀ (6,98 dias) para ninfas de *C. phaseoli*, diferindo dos outros isolados, que apresentaram TL₅₀ superiores a 11 dias. Os TL₅₀ para adultos foram semelhantes para os isolados UFLA 13, UFLA 17 e IPA 2002, sendo de 5,67; 4,10 e 5,38 dias, respectivamente.

*Orientador: Alcides Moino Junior

2 ABSTRACT

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Patogenicidade de isolados de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. a *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae).** Lavras: UFLA, 2006. p.57-73 (Thesis – Doctor in Entomology).*

The microbial control is a promising tool to be tested against thrips, an important pest in several agricultural ecosystems. Among the organisms used in the microbial control, the entomopathogenic fungi are the most studied, and the species *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. has shown efficiency for application in the control of several agricultural pests. The purpose of the present study was to evaluate the pathogenicity of five *B. bassiana* strains against *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) in laboratory conditions. Fungal suspensions were applied in Petri dish containing agar-water culture + jack bean foliar disc [*Canavalia ensiformis* (L.)], to where nymphs and adults of *Caliothrips phaseoli* were transferred. It was used a completely randomized design, with six treatments and five replicates, adding 50 thrips/treatment. In the Petri dish control it was sprayed distilled and sterilized water. To obtain the average lethal time (LT₅₀), the 10 days-mortality data was submitted to Probit analysis. All strains were pathogenic to nymphs and adults of *C. phaseoli* under laboratory conditions. The strain UFLA 16 was the most virulent to nymphs of *C. phaseoli*, causing 74% mortality. To *C. phaseoli* adults, the most virulent were UFLA 13, UFLA 17 and IPA 202, resulting in mortalities of 73.2, 63.4 and 80.6%, respectively. The strain UFLA 16 showed the smaller LT₅₀ (6.98 days) to *C. phaseoli* nymphs, different from the other strains that showed LT₅₀ higher than 11 days. The LT₅₀ for adults were similar for the strains UFLA 13, UFLA 17 and IPA 2002, which were 5.67, 4.10 and 5.38 days, respectively.

* Adviser: Alcides Moino Junior – UFLA

3 INTRODUÇÃO

Os tripes são insetos cosmopolitas que possuem diversas espécies de plantas hospedeiras, desde culturas agrícolas, produzidas em campo e casa-de-vegetação, a ervas daninhas. A espécie *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) é encontrada em diversos agroecossistemas, como alface, algodoeiro, amendoim, ervilha e feijoeiro, sendo principalmente distribuída nas Américas e tem importância como praga por se alimentar de plantas jovens, causando deformação e retardando o desenvolvimento das culturas (Beltrán et al., 2004; Lima, 1968).

Segundo Parrella et al. (1999), os tripes se alimentam sobre as plantas após perfurarem os tecidos e extraírem a seiva com seu estilete maxilar e mandíbulas, sendo que os tecidos em volta ficam ressecados, reduzindo a área fotossintetizadora da folha. Em anos recentes os tripes mudaram seu grau de importância nas casas-de-vegetação, passando de não-praga (incidental) para uma das principais pragas das culturas.

O aumento da área de produção intensiva em cultivos protegidos favorece o aparecimento de pragas. Somando-se a isto, a aplicação indiscriminada de produtos fitossanitários e o crescente problema de resistência das pragas, principalmente em casas-de-vegetação, onde não existem produtos registrados, permitiu que os tripes aumentassem de importância nestes ambientes. Nas últimas décadas, os tripes tornaram-se pragas-chave em muitos lugares no mundo, principalmente por serem vetores de vírus em várias culturas de campo, como tomate, alface, pimenta e cebola, entre outras, e em culturas protegidas de hortaliças e flores, tais como tomate, pepino, crisântemo, rosas e violeta africana (Daughtrey et al., 1997; Yudin et al., 1986).

Os danos diretos podem ser pequenos, mas não são irrelevantes, especialmente se a parte vegetal danificada é o produto de comercialização (Monteiro, 2000).

Os produtos biológicos são uma alternativa para o controle de tripes, principalmente em agroecossistemas de cultivos protegidos, porque além da resistência das pragas aos mesmos, as excessivas aplicações dos produtos químicos nestes ambientes podem causar sérios problemas de exposição dos aplicadores aos mesmos. Dentre os agentes biológicos utilizados para o controle dos tripes, os fungos entomopatogênicos se destacam pela grande variabilidade genética e facilidade de aplicação. A espécie *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. é a mais freqüente sobre insetos pragas, sendo muito utilizada para o controle de tripes, principalmente em alface em cultivos protegidos (Alves, 1998; Bueno, 2005; Parrella et al., 1999; van Lenteren, 2000). Desta forma, este trabalho teve como objetivo avaliar a patogenicidade de cinco isolados de *B. bassiana* sobre o trips *C. phaseoli*, em condições de laboratório.

4 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido nos Laboratórios de Patologia e de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras - UFLA. Para realização dos bioensaios de patogenicidade foram utilizados adultos e ninfas de tripes, oriundos da criação de manutenção de laboratório.

4.1 Isolados utilizados nos bioensaios

Foram utilizados cinco isolados de *B. bassiana*, provenientes do Banco de Patógenos do Laboratório de Patologia de Insetos (Departamento de Entomologia/UFLA) (Tabela 1).

TABELA 1. Hospedeiros e procedência dos isolados de *Beauveria bassiana* utilizados nos experimentos.

Isolado	Hospedeiro	Procedência
UFLA 9	Solo	Lavras - MG
UFLA 13	<i>Hypothenemus hampei</i>	Lavras – MG
UFLA 16	Solo	Lavras – MG
UFLA 17	<i>Cosmopolites sordidus</i>	Lavras – MG
IPA 202	<i>Cosmopolites sordidus</i>	Recife - PE

Para reativação da virulência dos isolados de fungos entomopatogênicos, suspensões fúngicas (10^8 conídios/mL) dos mesmos foram inoculadas em placas de Petri (9 cm Ø) contendo papel filtro e larvas de *Galleria mellonella* (L.) (Lepidoptera: Pyralidae), provenientes da criação do Laboratório de Biologia de Insetos. As larvas foram alimentadas com dieta artificial a cada dois dias. As placas foram mantidas em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR = $70 \pm 10\%$ e

fotofase de 12 horas. Após a mortalidade das larvas, estas foram desinfestadas superficialmente em álcool 70%, hipoclorito de sódio 2% e água destilada, por um período de 15 segundos. Foram transferidas, em seguida, para câmara úmida para extrusão dos patógenos dos cadáveres dos insetos, segundo metodologia adaptada de Bustillo & Marin (2002).

4.2 Criação de *Caliothrips phaseoli*

Foram realizadas coletas de tripes em plantas de picão-preto *Bidens pilosa* L., em Lavras – MG, sendo em seguida preparadas lâminas para identificação dos espécimes, conforme Monteiro (1994). Os insetos selecionados foram criados em sala climatizada ($25 \pm 3^{\circ}\text{C}$, UR = $60 \pm 10\%$ e fotofase = 12 h).

Grupos de insetos adultos de *C. phaseoli* foram individualizados e transferidos para gaiolas de acrílico (50 x 40 x 80 cm) (Figura 1A), vedadas para evitar a fuga dos mesmos. Para permitir aeração dentro da gaiola, foram feitas aberturas circulares laterais cobertas com tecido organza, presas por parafusos de aço, conforme adaptação de Lopes & Alves (2000).



FIGURA 1. Gaiola de criação de *Caliothrips phaseoli* (A) e vaso com plantas de feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* para alimentação dos tripes (B).

Os tripes foram mantidos em plantas de feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* (L.) (Leguminosae), cultivadas em vasos (20 x 10 cm) contendo substrato autoclavado. Quando atingiram 20 cm de altura, as plantas foram transferidas para as gaiolas de criação (Figura 1B). As plantas foram renovadas a cada semana, cortando-as e retirando apenas os vasos. Essas plantas foram mantidas na gaiola para evitar a retirada dos ovos inseridos e/ou ninfas dos tripes nas folhas senescentes. No fundo das gaiolas foi colocada vermiculita para fornecer um local adequado para pupação dos tripes (Trichilo & Leigh, 1988). Os tripes provenientes dessa criação foram utilizados nos bioensaios de patogenicidade.

4.3 Bioensaios de patogenicidade

Após reativação da virulência dos isolados de *B. bassiana*, esses foram inoculados em placas de Petri (9 cm Ø) contendo meio de batata-dextrose-água (BDA) e incubados em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e UR de $70 \pm 10\%$, por 15 dias, até a plena esporulação. Os esporos obtidos foram utilizados durante os experimentos.

Para preparação das suspensões dos fungos, os seus esporos foram raspados das placas de Petri, com auxílio de um bisturi devidamente flambado, e em seguida transferidos para tubos de ensaio. Foram realizadas diluições sucessivas para contagem em câmara de Neubauer e quantificação, sendo cada suspensão concentrada em 10^8 esporos/mL + espalhante adesivo Tween 80[®] (5µL/L). A pulverização das suspensões dos esporos dos fungos foi realizada em Torre de Potter, com pressão de 15 libras/pol², utilizando-se 1,5 mL de suspensão, em placas de Petri (5 cm Ø) contendo meio de cultura Agar-Água (2%) sobreposto por disco foliar (3,5 cm Ø) de feijão-de-porco, para onde em seguida foram transferidos os tripes. No tratamento testemunha foi pulverizada água destilada esterilizada (ADE) + Tween 80[®].

Para transferência dos tripes adultos, os mesmos foram coletados com auxílio de sugador e transferidos para tubos de ensaio de fundo chato, tampados com filme PVC, os quais receberam CO₂ para diminuição da atividade metabólica dos insetos, sendo em seguida transferidos para as placas de Petri pulverizadas com as suspensões fúngicas. A transferência das ninfas (1º ínstar) de *C. phaseoli* foi realizada com o auxílio de pincel umedecido com água destilada, sendo que a cada transferência, por tratamento, foi feita a desinfestação do pincel em álcool a 70%, hipoclorito de sódio (2%) e água destilada, evitando a contaminação dos insetos com diferentes isolados.

Foram transferidos 10 tripes por repetição, sendo o experimento constituído de um delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos (cinco isolados + testemunha) e cinco repetições, totalizando 50 tripes/tratamento. As placas foram mantidas em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR de $70\% \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. As avaliações foram realizadas diariamente, durante 10 dias. Após a mortalidade dos tripes, estes foram desinfetados superficialmente, sendo imersos em álcool 70%, hipoclorito de sódio 2% e água destilada por 10 segundos, e em seguida transferidos para câmara úmida, para confirmação da mortalidade pelos patógenos, através da esporulação dos fungos nos cadáveres.

A mortalidade corrigida foi calculada pela fórmula de Abbott (Abbott, 1925), a partir da mortalidade total e os dados obtidos de mortalidade confirmada foram transformados por $\arcsen \sqrt{x/100}$ e submetidos à análise de variância e teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias. Os dados da mortalidade acumulada aos 10 dias foram submetidos à análise de Probit, com auxílio do programa Mobae (Haddad et al., 1995), para determinação dos tempos letais médios (TL₅₀).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados de mortalidade confirmada de ninfas de *C. phaseoli* pelos isolados de fungos entomopatogênicos são apresentados na Tabela 2. O isolado UFLA 16 foi o mais virulento dentre aqueles testados para ninfas, promovendo mortalidade de 74%. Os tratamentos UFLA 9, UFLA 13, UFLA 17 e IPA 202 foram semelhantes e diferiram da testemunha quanto à mortalidade de ninfas de *C. phaseoli*, apresentando menores percentuais de mortalidade, variando de 32 a 46% (Tabela 2).

Pela análise de Probit para os tempos letais médios (TL_{50}) de mortalidade de ninfas de *C. phaseoli* nos diferentes tratamentos, o isolado UFLA 16 apresentou menor TL_{50} (6,98 dias), o qual foi inferior ao TL_{50} obtido nos demais tratamentos (Tabela 3).

O tratamento com o isolado UFLA 9 apresentou o maior TL_{50} (13,63 dias) e a menor porcentagem de mortalidade de ninfas de *C. phaseoli* (32%). Com exceção do tratamento UFLA 16, todos os outros tratamentos testados apresentaram TL_{50} elevados para serem utilizados no controle de ninfas de *C. phaseoli*, promovendo baixa mortalidade nesses estádios durante um tempo relativamente longo (Tabelas 2 e 3).

A Tabela 4 apresenta os resultados da análise de variância do bioensaio de patogenicidade dos isolados de *B. bassiana* sobre adultos de *C. phaseoli*. Todos os isolados de *B. bassiana* avaliados apresentaram diferenças do tratamento testemunha.

Os tratamentos UFLA 9 e UFLA 16 foram patogênicos a *C. phaseoli*, mas causaram baixa mortalidade a adultos do tripes (31,2%), com diferença significativa dos isolados UFLA 13, UFLA 17 e IPA 202, que promoveram as maiores porcentagens médias de mortalidade do tripes, 73,2%, 63,4% e 80,6%, respectivamente (Tabela 4).

TABELA 2. Porcentagem média de mortalidade confirmada ($\pm$ EP) de ninfas de *Caliothrips phaseoli* inoculados com fungos entomopatogênicos.

Tratamentos	Mortalidade (%) ¹
Testemunha	0 $\pm$ 00 a
UFLA 9	32,00 $\pm$ 5,83 b
IPA 202	40,00 $\pm$ 3,16 b
UFLA 13	42,00 $\pm$ 2,00 b
UFLA 17	46,00 $\pm$ 2,45 b
UFLA 16	74,00 $\pm$ 6,78 c
CV (%)	25,43

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

TABELA 3. Tempos letais médios (TL₅₀) (dias), intervalos de confiança (IC) (P<0,05), equações de regressão linear e valores de χ^2 obtidos pela análise de Probit para isolados de *Beauveria bassiana* sobre ninfas de *Caliothrips phaseoli*.

Tratamentos	TL ₅₀	IC	Equação	χ^2
UFLA 9	13,63	(11,03; 16,85)	Y=0,27981 + 4,1603 . log X	1,16
UFLA 13	11,19	(9,54; 13,13)	Y=1,29987 + 3,5275 . log X	3,33
UFLA 16	6,98	(6,59; 7,39)	Y=2,13672 + 3,3934 . log X	1,90
UFLA 17	12,52	(9,45; 16,59)	Y=1,36703 + 3,3096 . log X	4,02
IPA 202	12,14	(8,80; 16,74)	Y= - 0,18640 + 4,7834 . log X	2,43

Mediante análise de Probit para os TL₅₀ de mortalidade de adultos de tripses pelos diferentes isolados (Tabela 5), observa-se menor TL₅₀ para o tratamento com o isolado UFLA 17 (4,1 dias), seguido por IPA 202, UFLA 13, UFLA 16 e UFLA 9. Os dados do isolado UFLA 17 apresentaram um χ^2

significativo, não se ajustando ao modelo. Os tratamentos com o isolados UFLA 13 e IPA 202 foram semelhantes quanto à mortalidade de adultos de tripes e aos valores de TL_{50} (Tabelas 4 e 5).

TABELA 4. Porcentagem média de mortalidade confirmada ($\pm$ EP) de adultos de *Caliothrips phaseoli* inoculados com fungos entomopatogênicos.

Tratamentos	Mortalidade (%) ¹
Testemunha	0 $\pm$ 00 a
UFLA 16	31,20 $\pm$ 10,27 b
UFLA 9	31,20 $\pm$ 9,52 b
UFLA 17	63,40 $\pm$ 10,20 c
UFLA 13	73,20 $\pm$ 9,76 c
IPA 202	80,60 $\pm$ 9,13 c
CV (%)	29,84%

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

TABELA 5. Tempos letais médios (TL_{50}) (dias), intervalos de confiança (IC) (P<0,05), equações de regressão linear e valores de χ^2 obtidos pela análise de Probit para isolados de *Beauveria bassiana* sobre adultos de *Caliothrips phaseoli*.

Tratamentos	TL_{50}	IC	Equação	χ^2
UFLA 9	9,10	(5,97; 13,89)	Y=2,95626 + 2,13086 . log X	1,15
UFLA 13	5,67	(5,12; 6,29)	Y= - 0,05757 + 6,70863 . log X	6,60
UFLA 16	8,19	(5,90; 11,38)	Y=1,27189 + 4,08107 . log X	5,06
UFLA 17	4,10	(2,78; 6,06)	Y=3,73230 + 2,06736 . log X	11,49*
IPA 202	5,38	(4,81; 6,02)	Y= - 1,74641 + 4,45155 . log X	4,79

* χ^2 significativo (P<0,05).

Os fungos testados promoveram mortalidades diferentes para ninfas e adultos do tripses (Tabelas 2 e 4). Os isolados UFLA 16, UFLA 17 e IPA 202 levaram a 74, 46 e 40% de mortalidade de ninfas, enquanto, para adultos, a mortalidade foi de 31, 63 e 80%, respectivamente. Vestergaard et al. (1995) observaram que nem todos os estágios de um inseto têm a mesma suscetibilidade aos fungos, mostrando que adultos de *F. occidentalis* foram mais suscetíveis a *Lecanicillium* sp. do que as ninfas da mesma espécie. Outros dados apresentaram resultados semelhantes sobre a espécie *Megalurothrips sjostedti* Trybom (Thysanoptera: Thripidae), em que os adultos foram mais suscetíveis a *M. anisopliae* (Metsch) Sorok. (Ekesi & Maniania, 2000); enquanto, para *F. occidentalis*, as ninfas de segundo instar foram mais suscetíveis do que os adultos aos FEPs *B. bassiana* e *M. anisopliae* (Goodwin et al., 2005).

UFLA 9 foi o isolado que promoveu a menor mortalidade de ninfas e adultos de *C. phaseoli*, sendo estas bastante próximas. Observou-se mortalidade de ninfas de *C. phaseoli* próxima de 50% e uma alta mortalidade de adultos (73%) para o tratamento UFLA 13 (Tabelas 2 e 4).

A associação de produtos químicos ou uma mistura de FEPs é uma alternativa que pode ser utilizada para o controle de tripses, como neste estudo, em que ocorreram mortalidades diferentes tanto para ninfas como para adultos com a maioria dos isolados testados.

Vários estudos relatam interações entre entomopatógenos (Barbercheck & Kaya, 1991; Inglis et al., 1999; Malakar et al., 1999; Shapiro-Ilan et al., 2004), as quais podem ser sinérgicas ou antagônicas.

Na combinação de FEPs, Thomas et al. (2003) avaliaram a interação dos fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae* para o controle do gafanhoto *Schistocerca gregaria* (Forsk.) (Orthoptera: Acrididae), obtendo altas mortalidades desta praga, associação que pode ser seguida no controle de tripses.

Na combinação com produtos químicos, Lopes et al. (2002) realizaram associações de *M. anisopliae* com inseticidas no controle de *F. occidentalis*, sendo a associação com o produto methiocarb (Mesurol[®]) eficiente no controle desta praga em cultivos de uva de mesa. A combinação com produtos químicos pode ser uma alternativa para controlar pragas de difícil controle, como é o caso dos tripses, principalmente por causa da resistência na população da praga. Muitos produtos químicos são compatíveis com entomopatógenos, como relatado por Cavalcanti et al. (2002) em condições de laboratório, em que os patógenos são mais expostos aos efeitos das moléculas dos produtos químicos.

6 CONCLUSÕES

1. Os cinco isolados fúngicos testados são patogênicos a ninfas e adultos de *C. phaseoli*.
2. UFLA 16 causa maior mortalidade de ninfas de *C. phaseoli* em laboratório.
3. Os isolados UFLA 13, UFLA 17 e IPA 202 são os mais virulentos para adultos de *C. phaseoli* em condições de laboratório.
4. O isolado UFLA 16 apresenta o menor TL_{50} para ninfas de *C. phaseoli*.
5. Os menores TL_{50} para adultos de *C. phaseoli* são apresentados pelos isolados UFLA 13, UFLA 17 e IPA 202.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, W. S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 18, p. 265-267, 1925.
- ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: _____. **Controle Microbiano de Insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap. 11, p. 289-381.
- BARBERCHECK, M.E.; KAYA, H.K. Competitive interactions between entomopathogenic nematodes and *Beauveria bassiana* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) in soilborne larvae of *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v.20, n.2, p.707-712, May 1991.
- BELTRÁN, R.; HELMAN, S.; PETERLIN, O. Control de *Caliothrips phaseoli* Hood y *Frankliniella schultzei* Trybon y *Aphis gossypii* Glover con insecticidas sistémicos aplicados a las semillas de algodón. **Revista de Investigaciones Agropecuárias**, Buenos Aires, v. 33, n. 1, p. 39-48, abr. 2004.
- BUENO, V. H. P. Controle biológico de tripes: pragas sérias em cultivos protegidos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.26, n.225, p.31-39, 2005.
- BUSTILLO, P. A. E.; MARIN, M. P. ¿Cómo reactivar la virulencia de *Beauveria bassiana* para el control de la broca de café? **Manejo Integrado de Plagas**, n.63, p.i-iv, 2002.
- CAVALCANTI, R. S.; MOINO JR. , A.; SOUZA, G. C.; ARNOSTI, A. Efeito dos produtos fitossanitários fenpropatrina, imidaclopride, iprodione e tiametoxam sobre o desenvolvimento do fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.69, n.3, p.17-22, jul./set. 2002.
- DAUGHTREY, M. L.; JONES, R. K.; MOYER, M. E.; DAUB, M. E.; BAKER, J. R. Tospovirus strike the greenhouse industry: INSV has become a major pathogen on flower crops. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 11, p. 1220-1230, Nov. 1997.
- EKESI S.; MANIANIA, N. K. Susceptibility of *Megalurothrips sjostedti* developmental stages to *Metarhizium anisopliae* and the effects of infection on feeding, adult fecundity, egg fertility and longevity. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 94, n. 3, p. 229-236, Mar. 2000.

GOODWIN, S.; STEINER, M.; LIANG, W. Development of new fungal biopesticides for the Australian greenhouse industry. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 107-110, Apr. 2005.

HADDAD, M. L.; MORAES, R. C. B.; PARRA, J. R. P. MOBAE, Modelos bioestatísticos aplicados à entomologia: manual. Piracicaba: ESALQ/USP, 1995. 44 p.

INGLIS, G. D.; DUKE, G. M.; KAWCHUK, L. M.; GOETTEL, M. S. Influence of oscillating temperatures on the competitive infection and colonization of the migratory grasshopper by *Beauveria bassiana* and *Metarhizium flavoviride*. **Biological Control**, San Diego, v. 14, n. 2, p. 111-120, Feb. 1999.

LIMA, A. M. C. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores**. Rio de Janeiro: GB-Brasil, 1968. Parte 2 – 1º Tomo, 622 p.

LOPES, R. B.; ALVES, S. B. Criação e observações preliminares de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) em feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* (L.). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 1, p. 39-47, mar. 2000.

LOPES, R. B.; TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; SILVEIRA NETO, S.; SALVO, S. Occurrence of thrips on Niagara table grape and its control with the isecticides thiachlorprid and methiocarb associated with *Metarhizium anisopliae*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal. v. 24, n. 1, p. 269-272, abr. 2002.

MALAKAR, R.; ELKINTON, J. S.; HAJEK, A. E.; BURAND, J. P. Within-host interactions of *Lymantria dispar* (Lepidoptera: Lymantriidae) nucleopolyhedrosis virus and *Entomophaga maimaiga* (Zygomycetes: Entomophthorales). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 73, n. 1, p. 91-100, Jan. 1999.

MONTEIRO, R.C. **Espécies de tripes (Thysanoptera, Thripidae) associadas a algumas culturas no Brasil**. 1994. 85p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

MONTEIRO, R. C. *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae). In: VILELA, E.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Ed.) **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. 173 p.

PARRELLA, M.; HANSEN, L. S.; VAN LENTEREN, J. C. Glasshouse environments. In _____. **Handbook of biological control**, 1999. cap. 31, p. 819-839.

SHAPIRO-ILAN, D. I.; JACKSON, M.; REILLY, C. C.; HOTCHKISS, M. W. Effects of combining an entomopathogenic fungi or bacterium with entomopathogenic nematodes on mortality of *Curculio caryae* (Coleoptera: Curculionidae). **Biological Control**, San Diego, v. 30, n. 1, p. 119-126, May 2004.

THOMAS, M. B.; WATSON, E. L.; GARCIA, P. V. Mixed infections and insect-pathogen interactions. **Ecology Letters**, Oxford, v. 6, n. 3, p. 183-188, Mar. 2003.

TRICHILO, P. J.; LEIGH, T. F. Influence of resource quality on the reproductive fitness of flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 81, n. 1, p. 64-70, Jan. 1988.

VAN LENTEREN, J. C. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.) **Biological control: measures of success**. London: Kluwer Academic Publishers, 2000. p. 819-839.

VESTERGAARD, S.; GILLESPIE, A. T.; BUTT, T. M.; SCHREITER, G.; EILENBERG, J. Pathogenicity of the hyphomycete fungi *Verticillium lecanii* and *Metarhizium anisopliae* to the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 5, n. 2, p. 185-192, 1995.

YUDIN, L. S.; CHO, J. J.; MITCHEL, W. C. Host range of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) with special reference to *Leucaena glauca*. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 15, n. 6, p. 1292-1295, Dec. 1986.

CAPÍTULO 3

1 RESUMO

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Patogenicidade de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) a tripes em laboratório.** Lavras: UFLA, 2006. p.74-88 (Tese – Doutorado em Entomologia).*

O controle biológico é uma alternativa viável para a regulação de populações de tripes, sendo os nematóides entomopatogênicos (NEPs) parasitas obrigatórios que podem controlar pragas com alguma fase do ciclo no solo, seu habitat natural. Este trabalho teve como objetivo avaliar a patogenicidade de NEPs (Steinernematidae e Heterorhabditidae) sobre pré-pupas e/ou pupas de *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) em condições de laboratório. O experimento foi desenvolvido em placas de Petri contendo substrato + suspensões dos NEPs (100 JI/inseto) + pré-pupas e/ou pupas de tripes mantidas em câmara climatizada. O experimento foi constituído de um DIC com 15 tratamentos e quatro repetições, sendo 10 pré-pupas e/ou pupas por repetição, totalizando 40 pré-pupas e/ou pupas/tratamento. Os dados obtidos de mortalidade foram submetidos à análise de variância e ao teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias. Os NEP pertencentes à família Heterorhabditidae promoveram maiores mortalidades de tripes que aqueles da família Steinernematidae. Para as 14 linhagens avaliadas neste trabalho, a mortalidade de tripes variou de 57,5 a 100%. As linhagens *Heterorhabditis* spp. PI, CCA, JPM4, RSC01, RSC03, RSC04 e *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 Poinar (Rhabditida: Heterorhabditidae) diferiram das outras linhagens avaliadas, apresentando mortalidade de pupas superior a 87%. A maior mortalidade ocorreu no tratamento *Heterorhabditis* sp. PI (100%) e a menor mortalidade foi apresentada pela espécie *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Rhabditida: Steinernematidae), sendo esta superior a 50%.

*Orientador: Alcides Moino Junior – UFLA

2 ABSTRACT

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Patogenicity of entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) to thrips in laboratory.** Lavras: UFLA, 2006. p.74-88 (Thesis - Doctor in Entomology).*

Biological control is a feasible alternative for controlling thrips populations. Entomopathogenic nematodes (EPNs) are obligated parasites indicated to control pests that have some phase of their cycle in the ground, their natural habitat. The purpose of this study was to evaluate the pathogenicity of EPNs to pre pupae and pupae of *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae), in laboratory conditions. The experiment was carried in Petri dishes containing soil + suspensions of EPNs (100 IJs/insect) + pre pupae and/or pupae, being kept under controlled conditions in a germination chamber. The experiment was conducted in a completely randomized design with 15 treatments and 4 replicates, using 10 prepupae and/or pupae per replicate, with a total of 40 prepupae and/or pupae per treatment. The average mortality data was submitted to variance analyses and Scott & Knott ($P < 0,05$) test. EPNs from Heterorhabditidae family showed higher mortality to thrips than those from Steinernematidae. Out of 14 strains tested in this study, the thrips mortality varied from 5.5 to 100%. The strains *Heterorhabditis* spp. PI, CCA, JPM4, RSC01, RSC03, RSC04 and *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 Poinar (Rhabditida: Heterorhabditidae) differ from the others strains evaluated, showing pupae mortality higher than 87%. The highest mortality happened in the treatment *Heterorhabditis* sp. PI (100%) and the smallest in *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Rhabditida: Steinernematidae), in which the mortality was a bit higher than 50%.

* Adviser: Alcides Moino Junior – UFLA

3 INTRODUÇÃO

Os tripes são insetos-praga que causam grandes perdas econômicas, uma vez que atacam diferentes culturas de importância agrícola, principalmente em cultivos protegidos, destacando-se o pimentão, beringela, pepino, melancia, melão, tomate e gérbera, entre outros. Segundo Parrella et al. (1999), várias espécies de tripes vêm causando sérios prejuízos devido à sua alimentação sobre as plantas, após perfurarem os tecidos e extraírem a seiva com seu estilete maxilar e mandíbulas. Os tecidos em volta do local de alimentação ficam dissecados, reduzindo a área fotossintetizadora da folha.

No sistema de agricultura atual, que utiliza em grande parte produtos químicos, principalmente em culturas em casas-de-vegetação, para as quais não existem produtos registrados para os tripes, estes insetos tornaram-se pragas de difícil controle, agravando o problema da resistência do inseto aos produtos químicos utilizados e a eliminação dos seus inimigos naturais, como ácaros e insetos predadores (Parrella et al., 1999).

Como o controle químico tem se mostrado pouco efetivo, aliado à alta capacidade de multiplicação desta praga, torna-se necessário encontrar alternativas de controle, como é o caso dos nematóides entomopatogênicos (NEPs), que podem ser utilizados para o controle dos estágios de pré-pupa e pupa dos tripes, que se encontram no solo para completar seu ciclo.

Os NEPs são patógenos que têm a capacidade de colonizar insetos por possuírem uma relação simbiótica com bactérias dos gêneros *Xenorhabdus* (*Steinernema*) e *Photorhabdus* (*Heterorhabditis*). Os juvenis infectantes (JIs) dos NEPs ao emergirem dos insetos para colonizar novos hospedeiros, carregam a bactéria simbiote dentro do corpo e penetram nos hospedeiros pelas aberturas naturais (boca, ânus e espiráculos). Os JIs pertencentes à família Heterorhabditidae penetram também através da cutícula do hospedeiro por

possuírem um “dente” na região anterior do corpo, o que não ocorre em JIs da família Steinernematidae (Forst & Clarke, 2002; Lewis, 2002).

Os JIs dos NEPs possuem uma segunda cutícula de proteção às adversidades do meio ambiente, já que este é o único estágio que se desenvolve fora do hospedeiro (Glazer, 2002). Podem ser então utilizados para estágios imaturos de tripes no solo. Este trabalho teve como objetivo avaliar a patogenicidade de NEPs sobre pré-pupas e/ou pupas de *C. phaseoli* em condições de laboratório.

4 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido nos Laboratórios de Patologia e de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras - UFLA. Para realização dos bioensaios de patogenicidade foram utilizadas linhagens nativas e exóticas de NEPs armazenadas no Banco de Patógenos do Laboratório de Patologia de Insetos e pré-pupas e pupas dos tripes oriundas da criação de manutenção de laboratório.

Para multiplicação e manutenção dos nematóides entomopatogênicos em laboratório, foram utilizadas larvas de *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera: Pyralidae) oriundas da criação à base de dieta artificial em marmitas metálicas teladas, de acordo com metodologia modificada de Parra (1998).

4.1 Nematóides entomopatogênicos utilizados nos bioensaios

Foram utilizadas seis linhagens exóticas e oito linhagens nativas de NEPs (Rhabditida: Heterorhabditidae e Steinernematidae) (Tabela 1).

Foram utilizados juvenis infectantes (JIs) dos NEPs coletados nos quatro primeiros dias em armadilhas de White modificadas (White, 1927). Para preparação das suspensões, foram inoculados com auxílio de micropipetas, 20 JIs por larva de *G. mellonella*, em placas de Petri (9 cm Ø) contendo papel filtro + cinco larvas do inseto. Após a morte das larvas, estas foram transferidas para câmara seca (Molina & López, 2001) por seis dias, e posteriormente, as larvas mortas foram colocadas em armadilhas de White modificadas, nas quais foram realizadas as coletas e a quantificação das suspensões de JIs.

TABELA 1. Linhagens nativas e exóticas de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Heterorhabditidae e Steinernematidae) utilizadas nos experimentos.

Linhagem	Sigla	Local de origem
<i>Steinernema</i> (= <i>anomali</i>) <i>arenarium</i>	Sa	Voronezh/Rússia
<i>Steinernema carpocapsae</i> All	Sc	Carolina do Norte/USA
<i>Steinernema feltiae</i> Sn	Sf	Flórida/USA
<i>Steinernema glaseri</i> NA	Sg	Flórida/USA
<i>Steinernema riobrave</i> 355	Sr	Texas/ USA
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> HP88	HP88	New Jersey/ USA
<i>Heterorhabditis</i> sp. CCA	CCA	Araras/SP/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. JPM4	JPM4	Lavras/MG/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. PI	PI	Teresina/Piauí/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 01	RSC 01	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 02	RSC 02	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 03	RSC 03	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 04	RSC 04	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 05	RSC 05	Benjamin Constant/AM/Brasil

4.2 Criação de *Caliothrips phaseoli*

Foram realizadas coletas de tripes em plantas de picão-preto *Bidens pilosa* L. oriundas de Lavras – MG, sendo em seguida preparadas lâminas para identificação dos espécimes. Os insetos selecionados foram criados em sala climatizada ($T = 25 \pm 3^{\circ}\text{C}$; $\text{UR} = 60 \pm 10\%$; fotofase = 12 h).

Grupos de insetos adultos de *C. phaseoli* foram individualizados e transferidos para gaiolas de acrílico de (80 x 40 x 50 cm), sendo estas vedadas para evitar a fuga dos mesmos. Para permitir aeração dentro da gaiola, foram feitas aberturas laterais cobertas com tecido organza, presas por parafusos de aço, conforme adaptação de Lopes & Alves (2000).

Os tripes foram mantidos em plantas de feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* (L.), cultivadas em vasos (20 x 10 cm) contendo substrato autoclavado. Quando atingiram 20 cm de altura, as plantas foram transferidas para as gaiolas de criação (Figura 1A e B, Capítulo 2, página 62), as quais foram renovadas a cada semana, cortando-as e retirando apenas os vasos. Essas plantas foram mantidas na gaiola para evitar a retirada dos ovos dos tripes inseridos nas folhas antigas e outros estágios do inseto presentes nas mesmas.

No fundo das gaiolas foi colocada vermiculita para fornecer um local adequado para pupação dos tripes (Trichilo & Leigh, 1988). Os tripes provenientes dessa criação foram utilizados nos bioensaios de patogenicidade com linhagens nativas e exóticas de NEPs.

4.3 Bioensaios de patogenicidade

Foram transferidos 10 tripes (pré-pupas e/ou pupas) oriundos da criação de *C. phaseoli*, com auxílio de um pincel umedecido, para placa de Petri (5 cm Ø) contendo 5 g de substrato Plantmax Hortaliças HT[®] autoclavado (Figura 1) + 2 mL de água destilada contendo suspensão de juvenis infectantes (JIs). As suspensões (100 JIs/pré-pupa e/ou pupa) das linhagens de NEPs foram inoculadas com auxílio de micropipetas. No tratamento testemunha foram aplicados 2 mL de água destilada. As placas foram vedadas com parafilme e mantidas em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR de $70\% \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas.

Após cinco dias da inoculação foram realizadas as avaliações. Devido à dificuldade de contagem das pré-pupas e pupas, foram contados, com auxílio de microscópio estereoscópico, os adultos emergidos que se direcionaram para a luz, sendo a mortalidade calculada por diferença entre o número de pupas e pré-pupas inicial (10) e os adultos emergidos.

O experimento foi constituído de um delineamento inteiramente casualizado com 15 tratamentos e quatro repetições, sendo 10 pré-pupas e/ou pupas por repetição, totalizando 40 pré-pupas e/ou pupas/tratamento. Os dados de mortalidade foram transformados por $\arcsen \sqrt{x/100}$ e submetidos à análise de variância e ao teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias.



FIGURA 1. Placa de Petri (5 cm Ø) contendo substrato para inoculação dos nematóides entomopatogênicos e pupação dos tripes.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados obtidos de mortalidade de pré-pupas e/ou pupas de *C. phaseoli* pelas 14 linhagens de NEP são mostrados na Tabela 2. Todas as linhagens testadas diferiram da testemunha. Os NEPs pertencentes à família Heterorhabditidae causaram maiores mortalidades de *C. phaseoli* do que as linhagens pertencentes à família Steinernematidae (Tabela 2; Figura 2A e B).

A diferença de mortalidade entre as famílias pode ter ocorrido pela forma distinta com que os JIs da família Heterorhabditidae penetram seu hospedeiro, pela cutícula, através de perfuração, com o auxílio do dente localizado na região anterior, o que não ocorre nos JIs da família Steinernematidae, que penetram somente pelas aberturas naturais (ânus, boca e espiráculos).

Outro fator a ser considerado para diferença de mortalidade entre as famílias de NEPs (Figura 2) é o tamanho dos JIs, que na família Heterorhabditidae são menores do que em Steinernematidae, o que os tornam mais ágeis, facilitando seu deslocamento até o hospedeiro e posterior penetração no mesmo.

As linhagens *Heterorhabditis* spp. PI, CCA, JPM4, RSC01, RSC03, RSC04 e *H. bacteriophora* HP88 diferiram das outras linhagens avaliadas, causando mortalidade de pré-pupas e/ou pupas superior a 87%. A maior mortalidade do tripes ocorreu com *Heterorhabditis* spp. PI (100%) e a menor mortalidade foi promovida pela linhagem *S. feltiae* (57,5%), a qual apresenta JIs maiores, como outras linhagens do gênero *Steinernema* (Tabela 2).

Das 14 linhagens utilizadas neste estudo, ocorreram mortalidades diferentes nas pré-pupas e/ou pupas de *C. phaseoli* com variação de 57,5 a 100%. Chyzik et al. (1996) verificaram que a mortalidade de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) ocorreu somente em altas concentrações de NEPs (*S. feltiae*, *Steinernema riobrave* e *H. bacteriophora*) e

com grandes variações. Os autores observaram que as maiores mortalidades ocorreram com o aumento das concentrações. Ebssa et al. (2004) encontraram variações na mortalidade de *F. occidentalis* quando testaram 16 linhagens de NEPs em laboratório.

TABELA 2. Porcentagem média de mortalidade ($\pm$ EP) de pré-pupas e/ou pupas de *Caliothrips phaseoli* inoculados com nematóides entomopatogênicos.

Tratamentos	Mortalidade ¹ (%)
Testemunha	0,00 $\pm$ 0,00 a
<i>Steinernema feltiae</i> Sn	57,50 $\pm$ 2,50 b
<i>Steinernema</i> (= <i>anomali</i>) <i>arenarium</i>	62,50 $\pm$ 12,50 b
<i>Steinernema glaseri</i> NA	67,50 $\pm$ 6,29 b
<i>Steinernema carpocapsae</i> All	70,00 $\pm$ 10,80 b
<i>Steinernema riobrave</i> 355	72,50 $\pm$ 8,54 b
<i>Heterorhabditis</i> spp. RSC02	75,00 $\pm$ 2,89 b
<i>Heterorhabditis</i> spp. RSC05	82,50 $\pm$ 4,78 b
<i>Heterorhabditis</i> spp. RSC04	87,50 $\pm$ 4,78 c
<i>Heterorhabditis</i> spp. JPM4	92,50 $\pm$ 2,50 c
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> HP88	92,50 $\pm$ 4,78 c
<i>Heterorhabditis</i> spp. RSC03	92,50 $\pm$ 2,50 c
<i>Heterorhabditis</i> spp. RSC01	92,50 $\pm$ 2,50 c
<i>Heterorhabditis</i> spp. CCA	97,50 $\pm$ 2,50 c
<i>Heterorhabditis</i> spp. PI	100,00 $\pm$ 0,00 c
CV (%)	25,54

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

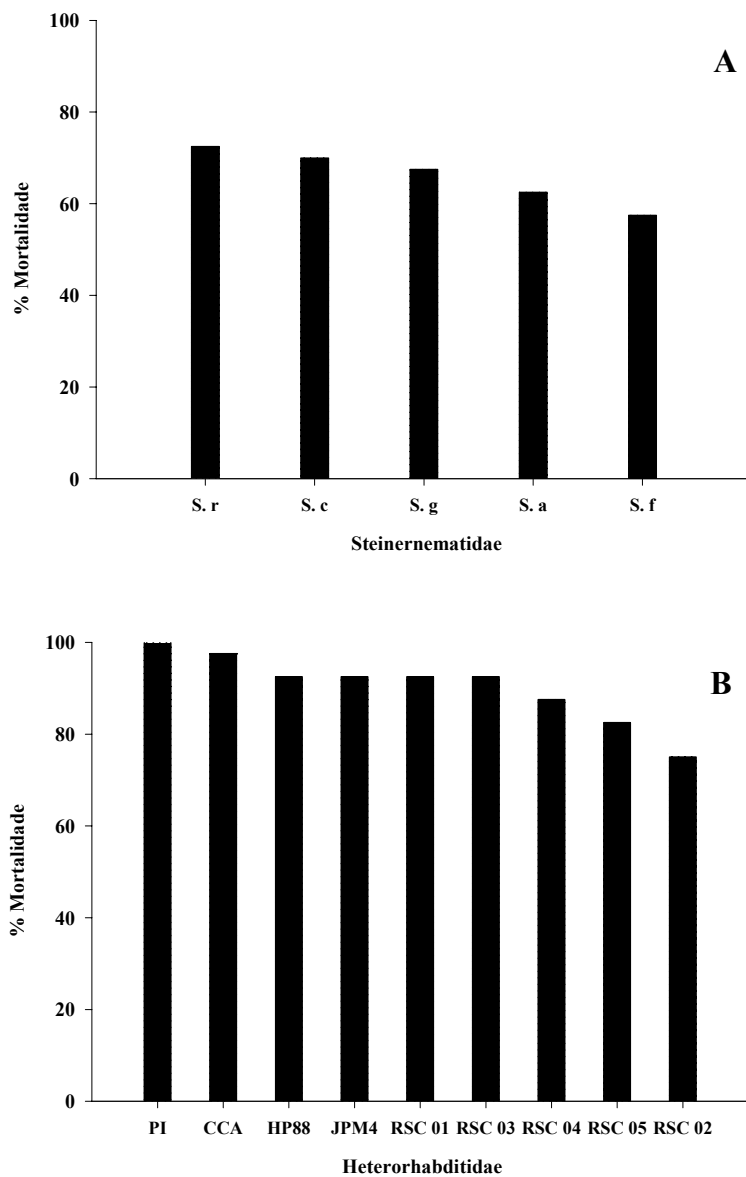


FIGURA 2. Mortalidade de pré-pupas e/ou pupas de *Caliothrips phaseoli* causada por juvenis infectantes das famílias Steinernematidae (A) e Heterorhabditidae (B).

Em testes de laboratório, Ebssa et al. (2001) avaliaram a eficácia de seis linhagens de NEPs sobre os estágios de pré-pupa e pupa de *F. occidentalis*, obtendo um controle satisfatório na concentração de 400 JI/cm²; porém, quando utilizaram concentrações mais baixas (100 – 200 JIs/cm²), o controle foi apenas de 50%. No presente estudo, com uma concentração de 100 JIs/mL ($\approx$ 50 JIs/cm²), todas as linhagens foram bastante efetivas, causando uma mortalidade de pré-pupas e pupas de *C. phaseoli* superior a 50%. Segundo Berndt (2003), a mortalidade de pré-pupas e pupas causada pelos NEPs atingiu 80% quando se utilizou uma concentração de 400 JIs/ cm², muito acima daquela empregada no presente estudo.

Alguns estudos têm associado outros inimigos naturais para a obtenção de maiores mortalidades em tripes que se desenvolvem no solo, como relatado por Borgemeister et al. (2002) e Premachandra et al. (2003). Estes autores observaram efetivo controle de pré-pupas e pupas de *F. occidentalis* pelos NEPs, ocorrendo baixo percentual de emergência de adultos, principalmente quando estes foram associados a ácaros predadores da família Laelapidae, que atacam os estágios dos tripes que sobrevivem e se desenvolvem no mesmo hábitat (substrato).

Para aumentar a efetividade do controle biológico dos tripes, é necessária a utilização de agentes que ataquem a praga em seus diversos estágios, tanto ninfas como adultos, que se desenvolvem na parte aérea, até as pré-pupas e pupas que se desenvolvem no substrato de plantio.

As associações de vários agentes biológicos que possam atuar em diferentes locais para o controle de tripes foram relatadas por Brodsgaard et al. (1996) e Buitenhuis & Shipp (2005a,b). Segundo estes autores, apenas os estágios de pré-pupa e pupa foram suscetíveis aos NEPs. Quando pulverizados sobre a parte aérea das plantas, não tiveram efeito sobre ninfas e adultos do tripes, pois estes NEPs sofrem com a dessecação.

6 CONCLUSÕES

1. Todas as linhagens avaliadas são patogênicas a pré-pupas e pupas de *C. phaseoli*.
2. Os NEPs da família Heterorhabditidae são mais virulentos a *C. phaseoli* do que os da família Steinernematidae.
3. A linhagem *Heterorhabditis* sp. PI causa a maior mortalidade de pré-pupas e/ou pupas de *C. phaseoli* em laboratório.
4. *Steinernema feltiae* provoca a menor mortalidade de estágios de *C. phaseoli* que se desenvolvem no solo (pré-pupas e pupas) em laboratório.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BERNDT, O. **Entomopathogenic nematodes and soil-dwelling predatory mites: Suitable antagonists for enhanced biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae)?** 2003. 125 p. (Dissertação). University of Hanover - Alemanha.

BORGEMEISTER, C.; EBSSA, L.; PREMACHANDRA, D.; BERNDT, O.; EHLERS, R.U.; POEHLING, H.M. Biological control of soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) by entomopathogenic nematodes and *Hypoaspis* spp. (Acari: Laelapidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, v.25, n.1, p.29-32, May 2002.

BRODSGAARD, H.F.; SARDAR, M.A.; ENKEGAARD, A. Prey preference of *Hypoaspis miles* (Berlese) (Acarina: Hypoaspidae): non-interference with other beneficals in glasshouse crops. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.22, n.1, p.23-26, May 1996.

BUITENHUIS, R.; SHIPP, L. Control of western flower thrips with entomopathogenic nematodes, how does it work? **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v. 28, n. 1, p. 27-30, Apr. 2005a.

BUITENHUIS, R.; SHIPP, J.L. Efficacy of entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) as influenced by *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) developmental stage and host plant stage. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 98, n. 5, p. 1480-1485, Oct. 2005b.

CHYZIK, R.; GLAZER, I.; KLEIN, M. Virulence and efficacy of different entomopathogenic nematode species against western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*). **Phytoparasitica**, Rehovot, v. 24, n. 2, p. 103-110, 1996.

EBSSA, L.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; POEHLING, H. M. Efficacy of entomopathogenic nematodes against soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.78, n. 3, p. 119-127, Oct. 2001.

EBSSA, L.; BORGEMEISTER, C.; POEHLING, H. M. Effectiveness of different species/strains of entomopathogenic nematodes for control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) at various concentrations, host densities, and temperatures. **Biological Control**, v.29, n.1, p.145-154, Jan. 2004.

FORST, S.; CLARKE, D. Bacteria-nematode symbiosis. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.57-77.

GLAZER, I. Survival biology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p. 169-187.

LEWIS, E. E. Behavioral ecology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.205-223.

LOPES, R. B.; ALVES, S. B. Criação e observações preliminares de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) em feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* (L.). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 1, p. 39-47, mar. 2000.

MOLINA, A. J. P.; LÓPEZ, N. J. C. Producción *in vivo* de tres nematodos entomopatogenos con dos sistemas de infección en dos hospedantes. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogota, v. 27, n. 1/2, p. 73-78, 2001.

PARRA, J. R. P. Criação de insetos para estudos com patógenos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap. 35, p. 1015-1037.

PARRELLA, M.; HANSEN, L. S.; VAN LENTEREN, J. C. Glasshouse environments. In: _____ **Handbook of biological control**. 1999. cap. 31, p. 819-839.

PREMACHANDRA, W. T. S. D.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Combined releases of entomopathogenic nematodes and the predatory mite *Hypoaspis aculeifer* to control of soil-dwelling stages of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. **Biocontrol**, Dordrecht, v. 48, n. 3, p. 529-541, Sept. 2003.

TRICHILO, P. J.; LEIGH, T. F. Influence of resource quality on the reproductive fitness of flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 81, n. 1, p. 64-70, Jan. 1988.

WHITE, G. F. A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. **Science**, Washington, v. 66, p. 302-303, 1927.

CAPÍTULO 4

1 RESUMO

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Efeito de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) sobre o predador *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae).** Lavras: UFLA, 2006. p.89-113 (Tese – Doutorado em Entomologia).*

A combinação entre agentes de controle biológico é uma forma de utilização e aumento do potencial do controle no Manejo Integrado de Pragas (MIP). A avaliação do efeito de entomopatógenos sobre organismos não-alvo deve ser feita para que estes sejam utilizados de forma racional e não afetem outros agentes de controle biológico. Desta forma, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito de espécies de nematóides entomopatogênicos (NEPs) sobre o percevejo predador *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). Foram utilizadas seis espécies exóticas e oito nativas de NEPs. Ninfas (4º e 5º instares) e adultos de *O. insidiosus* foram expostos a suspensões dos NEPs (20 JI/inseto) em placas de Petri contendo areia + água destilada. Foram colocados 10 predadores (ninfa/adulto), por repetição, sendo o experimento constituído de um DIC com 15 tratamentos e três repetições, totalizando 30 insetos/tratamento. Os dados obtidos de mortalidade confirmada foram submetidos à análise de variância e ao teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias. Os NEP avaliados foram pouco virulentos aos adultos de *O. insidiosus*, sendo a maior mortalidade causada por *Steinernema riobrave* (Cabanillas, Poinar & Raulston) (Rhabditida: Steinernematidae) (51,73%). Os tratamentos *Steinernema glaseri* Steiner, *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Rhabditida: Steinernematidae), *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 Poinar (Rhabditida: Heterorhabditidae) e *Heterorhabditis* spp. CCA, RSC02, RSC03, RSC04 e RSC05 promoveram baixos valores de mortalidade (2,3 a 14,10%), sendo, portanto, considerados seletivos ao predador e podendo ser utilizados conjuntamente com *O. insidiosus* como ferramentas do MIP. Para ninfas do predador, *Steinernema anomali* (Kozodoi), *Steinernema carpocapsae* (Weiser) (Rhabditida: Steinernematidae), *S. feltiae*, *S. glaseri*, *H. bacteriophora* e *Heterorhabditis* spp. CCA, JPM4, PI, RSC03, RSC04 e RSC05 não diferiram da testemunha. Os NEPs *S. riobrave* e *Heterorhabditis* spp. RSC01 e RSC02 foram os mais virulentos para as ninfas do percevejo predador *O. insidiosus*. Metade das espécies testadas apresentou-se semelhante ao tratamento testemunha, para ninfas e adultos, dentre elas quatro espécies nativas (*Heterorhabditis* spp. CCA, RSC 03, RSC 04 e RSC 05) e três exóticas (*H. bacteriophora*, *S. feltiae* e *S. glaseri*).

*Orientador: Alcides Moino Junior – UFLA

2 ABSTRACT

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Effect of entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on the insect-predator *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae).** Lavras: UFLA, 2006. p.89-113 (Tesis - Doctor in Entomology).*

The use of combined different biological control agents is a way to increase the potential of the biological control in the integrated pest management (IPM). The effect of different entomopathogenic agents on non-target organisms must be known, so they can be used in a rational way. With this in mind, the purpose of this study was to evaluate the effect of entomopathogenic nematodes strains (EPNs) on the insect-predator, *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). Six exotic and eight natives NEPs strains were tested. *Orius insidiosus* nymphs (4^o and 5^o instars) and adults were exposed to EPNs suspensions (20 IJs/insect) in Petri dishes containing sand + distilled water. Ten predators (nymph/adult) were used per replicate. The experiment was conducted in a completely randomized design with 15 treatments and three replicates, in a total of 30 insects/treatment. The confirmed average mortality data was compared by variance analysis and Scott & Knott ($P < 0,05$) test. The EPNs evaluated were little virulent to the adults of *O. insidiosus*, and the highest mortality was caused by *Steinernema riobrave* (Cabanillas, Poinar & Raulston) (Rhabditida: Steinernematidae) (51.73%). The strains *Steinernema glaseri* Steiner, *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Rhabditida: Steinernematidae), *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 Poinar (Rhabditida: Heterorhabditidae) and *Heterorhabditis* spp. CCA, RSC02, RSC03, RSC04 e RSC05 caused low mortality (2.3 to 14.10%), being considered selective and able to be used with *O. insidiosus* as tools of IPM. For predator nymphs, *Steinernema anomali* (Kozodoi), *Steinernema carpocapsae* (Weiser) (Rhabditida: Steinernematidae), *S. feltiae*, *S. glaseri*, *H. bacteriophora* and *Heterorhabditis* sp. CCA, JPM4, PI, RSC03, RSC04 and RSC05 strains didn't differed from the treatment control. The EPNs *S. riobrave* and *Heterorhabditis* sp. RSC01 and RSC02 strains were the most virulent for Minute Pirate Bug nymphs. Half of the tested species showed similar results to the control, for nymphs and adults, among them four native strains (*Heterorhabditis* spp. CCA, RSC 03, RSC 04 and RSC 05) and three exotic (*H. bacteriophora*, *S. feltiae* e *S. glaseri*).

* Adviser: Alcides Moino Junior – UFLA

3 INTRODUÇÃO

A utilização conjunta de agentes biológicos para o controle de pragas pode aumentar o sucesso do controle biológico, principalmente em sistemas de cultivos protegidos, nos quais as condições do ambiente podem ser controladas. As casas-de-vegetação oferecem excelente condição para o crescimento de produtos de alta qualidade e em grande quantidade sobre uma pequena área de superfície, como também favorecem o desenvolvimento e reprodução das pragas por serem ambientes protegidos contra intempéries como geadas, ventos, seca e chuvas fortes, entre outras.

Vários fatores fazem do controle biológico uma ferramenta segura no controle de muitas pragas em casas-de-vegetação, tais como a exposição reduzida de produtores e aplicadores aos produtos químicos; a ausência de resíduos sobre os produtos comercializados; o baixo risco de poluição ambiental; a não ocorrência de efeitos fitotóxicos em plantas jovens e a não ocorrência do aborto prematuro de flores e frutos. A liberação dos inimigos naturais é mais prazerosa do que a aplicação de produtos fitossanitários no ambiente de casa-de-vegetação (CV), que normalmente é quente e úmido; não existe período de carência após aplicação e é um controle duradouro, como também muito apreciado pelo público em geral (van Lenteren, 2000).

Os predadores da espécie *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae) são muito utilizados em programas de controle biológico em cultivos protegidos e campo. Esses antocorídeos são predadores vorazes em todos os estágios de desenvolvimento, além de possuírem uma ampla distribuição geográfica. Apresentam os estágios de ovo, cinco estádios ninfais predadores e o estágio adulto, também predador (Lattin, 1999; Malais & Ravensberg, 1992). A espécie *O. insidiosus* está presente em várias culturas, como algodoeiro, milho, alfafa, soja e crisântemo, nas quais se alimentam de

vários artrópodes-praga como tripes, pulgões, ácaros, moscas brancas e ovos de lepidópteros (Isenhor & Yeargan, 1981; Kiman & Yeargan, 1985).

A interação entre entomopatógenos e predadores para o controle de pragas deve ser uma das principais estratégias do MIP, já que hoje em dia o setor de produção orgânica tem crescido e se modernizado, valorizando a agricultura sem uso de agrotóxicos e com grandes produções. Desta forma, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito de linhagens de nematóides entomopatogênicos (NEPs) sobre o predador *O. insidiosus*, para o possível uso associado dos dois agentes de controle biológico no controle de pragas em cultivos protegidos.

4 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido nos Laboratórios de Patologia e de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras – UFLA, Minas Gerais, Brasil. Para a realização dos bioensaios de compatibilidade entre os dois agentes biológicos, foram utilizadas linhagens nativas e exóticas de NEPs armazenadas no Banco de Patógenos do Laboratório de Patologia de Insetos; e adultos e ninfas do predador, oriundos da criação do Laboratório de Controle Biológico.

Para multiplicação e manutenção dos NEPs em laboratório, foram utilizadas larvas de *Galleria mellonella* (L.) (Lepidoptera: Pyralidae) oriundas de criação à base de dieta artificial em marmitas metálicas teladas, de acordo com metodologia modificada de Parra (1998).

4.1 Material biológico utilizado nos bioensaios

Foram utilizadas 14 linhagens de NEPs, sendo seis exóticas e oito nativas (Tabela 1). Suspensões [20 juvenis infectantes (JIs)/larva] das linhagens de NEPs foram inoculadas, com auxílio de micropipetas, em placas de Petri (9 cm Ø) contendo papel filtro + cinco larvas de *G. mellonella*. Após mortalidade das larvas, estas foram transferidas para câmara seca (Molina & López, 2001) por seis dias, sendo, após este período, colocadas em armadilhas de White modificadas (White, 1927), em que foram coletados os JIs nos quatro primeiros dias, após emergência, para utilização durante os experimentos.

A criação de *O. insidiosus* foi desenvolvida no Laboratório de Controle Biológico, em condições controladas (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase 12 horas), sendo as ninfas e adultos alimentados com ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), de acordo com metodologia descrita por Mendes & Bueno (2001).

TABELA 1. Linhagens nativas e exóticas de nematóides entomopatogênicos (Rhabditida: Heterorhabditidae e Steinernematidae) utilizadas nos experimentos.

Linhagem	Sigla	Local de origem
<i>Steinernema</i> (= <i>anomali</i>) <i>arenarium</i>	Sa	Voronezh/Rússia
<i>Steinernema carpocapsae</i> All	Sc	Carolina do Norte/USA
<i>Steinernema feltiae</i> Sn	Sf	Flórida/USA
<i>Steinernema glaseri</i> NA	Sg	Flórida/USA
<i>Steinernema riobrave</i> 355	Sr	Texas/ USA
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> HP88	HP88	New Jersey/ USA
<i>Heterorhabditis</i> sp. CCA	CCA	Araras/SP/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. JPM4	JPM4	Lavras/MG/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. PI	PI	Teresina/Piauí/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 01	RSC 01	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 02	RSC 02	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 03	RSC 03	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 04	RSC 04	Benjamin Constant/AM/Brasil
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC 05	RSC 05	Benjamin Constant/AM/Brasil

4.2 Bioensaios de patogenicidade

Foram aplicadas suspensões dos NEPs (20 JIs/inseto) em placa de Petri plástica (6 cm Ø) contendo 15 g de areia de diferentes granulometrias (Tabela 2) + 3 mL de água destilada e depois transferidos os estádios 4º e 5º ínstaes e adulto de *O. insidiosus* (Figura 1). No tratamento testemunha foram aplicados 3 mL de água destilada. Foram colocados 10 predadores (ninfa/adulto), por repetição, sendo o experimento constituído de um delineamento inteiramente casualizado com 15 tratamentos e três repetições, totalizando 30 insetos/tratamento. Para alimentação dos insetos, foram colocados ovos de *A. kuehniella* em cima de lamínulas (18 x 18 mm) dispostas sobre a areia. As

placas foram mantidas em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR de $70\% \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. As avaliações foram realizadas 72 horas após a inoculação. Após a mortalidade dos insetos, estes foram desinfestados superficialmente por imersão em álcool a 70%, hipoclorito de sódio a 2% e água destilada, por 10 segundos, sendo em seguida transferidos para câmara seca, durante cinco dias. Após este período foram dissecados com auxílio de estilete ao microscópio estereoscópio para observação da confirmação da mortalidade pelos NEPs (Figura 2).

A mortalidade corrigida foi calculada pela fórmula de Abbott (Abbott, 1925), a partir da mortalidade total, e os dados obtidos de mortalidade confirmada foram transformados por $\arcsen \sqrt{x/100}$ e submetidos à análise de variância e ao teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias.

TABELA 2. Classificação em função dos diferentes teores de frações da areia utilizada nos bioensaios.

Classificação ¹	Granulometria (mm)	Teor (%)
Areia muito fina	0,05-0,10	9,7
Areia fina	0,10-0,25	66,8
Areia média	0,25-0,50	22,0
Areia grossa	0,5-1,0	1,4
Areia muito grossa	1,0-2,0	0,1

¹Segundo a Sociedade Brasileira de Ciência do Solo.



FIGURA 1. Arena em placa de Petri para avaliação da patogenicidade de nematóides entomopatogênicos sobre *Orius insidiosus*.

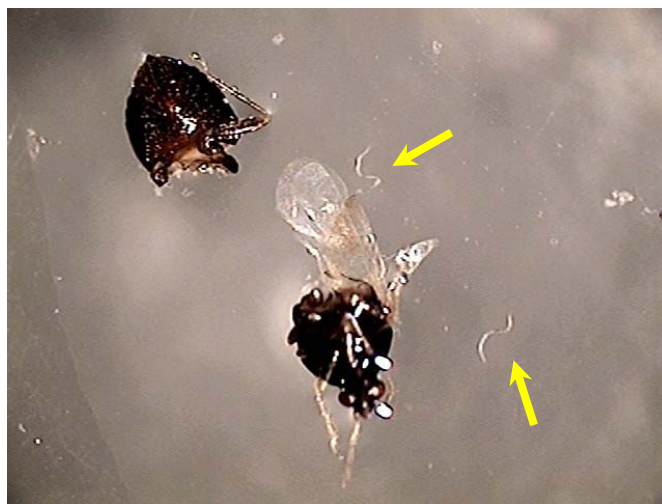


FIGURA 2. *Orius insidiosus* dissecado para confirmação da mortalidade causada por nematóides entomopatogênicos; setas - juvenis infectantes de *Steinernema riobrave* emergidos.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados da análise de variância do bioensaio de patogenicidade de linhagens nativas e exóticas de NEPs sobre adultos de *O. insidiosus* mostraram que a maioria das linhagens de NEPs avaliadas foram pouco virulentas aos adultos de *O. insidiosus* (Tabela 3) A maior porcentagem de mortalidade (51,73%) foi verificada no tratamento com a linhagem *S. riobrave*.

TABELA 3. Porcentagem média de mortalidade confirmada ($\pm$ EP) de adultos de *Orius insidiosus* inoculados com nematóides entomopatogênicos.

Tratamentos	Mortalidade (%) ¹
Testemunha	0 $\pm$ 00 a
<i>Steinernema glaseri</i> NA	2,30 $\pm$ 2,30 a
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> HP88	2,30 $\pm$ 2,30 a
<i>Steinernema feltiae</i> Sn	2,56 $\pm$ 2,56 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC05	6,67 $\pm$ 3,33 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. CCA	8,05 $\pm$ 5,01 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC02	8,97 $\pm$ 5,59 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC04	10,26 $\pm$ 10,26 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC03	14,10 $\pm$ 14,10 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC01	20,51 $\pm$ 12,23 b
<i>Heterorhabditis</i> sp. PI	20,69 $\pm$ 3,45 b
<i>Steinernema</i> (= <i>anomali</i>) <i>arenarium</i>	20,69 $\pm$ 6,90 b
<i>Steinernema carpocapsae</i> All	24,14 $\pm$ 9,12 b
<i>Heterorhabditis</i> sp. JPM4	31,04 $\pm$ 3,45 b
<i>Steinernema riobrave</i> 355	51,73 $\pm$ 12,43 c
CV (%)	28,38

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

As linhagens *S. glaseri*, *S. feltiae*, *H. bacteriophora*, *Heterorhabditis* sp. CCA, RSC02, RSC03, RSC04 e RSC05 não diferiram do tratamento testemunha quanto à mortalidade de adultos, apresentando valores de porcentagem média entre 2,3 e 14%. Pode-se afirmar que estas linhagens mostraram boa seletividade para utilização conjunta com o predador *O. insidiosus* em programas de controle biológico de pragas, já que em condições de laboratório o inseto é exposto às maiores concentrações dos NEPs e, em condições de cultivo protegido e campo, isto pode não ocorrer (Roy & Pell, 2000). O predador *O. insidiosus* é um inseto que habita a parte aérea das plantas, onde busca as suas presas, e os NEPs se encontram no substrato, podendo, entretanto, ocorrer o encontro destes inimigos naturais.

A importância de trabalhos como este está na verificação do possível impacto negativo causado ao outro agente de controle biológico e também na utilização conjunta destes inimigos naturais, aumentando, assim, a possibilidade de efetividade do controle biológico de pragas. Vários estudos ratificam a importância da avaliação do impacto de entomopatógenos sobre organismos não-alvo e vice-versa (Campbell et al., 1995; Bathon, 1996; Ehlers & Hokkanen, 1996; Georgis et al., 1991; Pell et al., 1997; Peters, 1996; Roy et al., 1998).

Os patógenos podem interferir de forma direta sobre os predadores (infecção) ou de forma indireta (redução e eliminação das presas) (Rosenheim et al., 1995). Outros autores relatam que a combinação de mais de um inimigo natural para o controle da mesma praga é uma alternativa promissora no MIP, como no estudo desenvolvido por Borgemeister et al. (2002), que avaliaram a combinação do ácaro *Hypoaspis aculeifer* (Canestrini) (Acari: Laelapidae) com NEPs para o controle de pré-pupas e pupas de *F. occidentalis*, efetuando um ótimo controle e reduzindo drasticamente a emergência de adultos da praga.

Segundo Magalhães et al. (1998), a exposição dos predadores aos patógenos ocorre nas aplicações dos produtos, por contato com plantas

contaminadas pelos mesmos ou ao se alimentarem de insetos infectados, mas estes podem ser considerados, muitas vezes, agentes dispersantes dos entomopatógenos.

Ocorreram diferenças entre os tratamentos com os NEPs *Heterorhabditis* sp. (JPM4, PI e RSC01), *S. anomali*, *S. carpocapsae* e o tratamento testemunha quanto à mortalidade de adultos do predador, o qual apresentou mortalidade entre 20 e 31%. A maior mortalidade foi observada no tratamento *S. riobrave* (51,73%), sendo que esta linhagem diferiu dos outros tratamentos e da testemunha (Tabela 3).

Jandricic et al. (2005) avaliaram o efeito do NEP *S. feltiae* sobre o predador de pupas de tripes *Atheta coriaria* Kraatz (Coleoptera: Staphylinidae) em condições de laboratório e semi-campo e observaram que o nematóide não causou efeitos prejudiciais aos adultos e às larvas de terceiro ínstar, as quais apresentaram baixa suscetibilidade ao NEP. Este resultado foi semelhante ao encontrado para *O. insidiosus* no presente estudo, para a maioria das espécies de NEPs.

Entre os tratamentos avaliados em adultos, daqueles seis que diferiram da testemunha, três linhagens são exóticas do gênero *Steinernema* e três linhagens, nativas do gênero *Heterorhabditis*. Destas linhagens nativas e exóticas, ambas apresentaram baixa patogenicidade aos adultos de *O. insidiosus*, destacando-se apenas a mortalidade causada pelo nematóide exótico *S. riobrave* (Tabela 3; Figura 3A e B). Esses resultados corroboram aqueles apresentados por Bathon (1996) sobre a mortalidade de ácaros predadores e coleópteros.

Dentre as linhagens mais virulentas a adultos de *O. insidiosus*, *S. carpocapsae* e *S. riobrave* possuem estratégias de buscas conhecidas por “ambusher” e “intermediária”, respectivamente, que se caracterizam pela espera pelo hospedeiro e pela combinação de duas estratégias “ambusher” e “cruiser”. Essa combinação permite que a primeira estratégia seja utilizada para pragas

com grande movimentação e a segunda tenha a característica de esperar pelo hospedeiro e se locomover ao seu encontro. Portanto, ambas as linhagens têm estratégias de busca que propiciam uma maior probabilidade de encontrar insetos de grande mobilidade, como é o caso de *O. insidiosus*.

S. riobrave promoveu uma mortalidade maior que 50%, diferindo de todos os outros tratamentos avaliados. Esta linhagem combina as duas estratégias de busca utilizadas pelos NEPs, sendo também uma linhagem muito utilizada no controle de pragas; entretanto, em condições de laboratório, foi prejudicial ao predador *O. insidiosus*. Isto indica a não utilização conjunta desses dois inimigos naturais e a preferência por linhagens que foram inócuas ao predador, ou seja, aquelas oito linhagens que foram compatíveis com *O. insidiosus* (CCA, RSC 02, RSC03, RSC04, RSC05, *H. bacteriophora*, *S. feltiae* e *S. glaseri*).

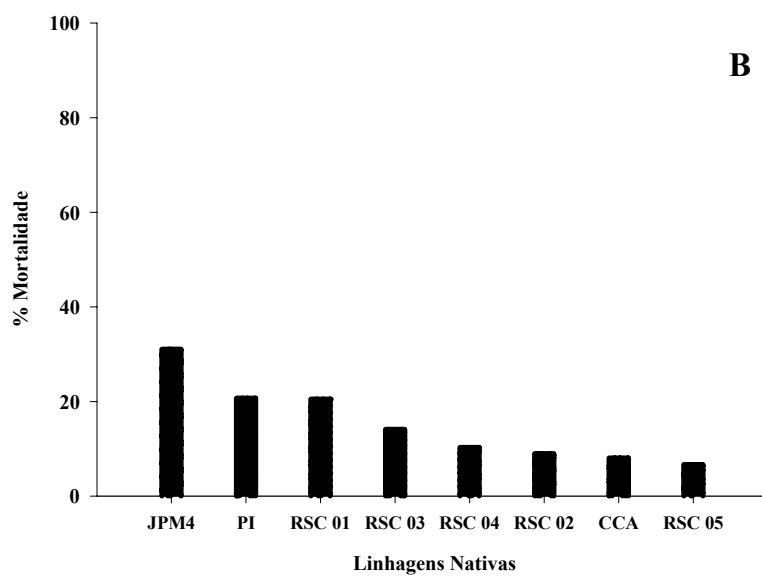
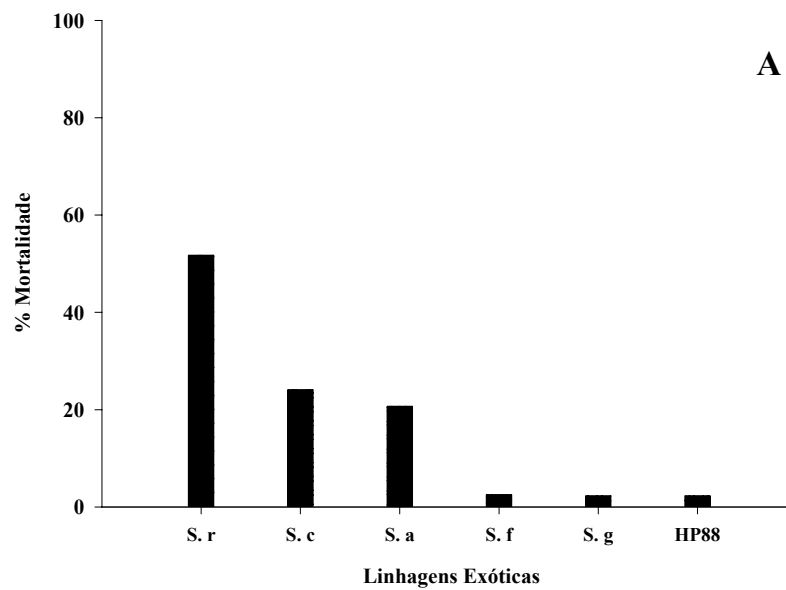


FIGURA 3. Mortalidade de adultos de *Orius insidiosus* causada pelas linhagens exóticas (A) e nativas (B) de nematóides entomopatogênicos.

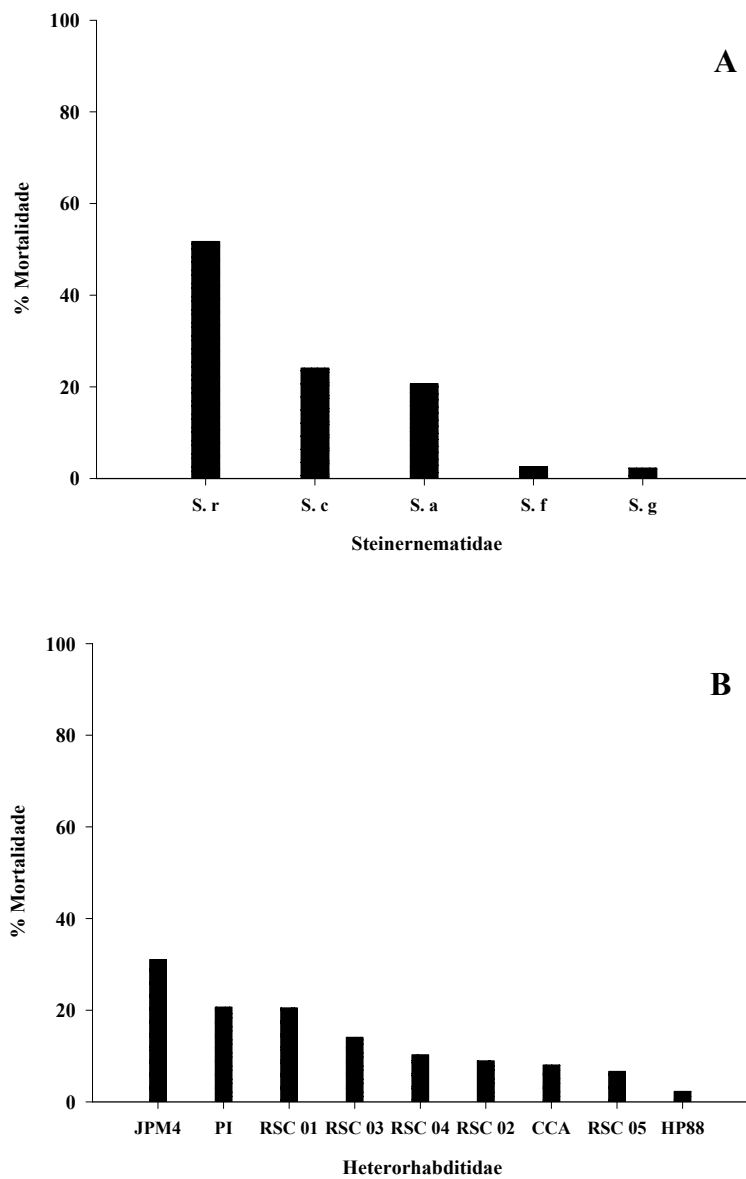


FIGURA 4. Mortalidade de adultos de *Orius insidiosus* causada pelos nematóides entomopatogênicos das famílias Steinernematidae (A) e Heterorhabditidae (B).

Para ninfas de *O. insidiosus*, os tratamentos *S. anomali*, *S. carpocapsae*, *S. feltiae*, *S. glaseri*, *H. bacteriophora*, *Heterorhabditis* sp. CCA, JPM4, PI, RSC03, RSC04 e RSC05 não diferiram do tratamento testemunha. Apenas três tratamentos apresentaram diferenças com relação à testemunha, *S. riobrave*, *Heterorhabditis* sp. RSC01 e RSC02 (Tabela 4).

A linhagem *S. riobrave* causou grande mortalidade de ninfas de *O. insidiosus* (53,33%), semelhantemente ao que foi constatado com a mortalidade de adultos do antocorídeo, sendo, desta forma, uma linhagem que tem uma grande capacidade de infectar insetos que se deslocam rapidamente, como é o caso de *O. insidiosus*. Este NEP combina as duas estratégias de busca, o que facilita a espera de insetos que se dispersam pelo caminhamento e quando o inseto se locomove lentamente ou tem comportamento sésil.

Alguns fatores a serem levados em consideração para a utilização conjunta de inimigos naturais devem ser a cultura, a época de aplicação e em qual estágio da praga os entomopatógenos, predadores ou parasitóides, irão ser utilizados. Os NEPs são utilizados para controle da fase de pré-pupa e pupa que se desenvolve no solo, enquanto o predador *O. insidiosus* é utilizado para controle dos estágios de ninfa e adulto de tripes. Estudos relatam a interação sinérgica entre duas linhagens de NEPs (*H. bacteriophora* e *S. feltiae*) e o ácaro predador *H. aculeifer* para o controle de *F. occidentalis* encontrados no solo (pré-pupas e pupas) (Premachandra et al., 2003).

As linhagens exóticas e nativas causaram baixas mortalidades de *O. insidiosus* nos estágios imaturos avaliados (Figura 6A e B). *S. riobrave* teve um comportamento similar tanto para ninfas quanto para adultos de *O. insidiosus*, demonstrando ser um NEP com boa capacidade de emboscar e buscar o hospedeiro, mas que, quando utilizado em associação com outros inimigos naturais, deve ser avaliado seu impacto sobre os mesmos.

TABELA 4. Porcentagem média de mortalidade confirmada ($\pm$ EP) de ninfas (4º e 5º instares) de *Orius insidiosus* inoculados com nematóides entomopatogênicos.

Tratamentos	Mortalidade (%) ¹
Testemunha	0 $\pm$ 00 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC04	0 $\pm$ 00 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. PI	0 $\pm$ 00 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC03	3,33 $\pm$ 3,33 a
<i>Steinernema glaseri</i> NA	6,67 $\pm$ 3,33 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. JPM4	6,67 $\pm$ 3,33 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. CCA	10,00 $\pm$ 10,00 a
<i>Steinernema</i> (= <i>anomali</i>) <i>arenarium</i>	13,33 $\pm$ 13,33 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC05	13,33 $\pm$ 6,67 a
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> HP88	13,33 $\pm$ 6,67 a
<i>Steinernema feltiae</i> Sn	16,67 $\pm$ 12,02 a
<i>Steinernema carpocapsae</i> All	26,67 $\pm$ 13,33 a
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC02	43,33 $\pm$ 3,33 b
<i>Heterorhabditis</i> sp. RSC01	46,67 $\pm$ 13,33 b
<i>Steinernema riobrave</i> 355	53,33 $\pm$ 3,33 b
CV (%)	17,72

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

Das linhagens de NEPs avaliadas sobre ninfas, 11 foram semelhantes à testemunha (Tabela 4), um número maior de tratamentos do que comparado com os adultos, que tiveram apenas oito tratamentos semelhantes à testemunha (Tabela 3).

Metade das linhagens testadas apresentou-se semelhante ao tratamento testemunha para ninfas e adultos de *O. insidiosus*; dentre elas, quatro linhagens

nativas (*Heterorhabditis* sp. CCA, RSC 03, RSC 04 e RSC 05) e três exóticas (*H. bacteriophora*, *S. feltiae* e *S. glaseri*). As linhagens *Heterorhabditis* sp. JPM4 e PI e *S. anomali* foram mais seletivas para as ninfas de *O. insidiosus* do que para adultos do predador. Já a linhagem *Heterorhabditis* sp. RSC 02 foi mais seletiva para a fase adulta do que para os estádios ninfaís de 4º e 5º ínstaes de *O. insidiosus*, quando comparadas com a testemunha (Tabelas 3 e 4).

A linhagem *Heterorhabditis* sp. (PI) foi a melhor no controle de tripes, causando 100% de mortalidade para pré-pupas e/ou pupas (Tabela 2, Capítulo 3, Página 83), mas quando utilizada sobre *O. insidiosus*, diferenciou-se da testemunha, podendo resultar em risco para o predador e favorecimento à população da praga se estes forem aplicados conjuntamente em condições de campo. Por outro lado, esta linhagem não causou mortalidade às ninfas de *O. insidiosus* (Tabela 4).

Quando comparados os resultados referentes às famílias dos NEPs para ninfas e adultos de *O. insidiosus*, verificou-se que Steinernematidae promoveram maiores mortalidades do que Heterorhabditidae [Figuras 4 e 5 (A e B)]. Por outro lado, muitos estudos mostram que a patogenicidade está relacionada à família dos NEPs e à associação bactéria-NEP, aliadas à capacidade de penetração + estratégia de busca pelo hospedeiro e à infecção causada pela bactéria ao inseto hospedeiro. A atração dos NEPs pelos seus hospedeiros é determinada principalmente pelos gradientes de CO₂, habilidade presente nos JIs e atribuída a uma orientação cinética-tátil, à qual os NEPs respondem com movimentos de locomoções iniciais, interrompidas por movimentos “nictatórios” até chegar aos hospedeiros. Outros autores afirmam que a atração é induzida por compostos cuticulares e substâncias voláteis, como cairomônios liberados pelos hospedeiros, podendo ocorrer também a infecção pelos NEPs em outros inimigos naturais (Campbell et al., 2003; Forst & Clarke, 2002; Gaugler et al., 1980; Kung et al., 1990; Lewis et al., 1996; Lewis, 2002).

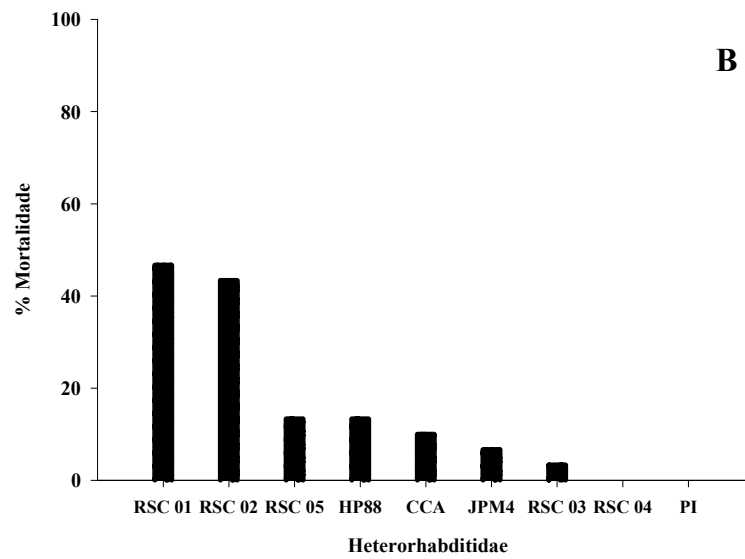
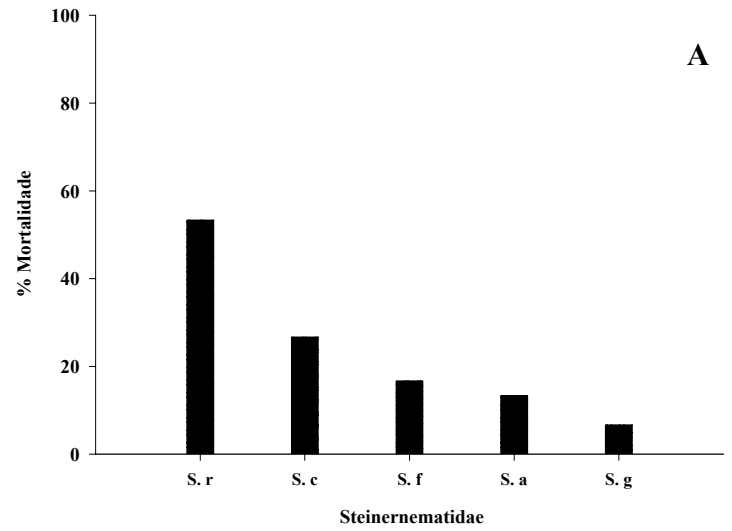


FIGURA 5. Mortalidade de ninfas de *Orius insidiosus* causada pelos nematóides entomopatogênicos das famílias Steinernematidae (A) e Heterorhabditidae (B).

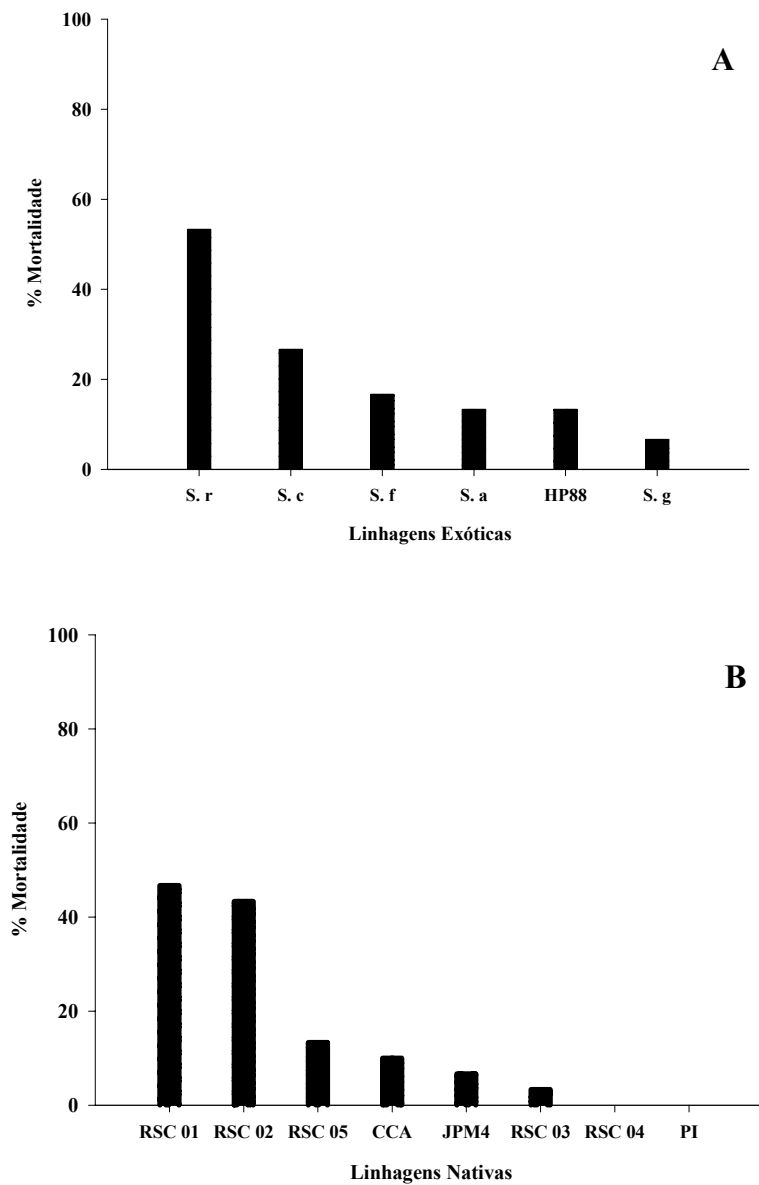


FIGURA 6. Mortalidade de ninfas de *Orius insidiosus* causada pelas linhagens exóticas (A) e nativas (B) de nematóides entomopatogênicos.

A maioria dos trabalhos encontrados na literatura são relacionados com o efeito de fungos entomopatogênicos sobre artrópodes predadores (James et al., 1994; James et al., 1998; Magalhães et al., 1988; Pingel & Lewis, 1996; Poprawski et al., 1998) e inseticidas à base de bactérias entomopatogênicas causando mortalidade de inimigos naturais (Giroux *et al.*, 1994). Loureiro (2001) avaliou o efeito dos FEPs *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., *Lecanicillium* sp., *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorok. e *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith ao predador *O. insidiosus*, segundo o qual todos os entomopatógenos foram patogênicos a este inseto, o que não foi avaliado neste trabalho, já que este resultado já havia sido encontrado em testes realizados no mesmo laboratório.

Com o aumento dos trabalhos para utilização destes agentes biológicos no controle de pragas, aumenta também o número de informações sobre seu efeito sobre organismos não-alvo, já que a utilização conjunta de inimigos naturais é uma realidade no controle biológico.

Com isso, devem ser utilizadas linhagens nativas para evitar a introdução de linhagens exóticas, evitando, assim, a possível extinção das linhagens encontradas em nosso país. Além da utilização de linhagens nativas de NEPs, estas também devem ser menos agressivas aos outros inimigos naturais, como é o caso de *O. insidiosus*, uma vez que tanto o predador como os NEPs são efetivos inimigos naturais de tripes, justificando a importância de estudos de patogenicidade de NEPs sobre *O. insidiosus*. Estes estudos poderão servir como indicadores da possibilidade de uso conjunto desses inimigos naturais em programas de MIP para incrementar a efetividade do controle biológico de pragas.

6 CONCLUSÕES

1. A maioria das linhagens de NEPs testadas é seletiva a ninfas (4º e 5º instares) e adultos de *O. insidiosus*.
2. Os NEPs *Heterorhabditis* sp. PI e RSC04 são inócuos às ninfas de *O. insidiosus*.
3. *Steinernema riobrave* é a linhagem mais virulenta a ninfas (4º e 5º instares) e adultos do predador *O. insidiosus* em laboratório.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBOTT, W. S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 18, p. 265-267, 1925.

BATHON, H. Impact of entomopathogenic nematodes on non-target hosts. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v.6, n.3, p.421-434, 1996.

BORGEMEISTER, C.; EBSSA, L.; PREMACHANDRA, D.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Biological control of soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) by entomopathogenic nematodes and *Hypoaspis* spp. (Acari: Laelapidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, v.25, n.1, p.29-32, May 2002.

CAMPBELL, J. F.; LEWIS, E. E.; STOCK, S. P.; NADLER, S.; KAYA, H. K. Evolution of host search strategies in entomopathogenic nematodes. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 35, n. 2, p. 142-145, June 2003.

CAMPBELL, J. F.; LEWIS, E. E.; YODER, F.; GAUGLER, R. Entomopathogenic nematode (Heterorhabditidae and Steinernematidae) seasonal population dynamics and impact on insect populations in turfgrass. **Biological Control**, San Diego, v. 5, n. 4, p. 598-606, Dec 1995.

EHLERS, R. U.; HOKKANEN, H. M. T. Insect biocontrol with non-endemic entomopathogenic nematodes (*Steinernema* and *Heterorhabditis* spp.): conclusions and recommendations of a combined OECD and COST workshop on scientific and regulatory policy issues. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 6, n. 3, p. 295-302, Sept. 1996.

FORST, S.; CLARKE, D. Bacteria-nematode symbiosis. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p.57-77.

GAUGLER, R.; LEBECK, L.; NAKAGAKI, B.; BOUSH, G. M. Orientation of the entomogenous nematode *Neoplectana carpocapsae* to carbon dioxide. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 9, n. 5, p. 649-652, Sept. 1980.

GEORGIS, R.; KAYA, H. K.; GAUGLER, R. Effect of steinernematid and heterorhabditid nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on nontarget arthropods. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 20, n. 3, p. 815-822, June 1991.

GIROUX, S.; CÔTÉ, J. C.; VINCENT, C.; MARTEL, P.; CODERRE, D. Bacteriological insecticide M-One effects on predation efficiency and mortality of adult *Coleomegilla maculata* lengi (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 87, n. 1, p. 39-43, Jan. 1994.

ISENHOR, D. J.; YEARGAN, K. V. Effect of temperature on the development of *Orius insidiosus*, with note on laboratory rearing. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham v. 78, n. 4, p. 464-466, Feb. 1985.

JAMES, R.R.; CROFT, B.A.; SHAFFER, B.T.; LIGHTHART, B. Impact of temperature and humidity on host-pathogen interactions between *Beauveria bassiana* and a coccinellid. **Environmental Entomology**, Lanham, v.27, n.6, p.1506-1513, Dec. 1998.

JAMES, R. R.; LIGHTHART, B. Susceptibility of the convergent lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) to four entomogenous fungi. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 23, n. 1, p. 190-192, Feb. 1994.

JANDRICIC, S.; MURPHY, G.; BROADBENT, B.; SCOTT-DUPREE, C.; HARRIS, R. Compatibility of *Atheta coriaria* with other biocontrol agents used in greenhouse production. **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.28, n.1, p.135-138, Apr. 2005.

KIMAN, Z. B.; YEARGAN, K. V. Development and reproduction of the predator *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae) reared on diets of selected plant material and arthropod prey. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 74, n. 1, p. 114-116, Jan. 1985.

KUNG, S.P.; GAUGLER, R.; KAYA, H.K. Influence of soil pH and oxygen on persistence of *Steinernema* spp. **Journal of Nematology**, Lakeland, v.22, n.4, p.440-445, Oct. 1990.

LATTIN, J. D. Bionomics of the Anthocoridae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 44, p. 207-231, 1999.

LEWIS, E. E. Behavioral ecology. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford: CAB International, 2002. p. 205-223.

LEWIS, E.E.; RICCI, M.; GAUGLER, R. Host recognition behavior predicts host suitability in the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* (Rhabditida: Steinernematidae). **Parasitology**, New York, v. 113, n. 6, p. 573-579, Dec. 1996.

LOUREIRO, E. S. **Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com outros produtos fitossanitários e sua interação com *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera, Aphididae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera, Anthocoridae)**. 2001. 121 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

MAGALHÃES, B.P.; LORD, J.C.; WRAIGHT, S.P.; DAOUST, R.A.; ROBERTS, D.W. Pathogenicity of *Beauveria bassiana* and *Zoophthora radicans* to the coccinellid predators *Coleomegilla maculata* and *Eriopis connexa*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.52, n.3, p.471-473, 1988.

MAGALHÃES, B. P.; MONNERAT, R.; ALVES, S. B. Interações entre entomopatógenos, parasitóides e predadores. In: ALVES, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. Cap. 7, p. 195-216.

MALAIS, M. P.; RAVENSBERG, W. J. **The biology of glasshouse pest and their natural enemies**: Knowing and recognizing. Roddenrijs: Koppert, Netherlands, 1992. 109 p.

MENDES, S.M.; BUENO, V.H.P. Biologia de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) alimentado com *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae). **Neotropical Entomology**, v.30, n.3, p.423-428, 2001.

MOLINA, A.J.P.; LÓPEZ, N.J.C. Producción *in vivo* de tres nematodos entomopatogenos con dos sistemas de infección en dos hospedantes. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogota, v. 27, n. 1/2, p. 73-78, 2001.

PARRA, J.R.P. Criação de insetos para estudos com patógenos. In: ALVES, S. B. (Ed.) **Controle Microbiano de Insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap.35, p.1015-1037.

PELL, J. K.; PLUKE, R.; CLARK, S. J.; KENWARD, M. G.; ALDERSON, P. G. Interactions between two aphid natural enemies, the entomopathogenic fungus *Erynia neoaphidis* Remaudière & Hennebert (Zygomycetes: Entomophthorales) and the predatory beetle *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of Invertebrate Pathology**, Abingdon, v.69, n.3, p.261-268, May 1997.

PETERS, A. The natural host range of *Steinernema* and *Heterorhabditis* spp. and their impact on insect populations. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 6, n. 3, p. 389-402, Sept. 1996.

PINGEL, R. L., LEWIS, L. C. The fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin in a corn ecosystem: its effect on the insect predator *Coleomegilla maculata* DeGeer. **Biological Control**, San Diego, v.6, n.1, p.137-141, 1996.

POPRAWSKI, T. J.; LEGASPI, J. C.; PARKER, P. E. Influence of entomopathogenic fungi on *Serangium parcesetosum* (Coleoptera: Coccinellidae), an important predator of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v. 27, n. 3, p. 785-795, June 1998.

PREMACHANDRA, W. T. S. D.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Combined releases of entomopathogenic nematodes and the predatory mite *Hypoaspis aculeifer* to control soil-dwelling stages of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. **BioControl**, Dordrecht, v. 48, n. 5, p. 529-541, Oct. 2003.

ROSENHEIM, J. A.; KAYA, H. K.; EHLER, L. E.; MAROIS, J. J.; JAFFEE, B. A. Intra-guild predation among biological control agents: theory and evidence. **Biological Control**, San Diego, v. 5, n. 3, p. 303-335, Sept. 1995.

ROY, H. E.; PELL, J. K. Interactions between entomopathogenic fungi and other natural enemies: implications for biological control. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 10, n. 6, p. 737-725, Dec. 2000.

ROY, H. E.; PELL, J. K.; CLARK, S. J.; ALDERSON, P. G. Implications of predator foraging on aphid pathogen dynamics. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 71, n. 3, p. 236-247, May 1998.

VAN LENTEREN, J. C. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.) **Biological control: measures of success**. London: Kluwer Academic Publishers, 2000. p. 819-839.

WHITE, G. F. A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. **Science**, Washington, v. 66, p. 302-303, 1927.

CAPÍTULO 5

1 RESUMO

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Associação de agentes de controle biológico para o controle de tripes no cultivo do crisântemo em casa-de-vegetação**. Lavras: UFLA, 2006. p.114-132 (Tese – Doutorado em Entomologia).*

A utilização de agentes biológicos em cultivos protegidos é uma forma de aumentar o potencial do controle biológico na redução populacional de pragas importantes como os tripes. A interação de entomopatógenos com insetos predadores pode fazer parte de estratégias utilizadas para manter as pragas em níveis aceitáveis em cultivos protegidos. Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da combinação de nematóides e fungos entomopatogênicos com o predador *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) sobre a população de tripes em casa-de-vegetação (CV). Foram utilizados um isolado nativo de nematóide entomopatogênico (NEPs), um isolado do fungo *Beauveria bassiana* Bals. Vuill. e adultos de *O. insidiosus*. Foram realizadas avaliações semanais, através da contagem de tripes em bandejas, pelo método de batida de plantas. Os tratamentos nos quais foi liberado o predador *O. insidiosus* apresentaram efetiva redução no número de tripes amostrados. A combinação NEP-predador foi eficiente no controle de tripes. A combinação dos três inimigos naturais apresentou resultados significativos, diferindo do tratamento testemunha, mantendo a praga em baixos níveis populacionais.

*Orientador: Alcides Moino Junior – UFLA

2 ABSTRACT

CAVALCANTI, Ricardo Sousa. **Association of biological control agents to thrips control in chrysanthemum greenhouse.** Lavras: UFLA, 2006. p.114-132 (Thesis - Doctor in Entomology).*

Biological agents used in greenhouses are a form to increase the biological control potential to reduce the population of important pests as thrips. The interaction between entomopathogens and predator insects can be a useful strategy to maintain the pests under acceptable levels in greenhouses. This way, the purpose of this study was to evaluate the interaction effect between entomopathogenic nematodes and fungi, the insect-predator *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) against thrips population in greenhouse. A native isolate of entomopathogenic nematode (EPN), a strain of *Beauveria bassiana* Bals. Vuill. fungus and *O. insidiosus* adults were used to control thrips in greenhouse on chrysanthemum. Weekly evaluations were made, counting thrips in trays and using the method of beating plants. According to the obtained results, the treatments in which *O. insidiosus* were released had effective reduction on number of thrips sampled. The interaction EPN-predator was effective to control thrips. The combination among these three natural enemies showed significant result, different from the treatment control, maintaining thrips in a low population level.

*Adviser: Alcides Moino Junior – UFLA

3 INTRODUÇÃO

O mercado mundial de flores e plantas ornamentais está cada vez mais em crescimento, sendo a floricultura um dos segmentos mais importantes da agricultura brasileira. O crisântemo *Chrysanthemum* (Asteraceae) está entre as principais plantas cultivadas em ambientes protegidos, com expansão dos cultivos, favorecendo o surgimento e a multiplicação de pragas nestes locais de produção. Somando-se a isto, não existem produtos químicos registrados para o controle de pragas de plantas cultivadas nestes ambientes, sendo o controle biológico um método de controle com grande potencial.

O controle biológico pode ser incrementado com o controle de qualidade dos inimigos naturais utilizados e também com o uso conjunto de mais de um inimigo natural, visando promover uma redução populacional das pragas. Aumenta a importância deste método de controle na agricultura brasileira, sendo a busca por produtos químicos mais seletivos aos inimigos naturais também um dos fatores atualmente avaliados.

Os tripses estão entre as pragas mais importantes na cultura do crisântemo pelos danos que causam, provenientes da sua alimentação, às folhas, e principalmente às flores, que são o produto comercializável desta cultura. Este último é um dos fatores pelos quais devem ser mantidos níveis populacionais baixos da praga, que pode, mesmo em baixas populações, causar danos ao produto comercializado.

A busca por mais de um agente biológico efetivo no controle de tripses pode controlar satisfatoriamente esta praga, não permitindo que a mesma cause danos graves ao crisântemo, principalmente em ambientes protegidos. Principalmente em países da Europa, a utilização de inimigos naturais é uma das principais formas de controle de tripses, sendo que, entre os principais agentes comercializados, estão os nematóides entomopatogênicos (NEPs), que atacam

pré-pupas e pupas no substrato quando as mesmas descem da planta para pupação. Outros entomopatógenos utilizados para o controle de tripes são os FEPs, que são facilmente produzidos em meios artificiais e controlam os tripes nas fases de ninfa e adulto, podendo ainda afetar as fases quiescentes (pré-pupa e pupa) no substrato.

Os predadores do gênero *Orius* são um dos principais agentes utilizados em programas de controle biológico para tripes em cultivos protegidos na Europa. Esses insetos predam quando imaturos e na fase adulta, sendo esta a principal fase de liberação em casa-de-vegetação (CV), pois se dispersam rapidamente através do voo e se mantêm neste ambiente mesmo em baixos níveis populacionais da praga, além de sobreviverem com outras fontes alimentares. Desta forma, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da associação de NEPs e FEPs com o predador *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) sobre a população de tripes na cultura do crisântemo em CV.

4 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido nos Laboratórios de Patologia e de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras – DEN/UFLA e na CV do Campus de Ciências Agrárias da Universidade de Alfenas – UNIFENAS, Minas Gerais, Brasil. Para a realização dos experimentos em CV com os três agentes de controle biológico (FEP, NEP e o predador) para o controle de tripes na cultura do crisântemo, foram utilizadas mudas de crisântemo provenientes da Fazenda Terra Viva, Grupo Schoenmaker, Holambra, São Paulo. Os entomopatógenos (FEP e NEP) utilizados foram oriundos do Banco de Patógenos do Laboratório de Patologia de Insetos e os adultos do predador, da criação de manutenção do Laboratório de Controle Biológico do Departamento de Entomologia/UFLA.

4.1 Material biológico utilizado nos experimentos

4.1.1 Fungo entomopatogênico

A espécie de fungo entomopatogênico utilizada nos experimentos foi *Beauveria bassiana* Bals. Vuill., isolado UFLA 13, proveniente de isolamento da broca-do-café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Scolytidae). Para multiplicação, foram inoculados propágulos do fungo em sacos de polipropileno contendo arroz autoclavado, deixando-se em temperatura ambiente por 30 dias. Após crescimento do mesmo, foi introduzida, no saco plástico, água destilada esterilizada + espalhante adesivo Tween 80[®] (5 µL/L), agitando-se o material para a retirada dos esporos aderidos nos grãos de arroz. A suspensão obtida foi posteriormente filtrada e transferida para tubos de ensaio, os quais foram centrifugados para obtenção de esporos puros, descartando-se o sobrenadante a cada término da centrifugação. Os esporos centrifugados foram transferidos para bandejas plásticas para retirada do excesso de água, sendo

posteriormente pesados e quantificados em câmara de Neubauer após sucessivas diluições para facilitar a contagem dos esporos. Estes foram posteriormente utilizados nos experimentos. Em 1g de esporos secos obteve-se a concentração de $4,8 \times 10^{10}$ esporos.

4.1.2 Nematóide entomopatogênico

Foi utilizada uma linhagem nativa de NEP, isolada no município de Benjamin Constant, Amazonas, pertencente ao gênero *Heterorhabditis* spp. RSC01 (Rhabditida: Heterorhabditidae).

Para multiplicação e manutenção dos NEPs em laboratório, foram utilizadas larvas de *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera: Pyralidae), oriundas de criação à base de dieta artificial, de acordo com metodologia modificada de Parra (1998).

A multiplicação do NEP foi realizada em placas de Petri (9 cm) contendo papel filtro, sendo posteriormente adicionadas as larvas de *G. mellonella*. Após constatada a mortalidade das larvas, estas foram transportadas em placas de Petri mantidas dentro de caixa de isopor e posteriormente utilizadas nos ensaios experimentais.

Para estimar o número de NEP aplicado nos tratamentos, foi realizada a avaliação da produção total de JIs/larva de *G. mellonella*, com peso médio de 0,135g, através da coleta diária dos JIs em armadilha White, até o esgotamento final do hospedeiro e posterior quantificação das suspensões, com auxílio de microscópio estereoscópico, perfazendo uma média total de 361.048 JIs/larva. A inoculação do NEP em CV foi realizada na forma de cadáveres de *G. mellonella*.

4.1.3 Predador

Foi utilizada a espécie do percevejo predador *O. insidiosus* na fase adulta, sendo os mesmos coletados, com auxílio de tubo aspirador bucal, da

criação de manutenção desenvolvida no Laboratório de Controle Biológico (DEN/UFLA). Estes insetos foram transportados individualmente em tubos Eppendorf contendo ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) como alimento e posteriormente liberados nos experimentos.

4.2 Experimento em casa-de-vegetação (CV)

O experimento foi conduzido em CV (6 x 4 m) localizada no Horto e Viveiro Florestal do Campus da Universidade de Alfenas (UNIFENAS), Alfenas, MG, no período de 1º de novembro de 2005 a 31 de janeiro de 2006, perfazendo um total de 13 semanas após o plantio.

As mudas de crisântemo foram plantadas em vasos plásticos (19 x 15 cm), dispostas em número de duas plantas/vaso, afastadas equidistantemente entre si, sendo os vasos colocados sobre bancadas de ferro. Foram selecionadas 64 plantas, dispostas em 32 vasos, para avaliações semanais através do método de batida de plantas (“tapping”) e posterior contagem dos tripes.

Pela baixa população de tripes até a sexta semana de avaliação (0,44 tripes/vaso), foi realizada uma infestação artificial de tripes na sétima semana após o transplante das mudas (Figura 1), através da coleta de plantas de picão-preto *Bidens pilosa* L., sendo as mesmas batidas em bandejas plásticas, coletando-se os tripes com auxílio de tubo aspirador e liberando-os na CV.

Os três agentes de controle biológico foram liberados e/ou aplicados na 9ª semana após o plantio (Figura 1), sendo esta semana referida como tempo zero na avaliação de dias após aplicação nos tratamentos para realização das análises estatísticas do experimento.

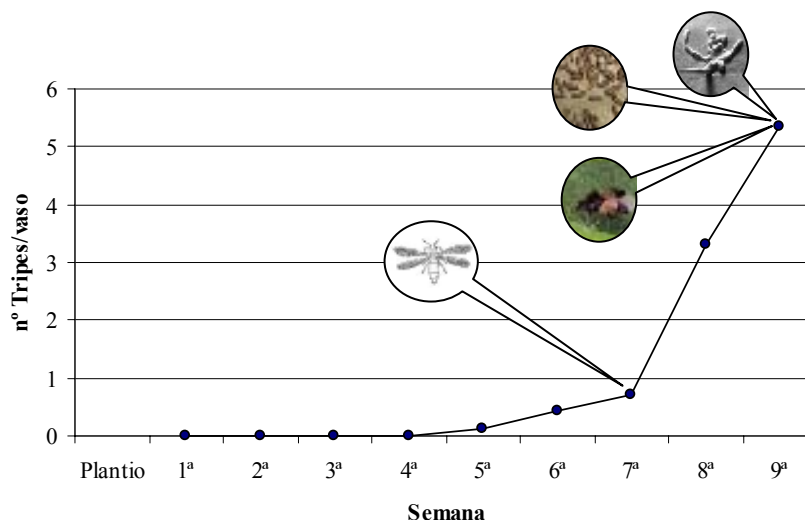


FIGURA 1. Esquema quanto a infestação de tripes e liberação/inoculação de *Orius insidiosus*, *Beauveria bassiana* e *Heterorhabditis* sp. RSC01 visando o controle de tripes na cultura do crisântemo em casa-de-vegetação até a 9ª semana de avaliação.

Um sistema de escurecimento artificial foi montado com cortinas plásticas pretas para diminuir a entrada de luz, já que o crisântemo necessita de no mínimo 13 horas de escuro para florescimento. As cortinas eram levantadas às 7:00 h, sendo recolocadas às 17:00 h, perfazendo um total de 14 horas de escurecimento para permitir um florescimento uniforme. A irrigação foi realizada diariamente e não foram aplicados produtos químicos para controle de doenças ou pragas.

Para inoculação do NEP, foram dispostas cinco lagartas de *G. mellonella* com infecção característica de morte por NEP, por vaso, totalizando, em média, 1.805.240 JIs/vaso.

Para aplicação do FEP sobre as plantas de crisântemo, 30 g de esporos secos de *B. bassiana* foram diluídos em 30 mL de água destilada + espalhante

adesivo Tween 80[®], sendo a suspensão pulverizada sobre as plantas com auxílio de borrifador manual plástico, aplicando-se aproximadamente 7,5 mL da suspensão por tratamento.

A liberação do predador *O. insidiosus* na CV foi realizada através da abertura dos tubos Eppendorf e posterior liberação dos insetos sobre as plantas na CV, sendo liberados dois *Orius*/tratamento.

As avaliações foram realizadas semanalmente através de contagem dos insetos em bandeja, por meio da batida de plantas na mesma, anotando-se o número de tripes (ninfas e adultos) por planta e somando-se a quantidade de tripes por vaso (duas plantas).

Foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado com quatro repetições e os tratamentos dispostos em um esquema fatorial 2³ (com e sem FEP; com e sem NEP; com e sem *O. insidiosus*) (Tabela 1).

TABELA 1. Disposição dos tratamentos da associação de agentes de controle biológico para controle de tripes em casa-de-vegetação.

Tratamentos	Agentes de Controle Biológico		
	FEP	NEP	Predador
1	Ausente	Ausente	Ausente
2	Ausente	Ausente	Presente
3	Ausente	Presente	Ausente
4	Presente	Ausente	Ausente
5	Ausente	Presente	Presente
6	Presente	Ausente	Presente
7	Presente	Presente	Ausente
8	Presente	Presente	Presente

Cada repetição consistiu de duas plantas/vaso. Os dados de contagem semanal de tripes foram transformados por $\sqrt{X+1}$ e submetidos à análise de variância e ao teste de Scott & Knott ($P < 0,05$) para comparação entre as médias e foi utilizada a análise de regressão para avaliar o efeito do tempo de avaliação.

Nos tratamentos em que não foi liberado o predador *O. insidiosus*, os vasos contendo as plantas de crisântemo foram colocados dentro de gaiolas de madeira (50 x 50 x 50 cm) cobertas com tecido organza para evitar a entrada do inseto.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados das contagens de tripes nos tratamentos em CV são mostrados na Tabela 2. Na primeira semana de avaliação (7 dias) após a aplicação e/ou liberação dos inimigos naturais, o tratamento 2 apresentou elevada redução no número de tripes, de 8,25 para 3,25 tripes, diferindo do tratamento testemunha. Os quatro tratamentos nos quais foi liberado o predador (2, 5, 6 e 8) e o tratamento com FEP isoladamente diferiram da testemunha na primeira semana de avaliação do efeito dos agentes de controle biológico sobre tripes e os tratamentos 3 e 7 foram semelhantes à testemunha.

Aos 14 dias de avaliação, todos os tratamentos diferiram da testemunha. Aos 21 e 28 dias, os tratamentos 2, 3, 5, 6, 7 e 8 foram diferentes da testemunha e do tratamento 4, no qual foi aplicado o FEP, que também diferiu da testemunha. A partir da segunda semana de avaliação (14 dias) foram encontradas ninfas de *O. insidiosus* em todos os tratamentos nos quais foi liberado o predador (2, 5, 6 e 8), o mesmo não ocorrendo nos tratamentos que foram isolados através das gaiolas com tecido organza (1, 3, 4 e 7). Adultos de *O. insidiosus* foram verificados apenas na última semana de avaliação (28 dias).

O tratamento testemunha apresentou elevado número de tripes em todas as semanas avaliadas, exceto na semana em que foram liberados os inimigos naturais (dia 0), apresentando-se semelhantes aos tratamentos 4, 5, 7 e 8, que se diferenciaram das maiores populações de tripes que foram apresentadas nos tratamentos 2, 3 e 6, além da testemunha (Tabela 2).

TABELA 2. Número médio de tripes ($\pm$ EP) na cultura do crisântemo em casa-de-vegetação após aplicação e/ou liberação de inimigos naturais.

Tratamentos	Tempo (dias) ¹				
	0	7	14	21	28
1 (Testemunha)	4,75 $\pm$ 1,31 a	6,50 $\pm$ 0,50 b	6,75 $\pm$ 0,75 b	7,50 $\pm$ 0,65 c	6,75 $\pm$ 1,11 c
2 (Predador)	8,25 $\pm$ 1,65 b	3,25 $\pm$ 0,63 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,00 $\pm$ 0,00 a
3 (NEP)	8,25 $\pm$ 1,80 b	5,50 $\pm$ 0,50 b	0,75 $\pm$ 0,25 a	0,25 $\pm$ 0,25 a	0,00 $\pm$ 0,00 a
4 (FEP)	3,50 $\pm$ 0,65 a	3,75 $\pm$ 0,85 a	1,00 $\pm$ 0,41 a	2,25 $\pm$ 0,75 b	1,75 $\pm$ 0,48 b
5 (NEP + Predador)	3,25 $\pm$ 0,85 a	2,75 $\pm$ 0,48 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,25 $\pm$ 0,25 a	0,25 $\pm$ 0,25 a
6 (FEP + Predador)	7,50 $\pm$ 0,65 b	2,25 $\pm$ 0,48 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,00 $\pm$ 0,00 a
7 (FEP + NEP)	4,00 $\pm$ 0,41 a	5,00 $\pm$ 0,41 b	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,00 $\pm$ 0,00 a	0,25 $\pm$ 0,25 a
8 (FEP + NEP + Predador)	3,25 $\pm$ 0,95 a	2,25 $\pm$ 0,63 a	0,25 $\pm$ 0,25 a	0,25 $\pm$ 0,25 a	0,00 $\pm$ 0,00 a
CV (%)	37,44				

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

Pelos dados da análise de regressão exibidos na Figura 2, os tratamentos combinados com o predador *O. insidiosus* (5, 6 e 8) e este isoladamente (2) levaram a uma redução drástica no número de tripes ao longo do tempo de avaliação, dados que se assemelham aos resultados obtidos por Silveira (2003), que observou grande redução na população de tripes após a primeira liberação do predador na cultura do crisântemo em CV, com uma taxa de 2 *Orius*/m².

O tratamento 1 (testemunha) apresenta crescimento populacional de tripes, exceto na última semana de avaliação (28 dias), obtendo o maior pico populacional aos 21 dias.

A combinação predador + FEP proporcionou resultado satisfatório ao longo do tempo, reduzindo o número de tripes drasticamente aos 14 dias, partindo de um nível elevado de tripes (7,5/ vaso). Borgemeister et al. (2002) encontraram resultados semelhantes da associação de NEPs com ácaros predadores no controle de pré-pupas e pupas de tripes, observando significativa redução na emergência de adultos da praga. Neste estudo, não houve diferença entre os tratamentos do predador isoladamente (Tratamento 2) e quando *O. insidiosus* foi combinado com o NEP (Tratamento 5) durante todas as semanas após a aplicação e/ou liberação dos agentes de controle biológico (Tabela 2).

As principais reduções populacionais de tripes foram efetuadas nos tratamentos que combinaram os inimigos naturais, exceto para o tratamento 2 (predador), no qual não foi registrada a presença de tripes da segunda semana (14 dias) até a última semana de avaliação (28 dias) (Figura 2).

O FEP foi efetivo no controle de tripes quando combinado com os outros agentes de controle biológico, mas quando foi avaliado isoladamente, apresentou níveis favoráveis de controle da praga até os 14 dias, período de maior atuação deste entomopatógeno, apresentando níveis menores nas duas últimas avaliações (21 e 28 dias) (Figura 2).

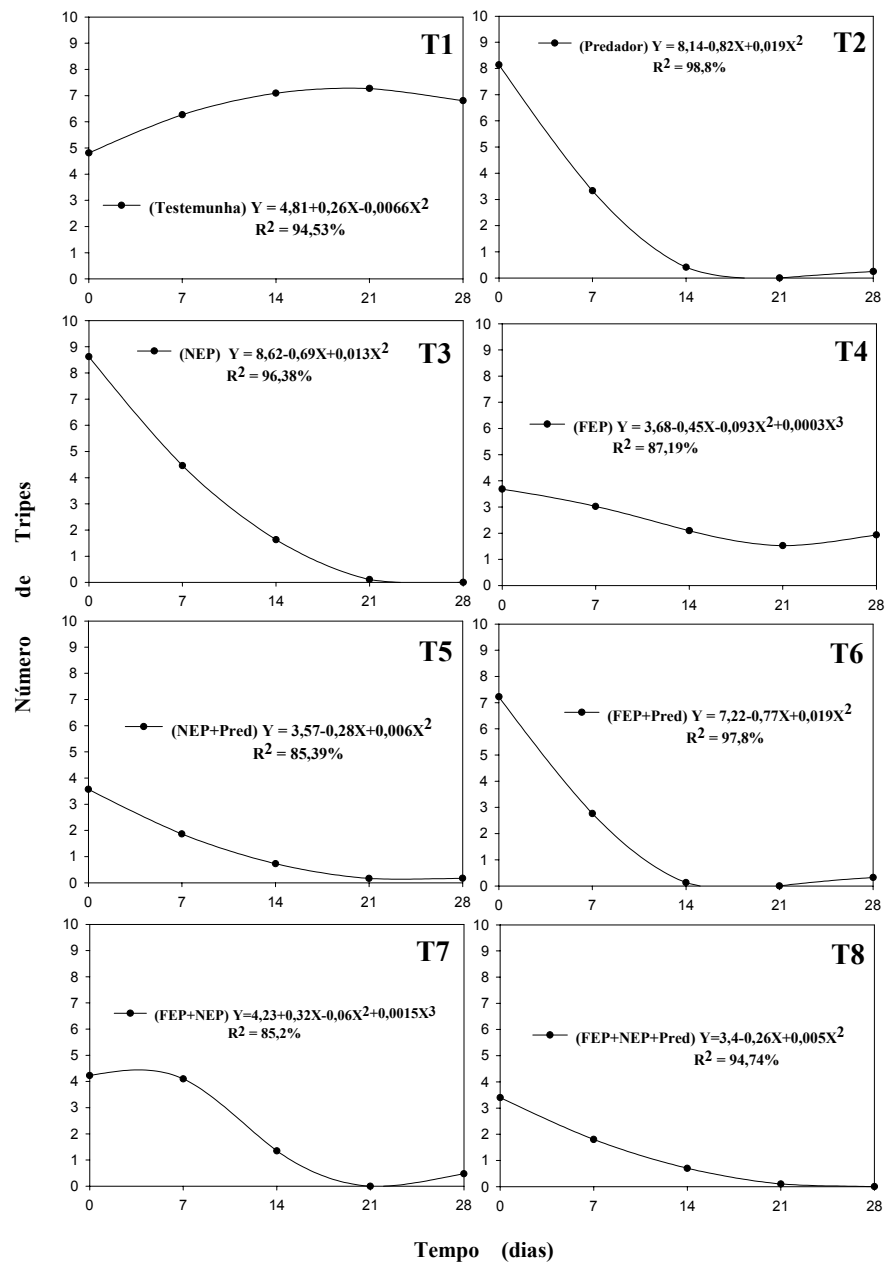


FIGURA 2. Número médio de tripes por vaso (duas plantas) de crisântemo em condições de casa-de-vegetação.

Este fato pode estar relacionado ao que foi reportado por Vestergaard et al. (1995), segundo os quais nem todos os estágios do mesmo inseto têm a mesma suscetibilidade aos FEPs, como insetos adultos de *F. occidentalis*, que foram mais suscetíveis a *Lecanicillium* sp. do que ninfas da mesma espécie. Também os resultados encontrados por Ekesi & Maniania (2000) confirmam esta suposição de que, para a espécie de tripes *Megalurothrips sjostedti* Trybom (Thysanoptera: Thripidae), os adultos foram mais suscetíveis ao FEP *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok..

Outro fator relevante a ser considerado é o hábito críptico dos tripes, que são insetos que se alojam nas plantas, dificultando o contato com os FEPs aplicados. No presente estudo, o isolado UFLA 13 promoveu um menor controle nas duas últimas avaliações, período que deve ser reaplicado o FEP, sendo mais efetivo no período das duas primeiras semanas (Tabela 2; Figura 2).

Outros autores relatam que os FEPs foram mais efetivos no controle de tripes quando aplicados no composto (substrato) no qual as pré-pupas e pupas se encontram; quando aplicados em folhas, os mesmos não foram muito efetivos (Castineiras et al., 1996; Helyer et al. 1995), o que não ocorreu neste estudo, no qual o fungo *B. bassiana* foi pulverizado sobre as folhas, semelhantemente ao trabalho de Lopes et al. (2000) na cultura da alface hidropônica sob condições de cultivos protegidos, que é um ambiente bastante úmido, em que o tratamento com o FEP *M. anisopliae* proporcionou controle satisfatório de *F. occidentalis*.

O NEP aplicado de forma isolada manteve a população de tripes em níveis baixos a partir da segunda semana após aplicação, e quando em combinação, apresentou resultados satisfatórios, podendo ser recomendado no controle desta praga em crisântemo de vaso em CV (Figura 2).

O predador isoladamente reduziu a população do tripes quando liberado em tratamentos com populações elevadas de tripes ou mesmo em populações menores (Figura 2).

Bueno (2000, 2005) relata que este predador possui excelente comportamento de busca pelas suas presas, que são principalmente os tripes, sendo capaz de se manter em baixas densidades destas e de ter outros alimentos alternativos, como o pólen, fator que faz deste predador uma importante ferramenta no controle desta praga.

No presente estudo estes predadores foram encontrados nos tratamentos em que não havia mais a presença da praga, provavelmente se alimentando de outras fontes nutricionais (Tabela 2).

A combinação de inimigos naturais apresentou resultados satisfatórios no experimento em CV, reduzindo rapidamente a população de tripes, além de mantê-la em níveis baixos até os 28 dias de avaliação (Tabela 2; Figura 2), sendo possíveis outras liberações durante o ciclo da cultura do crisântemo, pois, segundo Premachandra et al. (2003) recomenda-se o uso de entomopatógenos combinados com outros inimigos naturais para o controle de pragas agrícolas, principalmente aquelas que têm alguma fase de desenvolvimento no solo, sendo necessária a avaliação dos seus respectivos efeitos negativos.

6 CONCLUSÕES

1. A combinação dos três agentes de controle biológico reduz a população de tripes na cultura do crisântemo em vaso sob condições de CV.
2. *O. insidiosus* controla a população de tripes em crisântemo de vaso em CV.
3. O FEP é mais efetivo no controle de tripes quando em combinação com o NEP e o predador *O. insidiosus*.
4. O NEP reduz a população de tripes quando aplicado em forma de cadáveres de *G. mellonella* infectados, isoladamente ou em combinação com FEP e *O. insidiosus*.
5. A associação FEP + NEP controla efetivamente tripes na cultura do crisântemo em vaso, sob cultivo protegido.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BORGEMEISTER, C.; EBSSA, L.; PREMACHANDRA, D.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Biological control of soil-dwelling life stages of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) by entomopathogenic nematodes and *Hypoaspis* spp. (Acari: Laelapidae). **IOBC/WPRS Bulletin**, Wallingford, v.25, n.1, p.29-32, May 2002.

BUENO, V.H.P. Controle biológico de tripes: pragas sérias em cultivos protegidos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.26, n.225, p.31-39, 2005.

BUENO, V.H.P. Desenvolvimento e multiplicação de percevejos predadores do gênero *Orius* Wolff (ed.). In: _____. **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. 207 p.

CASTINEIRAS, A.; PEÑA, J.E.; DUNCAN, R.; OSBORNE, L. Potential of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) as biological control agents of *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae). **The Florida Entomologist**, Gainesville, v.79, n.3, p.458-461, Sept. 1996.

EKESI, S.; MANIANIA, N. K. Susceptibility of *Megalurothrips sjostedti* developmental stages to *Metarhizium anisopliae* and the effects of infection on feeding, adult fecundity, egg fertility and longevity. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 94, n. 3, p. 229-236, Mar 2000.

HELYER, N. L.; BROBYN, P. J.; RICHARDSON, P. N.; EDMONSON, R. N. Control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*, Pergande) pupae in compost. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v. 127, n. 3, p. 405-412, Dec. 1995.

LOPES, R. B.; ALVES, S. B.; TAMAI, M. A. Fungo *Metarhizium anisopliae* e o controle de *Frankliniella occidentalis* em alface hidropônico. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, n. 2, p. 239-243, abr./jun. 2000.

PARRA, J. R. P. Criação de insetos para estudos com patógenos. In: ALVES, S.B. (Ed.) **Controle Microbiano de Insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap.35, p. 1015-1037.

PREMACHANDRA, W. T. S. D.; BORGEMEISTER, C.; BERNDT, O.; EHLERS, R. U.; POEHLING, H. M. Combined releases of entomopathogenic nematodes and the predatory mite *Hypoaspis aculeifer* to control soil-dwelling stages of western flower thrips *Frankliniella occidentalis*. **BioControl**, Dordrecht, v. 48, n. 5, p. 529-541, Oct. 2003.

SILVEIRA, L. C. P. **Registro e associação de espécies de *Orius* Wolff com tripes, influência do fotoperíodo na reprodução e avaliação de *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae) no controle biológico de tripes (Thysanoptera) em casa-de-vegetação.** 2003. 104 p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

VESTERGAARD, S.; GILLESPIE, A.T.; BUTT, T. M.; SCHREITER, G.; EILENBERG, J. Pathogenicity of the hyphomycete fungi *Verticillium lecanii* and *Metarhizium anisopliae* to the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v.5, n. 2, p. 185-192, 1995.