

DETERMINAÇÃO DA ÉPOCA DE LIBERAÇÃO DE *LYSIPHLEBUS TESTACEIPES* (CRESSON, 1880) (HYMENOPTERA: APHIDIIDAE) APÓS APLICAÇÃO DE DIFERENTES FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS PARA CONTROLE INTEGRADO DE *SCHIZAPHIS GRAMINUM* (ROND., 1852) (HEMIPTERA: APHIDIDAE)

R.S. Cavalcanti¹, A. Moino Junior¹, E.S. Loureiro², L.A. Mendonça¹, A. Arnosti¹

¹Universidade Federal de Lavras, Departamento de Entomologia, CP 3037, CEP 37200-000, Lavras, MG, Brasil.
E-mail: rscavalcanti@yahoo.com.br

RESUMO

As interações entre patógenos e parasitóides devem ser avaliadas para um possível controle das pragas, sendo observada a interrupção ou não do desenvolvimento larval quando um hospedeiro parasitado é infectado ou quando um hospedeiro infectado é oferecido ao parasitóide. O objetivo deste trabalho foi avaliar o melhor tempo de liberação do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* e a melhor concentração dos fungos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus* e *Lecanicillium lecanii* no controle do pulgão *Schizaphis graminum*. Os parasitóides foram liberados às 0, 24, 48 e 72 horas após aplicação de duas concentrações (10⁴ e 10⁸ conídios/mL) dos fungos *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *P. fumosoroseus* e *L. lecanii*. Na testemunha foi pulverizada água destilada esterilizada. O fungo entomopatogênico *L. lecanii* é altamente prejudicial ao desenvolvimento do parasitóide na maior concentração. Para a utilização conjunta dos fungos *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus* com *L. testaceipes* no controle de *S. graminum*, a melhor época de liberação do parasitóide é logo após a sua aplicação (0h).

PALAVRAS-CHAVE: Parasitóide, controle microbiano, interação patógeno-parasitóide-praga.

ABSTRACT

DETERMINATION OF RELEASE TIME OF *LYSIPHLEBUS TESTACEIPES* (CRESSON, 1880) (HYMENOPTERA: APHIDIIDAE) AFTER APPLICATION OF VARIOUS ENTOMOPATHOGENIC FUNGI FOR INTEGRATED CONTROL OF THE *SCHIZAPHIS GRAMINUM* (ROND., 1852) (HEMIPTERA: APHIDIDAE). The interactions between pathogens and parasitoids must be evaluated for possible pest control, taking into consideration the occurrence or not of the interruption of the larval development when a parasitized host is infected or when an infected host is offered the parasitoid; and, in addition, evaluating whether these relationships are harmful to the parasitoid or the host. The aim of this study was to evaluate the best release time of the parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* and the best concentration of the fungi *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus* and *Lecanicillium lecanii* in the control of the aphid *S. graminum*. The parasitoid was released at 0, 24, 48 and 72 hours after the application of two concentrations (10⁴ and 10⁸ conidia/mL) of *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *P. fumosoroseus*, and *L. lecanii*. As a control treatment, sterilized distilled water was sprayed. The entomopathogenic fungus most harmful to the development of the parasitoid was *L. lecanii* at the higher concentration. For the use of the fungus *B. bassiana*, *M. anisopliae* and *P. fumosoroseus* combined with *L. testaceipes* to control *S. graminum*, the best time of parasitoid release was immediately after the application of the fungus (0h).

KEY WORDS: Parasitoid, microbial control, pathogen-parasitoid-pest interaction.

INTRODUÇÃO

Os pulgões, conhecidos também por afídeos, são pragas-chave em diversas culturas no campo e também com grande relevância em cultivos protegidos

(STARÝ, 1993). A espécie *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hemiptera: Aphididae), conhecida como pulgão-verde, é cosmopolita que está associada a culturas como aveia, cevada, trigo e sorgo, sendo ainda relatada em mais de 60 espécies de

²Universidade Federal da Grande Dourados, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais, Dourados, MS, Brasil.

Gramineae (BLACKMAN; EASTOP, 1984; CRUZ; VENDRAMIN, 1989).

O controle biológico dos afídeos tem sido utilizado em escala comercial, com o uso de himenópteros parasitóides das famílias Aphidiidae e Aphelinidae na Europa e Canadá (VAN SCHELT, 1994). O parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae) é uma espécie endoparasitária solitária de pulgões distribuída nos cinco continentes, e pode parasitar todos os estágios de desenvolvimento destes afídeos, exceto os ovos (RODRIGUES, 2003).

Os fungos entomopatogênicos são os micro-organismos mais estudados e com grande potencial para o controle de pragas. Cerca de 80% das doenças em insetos têm como agentes etiológicos os fungos, pertencentes à cerca de 90 gêneros e mais de 700 espécies, sendo que a maioria dos gêneros já foi relatada no Brasil (ALVES, 1998). Em um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), devido às possibilidades de produção massal *in vitro*, formulação e armazenamento, a utilização destes entomopatógenos é uma alternativa viável. Dentre os fungos estudados, vários são patogênicos a inúmeras espécies de pulgões (MILNER, 1997; MESQUITA *et al.*, 1999).

A principal razão da utilização do método de controle biológico no controle de pragas é a ocorrência de resistência aos produtos químicos em várias espécies de pragas. Atualmente, outro importante estímulo que contribui para o aumento da utilização de agentes de controle biológico e a redução de produtos químicos, são os consumidores que a cada dia estão exigindo produtos vegetais livres de resíduos destes produtos (VAN LENTEREN, 2000).

As interações entre patógenos e parasitóides devem ser avaliadas visando sua utilização conjunta no controle de pragas, determinando-se uma melhor concentração dos patógenos e também melhores épocas para liberação dos parasitóides, observando-se a interrupção ou não do desenvolvimento larval quando um hospedeiro parasitado é infectado ou quando um hospedeiro infectado é oferecido ao parasitóide. Desta forma, o objetivo deste trabalho foi avaliar o melhor tempo de liberação do parasitóide *L. testaceipes* após aplicação dos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin, *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith e

Lecanicillium lecanii (Zimm.) Viègas para o controle integrado do pulgão *S. graminum*.

MATERIAL E MÉTODOS

Isolados de fungos utilizados nos experimentos

Foram utilizados os isolados e fungos entomopatogênicos descritos na Tabela 1. Estes foram inoculados em meio para produção de esporos de *Beauveria* spp. e *Nomuraea rileyi* (ALVES *et al.*, 1998), sendo mantidos em câmara climatizada a uma temperatura de $25 \pm 1^\circ \text{C}$, umidade relativa UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas, até a plena esporulação dos patógenos, dos quais as estruturas fúngicas foram utilizadas durante os experimentos.

Criação de manutenção de pulgões

Os pulgões da espécie *S. graminum* foram criados em seções foliares de sorgo ($\pm 20 \text{ cm}$) da cultivar BR 300, acondicionadas em copos plásticos com capacidade para 150 mL, contendo 50 mL de água, presas a ele com auxílio de discos de isopor ($6 \text{ cm} \phi$), colocados em bandejas plásticas contendo água em seu interior, sendo mantidas no Laboratório de Criação de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (DEN/UFLA), a uma temperatura de $25 \pm 2^\circ \text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. Foram introduzidas novas folhas, sendo trocadas a cada três dias, permitindo com isso que os insetos saíssem para as folhas novas.

Criação de *Lysiphlebus testaceipes*

Os parasitóides foram criados em gaiolas de madeira ($40 \times 40 \times 40 \text{ cm}$) revestidas com tecido organza, contendo no seu interior copos plásticos com seções foliares de sorgo infestadas com o pulgão *S. graminum*, advindas da criação de manutenção dos pulgões. Foram introduzidos nas gaiolas copos com folhas de sorgo para manutenção dos pulgões parasitados. A criação dos parasitóides foi mantida no Laboratório de Criação de Insetos do DEN/UFLA, a uma temperatura de $25 \pm 2^\circ \text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas.

Tabela 1 - Hospedeiros e procedência dos isolados de fungos entomopatogênicos utilizados nos experimentos.

Espécie	Isolado	Hospedeiro	Procedência
<i>Beauveria bassiana</i>	IBCB-66	<i>Hypothenemus hampei</i>	São José do Rio Pardo, SP
<i>Lecanicillium lecanii</i>	JAB 02	<i>Coccus viridis</i>	Ubirajara, SP
<i>Metarhizium anisopliae</i>	IPA 219	<i>Mahanarva posticata</i>	Recife, PE
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	IBCB 141	Solo	Pariquera-açú, SP

Após a formação das múmias, as folhas nas quais elas estavam aderidas foram mantidas dentro das gaiolas até a emergência dos parasitóides, sendo retiradas fêmeas recém-emergidas e acasaladas para utilização nos experimentos.

Bioensaios

Os experimentos foram desenvolvidos em placas de Petri (5 cm ϕ) contendo uma camada de meio de cultura ágar-água (2%), sobrepondo-se sobre este um disco foliar de sorgo (3,5 cm ϕ) e 10 ninfas de *S. graminum*. Foram utilizadas ninfas de 2º e 3º instares de *S. graminum* e, sua para obtenção, fêmeas ápteras de *S. graminum* foram transferidas para os discos foliares por um período de 48 horas. Após este período, elas foram retiradas das folhas, permanecendo apenas as ninfas de instares desejados para os experimentos.

Uma fêmea acasalada de *L. testaceipes* foi liberada por repetição, durante um período de duas horas às 0, 24, 48 e 72 horas após aplicação das suspensões dos fungos *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *P. fumosoroseus* e *L. lecanii*, com auxílio de pulverizador manual, em duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL). No tratamento testemunha foi pulverizada água destilada esterilizada, sendo os experimentos constituídos de 10 pulgões/repetição, contendo seis repetições por tratamento, perfazendo um total de 60 insetos/tratamento.

As avaliações foram realizadas diariamente até a emergência dos parasitóides. Os dados de mortalidade dos pulgões, número de múmias formadas e emergência dos parasitóides foram transformados por $(x + 0,5)^{1/2}$ e foi realizada a análise de variância usando um esquema fatorial 2×4 [duas concentrações dos fungos (10^4 e 10^8 conídios/mL) \times quatro tempos de liberação do parasitóide (0, 24, 48 e 72

horas)]. Como a interação foi significativa, foi feito o desdobramento da interação para cada tempo de liberação, as duas concentrações foram comparadas entre si usando o teste F. Para cada concentração foi feito o ajuste de uma equação de regressão para avaliar o efeito do tempo sobre a mortalidade dos pulgões, número de múmias formadas e emergência dos parasitóides.

Não houve mortalidade de ninfas de *S. graminum* quando recebeu a aplicação dos fungos *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus* na concentração de 10^4 conídios/mL, não sendo possível o ajuste da equação de regressão, pois a mortalidade foi igual a zero.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O fungo *B. bassiana* causou alta mortalidade de ninfas do pulgão apenas na concentração de 10^8 conídios/mL quando pulverizado às 72 horas (Fig. 1), prejudicando o desenvolvimento do parasitóide (Figs. 2 e 3).

Quando aplicado na concentração de 10^8 conídios/mL, as 24 e 48 horas, *B. bassiana* promoveu um efeito crescente na mortalidade dos pulgões, afetando consideravelmente também o outro inimigo natural (Fig. 1). Já na concentração de 10^4 conídios/mL, ocorreu um efeito no tempo de liberação, onde a formação de múmias de *L. testaceipes* foi diminuindo a cada dia, sugerindo que o parasitóide reconhece o hospedeiro infectado pelo fungo. Em ambas as concentrações de *B. bassiana* ocorreu este comportamento do parasitóide (Fig. 2), pois esses insetos ao inserirem o ovipositor nos seus hospedeiros conseguem detectar a presença de corpos estranhos que possam causar problemas para sua prole, evitando com isso a perda dos ovos (RIVERO-LYNCH; GODFRAY, 1997).

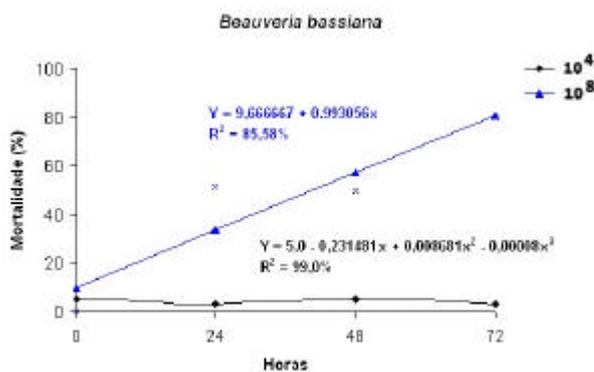


Fig. 1 - Porcentagem de mortalidade confirmada de ninfas de *Schizaphis graminum* pulverizadas com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* seguida da liberação do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes*. (CV = 40,55%; F(10^4) = 0,051; F(10^8) = 65,228).

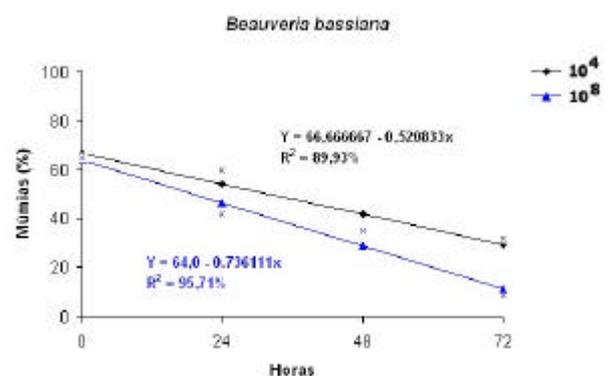


Fig. 2 - Porcentagem de múmias de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 42,69%; F(10^4) = 6,781; F(10^8) = 13,546).

Na emergência de *L. testaceipes*, *B. bassiana* não apresentou diferenças nos tempos de liberação na menor concentração, diferindo nos tempos 24, 48 e 72 horas na maior concentração (Fig. 3). No tempo de 24 horas após a aplicação do entomopatôgeno, de 50% de mummies formadas na concentração de 10^8 esporos/ml, apenas 40% emergiram, sendo esta a maior redução promovida por *B. bassiana* (Figs. 2 e 3). A melhor época de liberação do parasitóide encontrada foi logo após a aplicação deste patógeno (0 h), período este que ocorreu a menor redução populacional de *L. testaceipes* (Figs. 2 e 3).

Na avaliação da mortalidade de ninfas de *S. graminum*, o fungo que mais causou mortalidade foi *L. lecanii* na concentração de 10^8 conídios/mL, em todos os tempos avaliados (0, 24, 48 e 72 h) (Fig. 4), prejudicando, conseqüentemente, o desenvolvimento das mummies do parasitóide *L. testaceipes* (Figs. 5 e 6). Por ser um fungo muito patogênico a afídeos, principalmente quando utilizado em ambiente de cultivo protegido onde as

condições climáticas podem ser controladas, este patógeno deve ser utilizado de forma sincronizada com o parasitóide, para não afetar outro inimigo natural.

Desta forma, trabalhos de interação devem ser desenvolvidos em condições de casa-de-vegetação, favorecendo assim o sinergismo entre inimigos naturais. De acordo com POPE *et al.* (2002), o fungo entomopatogênico muitas vezes não causa a infecção direta à larva do parasitóide, mas pode afetar indiretamente pela alteração nutricional ou morte prematura do hospedeiro. Estes autores acrescentam ainda que o parasitóide, na maioria das vezes, não está apto a completar seu desenvolvimento juntamente com a infecção fúngica, somente se a oviposição do himenóptero for realizada antes da penetração do entomopatôgeno, o que ratifica o resultado encontrado para *B. bassiana* quanto à formação das mummies e a emergência do microhimenóptero (0 h) (Figs. 2 e 3), em que a liberação do inseto foi realizada logo após a inoculação do fungo.

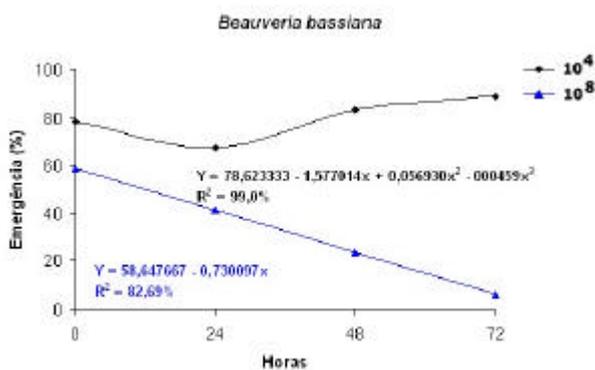


Fig. 3 - Porcentagem de emergência do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 40,03%; $F(10^4) = 0,549$; $F(10^8) = 11,63$).

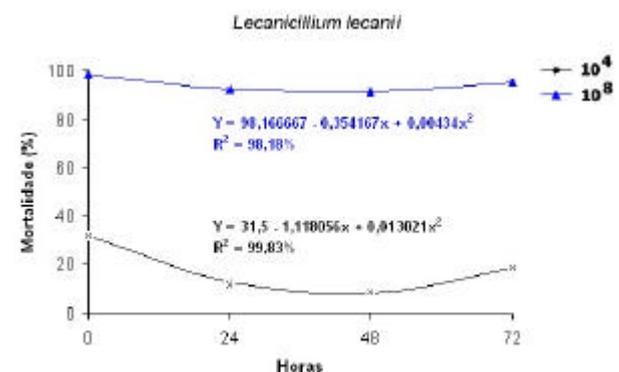


Fig. 4 - Porcentagem de mortalidade confirmada de ninfas de *Schizaphis graminum* pulverizadas com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Lecanicillium lecanii* seguida da liberação do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes*. (CV = 24,11%; $F(10^4) = 7,168$; $F(10^8) = 0,796$).

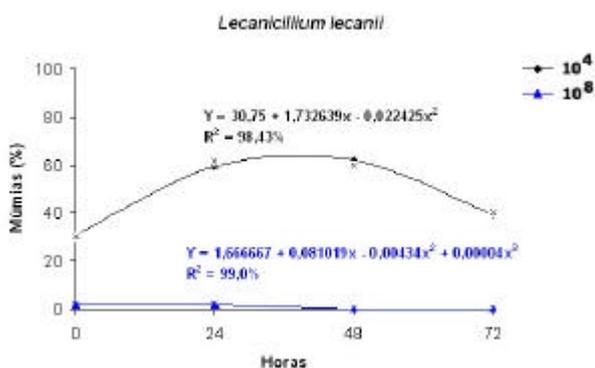


Fig. 5 - Porcentagem de mummies de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Lecanicillium lecanii* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 43,56%; $F(10^4) = 14,762$; $F(10^8) = 0,012$).

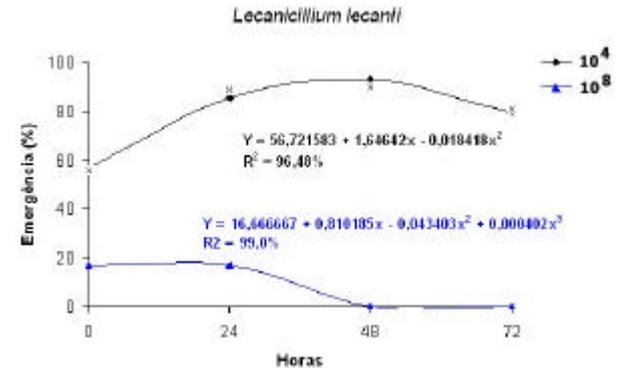


Fig. 6 - Porcentagem de emergência do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Lecanicillium lecanii* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 52,9%; $F(10^4) = 3,194$; $F(10^8) = 0,394$).

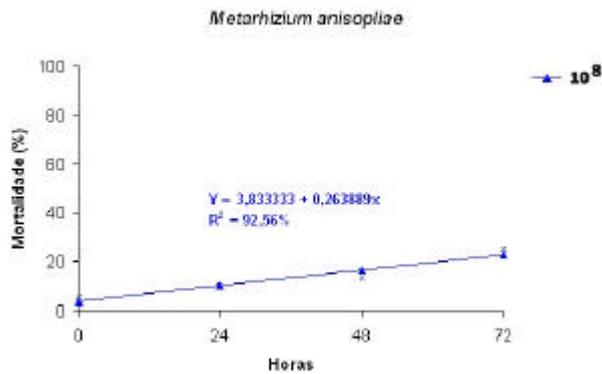


Fig. 7 - Porcentagem de mortalidade confirmada de ninfas de *Schizaphis graminum* pulverizadas com uma concentração (10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* seguida da liberação do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes*. (CV = 24,82%; $F(10^8) = 18,278$). Esta faltando no gráfico a reta da concentração 10^4 , mesmo que tenha dado zero em todos os períodos.

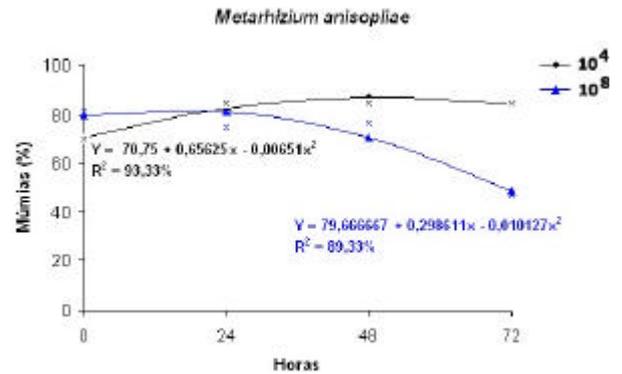


Fig. 8 - Porcentagem de múmiás de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 20,55%; $F(10^4) = 0,644$; $F(10^8) = 1,559$).

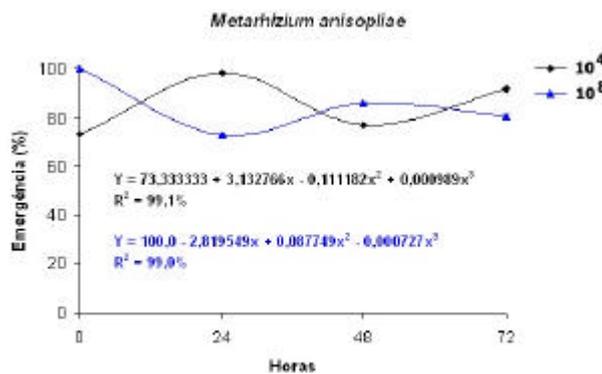


Fig. 9 - Porcentagem de emergência do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 17,71%; $F(10^4) = 0,347$; $F(10^8) = 2,465$).

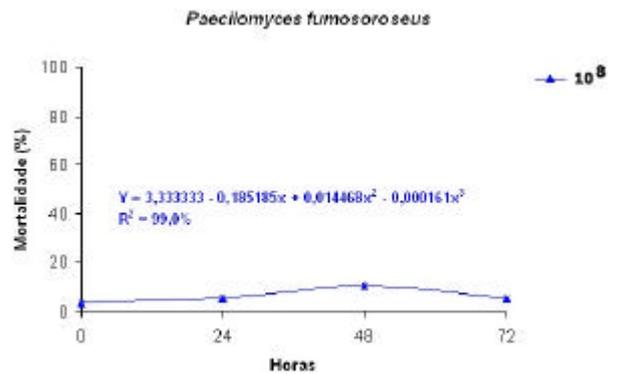


Fig. 10 - Porcentagem de mortalidade confirmada de ninfas de *Schizaphis graminum* pulverizadas com uma concentração (10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Paecilomyces fumosoroseus* seguida da liberação do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes*. (CV = 32,05%; $F(10^8) = 1,049$).

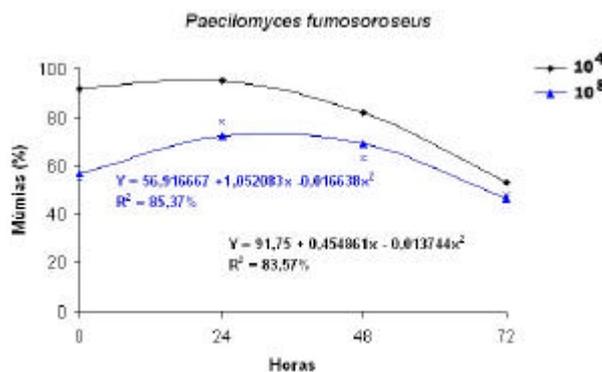


Fig. 11 - Porcentagem de múmiás de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Paecilomyces fumosoroseus* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 24,35%; $F(10^4) = 2,524$; $F(10^8) = 3,699$).

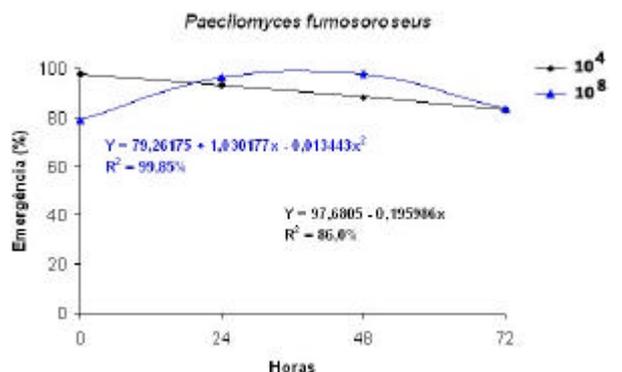


Fig. 12 - Porcentagem de emergência do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Schizaphis graminum* pulverizados com duas concentrações (10^4 e 10^8 conídios/mL) do fungo entomopatogênico *Paecilomyces fumosoroseus* seguida da liberação do parasitóide. (CV = 20,62%; $F(10^4) = 1,431$; $F(10^8) = 3,103$).

Quando o fungo *L. lecanii* foi inoculado na concentração menor, promoveu baixa mortalidade dos afídeos em todos os tempos avaliados (Fig. 4). Passadas 24 e 48 horas após a inoculação deste entomopatógeno, o número de múmias formadas foi maior nos períodos de liberação do microhimenóptero após (Figs. 5 e 6).

Na concentração de 10^4 conídios/mL, os fungos *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus* não causaram mortalidade às ninfas de *S. graminum* (Figs. 7 e 10). *B. bassiana* e *L. lecanii* causaram baixa mortalidade do pulgão (Figs. 1 e 4), sendo o desenvolvimento do parasitóide não afetado nesta concentração.

M. anisopliae permitiu o desenvolvimento do parasitóide *L. testaceipes*, que apresentou elevado número de múmias formadas em ambas concentrações do entomopatógeno nos quatro tempos avaliados (Fig. 8) e uma alta porcentagem de emergência das múmias formadas (Fig. 9). A maior parte no número de múmias formadas por este entomopatógeno (Fig. 8) na concentração de 10^8 conídios/mL, ocorreu após 72 horas da sua aplicação, momento em que a formação de 50% de pulgões parasitados, ocorrendo 80% de emergência dos insetos adultos (Fig. 9).

A melhor época de liberação de *L. testaceipes* foi logo após a inoculação de *M. anisopliae* (10^8 conídios/mL), já que, mesmo apresentando uma baixa mortalidade de pulgões nesta concentração, ocorreu um aumento gradativo na mortalidade dos insetos ao longo do tempo (Fig. 7), além do que às 72 horas ocorreu a maior redução na formação das múmias dos afídeos (Fig. 9).

Para o fungo entomopatogênico *P. fumosoroseus*, houve um decréscimo na formação de múmias de *L. testaceipes* durante o período, reduzindo em 50% nas duas concentrações no último tempo de aplicação do fungo e liberação do parasitóide (72 h) (Fig. 11). Mesmo na menor concentração, que não ocorreu mortalidade promovida pelo patógeno, mas o desenvolvimento de ambos os inimigos naturais no mesmo organismo hospedeiro, pode ter causado o não desenvolvimento do parasitóide (Fig. 11). Tal fato corrobora POPE *et al.* (2002), que afirmaram que os fungos entomopatogênicos alteram o conteúdo nutricional do hospedeiro, não promovendo a morte direta dos parasitóides, mas a sua morte indireta.

Não ocorreram diferenças na emergência do parasitóide nas múmias formadas quando *P. fumosoroseus* foi aplicado nas concentrações 10^4 e 10^8 conídios/mL, em todos os tempos avaliados (Fig. 12). LACEY *et al.* (1997) relataram que o fungo *P. fumosoroseus*, em condições de alta umidade, pode causar efeitos prejudiciais ao desenvolvimento do parasitóide *Aphelinus asychis* Walker 1839 (Hymenoptera: Aphelinidae), em condições de laboratório, quando aplicado sobre seus afídeos hospedeiros. MESQUITA *et al.* (1997) reportaram o efeito combinado de *P.*

fumosoroseus e *A. asychis* para controle do pulgão *Diuraphis noxia* (Mordvilko) 1913 (Hemiptera: Aphididae) em condições de campo, sendo possível a associação de entomopatógenos com parasitóides e outros inimigos naturais para aumentar a efetividade do controle biológico, já que outros trabalhos demonstram a associação de parasitóides com produtos químicos em condições de laboratório e campo, sendo uma preocupação atual com o efeito maléfico causado pelos produtos químicos aos inimigos naturais, principalmente quando aplicados indiscriminadamente (HODDLE *et al.*, 2001; VAN DRIESCHE *et al.*, 2001).

Para um programa de controle biológico é interessante ter uma interação dos inimigos naturais, pois o parasitóide pode não ovipositar no seu hospedeiro pelo fato dele estar infectado pelo entomopatógeno, através do reconhecimento pelo ovipositor, muito comum neste tipo de inseto. Para utilização de concentrações fúngicas elevadas são necessárias liberações dos parasitóides nos períodos em que eles não sejam afetados no seu desenvolvimento e que possam fazer o controle da praga, ocorrendo assim uma interação sinérgica entre eles.

CONCLUSÕES

O fungo *L. lecanii* foi altamente prejudicial ao desenvolvimento de *L. testaceipes* na concentração de 10^8 conídios/mL.

O desenvolvimento do microhimenóptero (formação de múmias e sua emergência) é menos afetado pelos fungos *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus*.

A melhor época de liberação do parasitóide *L. testaceipes*, na maior concentração dos fungos entomopatogênicos avaliados, é logo após a sua aplicação (0 h), exceto para *L. lecanii* que é prejudicial em todos os tempos de liberação.

Na menor concentração (10^4 conídios/mL) dos fungos entomopatogênicos avaliados, a melhor época de liberação do parasitóide *L. testaceipes* é logo após a aplicação dos entomopatógenos (0 h), exceto para *L. lecanii* e *M. anisopliae* que são menos prejudiciais nos tempos de liberação de 24 e 48 horas depois da inoculação.

REFERÊNCIAS

- ALVES, S.B. Fungos entomopatogênicos. In: _____ (Ed.). *Controle microbiano de insetos*. 2.ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap.11, p.289-381.
- ALVES, S.B.; ALMEIDA, J.E.M.; MOINO JUNIOR, A.; ALVES, L.F.A. Técnicas de laboratório. In: ALVES, S.B. *Controle Microbiano de Insetos*. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. cap.20, p.637-711.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.P. *Aphids on the world's: an identification guide*. Chichester: J. Wiley, 1984. 466p.

CRUZ, I; VENDRAMIN, J.D. Biologia do pulgão-verde em sorgo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.24, n.3, p.283-289, 1989.

HODDLE, M.S.; VAN DRIESCHE, R.G.; LYON, S.M.; SANDERSON, J.P. Compatibility of insect growth regulators with *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) for whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) control on poinsettias. I. Laboratory assays. *Biological Control*, v.20, n.2, p.122-131, 2001.

LACEY, L.A.; MESQUITA, A.L.M.; MERCADIER, M.; DEBIRE, R.; KAZMER, D.J.; LECLANT, F. Acute and sublethal activity of the entomopathogenic fungus, *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) on adult *Aphelinus asychis* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Environmental Entomology*, v.26, n.6, p.1452-1460, 1997.

MESQUITA, A.L.M.; LACEY, L.A.; LECLANT, F. Individual and combined effects of the fungus, *Paecilomyces fumosoroseus* and a parasitoid, *Aphelinus asychis* Walker (Hym. Aphelinidae) on confined populations of the Russian wheat aphid, *Diuraphis noxia* (Mordvilko) (Hom., Aphididae) under field conditions. *Journal of Applied Entomology*, v.121, p.155-163, 1997.

MESQUITA, A.L.M.; LACEY, L.A.; CEIANU, C.S.; DABIRE, R. Predatory and parasitic activity of *Aphelinus asychis* (Hymenoptera: Aphelinidae) following exposure to the entomopathogenic fungus *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) under different humidity regimes. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v.28, n.4, p.661-673, 1999.

MILNER, R.J. Prospects for biopesticides for aphid control. *Entomophaga*, Paris, v.42, p.227-239, 1997.

POPE, T.; CROXSON, E.; PELL, J.K.; GODFRAY, H.C.J.; MÜLLER, C.B. Apparent competition between two species of aphid via the fungal pathogen *Erynia neoaphidis* and its interaction with the aphid parasitoid *Aphidius ervi*. *Ecological Entomology*, v.27, p.196-203, 2002.

RIVERO-LYNCH, A.P.; GODFRAY, H.C.J. The dynamics of egg production, oviposition and resorption in a parasitoid wasp. *Functional Ecology*, v.11, n. 2, p.184-188, 1997.

RODRIGUES, S.M.M. *Avaliação de Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) como agente de controle biológico de pulgões em cultivos protegidos. 2003. 106p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2003.

STARÝ, P. Alternative host and parasitoid in first method in aphid pest management in glasshouses. *Journal of Applied Entomology*, v.116, p.187-191, 1993.

VAN DRIESCHE, R.G.; HODDLE, M.S.; LYON, S.; SANDERSON, J.P. Compatibility of insect growth regulators with *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) for whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) control on poinsettias. II. Trials in commercial poinsettia crops. *Biological Control*, v.20, n.2, p.132-146, 2001.

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

VAN SCHELT, J. The selection and utilization of parasitoids aphid control in glasshouses. *Experimental and Applied Entomology*, v.5, p.151-155, 1994.

Recebido em 28/2/07

Aceito em 2/3/09