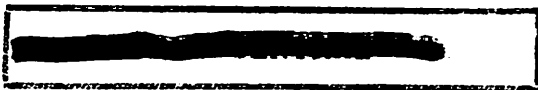


AVALIAÇÃO DE *Lysiphlebus testaceipes*
(Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) COMO
AGENTE DE CONTROLE BIOLÓGICO DE
PULGÕES EM CULTIVOS PROTEGIDOS

SANDRA MARIA MORAIS RODRIGUES

2003



55700

MEV046522

SANDRA MARIA MORAIS RODRIGUES

**AVALIAÇÃO DE *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880)
(Hym.: Aphidiidae) COMO AGENTE DE CONTROLE
BIOLÓGICO DE PULGÕES EM CULTIVOS PROTEGIDOS**

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

Orientadora

Vanda Helena Paes Bueno

LAVRAS 
MINAS GERAIS – BRASIL
2003

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

Rodrigues, Sandra Maria Morais

Avaliação de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae)
como agente de controle biológico de pulgões em cultivos protegidos / Sandra
Maria Morais Rodrigues. -- Lavras : UFLA, 2003.

106 p. : il.

Orientador: Vanda Helena Paes Bueno.

Tese (Doutorado) – UFLA.

Bibliografia.

1. Pulgão. 2. Controle biológico. 3. Temperatura. 4. Parasitismo. 5. Tabela de
vida. 6. Fertilidade. 7. Armazenamento. I. Universidade Federal de Lavras. II.
Título.

CDD-595.752
-632.96

SANDRA MARIA MORAIS RODRIGUES

**AVALIAÇÃO DE *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880)
(Hym.: Aphidiidae) COMO AGENTE DE CONTROLE
BIOLÓGICO DE PULGÕES EM CULTIVOS PROTEGIDOS**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras
como parte das exigências do Programa de Pós-
Graduação em Agronomia, área de concentração
em Entomologia, para obtenção do título de
“Doutor”.

APROVADA em 26 de fevereiro de 2003-03-20

Prof. Dr. Joop C. van Lenteren

WU - Holanda

Prof. Dr. Odair A. Fernandes

FCAV/UNESP

Dr. Raf M. J. de Vis

ESALQ/USP

Prof. Dr. Alcides Moino Júnior

UFLA



Prof. Vanda Helena Paes Bueno
(UFLA)
Orientadora

LAVRAS
MINAS GERAIS – BRASIL

*Ao SENHOR DEUS que era inacessível, mas que desejava ardentemente em
Seu coração se mostrar à humanidade e por isto veio na forma de homem; e
hoje, ao invocá-Lo tenho pleno acesso a Sua pessoa, por meio do Seu Espírito
que está mesclado ao meu; e que sempre me diz: "Quando passares pelas águas,
Eu serei contigo; quando, pelos rios, eles não te submergirão; quando passares
pelo fogo, não te queimarás, nem a chama arderá em ti.
Porque EU SOU O SENHOR, TEU DEUS". (Is 43:2)*

DEDICO

*Aos meus pais, Raimundo e Maria, e à minha irmã, Samia Laura, pelo amor,
carinho e incentivo em todos os momentos dessa etapa da minha vida.*

OFEREÇO

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	i
ABSTRACT.....	iii
CAPÍTULO 1	
1 Introdução Geral.....	1
2 Referencial Teórico.....	4
2.1 Cultivo do crisântemo em ambiente protegido.....	4
2.2 Importância dos pulgões <i>Aphis gossypii</i> Glover e <i>Schizaphis graminum</i> (Rondani).....	5
2.3 Aspectos biológicos e etológicos de <i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson).....	7
2.4 Influência da temperatura sobre o desenvolvimento de parasitóides...	8
2.5 Tabela de vida de fertilidade.....	10
2.6 Armazenamento de inimigos naturais.....	13
2.7 Liberação de inimigos naturais em ambientes protegidos.....	14
3 Referências Bibliográficas.....	16
CAPÍTULO 2: Influência da temperatura no desenvolvimento e parasitismo de <i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) em <i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877 (Hem.: Aphididae)	
1 Resumo.....	24
2 Abstract.....	25
3 Introdução.....	26
4 Material e Métodos.....	28
4.1 Criação de <i>A. gossypii</i>	28
4.2 Criação de <i>L. testaceipes</i>	29

4.3 Desenvolvimento e parasitismo de <i>L. testaceipes</i> em diferentes temperaturas.....	29
4.4 Análise dos dados.....	30
5 Resultados e Discussão.....	31
5.1 Desenvolvimento de <i>L. testaceipes</i> em <i>A. gossypii</i>	31
5.2 Parasitismo de <i>L. testaceipes</i> em <i>A. gossypii</i>	33
5.3 Emergência e mortalidade de <i>L. testaceipes</i>	35
5.4 Longevidade de <i>L. testaceipes</i>	37
6 Conclusões.....	41
7 Referências Bibliográficas.....	42
CAPÍTULO 3: Tabela de vida de fertilidade de <i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) em <i>Schizaphis graminum</i> (Rondani, 1852) (Hem.: Aphididae)	
1 Resumo.....	45
2 Abstract.....	46
3 Introdução.....	47
4 Material e Métodos.....	49
4.1 Mortalidade de imaturos e desenvolvimento de <i>L. testaceipes</i> em <i>S. graminum</i>	49
4.2 Reprodução e longevidade de <i>L. testaceipes</i> em <i>S. graminum</i>	50
4.3 Análise dos dados.....	52
5 Resultados e Discussão.....	53
5.1 Mortalidade de imaturos e desenvolvimento de <i>L. testaceipes</i> em <i>S. graminum</i>	53
5.2 Tabela de vida de fertilidade de <i>L. testaceipes</i> em <i>S. graminum</i>	54
6 Conclusão.....	61
7 Referências Bibliográficas.....	62

CAPÍTULO 4: Armazenamento de mûmias de *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hem.: Aphididae) parasitadas por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) a baixa temperatura

1 Resumo.....	64
2 Abstract.....	65
3 Introdução.....	66
4 Material e Métodos.....	68
4.1 Criação de <i>S. graminum</i>	68
4.2 Criação de <i>L. testaceipes</i>	68
4.3 Condução e avaliação do experimento.....	69
4.4 Análise dos dados.....	70
5 Resultados e Discussão.....	71
6 Conclusões.....	76
7 Referências Bibliográficas.....	77

CAPÍTULO 5: Liberação de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) para controle biológico de *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hem.: Aphididae) em crisântemo de corte (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) em casa de vegetação

1 Resumo.....	79
2 Abstract.....	80
3 Introdução.....	81
4 Material e Métodos.....	83
4.1 Plantio das cultivares de crisântemo.....	83
4.2 Obtenção dos parasitóides.....	84
4.3 Amostragens do pulgão <i>A. gossypii</i>	84
4.4 Liberação dos parasitóides de <i>L. testaceipes</i>	85
4.5 Avaliação do parasitismo de <i>L. testaceipes</i>	85
4.6 Aplicação de fungicidas.....	86

4.7 Avaliação da densidade de tricomas em folhas de crisântemo.....	86
4.8 Análise dos dados.....	87
5 Resultados e Discussão.....	88
5.1 Liberação de <i>L. testaceipes</i> para controle de <i>A. gossypii</i>	88
6 Conclusões.....	101
7 Referências Bibliográficas.....	102

RODRIGUES, Sandra Maria Morais. Avaliação de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) como agente de controle biológico de pulgões em cultivos protegidos. Lavras: UFLA, 2003. 106p. (Tese - Doutorado em Agronomia, área de concentração Entomologia).*

Pulgões são importantes pragas em muitos cultivos e de difícil controle, principalmente devido ao rápido desenvolvimento de resistência aos inseticidas. Assim, nas últimas décadas uma atenção maior tem sido dada a pesquisas com inimigos naturais de pulgões, com o intuito de usá-los como agentes de controle biológico. Devido à especificidade hospedeira e eficiência, os parasitóides da família Aphidiidae recebem especial interesse e, entre eles, *Lysiphlebus testaceipes*. O presente trabalho teve por objetivos avaliar a influência de diferentes temperaturas no desenvolvimento e parasitismo de *L. testaceipes* quando mantido em *Aphis gossypii*; estimar a tabela de vida de fertilidade para *L. testaceipes* quando criado em *Schizaphis graminum*; determinar o efeito do armazenamento, a 5°C, de múmias de *S. graminum* parasitadas por *L. testaceipes*, bem como avaliar a efetividade desse parasitóide como agente de controle biológico de *A. gossypii*, por meio da liberação inoculativa sazonal, em cultivo de crisântemo em casa de vegetação. Na avaliação do efeito das temperaturas (15, 20, 25 e 30 ± 1°C) foram realizadas 30 repetições, compostas por quatro ninfas de 3º instar de *A. gossypii* atacadas apenas uma vez por *L. testaceipes*. Os períodos de desenvolvimento (em dias) e a porcentagem de emergência de *L. testaceipes* foram de 26,9% e 80%; 14,8% e 61%; 11,3% e 62%; 12,2% e 14% a 15°, 20°, 25° e 30°C, respectivamente. As taxas de parasitismo a 15°, 20°, 25° e 30°C foi 76%, 68%, 65% e 40%, respectivamente. A temperatura de 25°C foi a mais adequada para o desenvolvimento e parasitismo de *L. testaceipes* no pulgão *A. gossypii*. Na estimativa da fecundidade do parasitóide foram utilizadas 15 fêmeas de *L. testaceipes* com menos de 24 horas de idade. A taxa líquida de reprodução (R_0) e a capacidade intrínseca de aumentar em número (r_m) do parasitóide foram respectivamente, 301,9 e 0,513. A razão finita de aumento (λ), o tempo médio entre gerações (T) e o tempo de duplicação da população (TD) foram 1,67 fêmea/dia, 11,13 dias e 1,35 semana, respectivamente. Os testes relativos ao armazenamento a 5°C foram conduzidos em 10 tratamentos (0, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18 e 20 dias de armazenamento) com 10 repetições, sendo 40 múmias armazenadas a 25°C, 60 ± 10% de U.R. e 12 horas de fotofase, e 360 múmias a 5°C, 60 ± 10% de U.R. e escotofase constante. Não foram observadas diferenças significativas na

*Orientadora: Vanda Helena Paes Bueno – UFLA.

emergência de *L. testaceipes* entre a testemunha a 25°C (100%) e os períodos de 4 (80%) e 6 dias (80%) de armazenamento a 5°C. O período de armazenamento de múmias de *S. graminum* parasitadas por *L. testaceipes* em até seis dias não resultou em perda da capacidade reprodutiva desse parasitóide. A liberação de *L. testaceipes* foi realizada em casa de vegetação comercial (600m²), com crisântemo de corte, cultivares *White Reagan* e *Sunny Reagan*, na Fazenda Terra Viva, em Santo Antonio de Posse, SP. Os parasitóides foram liberados na quarta (0,15 fêmea/m²) e oitava semanas após o plantio (0,24 fêmea/m²). As amostragens dos pulgões foram semanais e realizadas em 10 plantas/canteiro. O pico populacional de *A. gossypii* nas cultivares *White Reagan* e *Sunny Reagan* ocorreu, respectivamente, na quinta semana (4,5 pulgões/planta) e oitava semana após o plantio (4,0 pulgões/planta). No final do ciclo do crisântemo verificaram-se 0,2 e 0,3 pulgão/planta, respectivamente, nas cultivares *White Reagan* e *Sunny Reagan*. Após a primeira e a segunda liberação do parasitóide foram observadas, na cultivar *White Reagan*, taxas de parasitismo de 55,2% e 7,8%, respectivamente. Já na cultivar *Sunny Reagan* essas taxas foram de 31,9% (1^a liberação) e 10,5% (2^a liberação). *L. testaceipes* foi um efetivo agente de controle biológico, demonstrando potencial para ser utilizado em plantios de crisântemos de corte, em cultivos protegidos, visando-se o controle de *A. gossypii*, podendo inclusive fazer parte de um programa de manejo integrado de pragas em plantas ornamentais.

RODRIGUES, Sandra Maria Morais. Evaluation of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) as an agent of biological control of aphids in protected cultivations. Lavras: UFLA, 2003. 106p. (Doctorate Thesis in Agronomy/Entomology). *

Aphids are important pests in many crops, which are difficult to control mainly due the fast development of resistance to insecticides. Therefore, during the last decades, attention has been given to researches on the natural enemies of aphids, with the intention of using them as biological control agents. Due to their host specificity and their efficiency, the parasitoids of the family Aphidiidae receive special interest *Lysiphlebus testaceipes*. The present work aimed to evaluate the influence of different on the development and parasitism of *L. testaceipes* reared on *Aphis gossypii*; to determine its life history on *S. graminum*; to evaluate the effect of storage of mummies of *S. graminum* parasitized by *L. testaceipes* at 5°C; and to evaluate the effectiveness of *L. testaceipes* to control *A. gossypii* by seasonal inoculative release on chrysanthemum crop in greenhouse. The development and parasitism of the parasitoid at different temperatures (15, 20, 25 and 30 ± 1°C) were evaluated with 30 replicates composed by four 3rd instar nymphs of *A. gossypii*, which were once attacked by *L. testaceipes*. The development periods of *L. testaceipes* were 26.9, 14.8, 11.3 and 12.2 days, and the emergence rates were 80, 61, 62 and 14% at 15, 20, 25 and 30°C, respectively. The parasitism rates at 15, 20, 25 and 30°C were 76%, 68%, 65% and 40% respectively. The temperature of 25°C was the most appropriate for the development and parasitism of *L. testaceipes* on the aphid *A. gossypii*. The fecundity of the parasitoid was estimated by using 15 females of *L. testaceipes*. The net reproduction rate (R₀) and the intrinsic rate of increase (r_m) of the parasitoid were 301.9 female and 0.513. The finite rate of increase (λ), the generation time (T) and the time for duplication of population (TD) were 1.67 females per day, 11.13 days and 1.35 weeks, respectively. *L. testaceipes* has a high potential population growth when reared on *S. graminum*. The tests of mummies storage at low temperature (5°C) were conducted with 10 treatments (control, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18 and 20 days of storage) in 10 replicates. Forty mummies were stored at 25°C at RH 60 ± 10% and photophase 12h, and 360 mummies were stored at 5°C, RH 60 ± 10% and constant darkness. No significant differences in the emergence of *L. testaceipes* between the control test (100%) at 25°C and 4 (80%) and 6 days of storage (80%) at 5°C were observed. A storage period of up to 6 days of mummies of *S. graminum* parasitized by *L. testaceipes* did not show any effect on the reproductive

* Adviser: Vanda Helena Paes Bueno - UFLA

capacity of that parasitoid. The release of *L. testaceipes* was carried out in commercial greenhouse (600 m²) at Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP on cut chrysanthemum, cultivars *White Reagan* and *Sunny Reagan*. The parasitoids were released on the fourth (0.15 female/m²) and eighth week after planting (0.24 female/m²) and the aphids were sampled on ten plants per bed weekly. The population growth of *A. gossypii* on *White Reagan* and *Sunny Reagan* reached a peak in the fifth (4.5 aphids/plant) and eighth week after planting (4.0 aphids/plant), respectively. At the end of the crop 0.2 and 0.3 aphid/plant were counted, on *White Reagan* and *Sunny Reagan*, respectively. The parasitism rates, after the first and the second release of parasitoid, were 55.2 and 7.8% respectively, in *White Reagan* and respectively 31.9% and 10.5% in *Sunny Reagan*. *L. testaceipes* showed to be an effective biological control agent to control *A. gossypii* in cut chrysanthemum, in greenhouse. *L. testaceipes* could be a part of integrated pest management program in ornamental plants.

CAPÍTULO 1

1 INTRODUÇÃO GERAL

A utilização de ambientes protegidos para produção de hortícolas e ornamentais é feita pelo homem há várias décadas em diversos países. No Brasil, o cultivo de plantas ornamentais nesses ambientes é uma atividade que está se expandindo a cada ano (Sganzerla, 1991). A área de produção de flores e plantas ornamentais em casas de vegetação no Brasil concentra-se, principalmente, nas regiões sul e sudeste e está estimada em cerca de 520 ha (Kämpf, 1997). Esta atividade agrícola possui importância social e econômica para a agricultura brasileira; somente no estado de São Paulo a floricultura gera cerca de 28,5 mil empregos nos setores de produção, distribuição, comércio e indústria de apoio (Arruda et al., 1996).

Oliveira (1995) relata que cerca de 88% das casas de vegetação amostradas no Brasil apresentaram problemas com pragas e doenças, sendo os pulgões e ácaros os mais constantes em todas as regiões do país e com ocorrência durante todo o ano. Os pulgões são considerados insetos-praga de extrema importância, tanto em cultivos protegidos como a céu aberto (Altena & Ravensberg, 1990; Peña-Martinez, 1992). Em ambientes protegidos, a espécie *Aphis gossypii* Glover, 1877, (Hem.: Aphididae) é considerada praga em plantios de crisântemo, melão, pepino, pimentão e tomate, causando prejuízos devido à sucção da seiva, secreção de mela, deposição de substâncias tóxicas, deformação dos brotos e botões florais, e transmissão de vírus (Schelt et al., 1990; Guldemond & Belder, 1993; Hatala-Zsellér et al., 1993; Bergmann et al., 1996).

Como o mercado consumidor é muito exigente com a qualidade visual do produto, a aplicação de produtos fitossanitários é feita de modo preventivo ou quando existem apenas pequenas infestações de insetos, sendo comum fazerem-se pulverizações semanais. Isto favorece o surgimento de populações de insetos resistentes aos produtos químicos recomendados para seu controle, inclusive àqueles seletivos aos inimigos naturais. Os primeiros a observarem populações de *A. gossypii* resistentes a um produto seletivo, em um plantio de crisântemo na Inglaterra, foram Furk et al. (1980).

Nas últimas décadas, uma atenção maior tem sido dada à investigação de todos os aspectos biológicos dos inimigos naturais de pulgões, com o intuito de usá-los como agentes de controle biológico. Devido à especificidade hospedeira e à eficiência, os parasitóides de pulgões (Aphidiidae) recebem especial interesse.

A espécie *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880), provavelmente nativa da América do Norte (Stary et al., 1993), é encontrada em diversos países parasitando diferentes espécies de pulgões (Silva et al., 1968; Costa & Stary, 1988; Hågvar & Hofsvang, 1991). É uma espécie que necessita de poucos graus-dia para o seu desenvolvimento e adapta-se bem a climas quentes (Elliott et al., 1999; Royer et al., 2001). Os países europeus começaram a utilizar *L. testaceipes* para o controle de *A. gossypii* em cultivos protegidos no ano de 1990 (Lenteren, 1997); liberações já foram feitas em cultivos de pepino e crisântemo (Steinberg et al., 1993; Murphy et al., 1999; Heinz et al., 1999).

Estudos (Rodrigues & Bueno, 2001; Rodrigues et al., 2001; Carnevale, 2002) têm demonstrado que o parasitóide *L. testaceipes* apresenta-se como um agente de controle biológico promissor para controle de pulgões em ambientes protegidos. No entanto, avaliações quanto a diferentes aspectos inerentes à sua biologia e comportamento frente a condições ótimas e/ou limitantes, bem como sua efetividade ao ser liberado em casa de vegetação ainda são necessárias.

Assim, este trabalho teve como objetivos: avaliar o efeito de diferentes temperaturas no desenvolvimento e parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii*; estimar a tabela de vida de fertilidade para *L. testaceipes* quando criado em *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hem.: Aphididae); o efeito do armazenamento a baixa temperatura, de múmias de *S. graminum* parasitadas por *L. testaceipes*, bem como avaliar a efetividade desse parasitóide como agente de controle biológico de *A. gossypii*, em cultivos de crisântemo de corte em casa de vegetação comercial, através da liberação inoculativa sazonal.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Cultivo do crisântemo em ambiente protegido

A cultura do crisântemo (*Chrysanthemum* sp.) (Asteraceae) vem sendo desenvolvida no Brasil há aproximadamente 70 anos. As primeiras cultivares foram importadas do Japão, Europa, EUA, Argentina e Uruguai. Os fatores que fazem o crisântemo ser o principal produto comercializado na área da floricultura são a enorme diversidade de formas e cores, durabilidade, resistência ao transporte e precisão da resposta de indução floral ao fotoperíodo. Esta flor é produzida e comercializada por municípios das regiões sul e sudeste. Dentre os municípios paulistas produtores podem ser destacados Atibaia, Cotia, Jaguariúna, Jundiaí, Mogi das Cruzes e Santo Antonio de Posse (Arruda et al., 1996; Imenes & Alexandre, 1996; Kämpf, 1997).

Cerca de sessenta cultivares são produzidas em casas de vegetação, o que permite a obtenção de três ciclos anuais. No estado de São Paulo, o crisântemo de corte ocupa 54% das casas de vegetação (92,75 ha) e o crisântemo em vasos 21% (15,30 ha) (Arruda et al., 1996). As medidas culturais geralmente efetuadas são o controle da luminosidade, irrigação, adubação de cobertura, aplicação de produtos fitossanitários, capina de mato e remoção de botões e brotações em algumas cultivares (Imenes & Alexandre, 1996).

Os insetos-praga que se destacam na cultura do crisântemo são: tripses, pulgões, moscas-minadoras, moscas-brancas, lagartas e besouros. O surgimento de altas populações de insetos fitófagos a cada ciclo da cultura nas casas de vegetação é favorecido pela baixa diversidade de espécies e cultivares das plantas cultivadas em função de tempo e espaço e; pela proteção involuntária das pragas, uma vez que o produtor controla as mudanças bruscas de temperatura, umidade, chuva e granizo (Bergmann et al., 1996).

Os métodos de controle mais utilizados são o químico e o cultural, em combinação ou isolados. As aplicações de produtos fitossanitários são constantes, chegando muitas vezes a três pulverizações por semana, durante todo o ano. A aplicação intensiva desses produtos com o mesmo princípio ativo e o uso de misturas e subdosagens no controle preventivo dos insetos fitófagos, vem gerando um rápido surgimento de resistência a esses produtos fitossanitários (Bergmann et al., 1996). Ao mesmo tempo, vem prejudicando as exportações, pois o comércio exterior exige ausência total de resíduos químicos para classificar os crisântemos nas classes Extra nos padrões internacionais, e classe I nos padrões da Argentina e da Holanda (Silveira & Minami, 1999).

2.2 Importância dos pulgões *Aphis gossypii* Glover e *Schizaphis graminum* (Rondani)

Os pulgões estão entre os mais importantes grupos de insetos-praga tanto em casa de vegetação como em cultivos no campo, especialmente aqueles que pertencem à família Aphididae. *A. gossypii* é a mais séria praga de muitas ornamentais.

O pulgão *A. gossypii* é extremamente polífago, tem ampla distribuição mundial (Blackman & Eastop, 1984) e nas regiões temperadas e tropicais causa sérios problemas em cultivos de crisântemo e hortaliças em ambientes protegidos (Schelt et al., 1990; Guldemon & Belder, 1993; Hatala-Zsellér et al., 1993; Bergman et al., 1996; Matos & Oliveira, 1999?). Os pulgões vivem em colônias na superfície abaxial das folhas e brotações do crisântemo. Sugam a seiva, o que provoca o encarquilhamento das folhas, deformações dos brotos e botões florais, além de serem capazes de transmitir vírus (Bergman et al., 1996).

Em casas de vegetação muitos pulgões podem reproduzir-se por partenogênese ao longo do ano e ter altas densidades populacionais em sucessiva sobreposição de cultivos anuais, ou em ornamentais cultivadas ao longo do ano.

A capacidade reprodutiva extremamente alta dos pulgões, particularmente nestes ambientes, torna seu controle muito difícil (Malais & Ravensberg, 1992).

O uso excessivo de produtos químicos em ambientes protegidos, visando o controle de *A. gossypii* em plantios de crisântemo, tem favorecido o surgimento de populações resistentes, inclusive a inseticidas seletivos, como o pirimicarb (Furk et al., 1980).

A espécie *A. gossypii* mede de 0,9 a 1,8 mm de comprimento, apresenta antenas mais curtas que o tamanho do corpo, olhos vermelhos, sifúnculos escuros; a coloração do corpo varia em função da temperatura, da fonte de alimento e densidade populacional, variando do amarelo-claro ao verde-escuro, (Blackman & Eastop, 1984; Malais & Ravensberg, 1992). Os indivíduos alados possuem abdome verde-escuro, com algumas tonalidades de amarelo, devido à presença das ninfas (Peña-Martinez, 1992) e medem de 1,1 a 1,8 mm (Blackman & Eastop, 1984). Colônias com alta densidade populacional e condições inadequadas favorecem o desenvolvimento de alados (Peña-Martinez, 1992). O pulgão adulto vive de 2 a 3 semanas, produzindo de 3 a 10 descendentes por dia (Malais & Ravensberg, 1992).

O pulgão-verde (*S. graminum*) é uma espécie cosmopolita que está associada a várias espécies de plantas da família Poaceae, como aveia, cevada, trigo e sorgo (Blackman & Eastop, 1984; Cruz & Vendramin, 1989; Elliot et al., 1999).

O pulgão *S. graminum* causa danos diretos às plantas pela extração de grande quantidade de seiva e injeção de toxinas que causam a destruição enzimática da parede celular, levando à clorose e posteriormente à necrose do tecido foliar. Também, *S. graminum* pode causar danos indiretos por meio da transmissão de importantes vírus, como o agente causador do mosaico-anão-do-milho (Blackman & Eastop, 1984; Berger et al., 1983).

A espécie *S. graminum* apresenta o corpo alongado, com

aproximadamente 2 mm de comprimento e coloração verde-amarelada, possuindo uma estria longitudinal verde-escura no dorso e pequenas manchas pretas nas antenas, pernas e extremidade dos sifúnculos. As temperaturas ótimas para o seu desenvolvimento estão entre 21° e 24°C e em apenas um mês três a quatro gerações podem ocorrer (Pfadt, 1985).

2.3 Aspectos biológicos e etológicos de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson)

O parasitóide *L. testaceipes* é de origem Neártica, porém atualmente pode ser encontrado nos cinco continentes (Starý et al., 1987; Starý et al., 1988; Völkl et al., 1990).

L. testaceipes (Hym.: Aphidiidae) é um endoparasitóide solitário de pulgões (Starý et al., 1988) capaz de parasitar todos os estágios de desenvolvimento, exceto os ovos, sendo os alados os menos atacados (Hagen & Bosch, 1968). É um himenóptero oligófago, que tem como hospedeiros principais os pulgões *Aphis craccivora* Koch, *A. fabae* Scopoli, *A. gossypii*, *A. nerii* Boyer de Fonscolombe, *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), *R. padi* Linnaeus, *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe) e *S. graminum* (Costa & Starý, 1988; Kring & Kring, 1988; Cecílio, 1994).

A reprodução é geralmente biparental, ou seja, ovos fertilizados originam fêmeas, e não fertilizados, machos. Entretanto, uma fêmea acasalada pode colocar ovos inférteis poucas horas após a cópula ou no fim da sua vida reprodutiva, quando o suprimento de esperma já se exauriu (Starý, 1988). As fêmeas não possuem uma preferência evidente por um instar específico do hospedeiro (Hågvar & Hofsvang, 1991) e ao ovipositarem em ninfas de primeiro e segundo instares, essas não atingem a fase adulta, não gerando, conseqüentemente, descendentes (Starý, 1988).

A espécie *L. testaceipes* possui desenvolvimento larval com quatro instares (Starý, 1988) e o período de desenvolvimento de ovo até a emergência

do adulto é de cerca de 13 dias a 20°C, 9,5 dias a 25°C e 9,3 dias a 30°C (Hight et al., 1972; Steenis, 1994; Tang & Yokomi, 1995). A fêmea apresenta fecundidade de 128 a 180 ovos e longevidade média de 2,6 dias (Steenis, 1994).

Um dos principais alimentos dos parasitóides adultos no campo é a mela dos pulgões, a qual é rica em carboidratos (sacarose, frutose e glicose) e proteínas (Starý, 1988). Esta mela também age como um caíromônio de localização do hospedeiro (Hågvar & Hofsvang, 1991).

Os parasitóides adultos se dispersam por meio do voo ou caminhando pelas plantas, quando estão muito próximas. Na fase larval, se dispersam através dos seus hospedeiros. Múmias de pulgões também podem ser levadas a curtas distâncias por folhas que caem das plantas. Os afidiídeos adultos são bastante ativos e sua dispersão é mais eficiente que a dos afelinídeos (Starý, 1988).

Várias espécies de parasitóides têm sido investigadas como candidatas para controle biológico de pulgões em casas de vegetação (Parrella et al., 1999); a espécie encontrada deve ter a maioria senão todos os requerimentos essenciais para um efetivo inimigo natural, como alta capacidade reprodutiva, curto tempo de geração, boa capacidade de dispersão e um ciclo de vida bem sincronizado com o do seu hospedeiro (Lenteren & Woets, 1988).

2.4 Influência da temperatura sobre o desenvolvimento de parasitóides

A temperatura, um dos principais fatores ecológicos, é capaz de influenciar diversos aspectos da vida de um inseto, como a dispersão, o desenvolvimento, a fecundidade, a taxa de produção de ovos, o comportamento e a alimentação (Andrewartha & Birch, 1954b; Varley et al., 1973a).

A temperatura abaixo ou acima da qual não ocorre desenvolvimento é denominada de limiar do desenvolvimento. A velocidade de desenvolvimento de inúmeras espécies tem sido medida a temperaturas constantes e, por meio de expressões matemáticas, consegue-se relacionar a velocidade de

desenvolvimento à temperatura, obtendo-se a constante térmica. Segundo Messenger (1959), o limiar e a constante térmica podem ser indicadores úteis para se determinar o potencial de abundância e distribuição dos insetos em um determinado ecossistema.

Os insetos são animais pecilotérmicos, ou seja, são incapazes de manter a temperatura corporal constante. Quando os insetos são expostos diariamente a temperaturas muito altas, estas podem ser uma ameaça para a sobrevivência deles, pois o calor é capaz de aumentar a temperatura corporal em níveis que podem se tornar letais; também podem originar diversas anormalidades ao longo do desenvolvimento do inseto, uma vez que as altas temperaturas alteram o pH e a concentração de íons no interior das células, causando a desnaturação das proteínas ou distúrbios metabólicos devido ao acúmulo de produtos tóxicos (Chapman, 1998; Horn, 1998). Porém, os insetos não estão indefesos. Eles possuem adaptações fisiológicas e bioquímicas que os auxiliam a impedir os efeitos danosos do estresse térmico; a temperatura corporal pode ser abaixada por meio da evaporação e da síntese de outros metabólitos (Denlinger & Yocum, 1998).

Os efeitos deletérios, principalmente de altas temperaturas, ocorrem apenas se a temperatura for mantida constante (Campbell et al., 1974). Em condições de temperatura letal baixa o inseto tem dificuldades para locomover-se, podendo haver a formação de cristais de gelo no corpo, levando-o à morte (Chapman, 1998).

A influência da temperatura sobre as reações bioquímicas e atividades dos insetos pode aumentar ou restringir a efetividade do manejo integrado de pragas (MIP). A alimentação, a dispersão e a taxa reprodutiva da praga e de seus inimigos naturais geralmente aumentam com o aumento da temperatura. Agentes de controle biológico freqüentemente exibem uma temperatura ótima de desenvolvimento diferente da de sua presa ou hospedeiro, e podem tornar-se

ineficazes a temperaturas mais altas ou mais baixas (Horn, 1998).

Völkl et al. (1990) verificaram que o tempo médio de desenvolvimento do parasitóide *L. testaceipes* em *Pentalonia nigronervosa* Coquerel a 21°C foi de 9,4 dias para os machos e de 9,8 dias para as fêmeas; já na temperatura de 24°C foi de 8,9 dias e 9,5 dias, respectivamente. Por outro lado, Elliot et al. (1999), ao manterem *L. testaceipes* em pulgões *S. graminum*, obtiveram um tempo médio de desenvolvimento de ovo até a emergência do adulto de 24,1 dias (14°C), 15,2 dias (18°C), 10,6 dias (22°C) e 9,3 dias (26°C). Quando o parasitóide *L. testaceipes* foi criado sobre *S. graminum* nas temperaturas de 14°, 18°, 22° e 26°C apresentou um tempo médio de desenvolvimento (ovo à emergência do adulto) de 21,96; 17,89; 12,5 e 8,86 dias, respectivamente (Royer et al., 2001).

O parasitóide *L. testaceipes*, ao ser mantido em diferentes temperaturas sobre o pulgão *Toxoptera citricida* (Kirkaldy), apresentou como limiar inferior de desenvolvimento 7,5°C e necessitou de 212,8 graus-dia (GD) para completar o seu desenvolvimento (Tang & Yokomi, 1995). Porém, quando Elliott et al. (1999) mantiveram esse parasitóide sobre *S. graminum* obtiveram 6,6°C para o limiar inferior de desenvolvimento e 170 (GD) para que houvesse o desenvolvimento.

2.5 Tabela de vida de fertilidade

Dentro de uma população, cada indivíduo apresenta seu próprio ritmo de desenvolvimento, longevidade e fecundidade, de modo que é comum expressarem-se essas taxas em termos médios da população. Estes valores médios são determinados em parte pelo meio ambiente e em parte pela capacidade inata de aumentar o número dos indivíduos da população (Andrewartha & Birch, 1954a).

As mudanças que ocorrem em uma população de insetos, dentro de uma geração, podem ser resumidas e apresentadas na forma de tabelas. Estas também

são capazes de informar sobre a estimativa da densidade populacional de parasitóides e da porcentagem de parasitismo que eles causam a uma geração de hospedeiro (Varley et al., 1973b).

Para estimar o crescimento de populações são empregados dados de sobrevivência e fertilidade que são sintetizados em tabelas denominadas de tabelas de vida de fertilidade. Tais tabelas são construídas baseadas nas seguintes informações: início da fase adulta e longevidade de cada fêmea (dias, semanas); número de ovos colocados/fêmea/dia; proporção de fêmeas na descendência; porcentagem de descendentes (fêmeas) que sobrevivem até a fase adulta; número de fêmeas vivas a cada dia, desde o início da fase adulta da fêmea mais precoce até a morte da última fêmea (Maia, 1997). Em condições de laboratório, as taxas intrínsecas de nascimento e morte de uma população de insetos podem ser determinadas sob diferentes condições de qualidade do alimento, de temperatura, de umidade e de fotoperíodo (Bosch et al., 1982).

De acordo com Andrewartha & Birch (1954a) os principais parâmetros associados à tabela de vida de fertilidade são:

- taxa líquida de reprodução (R_0) - total de descendentes fêmeas produzidas por fêmea, durante todo o período de oviposição e que chegam à geração seguinte;
- taxa intrínseca de crescimento (r_m) - é um parâmetro da curva de crescimento da população de fêmeas (suposta exponencial), relacionado com a velocidade de crescimento;
- intervalo médio entre gerações (MGT ou T) - duração média do período entre o nascimento dos indivíduos de uma geração e da geração seguinte;
- razão finita de crescimento (λ) - fator de multiplicação da população original a cada intervalo unitário de tempo;
- tempo que a população leva para duplicar em número (TD).

Na natureza, a razão real de aumento (r) pode ser influenciada por um ou mais fatores do meio. Contudo, em condições de laboratório, esses fatores podem ser controlados e assim é possível determinar a capacidade inata do inseto de aumentar em número (r_m). Esta capacidade é definida como a máxima razão de aumento obtida por uma população de distribuição etária fixa, em qualquer combinação dos fatores físicos do tempo, em condições ótimas de espaço, alimentação e influência intra-específica, excluindo a influência interespecífica (Andrewartha & Birch, 1954a).

A taxa intrínseca de aumento (r_m) permite que se comparem organismos ou linhagens sob diferentes condições, como temperatura e planta hospedeira. Permite também revelar qual será o impacto dessas condições na expressão do potencial demográfico do inseto (Hance et al., 1994). Portanto, o valor de r_m poderá ser usado como um índice do potencial de aumento de um inseto-praga quando, por exemplo, um inimigo natural é introduzido para controlá-lo.

Os parasitóides *Trioxys complanatus* Quilis e *Praon exoletus* Nees apresentaram a 21°C a máxima taxa reprodutiva (R_o) de cerca de 450 e 258, respectivamente, quando o hospedeiro foi *Therioaphis trifolii* Monell (Force & Messenger, 1964). A taxa líquida de reprodução (R_o) considera não somente a taxa de reprodução, mas também a taxa de sobrevivência e leva em consideração a mortalidade no potencial reprodutivo de uma espécie (Bosch et al., 1982).

Mackauer (1983), ao estudar a capacidade reprodutiva de *Aphidius smithi* Sharma & Subba Rao, observou que quando foram oferecidos cem pulgões de 3º instar de *Acyrtosiphon pisum* (Harris) por dia, a uma temperatura de 20,5°C, a taxa intrínseca de crescimento (r_m) foi 0,358; a razão finita de aumento (λ) foi 1,43; o intervalo entre cada geração (T) foi 16,02 dias; o tempo necessário para a população duplicar em número foi de 1,94 dias e o número de ovos colocados foi de 870.

O parasitóide *Ephedrus californicus* Baker ao parasitar diariamente 40

pulgões de 2º instar de *A. pisum* a 23°C apresentou uma taxa intrínseca (r_m) de 0,371 para uma razão sexual assumida de 1:1; uma taxa líquida de reprodução (R_0) de 596,5 viveu em média 13,4 dias e colocou 1187,2 ovos em média (Cohen & Mackauer, 1987).

A uma temperatura de 25°C, a razão intrínseca de aumento (r_m) de *L. testaceipes* sobre *A. gossypii* foi 0,40; a fecundidade esteve entre 128 e 180 ovos e a longevidade média foi de 2,6 dias (Steenis, 1994).

De acordo com os critérios de seleção e avaliação de inimigos naturais estabelecidos por Lenteren & Woets (1988) quando as razões intrínsecas da praga e do inimigo natural são semelhantes, este pode ser considerado um efetivo agente de controle biológico da praga, desde que introduções regulares sejam feitas.

2.6 Armazenamento de inimigos naturais

A estocagem de insetos a baixas temperaturas é uma parte importante do processo de criação massal e uso comercial no controle de pragas tanto em cultivos de campo como em casa de vegetação. A habilidade de armazenar entomófagos, segundo Morrison & King (1977), é um fator chave no desenvolvimento do método de controle biológico aumentativo. Também, King et al. (1985) consideram que a estocagem de entomófagos, sem a perda da viabilidade e efetividade, deve ser uma prioridade.

O uso de baixas temperaturas tem se mostrado como uma valiosa ferramenta na produção massal e no envio dos insetos para o local de liberação. Lenteren & Tommazinii (1999) relatam que os avanços na área de produção massal, controle de qualidade, armazenamento, envio e liberação de inimigos naturais têm reduzido os custos de produção, obtendo-se assim um produto de melhor qualidade.

Uma condição para o armazenamento por períodos curtos de parasitóides

de pulgões é que isso seja feito durante seus estágios imaturos em temperaturas que variam de 4° a 15°C (Lenteren, 2000b).

Segundo Archer et al. (1973), o armazenamento a baixas temperaturas foi melhor quando os parasitóides *L. testaceipes* foram colocados em baixas temperaturas logo após a formação da múmia. A emergência de *L. testaceipes* de múmias de *S. graminum* armazenadas a 10°C foi superior à emergência de múmias armazenadas a 7,2°C, o que indica que o limiar para o desenvolvimento de adultos dessa espécie está próximo de 7°C.

2.7 Liberação de inimigos naturais em ambientes protegidos

Em ambientes protegidos as técnicas mais usuais de liberação de inimigos naturais, visando o controle de pragas, são a conservação, a liberação inundativa e a liberação inoculativa sazonal (Lenteren, 2000a). Segundo o autor, na liberação inoculativa sazonal, os inimigos naturais são criados massalmente e liberados periodicamente em culturas de ciclo curto com o objetivo de controlar as pragas por várias gerações.

O controle de pulgões em programas de manejo integrado de pragas, em casas de vegetação, era usualmente conduzido com o aficida seletivo pirimicarb, mas, o aumento da resistência a este produto em *A. gossypii*, e mais recentemente em *Myzus persicae* (Sulzer), gerou um novo interesse em controle biológico para estes insetos (Schelt, 1993).

Os parasitóides *Aphidius colemani* Viereck e *Aphidius ervi* Halliday vêm sendo utilizados na Europa para controlar, em casa de vegetação, os pulgões *M. persicae* e *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas), respectivamente, desde a década de 1990. As taxas de liberação recomendadas pelas empresas produtoras para *A. colemani* são de 0,15 inseto/m² para introduções preventivas e de 1,15 inseto/m² quando a área já estiver com uma alta infestação do pulgão. Já para o parasitóide *A. ervi*, as taxas de liberação variam de 0,15 a 1,0 inseto/m² (Lenteren et al.,

1997). Também Bednarek & Goszeczyński (2002) relataram a liberação de *A. ervi* para controle de pulgões em plantios de tomate em casa de vegetação, em taxas de 1,02 indivíduo/m² e 0,31 indivíduo/m².

O afidiídeo *A. colemani* controlou o pulgão *A. gossypii* em pepino em casa de vegetação (Steenis & El-Khawass, 1996). Em crisântemo de corte, em casa de vegetação, foi obtido um controle satisfatório de *A. gossypii*, quando *A. colemani* foi liberado a taxas de 0,3 inseto/m² e 0,2 inseto/m² em 1995 e 1996, respectivamente (Albert, 1999).

O parasitóide *L. testaceipes* foi liberado para controlar infestações de *A. gossypii* em pepino, crisântemo e pimentão (Steinberg et al., 1993; Murphy et al., 1999; Rodrigues et al., 2001).

Cerca de 33% da área total de plantas ornamentais em casas de vegetação no Canadá estão sob a ação do controle biológico, sendo os pulgões as pragas controladas com mais sucesso; 58% dos produtores de plantas em vaso e mudas, bem como 63% dos produtores de flores de corte se revelam satisfeitos ou muito satisfeitos com o nível do controle (Murphy et al., 2002).

3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBERT, R. Integrated pest management in *Dendranthema indicum*. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 1-4. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 22, n. 1).
- ALTENA, K.; RAVENSBERG, W. J. Integrated pest management in the Netherlands in sweet peppers from 1985 to 1989. In: BRODSGAARD, H.; BENNISON, J.; LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1990. p. 10-13. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 13, n. 5).
- ANDREWARTHA, H. G.; BIRCH, L. C. The innate capacity for increase in numbers. In: _____. (Ed.) **The distribution and abundance of animals**. Chicago: University of Chicago Press, 1954a. cap. 3, p. 31-54.
- ANDREWARTHA, H. G.; BIRCH, L. C. Weather: temperature. In: _____. (Ed.) **The distribution and abundance of animals**. Chicago: University of Chicago Press, 1954b. cap. 6, p. 31-54.
- ARCHER, T. L.; MURRAY, C. L.; EIKENBARY, R. D.; STARKS, K. J.; MORRISON, R. D. Cold storage of *Lysiphlebus testaceipes* mummies. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 2, p. 1104-1108. 1973.
- ARRUDA, S. T.; OLIVETTE, M. P. de A.; CASTRO, C. E. F. de. Diagnóstico da floricultura do estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 2, n. 2, p. 1-18, 1996.
- BEDNARECK, A.; GOSZECZYNSKI, W. The costs of biological pest control in control in protected tomato crops. In: ENKEGAARD, A. (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 2002. p. 5-8. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 25, n. 1).
- BERGER, P. H.; TOLER, R. W.; HARRIS, K. F. Maize dwarf mosaic virus transmission by greenbug *Schizaphis graminum* biotypes. **Plant Disease**, St. Paul, v. 67, n. 5, p. 496-497, May 1983.

BERGMANN, E. C.; IMENES, S. de L.; TAKEMATSU, A. P. Pragas. In: IMENES, S. D. L.; ALEXANDRE, M. A. V. (Coord.). Aspectos fitossanitários do crisântemo. **Boletim Técnico do Instituto Biológico**, São Paulo, n. 5, p. 13-22, nov. 1996.

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

BOSCH, R. van den; MESSENGER, P. S.; GUTIERREZ, A. P. Life table analysis in population ecology. In: _____. (Ed.). **An introduction to biological control**. New York: Plenum Press, 1982. cap. 7, p. 95-116.

CAMPBELL, A.; FRAZER, B. D.; GILBERT, N.; GUITIERREZ, A. P.; MACKAUER, M. Temperature requirements of some aphids and their parasites. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 431-438, Aug. 1974.

CARNEVALE, A. B. Adequabilidade de *Aphis gossypii* Glover, 1877, e *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) a *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae). 2002. 47 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

CECÍLIO, A. Evolução faunística após a introdução de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera; Aphidiidae) em Portugal e o seu interesse na limitação de pragas de afideos. **Boletim de Sanidade Vegetal - Plagas**, Madrid, v. 20, p. 471-476, 1994.

CHAPMAN, R. F. **The insects: structure and function**. 4. ed. Cambridge: Cambridge University Press, 1998. p. 509-530.

COHEN, M. B.; MACKAUER, M. Intrinsic rate of increase and temperature coefficients of the aphid parasite *Ephedrus californicus* Baker (Hymenoptera: Aphidiidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 119, n. 3, p. 231-237, Mar. 1987.

COSTA, A.; STARÝ, P. *Lysiphlebus testaceipes*, an introduced aphid parasitoid in Portugal (Hym.: Aphidiidae). **Entomophaga**, Paris, v. 33, n. 4, p. 403-412, 1988.

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

DENLINGER, D. L.; YOCUM, G. D. Physiology of heat sensitivity. In: HALLMAN, G. J.; DENLINGER, D. L. (Ed.). **Temperature sensitivity in insects and application in integrated pest management**. Boulder: Westview Press. 1998. cap. 2, p. 7-57. Disponível em: <<http://pestdata.ncsu.edu/ipmtext/chap2.pdf>>. Acesso em: 13 ago. 2002.

ELLIOTT, N. C.; WEBSTER, J. A.; KINDLER, S. D. Developmental response of *Lysiphlebus testaceipes* to temperature. **Southwestern Entomologist**, Dallas, v. 24, n. 1, p. 1-4, Mar. 1999.

FORCE, D. C.; MESSENGER, P. S. Fecundity, reproductive rates, and innate capacity for increase of three parasites of *Terioaphis maculata* (Buckton). **Ecology**, Washington, v. 45, n. 4, p. 706-711, 1964.

FURK, C.; POWELL, D. F.; HEYD, S. Pirimicarb resistance in the melon and cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover. **Plant Pathology**, Oxford, v. 29, n. 4, p. 191-196, Dec. 1980.

GULDEMOND, J. A.; BELDER, E. den. Supervised control in chrysanthemums: one year's experience. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1993. p. 51-54. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 16, n. 2).

HAGEN, K. S.; BOSCH, van den R. Impact of pathogens, parasites, and predators on aphids. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 13, p. 325-384, 1968.

HÅGVAR, E. B.; HOFVANG, T. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News and Information**, London, v. 12, n. 1, p. 13-41, Mar. 1991.

HANCE, T.; NIBELLE, D.; LEBRUN, P.; van IMPE, G.; van HOVE, C. Selection of *Azolla* forms resistant to the water lily aphid, *Ropalosiphum nymphaeae*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 70, n. 1, p. 11-17, Jan. 1994.

HATALA-ZSELLÉR, I.; SZABÓ, E. S. P.; CEGLARSKA-HÓDI, E. Integrated pest and disease management in hungarian greenhouses. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1993. p. 55-58. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 16, n. 2).

HEINZ, K. M.; THOMPSON, S. P.; KRAUTER, P. C. Development of biological control methods for use in southwestern U. S. greenhouses and nurseries. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 101-109. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 22, n. 1).

HIGHT, S. C.; EIKENBARY, R. D.; MILLER, R. J.; STARKS, K. J. The greenbug and *Lysiphlebus testaceipes*. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 1, p. 205-209, 1972.

HORN, D. J. Temperature synergism in integrated pest management. In: HALLMAN, G. J.; DENLINGER, D. L. (Ed.). **Temperature sensitivity in insects and application in integrated pest management**. Boulder: Westview Press, 1998. cap. 5, p. 125-139. Disponível em: <<http://pestdata.ncsu.edu/ipmtext/chap5.pdf>>. Acesso em: 13 ago. 2002.

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

KÄMPF, A. N. A floricultura brasileira em números. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 3, n. 1, p. 1-7, 1997.

KING, E. G.; HOPPER, K. R.; POWELL, J. E. Analysis of systems for biological control of crop arthropod pests in the U. S. by augmentation of predators and parasites. In: HOY, M. A.; HERZOG, D. C. (Ed.). **Biological control in agricultural IPM systems**. Orlando: Academic Press, 1985. p. 201-227.

KRING, T. J.; KRING, J. B. Aphid fecundity, reproductive longevity, and parasite development in the *Schizaphis graminum* (Rondani) (Homoptera: Aphididae)-*Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) system. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 120, n. 12, p. 1079-1083, Dec. 1988.

LENTEREN J. C. van. Critérios de seleção para a avaliação de inimigos naturais em controle biológico. In: BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2000a. cap. 1, p. 1-19.

LENTEREN J. C. van. Origins and population dynamics of pests, disease and weeds. In: LENTEREN J. C. van. (Ed.). **Integrated pest management in protected cultivation**. Wageningen: Agricultural University Wageningen, 1997. v. 1, cap. 3, p. 1-16.

LENTEREN, J. C. van; ROSKAM, M. M.; TIMMER, R. Commercial mass production and pricing of organisms for biological control of pests in Europe. **Biological Control**, San Diego, v. 10, p. 143-149, 1997.

LENTEREN, J. C. van. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.). **Biological control: measures of success**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000b. p. 77-103.

LENTEREN, J. C. van; TOMMAZINI, G. . Mass production, storage, shipment and quality control of natural enemies. In: ALBAJES, R.; GULLINO, M. L.; LENTEREN, J. C. van; Elad, Y. (Ed.). **Integrated pest and disease management in greenhouse crops**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1999. p. 276-294.

LENTEREN, J. C. van; WOETS, J. Biological and integrated pest control in greenhouses. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 33, p. 239-269, 1988.

MACKAUER, M. Quantitative assessment of *Aphidius smith* (Hymenoptera: Aphidiidae): fecundity, intrinsic rate of increase, and functional response. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 115, n. 4, p. 399-415, Apr. 1983.

MAIA, A. de H. N. Métodos estatísticos para comparação de parâmetros associados às tabelas de vida de fertilidade. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 16., 1997, Salvador. **Resumos...** Salvador: Sociedade Entomológica do Brasil/EMBRAPA-CNPMP, 1997. p. 19.

MALAIS, M. P.; RAVENSBERG, W. J. **The biology of glasshouse pest and their natural enemies**. Keppert: Berkel & Rodenrijs, 1992. p. 61-72.

MATOS, J. R.; OLIVEIRA, M. J. G. (Coord.) **Produção de crisântemo em vasos**. Holambra: Flortec- Consultoria e Treinamento, [1999?]. 41 p.

MESSENGER, P. S. Bioclimatic studies with insects. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 4, p. 183-206, 1959.

MORRISON, E. G.; KING, E. G. Mass production of natural enemies. In: RIDGWAY, R. L.; VINSON, S. B. (Ed.). **Biological control by augmentation of natural enemies**. London: Plenum Press, 1977. cap. 6, p. 183-217.

MURPHY, B.; DAMN-KATTARI, D. von.; PARRELLA, M. Interaction between fungal pathogens and natural enemies implication for combined biocontrol of greenhouse pests. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 181-184. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 22, n. 1).

MURPHY, G. D.; FERGUSON, G.; FRY, K.; LAMBERT, L.; MANN, M.; MATTEONI, J. The use of biological control in Canada greenhouse crops. In: ENKEGAARD, A. (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 2002. p. 193-196. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 25, n. 1).

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

PARRELLA, M. P.; HANSEN, L. S.; LENTEREN, J. van. Glasshouse environments. In: BELLOWS, T. S.; FISHER, T. W. (Ed.). **Handbook of biological control**. New York: Academic Press, 1999. cap. 31, p. 819-839.

PEÑA-MARTINEZ, R. Biología de afidos y su relacion con la transmision de virus. In: URIAS-M, C.; RODRÍGUEZ-M, R.; ALEJANDRE-A, T. (Ed.). **Afidos como vetores de virus en México**. México: Centro de Fitopatología, 1992. v. 1, p. 11-35.

PFADT, R. E. Insects pests of small grains. In: PFADT, R. E. (Ed.). **Fundamentals of applied entomology**. 4. ed. New York: MacMillan, 1985. p. 247-281.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P. Parasitism rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 4, p. 625-629, Oct./Dec. 2001.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P.; BUENO FILHO, J. S. S. Desenvolvimento e avaliação do sistema de criação aberta no controle de *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae) por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) em casa de vegetação. **Neotropical Entomology**. Londrina, v. 30, n. 3, p. 433-436, July/Sept. 2001.

ROYER, T. A.; GILES, K. L.; KINDLER, S. D.; ELLIOT, N. C. Developmental response of three geographic isolates of *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphidiidae) to temperature. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 30, n. 4, p. 637-641, Aug. 2001.

SCHULT, J. van. Market-driven research and development in biological control. **Journal of Pesticide Science**, Tokyo, v. 37, p. 405-409, 1993.

SCHULT, J. van; DOUMA, J. B.; RAVENSBERG, W. J. Recent developments in the control of aphids in sweet peppers and cucumbers. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1990. p. 190-193. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 13).

SGANZERLA, E. **Nova agricultura; a fascinante arte de cultivar com plástico**. Porto Alegre: Petroquímica Triunfo, 1991. 303 p.

SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. do N.; DE SIMONI, L. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1968. 622p. pt. II. t. 1.

SILVEIRA, R. B. de A.; MINAMI, K. Qualidade de crisântemos (*Dendranthema grandiflora* TZVELEV) produzidos em diferentes regiões do estado de São Paulo: Grupo Polaris. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 56, n. 2, p. 337-348, abr./jun. 1999.

STARÝ, P. Aphidiidae. In: MINKS, A. K.; HARREWIJN, P. (Ed.). **Aphids: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1988. Cap. 9, p. 171-184.

STARÝ, P.; GERDING, M.; NORAMBUENA, H.; REMAUDIERE, G. Environmental research on aphid parasitoid biocontrol agents in Chile (Hym., Aphididae, Hom., Aphidoidea). **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 115, n. 3, p. 292-306, Apr. 1993.

STARÝ, P.; LYON, J. P.; LECLANT, F. Post-colonization host range of *Lysiphlebus testaceipes* in the Mediterranean area (Hymenoptera, Aphidiidae). **Acta Entomologica Bohemoslovaca**, Praha, v. 85, n. 1, p. 1-11, 1988.

STARÝ, P.; REMAUDIÈURE, G.; ETIENNE, J. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae) from Guadeloupe, West Indies. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 70, n. 1, p. 178-180, Mar. 1987.

STEENIS, M. J. van. Intrinsic rate of increase of *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hym.; Braconidae), a parasitoid of *Aphis gossypii* Glover (Hom., Aphididae) at different temperatures. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 118, n. 4/5, p. 399-406, Nov. 1994.

STEENIS, M. J. van.; EL-KHAWASS, K. A. M. H. Different parasitoid introduction schemes the success of biological control of *Aphis gossypii* with the parasitoid *Aphidius colemani*. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1996. p. 159-162. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 19, n. 1).

STEINBERG, S.; PRAG, H.; ROSEN, D. Host plant affects fitness and host acceptance in the aphid parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1993. p. 161-164. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 16, n. 2).

TANG, Y. Q.; YOKOMI, R. K. Temperature-dependent development of three hymenopterous parasitoids of aphids (Homoptera: Aphididae) attacking citrus. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 24, n. 6, p. 1736-1740, Dec. 1995.

VARLEY, G. C.; GRADWELL, G. R.; HASSEL, M. P. Climate and weather. In: _____ (Ed.). **Insect population ecology: an analytical approach**. California: University California Press. 1973a. cap. 5, p. 75-93.

VARLEY, G. C.; GRADWELL, G. R.; HASSEL, M. P. Life tables and their use in population models. In: _____ (Ed.). **Insect population ecology: an analytical approach**. California: University California Press. 1973b. cap. 6, p. 94-111.

VÖLKL, W.; STECHMANN, D. H.; STARÝ, P. Suitability of five Aphidiidae (Hymenoptera) for the biological control of the banana aphid *Pentalonia nigronervosa* Coq. (Homoptera, Aphididae) in the South Pacific. **Tropical Pest Management**, London, v. 366, n. 3, p. 249-257, July/Sept. 1990.

CAPÍTULO 2

Influência da temperatura no desenvolvimento e parasitismo de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae) em *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae).

1 RESUMO

A temperatura está entre os fatores abióticos que influenciam diretamente na velocidade de desenvolvimento e no comportamento dos insetos; a adaptabilidade às condições climáticas é um dos pontos-chave para o sucesso da multiplicação e estabelecimento de parasitóides em programas de controle biológico. Este trabalho teve como objetivo avaliar o desenvolvimento e o parasitismo de *Lysiphlebus testaceipes* em diferentes temperaturas, tendo como hospedeiro *Aphis gossypii*. Os testes foram conduzidos em câmaras climáticas nas temperaturas de 15, 20, 25 e 30 ± 1°C, 60 ± 10% UR e fotofase de 10h. Foram utilizadas 30 repetições, constituídas de quatro ninfas de 3º instar de *A. gossypii* atacadas apenas uma vez por *L. testaceipes*. Cada ninfa hospedeira foi individualizada em placa de Petri (6 cm de diâmetro) contendo uma camada de ágar-água e um disco foliar (2 cm de diâmetro) de crisântemo (*Dendranthema grandiflorum* Tzvelev) cultivar *Yellow Snowdon*. O período de desenvolvimento de *L. testaceipes* foi de 26,9; 14,8; 11,3 e 12,2 dias nas temperaturas de 15°, 20°, 25° e 30°C, respectivamente e a porcentagem de emergência de 80%, 61%, 62% e 14% nas mesmas temperaturas. A temperatura de 30°C influenciou negativamente a emergência do parasitóide. A taxa de parasitismo foi de 76%, 68%, 65% e 40% nas temperaturas de 15°, 20°, 25° e 30°C. A combinação de um menor período de desenvolvimento e de uma porcentagem de parasitismo e de emergência de *L. testaceipes* maior que 60%, foi obtida a temperatura de 25°C, podendo ser essa a temperatura mais indicada para multiplicação e estabelecimento deste parasitóide como agente de controle de *A. gossypii* em ambientes protegidos.

**Influence of temperature on development time and parasitism of
Lysiphlebus testaceipes (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae)
reared on *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae).**

2 ABSTRACT

The temperature is among the abiotic factors that directly affect the development time and behavior of insects. The adaptability to certain climatic conditions is a key factor for the success of both mass rearing and parasitoid establishment in biological control programs. The objective of this study was to evaluate the development time and parasitism of *Lysiphlebus testaceipes* with *Aphis gossypii* as a host at different temperatures. The tests were carried out in a climatic chambers, at 15, 20, 25 and 30 ± 1°C, 60 ± 10% RH and 10 hours photophase. Each replicate was composed of four 3rd-instar nymphs of *A. gossypii*, which were attacked by *L. testaceipes* once. Parasitized nymphs of *A. gossypii* were kept individualized in Petri dishes (6 cm of diameter) on a leaf disk (2cm diameter) of chrysanthemum (*Dendranthema grandiflorum* Tzvelev) Yellow Snowdon cultivar laid on a layer of agar. The development time of *L. testaceipes* was 26.9, 14.8, 11.3, and 12.2 days at 15, 20, 25, and 30°C, respectively. The parasitism rates were 76, 68, 65, and 40% at 15, 20, 25, and 30°C. The emergency rates were 80, 61, 62, and 14% at the same temperatures. The temperature of 30°C negatively affected the parasitoid emergency. The combination of a low development time (11.3 days) and parasitism and emergency rates higher than 60% obtained at 25°C indicate that this temperature could be considered the most suitable for reproduction and establishment of the parasitoid *L. testaceipes* as a biological agent of *A. gossypii* in protected cultivation.

3 INTRODUÇÃO

A temperatura é um dos fatores abióticos que influenciam na velocidade de desenvolvimento, no comportamento, na alimentação, na fecundidade e na dispersão dos insetos (Andrewartha & Birch, 1954). O calor é capaz de aumentar a sua temperatura corporal em níveis que podem ser letais, portanto, a exposição diária a temperaturas muito altas é uma ameaça à sua sobrevivência (Denlinger & Yocum, 1998).

A temperatura na qual os insetos são expostos nos estágios embrionário e pós-embrionário influencia diretamente na taxa de desenvolvimento dos mesmos. Para a maioria das espécies a faixa tolerável está entre 10° e 38°C e com o incremento da temperatura até um determinado limite, a taxa de desenvolvimento e a duração em um estágio específico diminuem (Pedigo & Zeiss, 1996). Insetos entomófagos frequentemente apresentam uma temperatura ótima diferente da de seu hospedeiro ou presa, e podem tornar-se agentes de controle biológico ineficazes a temperaturas extremas (Horn, 1998). A adaptabilidade às condições climáticas está entre os fatores chaves que influenciam o sucesso de parasitoides em programas de controle biológico.

O endoparasitóide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) tem como hospedeiras diversas espécies de pulgões-praga, como *Toxoptera citricida* (Kirkaldi), *Aphis gossypii* Glover e *Schizaphis graminum* (Rondani) (Michaud & Browning, 1999; Rodrigues & Bueno, 2001). Esse afidiídeo parasita todos os estágios dos pulgões, exceto os ovos e não demonstra uma preferência por instares específicos do hospedeiro (Hagen & Bosch, 1968; Hågvar & Hofsvang, 1991). Dessa forma, contribui para suprimir uma população de pulgões por meio da mortalidade direta causada pelo parasitismo e pela redução na taxa reprodutiva dos hospedeiros (Kring e Kring, 1988; Starý, 1988). *L. testaceipes*

está amplamente distribuído nas regiões Neártica e Neotropical do Novo Mundo (Starý, 1989), sendo uma das espécies de afidiídeos dominante na América do Sul e com grande potencial para uso em controle biológico de pulgões. Segundo Rochat (1997), este parasitóide coloniza espontaneamente casas de vegetação, desde que condições apropriadas estejam presentes para o seu estabelecimento e desenvolvimento, entre elas a temperatura.

Várias características biológicas de *L. testaceipes* vêm sendo estudadas no Brasil visando a sua utilização em ambientes protegidos para controle de *A. gossypii* (Rodrigues & Bueno, 2001; Rodrigues et al., 2001; Carnevale, 2002). Assim sendo, este trabalho teve como objetivo avaliar o desenvolvimento e o parasitismo de *L. testaceipes* em diferentes temperaturas, tendo como hospedeiro *A. gossypii*.

4 MATERIAL E MÉTODOS

Este trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Controle Biológico do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA)- MG, em câmaras climáticas reguladas a 15, 20, 25 e 30 ± 1°C, 60 ± 10% UR e 10 horas de fotofase. As temperaturas, umidade relativa e fotofase utilizadas nesta pesquisa referem-se àquelas observadas no interior das casas de vegetação, nas quais são cultivados crisântemos de corte comercial. A metodologia utilizada para a multiplicação dos pulgões e dos parasitóides foi semelhante à utilizada por Rodrigues & Bueno (2001).

O material vegetal utilizado foi obtido de plantas de crisântemo (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev), cultivar *Yellow Snowdon*, que estavam na fase vegetativa de crescimento. As folhas foram coletadas na região mediana das plantas, isentas do uso de produtos fitossanitários e provenientes de canteiros em casa de vegetação situada na Fazenda Terra Viva (Grupo Schoenmaker), Santo Antonio de Posse, SP. Os pulgões *A. gossypii* e os parasitóides *L. testaceipes* foram obtidos em plantas de crisântemo na mesma fazenda.

4.1 Criação de *A. gossypii*

Os pulgões *A. gossypii* foram coletados em plantas de crisântemo cultivar *Yellow Snowdon*. No laboratório foram multiplicados sobre folhas da referida cultivar acondicionadas em copos plásticos (60 mL) contendo cerca de 30 mL de água. Estes copos possuíam um disco de isopor (4,5 cm de diâmetro) como suporte para as folhas e, quando necessário, efetuou-se a troca das mesmas. Os copos foram mantidos em recipientes plásticos (0,2 x 0,2 x 0,3 m) vedados com uma tela fina de organza fixada por um elástico. Posteriormente esses recipientes foram colocados em câmara climática a 25 ± 1°C, 60 ± 10% UR e 10 horas de fotofase.

Para a obtenção das ninfas necessárias à execução do experimento, fêmeas ápteras adultas de *A. gossypii*, oriundas da criação de manutenção, foram colocadas sobre folhas de crisântemo cultivar *Yellow Snowdon*. Três dias depois, essas fêmeas foram retiradas e as ninfas resultantes utilizadas no experimento.

4.2 Criação de *L. testaceipes*

Pulgões *A. gossypii* parasitados por *L. testaceipes* foram coletados em plantas de crisântemo, cultivar *Yellow Snowdon*. Após a coleta, as múmias foram transferidas para o laboratório, onde foram individualizadas em cápsulas de gelatina (tamanho 00) e mantidas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ UR e 10 horas de fotofase.

Após a emergência, os parasitóides foram separados em machos e fêmeas, com o auxílio de um microscópio estereoscópico. Para o parasitismo, fêmeas acasaladas foram colocadas em contato com colônias de *A. gossypii* que estavam desenvolvendo-se nas mesmas condições que aquelas do item 4.1.

Como alimento para os parasitóides adultos foi fornecida uma solução de água e mel (20%), distribuída na forma de gotas nas paredes dos recipientes. Foram utilizados no experimento parasitóides provenientes desta criação.

4.3 Desenvolvimento e parasitismo de *L. testaceipes* em diferentes temperaturas

Uma fêmea do parasitóide, previamente acasalada, com 24 a 36 horas de idade e alimentada com solução de água e mel (20%), foi colocada em uma placa de Petri (6 cm de diâmetro) contendo quatro ninfas de 3^o instar de *A. gossypii* para oviposição, em uma sala a $25 \pm 1^\circ\text{C}$.

Após serem atacadas apenas uma vez pelo parasitóide, as ninfas hospedeiras foram individualizadas em placas de Petri (6 cm de diâmetro), contendo um disco foliar (2 cm de diâmetro) de crisântemo cultivar *Yellow*

Snowdon disposto em uma camada de ágar-água (1%). As placas de Petri foram vedadas com filme de PVC perfurado e mantidas em câmaras climáticas reguladas para 15, 20, 25 e 30 ± 1°C, 60 ± 10% UR e 10 horas de fotofase. O disco foliar foi trocado quando necessário.

Após a formação das múmias, estas foram individualizadas em tubos de vidro (10 cm x 1 cm de diâmetro) vedados com filme de PVC. Estas múmias retornaram para as suas respectivas câmaras climáticas. Pequenas tiras de papel de filtro foram umedecidas com solução de água e mel (20%) para servirem de alimento aos parasitóides adultos. As múmias das quais não ocorreu emergência de adultos, foram dissecadas para observar em qual estágio de desenvolvimento o parasitóide havia morrido. Também foram feitas observações quanto à presença de deformidades nos parasitóides adultos.

Foram avaliados os períodos de desenvolvimento correspondentes da oviposição à formação da múmia e da oviposição à emergência do adulto; o parasitismo por meio da porcentagem de múmias formadas; a porcentagem de emergência; a razão sexual e a longevidade.

4.4 Análise dos dados

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC) com 4 tratamentos e 30 repetições, sendo que cada fêmea correspondeu a uma repetição. Cada repetição foi composta por quatro pulgões supostamente parasitados por uma fêmea. Antes de se proceder à análise de variância, os dados referentes à mumificação (%) e emergência (%) foram transformados usando arco-seno $\sqrt{(x/100)}$ e, quando significativo a 1% de probabilidade, efetuou-se a análise de regressão (Ribeiro Jr., 1999). Para o estudo do efeito da temperatura sobre a longevidade de *L. testaceipes*, a análise de variância foi complementada com a análise de regressão. A razão sexual foi analisada pelo teste do X^2 (P=0,01).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Período de desenvolvimento de *L. testaceipes* em *A. gossypii*

O período de desenvolvimento de *L. testaceipes*, compreendido entre a oviposição até a formação da múmia, foi influenciado pela temperatura e seguiu um modelo quadrático (Figura 1). Foi constatado um decréscimo desse período à medida que a temperatura aumentou de 15°C até 30°C, indo de 16,3 a 7,5 dias (Figura 1).

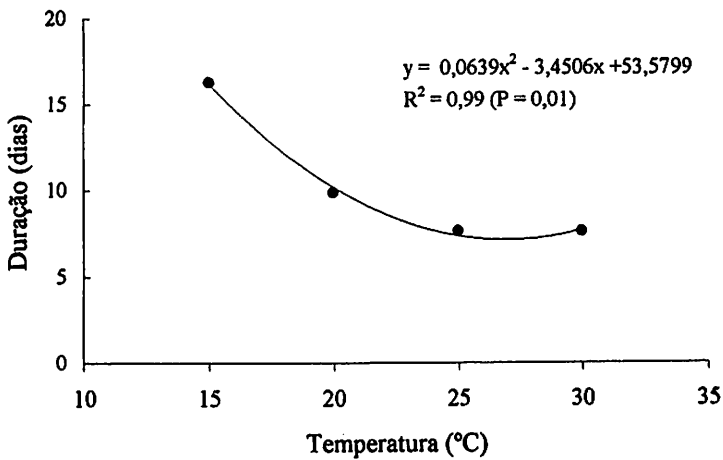


FIGURA 1. Período de desenvolvimento (dias), da oviposição à formação da múmia, de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Aphis gossypii* em função da temperatura, 60 ± 10% de UR e fotofase de 10 horas.

Com relação ao período de desenvolvimento do parasitóide, da oviposição à emergência, obteve-se um modelo de natureza quadrática (Figura 2) frente as diferentes temperaturas analisadas.

Os resultados quanto ao período de desenvolvimento de *L. testaceipes* (oviposição a emergência) nas temperaturas de 15° (26,9 dias) e 20°C (14,8 dias) foram semelhantes aos relatados por Tang & Yokomi (1995) que obtiveram, para *L. testaceipes* sobre *T. aurantii*, 25 e 15 dias, respectivamente, nas temperaturas de 15° e 21°C. No entanto, o desenvolvimento observado para a temperatura de 25°C (11,3 dias) diferiu daquele obtido por Royer et al. (2001) que utilizaram *S. graminum* como hospedeiro, a 26°C (8,9 dias) e por Carnevale (2002) em *A. gossypii*, a 25°C (8,8 dias), tendo algodão como planta hospedeira para esse pulgão.

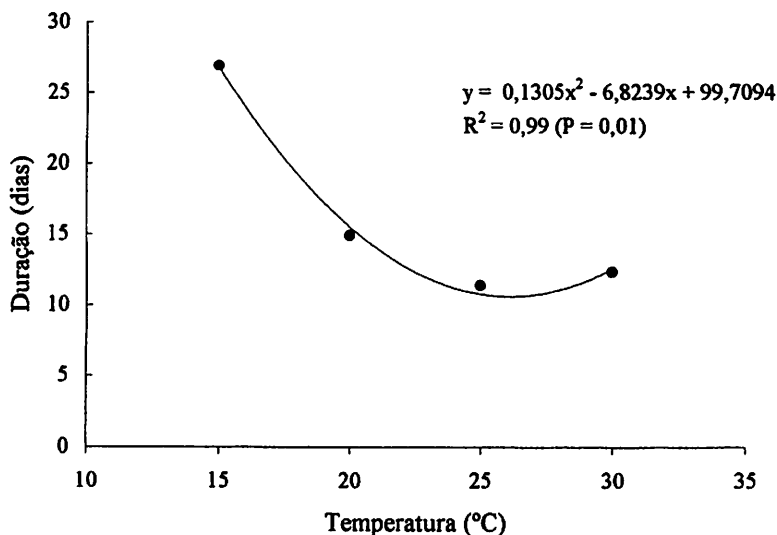


FIGURA 2. Período de desenvolvimento (dias), da oviposição à emergência, de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Aphis gossypii* em função da temperatura, 60 ± 10% de UR e fotofase de 10 horas.

L. testaceipes apresenta um amplo espectro de pulgões hospedeiros, que estão presentes em várias plantas cultivadas e não cultivadas. Assim, é provável que a diferença no ciclo biológico do parasitóide esteja relacionada com a qualidade das espécies de pulgões e das plantas hospedeiras utilizados pelas mesmas. O ciclo biológico de *A. gossypii* a 25°C é menor (15,8 dias) quando este se desenvolve sobre plantas de algodão (Xia et al., 1999) do que sobre crisântemo (20 dias) (Soglia et al., 2002). Assim, em um sistema tritrófico envolvendo planta-pulgão-parasitóide, as qualidades da planta e do pulgão hospedeiro influenciam nas diversas características biológicas dos parasitóides. De acordo com Hågvar (1991), há uma complexa interação na associação planta-pulgão-parasitóide com participação no nível intraespecífico de todos os integrantes dessa associação.

5.2 Parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii*

O parasitismo, ou seja, a porcentagem de múmias formadas contendo *L. testaceipes*, em função das temperaturas seguiu um modelo de natureza linear (Figura 3). Nas temperaturas de 15°, 20°, 25° e 30°C, obtiveram-se respectivamente, taxas de parasitismo de 76%, 68%, 65% e 40%.

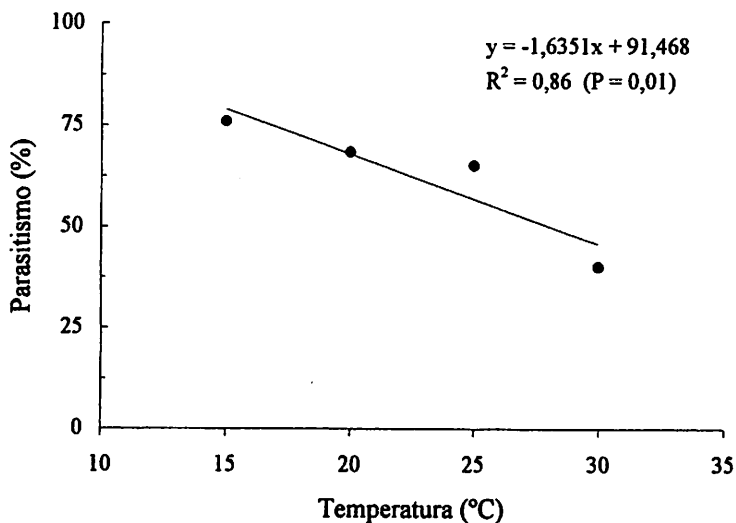


FIGURA 3. Parasitismo (%) de *Lysiphlebus testaceipes* em *Aphis gossypii* em função da temperatura, 60 ± 10% de UR e fotofase de 10 horas.

A diferença detectada na porcentagem de múmias formadas de *L. testaceipes* em *A. gossypii*, entre as diferentes temperaturas, pode estar relacionada com a quantidade de calor resultante da temperatura constante que interfere nos processos fisiológicos que ocorrem durante o desenvolvimento do inseto (Campbel et al., 1974; Denlinger & Yocum, 1998). As temperaturas elevadas também são capazes de alterar o ambiente celular, causando a desnaturação das proteínas, o que, por sua vez, resultará em injúrias à molécula de DNA ou às enzimas, acarretando, portanto, o surgimento de substâncias tóxicas que levam o inseto à morte (Horn, 1998).

Mesmo em temperaturas adequadas ao desenvolvimento do parasitóide é de se esperar que em uma parte dos pulgões atacados não sejam colocados ovos ou que o embrião do parasitóide não se desenvolva devido à encapsulação ou à degeneração do ovo causada por substâncias produzidas e liberadas pelo

hospedeiro (Henter & Via, 1995).

5.3 Emergência e mortalidade de *L. testaceipes*

Quanto à emergência de *L. testaceipes*, em função das diferentes temperaturas, essa seguiu um modelo linear, decrescendo significativamente com o aumento da temperatura (Figura 4). Da porcentagem de múmias formadas foram verificadas, nas temperaturas de 15°, 20°, 25° e 30°C, emergências de 80%, 61%, 62% e 14%, respectivamente. Na maior temperatura (30°C) foi observada uma emergência muito baixa (14%), demonstrando que esta temperatura foi prejudicial ao desenvolvimento dos parasitóides no interior do pulgão hospedeiro. Também Kring & Kring (1988) relatam que quando o pulgão *S. graminum* foi mantido em uma faixa de temperatura de 28° a 32°C, não houve emergência de *L. testaceipes*.

A porcentagem de emergência observada neste estudo a 25°C (62%) foi inferior à referida por Rodrigues & Bueno (2001) que obtiveram, na mesma temperatura, 100% e 95%, quando *L. testaceipes* teve como hospedeiros os pulgões *S. graminum* em sorgo e *A. gossypii* em pimentão, respectivamente. Isto pode estar relacionado ao tipo de planta utilizada pelo pulgão hospedeiro. Segundo Bottrell et al. (1998), os herbívoros retiram sua nutrição das plantas e os inimigos naturais por sua vez se alimentam desses herbívoros. A planta como fonte de alimento afeta tanto o tamanho, o período de desenvolvimento e a sobrevivência dos herbívoros como dos inimigos naturais que se alimentam de tais herbívoros. Também Fox et al. (1990) mencionam que uma variação no conteúdo de nutrientes da planta e da composição química pode ser de grande importância para a reprodução e crescimento de inimigos naturais, especialmente parasitóides.

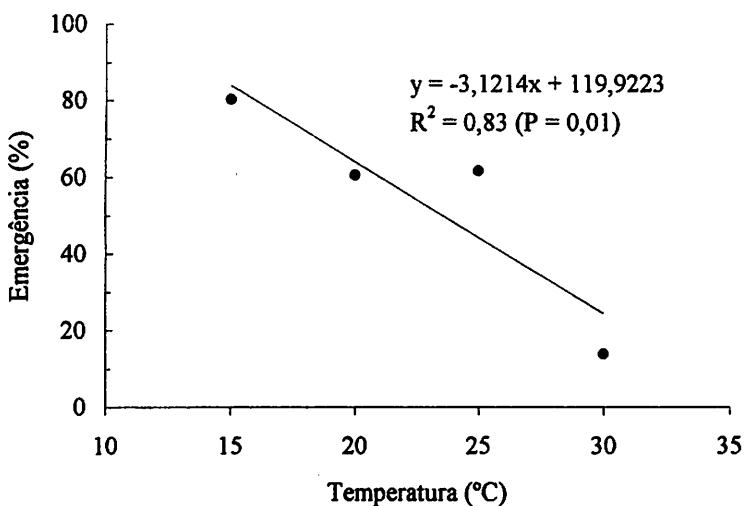


FIGURA 4. Emergência (%) de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Aphis gossypii* em função da temperatura, $60 \pm 10\%$ de UR e fotofase de 10 horas.

Com relação à mortalidade observada por meio da dissecação de múmias das quais não emergiram parasitóides, verificou-se que do total de múmias formadas a 15°, 20° e 25°C morreram no estágio de pupa e adulto 19%, 33% e 33% dos parasitóides, respectivamente. Já a 30°C, 31% morreram no estágio de pupa e adulto e 26% no estágio de larvas de quarto instar, totalizando 57% de mortalidade.

Hight et al. (1972) verificaram que em apenas 5% das múmias de *S. graminum* contendo *L. testaceipes* não houve emergência a 21°C. Porém, uma mortalidade de 45% foi observada por Tang & Yokomi (1995) quando este parasitóide teve seu desenvolvimento em *T. aurantii* a 30°C.

A razão sexual observada para *L. testaceipes* foi de 0,35; 0,43; 0,45 e 0,54 para as temperaturas de 15°, 20°, 25° e 30°C, respectivamente. O número de fêmeas diferiu do número de machos na temperatura de 15°C ($X^2 = 6,72$; $P =$

0,01), sendo que nas demais temperaturas não houve diferença significativa entre o número de machos e de fêmeas. De acordo com esses resultados, verifica-se que, provavelmente, a menor temperatura (15°C) influenciou negativamente no desenvolvimento de fêmeas. De acordo com Shukla & Tripathi (1993), em afidiídeos, a razão sexual tende para fêmeas, com a ocorrência de 60% a 70%, mas pode depender das condições ambientais, do tamanho e densidade do hospedeiro.

Foram observados, em todas as temperaturas, apenas quatro insetos adultos com deformações, sendo um inseto em cada temperatura. Pode-se inferir que as temperaturas não influenciaram na ocorrência de deformações nos parasitóides de *L. testaceipes*.

5.4 Longevidade de *L. testaceipes*

Foi detectada interação significativa para a longevidade de *L. testaceipes* entre o sexo e a temperatura. A longevidade para ambos os sexos seguiu um modelo quadrático, reduzindo com o aumento da temperatura (Figuras 5 e 6). As fêmeas apresentaram uma longevidade média de 12,3 (15°C), 6,0 (20°C), 3,5 (25°C) e 2,0 dias (30°C) e os machos 10,4 (15°C), 5,4 (20°C), 3,1 (25°C) e 2,2 dias (30°C). Com relação ao efeito da temperatura sobre a longevidade dos machos e fêmeas dentro de cada temperatura, observou-se que apenas a 15°C a longevidade dos machos (10,4) diferiu da longevidade das fêmeas (12,3) (Tabela 1).

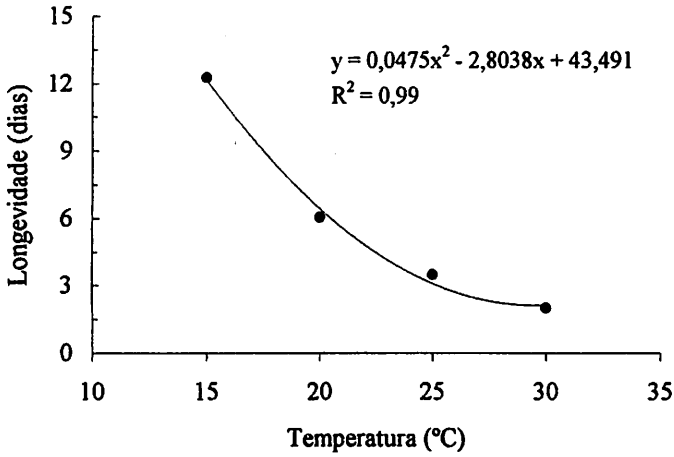


FIGURA 5. Longevidade (dias) de fêmeas de *Lysiphlebus testaceipes* alimentadas com solução de mel (20%), em função da temperatura, $60 \pm 10\%$ de UR e fotofase de 10 horas.

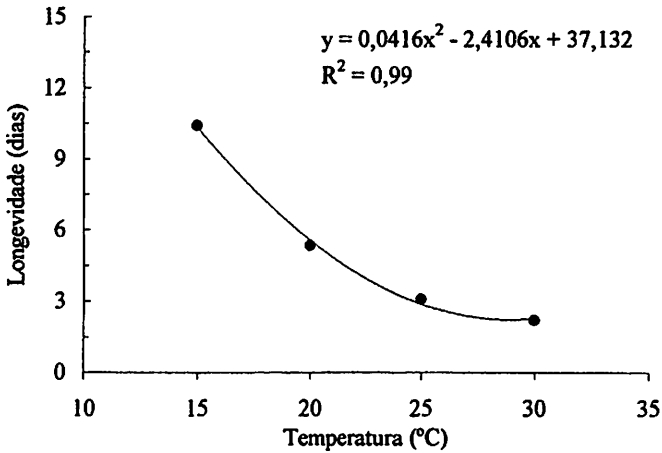


FIGURA 6. Longevidade (dias) de machos de *Lysiphlebus testaceipes* alimentados com solução de mel (20%), em função da temperatura, $60 \pm 10\%$ de UR e fotofase de 10 horas.

TABELA 1. Longevidade (dias) de machos e fêmeas de *Lysiphlebus testaceipes* alimentados com solução de mel (20%), em função da temperatura, $60 \pm 10\%$ de UR e fotofase de 10 horas.

Sexo	Temperatura (°C)							
	15	n	20	n	25	n	30	n
Fêmea	12,3A	18	6,0A	16	3,5A	16	2,0A	5
Macho	10,4B	24	5,4A	19	3,1A	19	2,2A	5
CV%	23,72							

* Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem pelo Teste de F ($P = 0,01$).

A temperatura é um dos fatores abióticos que compõem o clima de um determinado lugar. Quando se deseja que um inimigo natural se estabeleça e seja efetivo em uma determinada área, o conhecimento quanto a este fator ecológico é um requisito importante. Hågvar (1991) relata que muitos inimigos naturais não se estabeleceram e tornaram-se ineficazes devido às condições ambientais serem inadequadas para os mesmos.

A duração do desenvolvimento e a taxa reprodutiva são características ecológicas chaves que influenciam a dinâmica de populações de pragas e inimigos naturais, e ambas dependem da temperatura. Segundo Soglia et al. (2002), que também utilizaram pulgões *A. gossypii* em plantas de crisântemo cultivar *Yellow Snowdon*, a 25°C essa espécie apresentou um período ninfal de 7,6 dias e um período pré-reprodutivo de 0,69 dia. Portanto, *A. gossypii* requereu cerca de 8,3 dias do primeiro instar até a produção da primeira ninfa. Comparando o tempo que *L. testaceipes* requereu para formar a múmia a 25°C (7,6 dias) com o tempo que esses autores relataram que *A. gossypii* precisou para

produzir a primeira ninfa (8,3 dias), pode-se inferir que este parasitóide, ao ovipositar em uma ninfa de primeiro instar de *A. gossypii*, é capaz de matá-la antes que ela se desenvolva e produza a sua primeira ninfa. Também, de acordo com alguns autores (Kring & Kring, 1988; Starý, 1988) deve ser levado em consideração que o pulgão hospedeiro, quando é parasitado até o segundo instar, não produz descendentes, pois os embriões são consumidos pela larva do parasitóide, e também, alguns dias antes de mumificar, o pulgão pára de se alimentar, não mais debilitando a planta hospedeira.

Na avaliação de *L. testaceipes* quanto ao seu desenvolvimento e parasitismo em *A. gossypii*, os resultados evidenciaram que na temperatura de 25°C foi obtido um menor período de desenvolvimento e também, uma porcentagem de emergência e taxa de parasitismo maior que 60%. Dentro da faixa analisada, a temperatura de 25°C é, portanto, a mais indicada para o desenvolvimento deste parasitóide. Ela deve ser considerada, em termos de multiplicação de *L. testaceipes*, como agente de controle para suprimir populações de *A. gossypii* em cultivos protegidos de crisântemo, uma vez que nesses ambientes a temperatura média está em torno de 25°C.

6 CONCLUSÕES

O tempo de desenvolvimento do parasitóide *L. testaceipes* decresce com o aumento da temperatura até 25°C.

A viabilidade da fase imatura do parasitóide *L. testaceipes* é afetada negativamente na temperatura de 30°C.

A longevidade do parasitóide *L. testaceipes* é reduzida à medida que a temperatura se eleva.

A temperatura de 25°C é a mais adequada para o desenvolvimento e parasitismo de *L. testaceipes* tendo como hospedeiro o pulgão *A. gossypii*.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANDREWARTHA, H. G.; BIRCH, L. C. The innate capacity for increase in numbers. In: _____. **The distribution and abundance of animals**. Chicago: University of Chicago Press, 1954. Cap. 3, p. 31-54.
- BOTTRELL, D. G.; BARBOSA, P.; GOULD, F. Manipulating natural enemies by plant variety selection and modification: a realistic strategy? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 347-367, 1998.
- CAMPBELL, A.; FRAZER, B. D.; GILBERT, N.; GUITIERREZ, A. P.; MACKAUER, M. Temperature requirements of some aphids and their parasites. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 11, n. 2, p. 431-438, Aug. 1974.
- CARNEVALE, A. B. Adequabilidade de *Aphis gossypii* Glover, 1877, e *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) a *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae). 2002. 47 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.
- DENLINGER, D. L.; YOCUM, G. D. Physiology of heat sensitivity. In: HALLMAN, G. J.; DENLINGER, D. L. (Ed.). **Temperature sensitivity in insects and application in integrated pest management**. Boulder: Westview Press, 1998. Cap. 2, p. 7-57.
- FOX, L. R.; LETOURNEAU, D. K.; EISENBACK, J.; VAN NOUHUYS, S. Parasitism rates and sex ratios of a parasitoid wasp: effects of herbivore and plant quality. **Oecologia**, New York, v. 83, n. 3, p. 414-419, 1990.
- HAGEN, K. S.; BOSCH, van den R. Impact of pathogens, parasites, and predators on aphids. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 13, p. 325-384, 1968.
- HÁGVAR, E. B. Ecological problems in the establishment of introduced predators and parasites for biological control. **Acta Entomologica Bohemoslovaca**, Praha, v. 88, n. 1, p. 1-11, 1991.
- HÁGVAR, E. B.; HOF SVANG, T. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News and Information**, London, v. 12, n. 1, p. 13-41, Mar. 1991.

HENTER, H. J.; VIA, S. The potential for coevolution in a host-parasitoid system. I. Genetic variation within an aphid population in susceptibility to a parasitic wasp. **Evolution**, Washington, v. 49, n. 3, p. 427-438, 1995.

HIGHT, S. C.; EIKENBARY, R. D.; MILLER, R. J.; STARKS, K. J. The greenbug and *Lysiphlebus testaceipes*. **Environmental Entomology**, Lanhan, v. 1, p. 205-209, 1972.

HORN, D. J. Temperature synergism in integrated pest management. In: HALLMAN, G. J.; DENLINGER, D. L. (Ed.). **Temperature sensitivity in insects and application in integrated pest management**. Boulder: Westview Press, 1998. Cap. 5, p. 125-139.

KRING, T. J.; KRING, J. B. Aphid fecundity, reproductive longevity, and parasite development in the *Schizaphis graminum* (Rondani) (Homoptera: Aphididae)-*Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) system. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 120, n. 12, p. 1079-1083, Dec. 1988.

MICHAUD, J. P.; BROWNING, H. W. Seasonal abundance of the brown Citrus aphid, *Toxoptera citricida*, (Homoptera: Aphididae) and its natural enemies in Puerto Rico. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 82, n. 3, p. 424-447, Sept. 1999.

PEDIGO, L. P.; ZEISS, M. R. Developing a degree-day model for predicting insect development. In: _____ (Ed). **Analyses in insect ecology and management**. Ames: Iowa State University Press, 1996. Cap. 5, p. 67-74.

RIBEIRO Jr. J.I. **Análises estatísticas no SAEG 8.0**. Viçosa: UFV, 1999. 97p. Apostila, Mimeografada.

ROCHAT, J. Delayed effects in aphid-parasitoid systems: consequences for evaluating biological control species and their use in augmentation strategies. **Entomophaga**. Paris, v. 42, n. 1/2, p. 201-213, 1997.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P. Parasitism rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and *Aphis gossypii* Glover (Hem. : Aphididae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 4, p. 625-629, Oct./Dec. 2001.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P.; BUENO FILHO, J. S. S. Desenvolvimento e avaliação do sistema de criação aberta no controle de *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae) por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) em casa de vegetação. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 433-436, July/Dec. 2001.

ROYER, T. A.; GILES, K. L.; KINDLER, S. D.; ELLIOT, N. C. Developmental response of three geographic isolates of *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphidiidae) to temperature. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 30, n. 4, p. 637-641, Aug. 2001.

SHUKLA, A. N.; TRIPHATHI, C. P. M. Effect of food plants on the offspring sex ratio of *Diaeretiella rapae* (Hymenoptera: Aphidiidae), a parasitoid of *Lipaphis erysimi* Kalt. (Hemiptera: Aphididae). **Biological Agriculture and Horticulture**, Oxford, v. 9, n. 2, p. 137-146, 1993.

SOGLIA, M. da C. de M.; BUENO, V. H. P.; SAMPAIO, M. V. Desenvolvimento e sobrevivência de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas e cultivares comerciais de crisântemo. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, n. 2, p. 211-216, Apr./June 2002.

STARÝ, P. Aphidiidae. In: MINKS, A. K.; HARREWIJN, P. (Ed.). **Aphids: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1988. Cap. 9, p. 171-184.

STARÝ, P. Incomplete parasitization in aphids and its role in pest management (Hymenoptera: Aphidiidae). **Acta Entomologica Bohemoslovaca**, Praha, v. 86, p. 356-367, 1989.

TANG, Y. Q.; YOKOMI, R. K. Temperature-dependent development of three hymenopterous parasitoids of aphids (Homoptera: Aphididae) attacking citrus. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 24, n. 6, p. 1736-1740, Dec. 1995.

XIA, J. Y.; WERF, W. van der; RABBINGE, R. Influence of temperature on bionomics of cotton aphid, *Aphis gossypii*, on cotton. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 90, n. 1, p. 25-35, 1999.

CAPÍTULO 3

Tabela de vida de fertilidade de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) em *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hem.: Aphididae)

1 RESUMO

A análise de tabelas de vida permite a compreensão do impacto de várias fontes de mortalidade intrínseca e extrínseca, sobre a taxa de crescimento de uma população. Em programas de controle biológico é importante o conhecimento do aumento populacional de parasitóides em relação a seus hospedeiros. Este trabalho teve como objetivo avaliar a fertilidade e a sobrevivência do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes*, tendo como pulgão hospedeiro *Schizaphis graminum*, por meio da tabela de vida de fertilidade. O experimento foi conduzido em câmara climática a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ UR e 10h de fotofase. A mortalidade de imaturos, o desenvolvimento e a razão sexual de *L. testaceipes* foram determinados utilizando-se 12 fêmeas do parasitóide (com menos de 24h de idade) e 240 ninfas de *S. graminum* (três dias de idade). A longevidade e a fertilidade foram avaliadas utilizando-se 15 fêmeas de *L. testaceipes* com menos de 24h de idade. Uma colônia com ninfas de *S. graminum* (três dias de idade) foi oferecida diariamente para cada fêmea do parasitóide até a sua morte, sendo, no 1º dia - 300 ninfas, 2º dia - 250 ninfas, 3º dia - 200 ninfas, 4º dia - 150 e nos demais dias 50 ninfas. A mortalidade de imaturos de *L. testaceipes* foi de 22,16% e o tempo médio de desenvolvimento para machos e fêmeas foi 9,0 e 9,1 dias, respectivamente. As fêmeas de *L. testaceipes* ovipositaram, no primeiro dia de vida, 257,80 ovos, apresentaram uma fecundidade média de 647 ovos e sobreviveram por até sete dias. A taxa líquida de reprodução (R_0) e a capacidade intrínseca de aumentar em número (r_m) foram, respectivamente, 301,9 e 0,513. A razão finita de aumento (λ), o tempo médio entre gerações (T) e o tempo de duplicação da população (TD) foram 1,67 fêmea por dia, 11,13 dias e 1,35 semana, respectivamente. O parasitóide *L. testaceipes* possui um elevado potencial de crescimento populacional tendo como hospedeiro *S. graminum*.

Fertility life table of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hem.: Aphididae)

2 ABSTRACT

Life table analyses have been developed for understand the effect of various intrinsic and extrinsic mortality sources on the rate of population growth. The understanding of the parasitoid population increase of the related to their hosts is important in biological control programs. This work had as objective to evaluate the survival and fertility of the parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* using *Schizaphis graminum* as a host under fertility life table. The experiment was carried out in a climatic chamber at $25 \pm 1^\circ\text{C}$, RH $60 \pm 10\%$ and 10h photophase. To determine the immature mortality, the development time and the sex ratio of the parasitoid, 12 females of the parasitoid (less than 24h old) and 240 nymphs of *S. graminum* (3 days old) were used. To evaluate the longevity and fertility of *L. testaceipes*, 15 females (less than 24 hours old) were used. Nymphs of *S. graminum* (3 days old) were offered for each parasitoid female daily, while the female was alive, as follow: in the 1st day - 300 nymphs; 2nd day - 250 nymphs; 3rd day - 200 nymphs; 4th day - 150 and from the 5th on 50 nymphs. The immature mortality of *L. testaceipes* was 22,2% and development time of males and females was 9.0 and 9.1 days, respectively. The females of *L. testaceipes* laid, in its first day of life, 257.8 eggs, and showed an average fecundity of 647 eggs, and they survived up to seven days. The net reproduction rate (R_0) and the intrinsic rate of increase (r_m) were respectively, 301.9 and 0.513. The finite rate of increase (λ) was 1.67 females per day, the mean length of a generation (T) was 11.13 days and the time to duplicate the population (TD) was 1.35 weeks. The parasitoid *L. testaceipes* has a high potential of population growth on *S. graminum* as a host.

3 INTRODUÇÃO

A determinação de tabelas de vida auxilia tanto na compreensão da dinâmica populacional de uma espécie como na avaliação do impacto que inimigos naturais podem causar sobre a população de uma determinada praga (Lenteren & Woets, 1988; Bellows Junior et al., 1992). O crescimento de uma população é estimado com base em dados de sobrevivência e fertilidade que são sintetizados em tabelas denominadas tabelas de vida de fertilidade.

Na natureza, um ou vários fatores podem predominar e influenciar a razão real de aumento (r) de um inseto. Porém, em condições de laboratório, é possível excluir esses fatores e assim determinar a taxa intrínseca de aumento (r_m). Esta taxa é definida como a máxima razão de aumento obtido por uma população de distribuição etária fixa, em qualquer combinação particular dos fatores físicos do tempo, em condições ótimas de espaço, alimentação e sem a influência de outros fatores. Porém, o valor da taxa intrínseca de aumento (r_m) não será o mesmo para climas e fontes de alimento diferentes (Andrewartha & Birch, 1954).

Dentre os diversos critérios de seleção e avaliação de inimigos naturais, um agente de controle biológico será considerado efetivo contra uma determinada praga se pelo menos as taxas intrínsecas de aumento (r_m) de ambos forem semelhantes. E, neste caso, é necessário que introduções regulares de inimigos naturais sejam feitas, para que o controle desejado seja obtido (Lenteren, 1986).

O parasitóide afidiídeo *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) é tido como um agente de controle biológico promissor para diversas espécies de pulgões, como *Schizaphis graminum* (Rondani) e *Aphis gossypii* Glover (Bergmann et al., 1996; Elliot et al., 1999). Em estudos realizados por Rodrigues & Bueno (2001),

os pulgões *S. graminum* e *A. gossypii* mostraram-se adequados para o desenvolvimento de *L. testaceipes*, com taxas de parasitismo de 76% e 56%, respectivamente e emergência de 100% e 83%, respectivamente. Quando *L. testaceipes* foi mantido em *A. gossypii* a 25°C, apresentou uma taxa intrínseca de aumento (r_m) de 0,400 e longevidade média de 2,6 dias (Steenis, 1994).

Embora *L. testaceipes* apresente um amplo espectro de hospedeiros, informações quanto à sua reprodução em hospedeiros adequados são escassas. Dessa forma, este trabalho teve por objetivo estimar a sobrevivência e fertilidade de *L. testaceipes*, tendo como hospedeiro *S. graminum*, por meio de uma tabela de vida de fertilidade.

4 MATERIAL E MÉTODOS

O potencial de crescimento do parasitóide *L. testaceipes* foi determinado em câmara climatizada a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 10 h de fotofase. Foram analisados os seguintes parâmetros: mortalidade de imaturos, desenvolvimento, reprodução e longevidade das fêmeas. Indivíduos do parasitóide *L. testaceipes* e de *S. graminum*, foram obtidos de criações existentes no Laboratório de Controle Biológico, do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA). Essas criações tiveram início com insetos coletados no Campus da própria Universidade.

4.1 Mortalidade de imaturos e desenvolvimento de *L. testaceipes* em *S. graminum*

Para a determinação da mortalidade de imaturos e desenvolvimento de *L. testaceipes* foram utilizadas doze fêmeas do parasitóide com menos de 24h de idade, acasaladas, alimentadas com solução de mel a 20%, e 240 ninfas de *S. graminum* com três dias de idade.

Cada fêmea foi colocada em uma placa de Petri (6 cm de diâmetro) contendo uma camada de ágar-água (1%), um disco foliar de sorgo (*Sorghum bicolor* L., cultivar BR303) e vinte ninfas do pulgão. Após a primeira oviposição a fêmea de *L. testaceipes* ficou em contato com os indivíduos hospedeiros por dez minutos. Após o parasitismo, dez ninfas de *S. graminum* foram retiradas das placas e individualizadas em outras placas de Petri (6 cm de diâmetro) contendo uma camada de ágar-água (1%) e um disco foliar de sorgo (3 cm de diâmetro), e mantidas em câmara climática. Foram avaliados o período da mumificação, a emergência e a razão sexual dos parasitóides. As outras dez ninfas de *S. graminum* foram dissecadas após três dias da oviposição, para efetuar a

contagem de larvas vivas no interior das ninfas hospedeiras. A mortalidade de imaturos do parasitóide foi estimada pela diferença entre o número de larvas vivas encontradas na dissecação e o número de adultos emergidos.

4.2 Reprodução e longevidade de *L. testaceipes* em *S. graminum*

Fêmeas ápteras de *S. graminum* foram colocadas em unidades de criação semelhantes às usadas por Rodrigues & Bueno (2001) e a cada 24 horas foram transferidas para outra unidade de criação. As ninfas foram submetidas ao parasitismo por fêmeas de *L. testaceipes* quando estavam com três dias de idade. Isto foi feito para que todas as fêmeas parasitóides que emergissem tivessem o mesmo tamanho, uma vez que, segundo Hågvar & Hofsvang (1991), a fecundidade é influenciada pelo tamanho da fêmea. Quinze fêmeas do parasitóide com menos de um dia de idade foram então, acasaladas, alimentadas com solução de mel a 20% e utilizadas no experimento.

A unidade experimental, para observação quanto à reprodução de *L. testaceipes*, foi constituída por um copo plástico (100 mL) contendo água destilada e uma folha de sorgo fixada por um disco de isopor (Figura A). Para isolamento desta folha, foi colocado um copo plástico (250 mL) com a abertura para baixo sobre o copo plástico de 100 mL (Figura B). A aeração no recipiente foi favorecida por uma abertura (4 cm de diâmetro), no fundo do copo, de 250 mL, que foi coberta por organza (Figura B). Em cada recipiente existia uma colônia com ninfas de *S. graminum* de três dias de idade e uma fêmea de *L. testaceipes* com menos de 24h de idade. Até a morte da fêmea parasitóide foi oferecida diariamente uma nova colônia de *S. graminum*.

Os recipientes contendo as ninfas parasitadas permaneceram a 25°C por três dias, para que houvesse o desenvolvimento das larvas do parasitóide. Após esse período, as ninfas parasitadas foram acondicionadas em um freezer (-5°C) com o intuito de paralisar o desenvolvimento das larvas e assim evitar que

houvesse competição intraespecífica. A estimativa da quantidade de ovos que as fêmeas parasitóides haviam colocado nas ninfas de *S. graminum* foi obtida por meio da dissecação dessas ninfas em uma solução de cloreto de sódio (1%), com o auxílio de estiletos e sob microscópio estereoscópico. Essa metodologia utilizada para a contagem de ovos seguiu aquela proposta por Steenis (1994), que considera o número de larvas encontrado como o número de ovos depositados no interior do hospedeiro.

As densidades de ninfas hospedeiras utilizadas durante o período de vida das fêmeas parasitóides foram: 1º dia - 300 ninfas, 2º dia - 250 ninfas, 3º dia - 200 ninfas, 4º dia - 150 e nos demais dias um número de 50 ninfas. Ao final do experimento foram recuperados cerca de 96,3% dos pulgões utilizados.

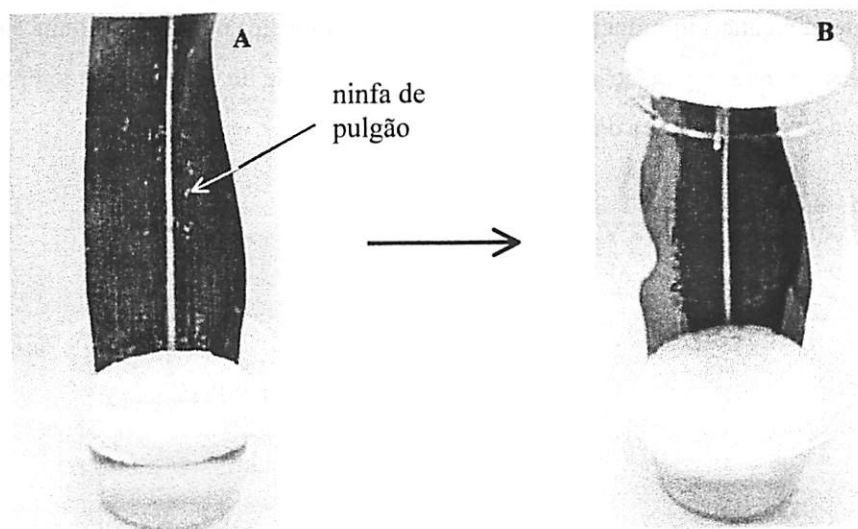


FIGURA 1. Recipiente utilizado para observações quanto à reprodução de *Lysiphlebus testaceipes*, tendo como hospedeiro *S. graminum*. (A: detalhe da presença da ninfa; B: detalhe da gaiola).

4.3 Análise dos dados

De acordo com os dados obtidos, elaborou-se a tabela de vida de fertilidade de *L. testaceipes* em *S. graminum*, baseando-se em Andrewartha & Birch (1954), sendo x = ponto médio de cada idade das fêmeas parentais, contadas a partir da fase de ovo; l_x = expectativa de vida até a idade x , expressa como uma fração de uma população inicial de uma fêmea; m_x = fertilidade específica, ou seja, o número de descendentes produzidos por fêmea na idade x e que originarão fêmeas; $l_x m_x$ = número total de fêmeas nascidas na idade x .

Os parâmetros de crescimento da população do parasitóide, resultantes da tabela de vida de fertilidade, também foram calculados segundo Andrewartha & Birch (1954), sendo R_0 = taxa líquida de reprodução, ou seja, a taxa de aumento populacional, considerando fêmeas de uma geração para outra; MGT ou T = tempo médio de geração, duração média de uma geração; r_m = capacidade inata de aumentar em número; λ = razão finita de aumento, ou seja, é o número de vezes em que a população multiplica em uma unidade de tempo; TD = tempo que leva a população para duplicar em número.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Mortalidade de imaturos e desenvolvimento de *L. testaceipes* em *S. graminum*

Das ninfas de *S. graminum* dissecadas, após exposição ao parasitismo por fêmeas de *L. testaceipes*, foi constatado que em cerca de $14,5 \pm 2,89\%$ das mesmas não havia larvas do parasitóide. Steenis (1994), utilizando o hospedeiro *A. gossypii* a 25°C , observou $19,7\%$ de pulgões sem larvas de *L. testaceipes*.

A mortalidade de imaturos de *L. testaceipes* foi de $22,2 \pm 4,59\%$. Este valor foi inferior ao encontrado por Steenis (1994) ($29,6\%$) quando *L. testaceipes* teve como hospedeiro *A. gossypii* a 25°C . Quanto mais adequado for um hospedeiro para o desenvolvimento e crescimento de um parasitóide, menor será a mortalidade de sua fase imatura. Segundo Mackauer et al. (1996), as fêmeas de parasitóides da família Aphidiidae, ao encontrarem um hospedeiro potencial, o analisam usando as antenas e o ovipositor. Esse hospedeiro só receberá um ovo se apresentar características fisiológicas e nutricionais mínimas que permitam o desenvolvimento das suas fases imaturas.

O tempo médio de desenvolvimento para machos e fêmeas de *L. testaceipes* foi $9,0 \pm 0,11$ e $9,1 \pm 0,05$ dias, respectivamente. Valores semelhantes foram obtidos por Völkl et al. (1990) quando esse afidiídeo ovipositou em *Pentalonia nigronervosa* Coquerel a 24°C , apresentando um tempo médio de desenvolvimento de 8,9 dias para machos e 9,5 dias para fêmeas. A razão sexual para *L. testaceipes* em *S. graminum* foi de 0,6 e foi semelhante à razão sexual (0,66) observada por Kring & Kring (1988) para esses mesmos parasitóide e hospedeiro.

5.2 Tabela de vida de fertilidade de *L. testaceipes* em *S. graminum*

Fêmeas de *L. testaceipes* não apresentaram um período de pré-oviposição, uma vez que no primeiro dia de vida ovipositaram 257,8 ovos nas ninfas hospedeiras de *S. graminum*, o que correspondeu ao pico de produção de descendentes. Já Steenis (1994) observou cerca de 120 ovos de *L. testaceipes* em *A. gossypii* a 25°C, no primeiro dia de vida desse parasitóide.

No terceiro dia de vida das fêmeas de *L. testaceipes*, cerca de 90% dos descendentes já haviam sido produzidos (Figura 2) e estes apresentaram uma fecundidade média de 647 ovos.

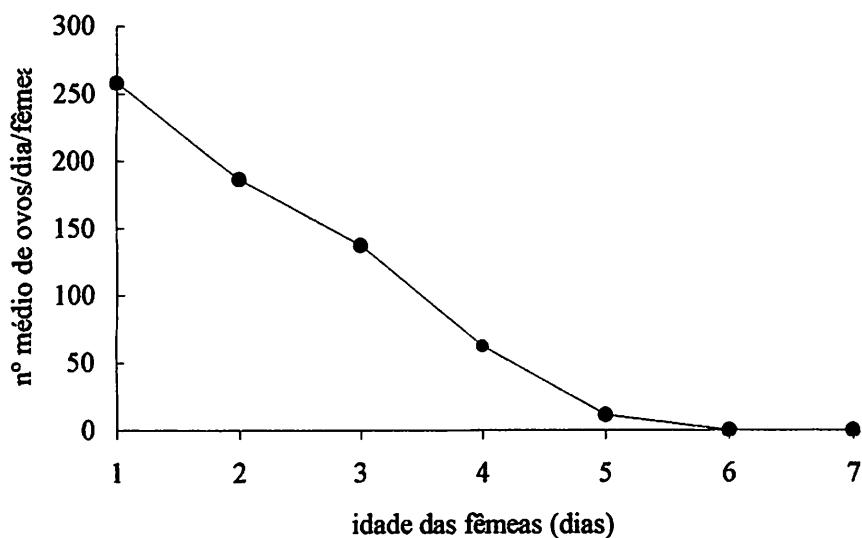


FIGURA 2. Produção diária de ovos por fêmea de *Lysiphlebus testaceipes* em função da idade, a 25 ± 1°C, 60 ± 10% de U.R. e 10 horas de fotofase.

Verificou-se que, apesar do suprimento de hospedeiros ter sido suficiente para *L. testaceipes* (Tabela 1), houve superparasitismo até o quinto dia de vida desse parasitóide. As maiores porcentagens ocorreram no primeiro (5,9), segundo (6,5) e terceiro dias de vida (8,7) (Tabela 2). Por outro lado Steenis (1994) quando determinou a tabela de vida de fertilidade de *L. testaceipes* em *A. gossypii*, observou apenas 1,34% de pulgões superparasitados. O autor sugere, como explicação para o fato, que as fêmeas de *L. testaceipes* são menos capazes de reconhecer um hospedeiro não parasitado de um recém-parasitado.

TABELA 1. Fecundidade diária de *Lysiphlebus testaceipes* em *Schizaphis graminum* a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ U.R. e 10 horas de fotofase.

Idade da fêmea (dias)	Número de fêmeas vivas	Pulgões oferecidos/fêmea (n)	Total de ovos/fêmea ($\bar{X} \pm \text{EP}$)	Pulgões não parasitados ($\bar{X} \pm \text{EP}$)
1	15	300	$257,8 \pm 7,50$	$52,1 \pm 4,52$
2	15	250	$186,5 \pm 9,05$	$67,9 \pm 6,16$
3	15	200	$137,3 \pm 13,30$	$76,7 \pm 11,32$
4	14	150	$62,4 \pm 12,31$	$72,2 \pm 12,43$
5	9	100	$11,4 \pm 4,68$	$34,7 \pm 4,05$
6	3	50	$0,00 \pm 0,00$	$46,3 \pm 1,67$
7	1	50	$0,00 \pm 0,00$	$50,0 \pm 0,00$

TABELA 2. Número e porcentagem de ninfas de *Schizaphis graminum* contendo larvas de *Lysiphlebus testaceipes* a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ de U.R. e 10 horas de fotofase.

Idade da fêmea (dias)	Número de fêmeas vivas	Número e % de ninfas contendo larvas do parasitóide por pulgão								
		1 larva	(%)	2 larvas	(%)	3 larvas	(%)	4 a 7 larvas	(%)	Superparasitismo total (%)
1	15	225,9	91,1	13,1	5,3	1,1	0,4	0,6	0,2	5,9
2	15	160,7	88,2	10,8	5,9	1,0	0,5	0,2	0,1	6,5
3	15	105,5	85,6	9,4	7,6	0,7	0,6	0,6	0,5	8,7
4	14	58,6	75,3	1,9	2,4	0,0	0,0	0,0	0,0	2,4
5	9	10,8	16,5	0,3	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
6	3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
7	1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

As fêmeas de *L. testaceipes* sobreviveram por até sete dias, sendo que no quarto dia observou-se que 93% ainda estavam vivas e apresentaram uma longevidade média de 4,9 dias. No entanto, a partir de quatro dias houve uma diminuição gradativa da sobrevivência das fêmeas do parasitóide (Figura 3).

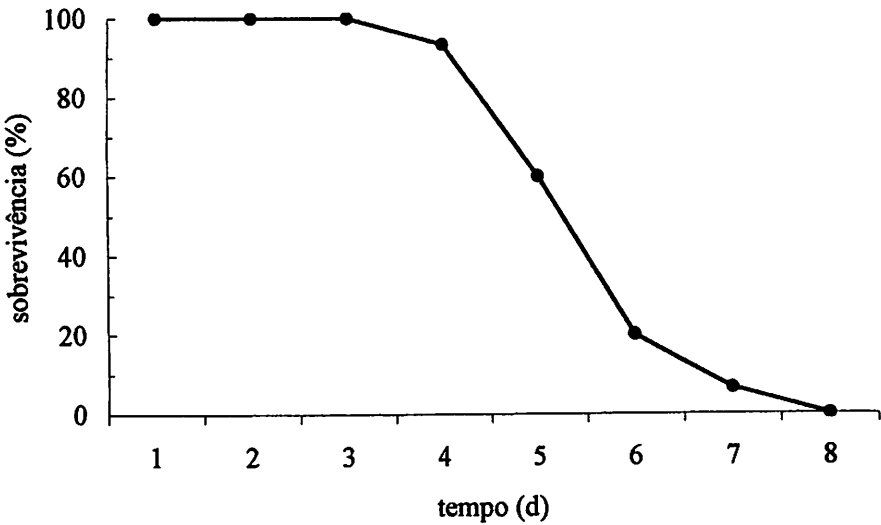


FIGURA 3. Sobrevivência (%) das fêmeas de *Lysiphlebus testaceipes* em *Schizaphis graminum* a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ de UR e 10 horas de fotofase.

Com relação aos parâmetros de crescimento populacional obtidos a partir da tabela de vida de fertilidade (Tabela 4), verificou-se que a taxa líquida de reprodução (R_0) de *L. testaceipes* em *S. graminum* foi de 301,9. Isto indica que cada fêmea ao longo de sua vida tem a capacidade de gerar cerca de 302 novos descendentes.

TABELA 4. Tabela de vida de fertilidade de *Lysiphlebus testaceipes* em *Schizaphis graminum* a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ de U.R. e 10 horas de fotofase.

$x^{(1)}$	$l_x^{(2)}$	$m_x^{(3)}$	$l_x m_x^{(4)}$
10,1	0,778	154,68	120,34
11,1	0,778	111,90	87,06
12,1	0,778	82,38	64,09
13,1	0,727	37,44	27,22
14,1	0,467	6,84	3,19
15,1	0,156	0	0,00
16,1	0,052	0	
17,1	0,000		
Σ		393,24	301,90

⁽¹⁾ x = intervalos de idade (dias)

⁽²⁾ l_x = probabilidade de sobrevivência

⁽³⁾ m_x = fertilidade específica

⁽⁴⁾ $l_x m_x$ = número de fêmeas nascidas na idade x

O principal dado que se obtém ao fazer-se uma tabela de vida de fertilidade é a taxa intrínseca de aumento r_m (Pedigo & Zeiss, 1996), e, segundo Andrewartha & Birch (1954) quanto maior o valor de r_m mais bem sucedida será a espécie, em um determinado ambiente. Neste experimento, a taxa intrínseca de aumento em número (r_m) do parasitóide *L. testaceipes* em *S. graminum* foi 0,513. Este valor é superior ao encontrado por Steenis (1994) ($r_m = 0,400$) para essa mesma espécie de parasitóide, quando seu hospedeiro foi o pulgão *A. gossypii*. O afidiídeo *Ephedrus californicus* Baker também apresentou uma taxa intrínseca inferior ($r_m = 0,371$) à observada nesse experimento para *L. testaceipes*, quando teve como hospedeiro *Acyrtosiphon pisum* (Harris) a 23°C (Cohen & Mackauer, 1987).

A taxa intrínseca de aumento de um inseto está entre os diferentes atributos que um inimigo natural deve ter e essa deverá, no mínimo, ser igual à da praga em questão para que haja um controle. Guldemon et al. (1998) observaram que, a 20°C, as taxas intrínsecas de *A. gossypii*, quando criado sobre a cultivar de crisântemo *White Reagan* nas fases vegetativa, brotação nova e floração, foram, respectivamente, 0,343; 0,323; 0,340. Também Soglia et al.¹ verificaram que na fase vegetativa das cultivares de crisântemo *White Reagan* e *Yellow Snowdon*, o pulgão *A. gossypii* apresentou uma taxa intrínseca de 0,22 e 0,31, respectivamente. Dessa forma, os resultados demonstraram que a taxa intrínseca do parasitóide *L. testaceipes* em *S. graminum* foi superior às taxas intrínsecas encontradas para o pulgão *A. gossypii*, por Guldemon et al. (1998) e Soglia et al.¹ em crisântemo. Isto favorecerá o estabelecimento desse parasitóide em uma determinada área (Andrewartha & Birch, 1954). Também, pode-se inferir que este afidiídeo atendeu a um dos critérios estabelecidos por Lenteren (1986), o qual relata que quando se deseja avaliar um inimigo natural visando utilizá-lo em liberações em ambientes protegidos, deve-se atentar para o fato de

¹ Soglia et al. (Dados não publicados)

que o mesmo não será efetivo se sua capacidade intrínseca não for igual ou superior à da praga a ser controlada.

Quanto à razão finita de aumento (λ) de *L. testaceipes* em *S. graminum*, que é o fator de multiplicação da população original a cada intervalo unitário de tempo (Andrewartha & Birch, 1954), esta foi de 1,67 por fêmea por dia. Isto demonstra a elevada capacidade de reprodução desse parasitóide em condições ideais de laboratório e tendo um hospedeiro adequado para sua reprodução. Contudo, no campo, é de se esperar que tal espécie esteja sujeita a diversos fatores ecológicos que podem alterar a sua capacidade reprodutiva. No entanto, quanto maior for a razão finita de aumento (λ) maior será o número de indivíduos que serão adicionados à população.

O tempo médio entre o nascimento dos pais e o nascimento dos descendentes (T), ou seja, de uma geração de *L. testaceipes*, foi de 11,13 dias. Já o tempo para que ocorra a duplicação da população (TD) foi de 1,35 dia, o que é extremamente importante para uma criação massal tendo como hospedeiro *S. graminum*. Também no caso do uso de *L. testaceipes* como agente de controle biológico de pulgões, deve ser considerado que os pulgões são estrategistas r, aumentando suas populações rapidamente, com superposição de gerações. No entanto, a infestação inicial de uma cultura por pulgões geralmente acontece por meio de um pequeno número e em focos isolados. Assim, a presença do parasitóide no início da infestação e um aumento também rápido de sua população poderão prevenir surtos nas populações de pulgões e exercer o controle das mesmas.

6 CONCLUSÃO

O parasitóide *L. testaceipes* apresenta um alto potencial de crescimento populacional quando mantido em *S. graminum*.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDREWARTHA, H.G.; BIRCH, L.C. The innate capacity for increase in numbers. In: _____. **The distribution and abundance of animals**. (1. ed). Chicago: University of Chicago Press. 1954. Cap. 3, p.31-54.

BELLOWS JUNIOR, T.S.; van DRIESCHE, R.G.; ELKINTON, J.S. Life-table construction and analysis in the evaluation of natural enemies. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.37, p.587-614, 1992.

BERGMANN, E.C.; IMENES, S. DE L.; TAKEMATSU, A. P. **Pragas**. In: IMENES, S.D.L.; ALEXANDRE, M.A.V. (Coord.). Aspectos fitossanitários do crisântemo. Boletim Técnico do Instituto Biológico, São Paulo, n.5, p.13-22, nov. 1996.

COHEN, M.B.; MACKAUER, M. Intrinsic rate of increase and temperature coefficients of the aphid parasite *Ephedrus californicus* Baker (Hymenoptera: Aphidiidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v.119, p.231-237, Mar. 1987.

ELLIOT, N.C., WEBSTER, J.A.; KINDLER, S.D. Developmental response of *Lysiphlebus testaceipes* to temperature. **Southwestern Entomology**, v.24, p.1-4, 1999.

GULDEMOND, J.A; BRINK, W.J. van den; BELDER, E. den. Methods of assessing population increase in aphids and the effect of growth stage of the host plant on population growth rates. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v.86, p.163-173, 1998.

HÅGVAR, E.B.; HOFVANG, T. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News and Information**, London, v.12, n.1, p.13-41, 1991.

KRING, T.J.; KRING, J.B. Aphid fecundity, reproductive longevity, and parasite development in the *Schizaphis graminum* (Rondani) (Homoptera: Aphididae)-*Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) system. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v.120, n.12, p.1079-1083, Dec. 1988.

LENTEREN J.C. van. Parasitoids in the greenhouse: successes with seasonal inoculative release systems. In: WAAGE, J.; GREATHEAD, D. **Insect parasitoids**. London, Academic Press, 1986, cap, 12, p.342-374.

LENTEREN J.C. van; WOETS, J. Biological and integrated pest control in greenhouses. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.33, p.239-269, 1988.

MACKAUER, M.; MICHAUD, J.P.; VÖLKL, W. Host choice by aphidiid parasitoids (Hymenoptera: Aphidiidae): host recognition, host quality, and host value. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v.128, n.6, p.959-980, 1996.

PEDIGO, L.P.; ZEISS, M.R. Developing a degree-day model for predicting insect development. In: _____. **Analyses in insect ecology and management**. (1. ed). Ames: Iowa State University Press. 1996. Cap. 5, p.67-74.

RODRIGUES, S.M.M.; BUENO, V.H.P. Parasitism rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae). **Neotropical Entomology**. Londrina, v.30, n. 4, p. 625-629, 2001.

STEENIS, M. J. van. Intrinsic rate of increase of *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hym.; Braconidae), a parasitoid of *Aphis gossypii* Glover (Hom., Aphididae) at different temperatures. **Journal of Applied Entomology**. Amsterdam, v.118, p.399-406, 1994.

VÖLKL, W.; STECHMANN, D.H.; STARÝ, P. Suitability of five Aphidiidae (Hymenoptera) for the biological control of the banana aphid *Pentalonia nigronervosa* Coq. (Homoptera, Aphididae) in the South Pacific. **Tropical Pest Management**, London, v.366, n.3, p.249-257, 1990.

CAPÍTULO 4

Armazenamento de múmias de *Schizaphis graminum* (Rondani) (Hemiptera: Aphididae) parasitadas por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae) a baixa temperatura

1 RESUMO

O armazenamento à baixa temperatura é uma fase importante no processo de criação massal e uso de inimigos naturais em programas de controle de pragas. Avaliou-se o efeito do armazenamento em baixa temperatura de múmias de *Schizaphis graminum* (Rondani) parasitadas por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) sobre a emergência e a viabilidade reprodutiva do parasitóide. Os testes foram conduzidos em câmara climática a 5°C, com 10 tratamentos: testemunha, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18 e 20 dias de armazenamento, todos com 10 repetições. Quatrocentas múmias com um dia de idade foram distribuídas em 100 placas de Petri; 40 múmias foram armazenadas a 25°C, 60±10% de U.R. e 12 horas de fotofase, e 360 múmias a 5°C, 60±10% de U.R. em escotofase constante. Após cada período de armazenamento, 40 múmias eram transferidas para 25°C e observadas para avaliar a emergência e funções reprodutivas. Foi observada uma correlação negativa altamente significativa entre a emergência do parasitóide e os diferentes períodos de armazenamento, demonstrando que a emergência de *L. testaceipes* decresceu à medida que o tempo de estocagem aumentou. Foram obtidos 100%, 80% e 80% de emergência do parasitóide, respectivamente, na testemunha, 4 e 6 dias de armazenamento. O tempo requerido para a mortalidade de 50% da população foi de 9,24 dias. O período de estocagem não afetou a razão sexual de *L. testaceipes* pela diferença mínima significativa (DMS). Não foi constatada perda da capacidade reprodutiva nos parasitóides emergidos após os períodos de exposição de 4, 6, 8 e 10 dias a 5°C. Múmias de *S. graminum* com um dia de idade podem ser armazenadas a 5°C, por um período de até 6 dias. Estes resultados auxiliarão no planejamento dos processos de criação massal, embalagem e transporte desses indivíduos, do laboratório de criação para o local de liberação.

Storage of mummies of *Schizaphis graminum* (Rondani) (Hemiptera: Aphididae) parasitized by *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae) at low temperature

2 ABSTRACT

Low temperature storage is an important phase in the process of mass rearing and use of natural enemies for use in greenhouse pest control programs. The effect of storage at low temperature of *Schizaphis graminum* mummies parasitized by *Lysiphlebus testaceipes* on the emergence and the reproduction rate of the parasitoid was evaluated. The trials were conducted in a climatic chamber at 5°C, with ten treatments: 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18 e 20 days of storage and a control not kept in storage, all in 10 replicates. Four hundred mummies of one day old were placed in 100 Petri dishes; 40 mummies were stored at 25°C, RH 60±10%, photophase of 12h, and 360 mummies at 5°C, RH 60±10% and in constant scotophase. After each storage period forty mummies were transferred to 25°C and observed to evaluate emergence and reproductive capacity. A highly significant negative correlation was observed between the parasitoid emergence and the different storage periods, showing emergence reduction of *L. testaceipes* with increase of storage time. Were obtained 100, 80 and 80% of emergence of the parasitoid, respectively in the control and the storage periods of 4 and 6 days. The time for 50% population mortality was 9.24 days. The storage period did not affect the sex ratio of *L. testaceipes*, by the Minimum Difference Significant test (MDS). There were no effects of the low temperature storage on reproductive capacity of the parasitoid emerging after the exposition periods of the 4, 6, 8 and 10 days at 5°C. One-day-old mummies of *S. graminum* can be stored at 5°C for a period of 6 days without fitness reduction of *L. testaceipes*. This result will aid in planning of mass production, package and transport of the parasitoids to the place of release.



3 INTRODUÇÃO

A criação massal de agentes entomófagos tem sido conduzida em laboratórios comerciais distribuídos em todo o mundo. Segundo Bigler (1994), o controle de qualidade em criações de insetos para o controle biológico tem sido objeto de discussão nos dias atuais. Dessa forma, métodos eficientes e rápidos estão sendo pesquisados para tornar viável a prática do controle de qualidade de insetos produzidos em larga escala.

Durante os últimos 30 anos, cerca de 100 espécies de inimigos naturais de insetos têm sido comercializadas para utilização no controle biológico aumentativo na Europa, para o controle de 70 espécies-praga. Entre as condições necessárias para que haja sucesso neste tipo de controle estão a disponibilidade de armazenamento eficiente, o transporte e métodos de liberação que não comprometam a eficiência do agente de controle (Lenteren, 2000). Os avanços na área de produção massal, controle de qualidade, armazenamento, envio e liberação de inimigos naturais têm reduzido os custos de produção e levado a um produto de melhor qualidade (Lenteren & Tommazinii, 1999).

Para a obtenção de um controle efetivo, é necessário que os parasitóides estejam presentes no momento em que os pulgões iniciam a colonização das plantas e em uma proporção adequada de parasitóide:hospedeiro (Tremblay, 1994). Uma forma de se garantir quantidade suficiente de parasitóides para o momento de uma liberação nos cultivos é por meio do armazenamento de múmias hospedeiras contendo larvas, pré-pupas ou pupas do parasitóide (Leopold, 1998).

Muitos predadores e parasitóides podem ser armazenados normalmente como imaturos, mas somente por um tempo bem curto, em temperaturas que variam de 4 a 15°C (Lenteren, 2000). Segundo Hågvar & Hofsvang (1991),

algumas espécies de parasitóides da família Aphidiidae podem ser armazenados na fase pupal em baixas temperaturas por várias semanas.

O endoparasitóide solitário *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae) desenvolve-se bem em temperaturas em torno de 25°C. Ele tem como hospedeiros muitas espécies de pulgões (Hemiptera: Aphididae) de importância econômica, como *Schizaphis graminum* (Rondani) (Elliot et al., 1999; Rodrigues & Bueno, 2001) e *Aphis gossypii* Glover (Starý, 1988; Rodrigues & Bueno, 2001). Em 1988, esse parasitóide foi introduzido em Israel para o controle de *A. gossypii* em plantios de pepino em ambientes protegidos (Steinberg et al., 1993). Em 1990, teve início sua utilização nos países europeus, visando também o controle de *A. gossypii* (Lenteren, 1997).

Royer et al. (2001), comparando a mortalidade de diferentes populações de *L. testaceipes* nos Estados Unidos, perceberam que parasitóides oriundos de regiões mais quentes apresentaram menor tolerância a baixas temperaturas. A diferença na tolerância ao frio de populações de *L. testaceipes* pode influenciar diretamente no sucesso do seu armazenamento, tornando necessários estudos com populações de diferentes regiões climáticas. Portanto, a habilidade de armazenar entomófagos é um fator-chave no desenvolvimento do método de controle biológico aumentativo. Além disso, a possibilidade de armazená-los por um certo período sem que o seu desenvolvimento e sua capacidade reprodutiva sejam afetados, permitirá uma maior flexibilidade na criação massal, embalagem e no transporte desses indivíduos, do laboratório de criação para o local de liberação, além de facilitar o intercâmbio entre laboratórios.

Uma vez que esse parasitóide é efetivo como agente de controle biológico e tendo em vista sua criação massal e utilização no controle de pulgões, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito do armazenamento, à temperatura de 5°C, de múmias de *S. graminum* parasitadas por *L. testaceipes* sobre a sua emergência e viabilidade reprodutiva.

4 MATERIAL E MÉTODOS

Este trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Controle Biológico de Insetos do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA), MG. As espécies de pulgão *S. graminum* e do parasitóide *L. testaceipes* foram obtidas de criações existentes naquele Laboratório de Controle Biológico; e ambas foram coletadas no Campus da UFLA. As metodologias de criação são semelhantes àquelas utilizadas por Rodrigues & Bueno (2001).

4.1 Criação de *S. graminum*

Espécimes de *S. graminum* foram criados em seções de folhas de sorgo (*Sorghum bicolor* L.) da cultivar BR303, acondicionadas em copos plásticos (150 mL), contendo cerca de 50 mL de água. Um disco de isopor (6,0 cm de diâmetro) prendia as folhas nos copos e estes eram colocados em gaiolas de acrílico (0,3 x 0,3 x 0,6m) em sala climatizada mantida a $25\pm 1^{\circ}\text{C}$, U.R. de $60\pm 10\%$ e fotofase de 12 horas.

Para a obtenção das ninfas para a execução dos testes, fêmeas ápteras de *S. graminum* foram colocadas nas seções de folhas, por um período de 24 horas. Após esse tempo, as mesmas foram retiradas das folhas, permanecendo apenas as ninfas de 1^o instar, mantidas até atingirem os instares desejados.

4.2 Criação de *L. testaceipes*

Em uma gaiola semelhante à utilizada na criação do pulgão foram colocadas colônias de *S. graminum* sobre seções de folhas de sorgo e introduzidas fêmeas de *L. testaceipes* já acasaladas. As múmias formadas foram retiradas e individualizadas em cápsulas de gelatina (tamanho 00). Após a emergência as fêmeas, foram reservadas para serem usadas no experimento.

4.3 Condução e avaliação do experimento

Ninfas de 2^o e 3^o instares de *S. graminum* foram colocadas junto às fêmeas de *L. testaceipes*, com idade de um dia, acasaladas e alimentadas com solução de mel a 20% para efetuar o parasitismo.

Após seis dias, foram coletadas 440 múmias, para serem utilizadas no experimento. Quarenta múmias foram dissecadas e observou-se que 2/3 dos parasitóides estavam na fase pré-pupal e 1/3 na fase pupal.

Foram colocadas quatro múmias por placa de Petri (5 cm de diâmetro) coberta com filme de PVC. Foram formados 10 tratamentos: testemunha, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16, 18 e 20 dias de armazenamento, com dez repetições.

Noventa placas, contendo um total de 360 múmias, foram mantidas em uma câmara climática a 5°C e escotofase constante. As 10 restantes, ou seja, 40 múmias, foram colocadas em uma câmara climática a 25°C e 12 horas de fotofase, servindo como testemunha, pois foram mantidas em condições ótimas para o desenvolvimento do parasitóide. A umidade relativa mantida nas câmaras foi de $60 \pm 10\%$.

Quatro dias após a estocagem a 5°C, dez placas de Petri (com um total de 40 múmias) foram transferidas para a câmara climática de 25°C na qual estavam os insetos pertinentes à testemunha. O processo de transferência das múmias para 25°C foi, então, repetido a cada dois dias até completar o período de 20 dias de armazenamento a 5°C. Foram observadas, diariamente, a emergência dos parasitóides e a presença de deformações nos adultos emergidos, com o auxílio de um microscópio estereoscópico.

Para a avaliação da viabilidade de óvulos e espermatozóides dos parasitóides armazenados, fêmeas e machos oriundos do mesmo período de armazenamento e emergidos no mesmo dia foram acasalados e alimentados com solução de mel a 20%. Posteriormente, cada fêmea acasalada foi colocada junto a 10 ninfas de 2^o e 3^o instares de *S. graminum*, por cerca de 10 minutos para

oviposição. Essas ninfas hospedeiras, após a oviposição pelo parasitóide, foram mantidas em um disco foliar de sorgo (2 cm de diâmetro) sobre um meio de ágar-água (1%) em uma placa de Petri (5 cm de diâmetro) e colocadas na mesma câmara climática na qual os parasitóides se desenvolveram (25°C) até a emergência da prole. Como o tipo de reprodução de *L. testaceipes* é arrenótoca (Starý, 1988), se os óvulos e os espermatozóides dos parasitóides armazenados estivessem viáveis, eles dariam origem a fêmeas. Caso apenas os óvulos estivessem viáveis, dariam origem apenas a machos, não dando origem a descendentes se os óvulos não estivessem viáveis.

Foram avaliadas as proporções de machos e fêmeas de *L. testaceipes* emergidos a influência da temperatura de 5°C e dos diferentes períodos de exposição sobre a capacidade reprodutiva desses machos e fêmeas.

4.4 Análise dos dados

Foi utilizado um delineamento inteiramente casualizado composto por 10 tratamentos e 10 repetições. Para a análise dos dados de porcentagem de emergência e deformações nos adultos emergidos, esses foram transformados em arco-sen ($\sqrt{x + 0,5} / 100$) para, em seguida, efetuar-se a análise da variância. Para o estudo do efeito da temperatura sobre a emergência de *L. testaceipes*, a análise de variância foi complementada com a análise de regressão (Ribeiro Jr., 1999). A razão sexual e o tempo de emergência dos parasitóides de múmias armazenadas nos diferentes períodos a 5°C foram analisados pela diferença mínima significativa (DMS) com $P = 0,05$. Para determinar a mortalidade, em dias, de 50% da população de *L. testaceipes* armazenada a 5°C (TL_{50}), utilizou-se a análise de Probit do programa MOBAE (Haddad *et al.*, 1995).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A porcentagem de emergência do parasitóide *L. testaceipes* armazenado a 5°C foi reduzida à medida que aumentou o período de armazenamento de 4 para 20 dias (Figura 1). As emergências observadas na testemunha e nos períodos 4 e 6 dias de armazenamento foram 100%, 80% e 80%, respectivamente (Figura 1). Porcentagens decrescentes de emergência desse parasitóide também foram observadas por Archer et al. (1973) quando armazenaram múmias de *S. graminum* a 4,4°C por 15, 30 e 45 dias, e obtiveram 63%, 54% e 12% de emergência, respectivamente, de *L. testaceipes*. O mesmo foi observado por Jarry & Tremblay (1989), quando estocaram *L. fabarum* a 6°C, verificando 64% e 28% de emergência para 11 e 22 dias, respectivamente.

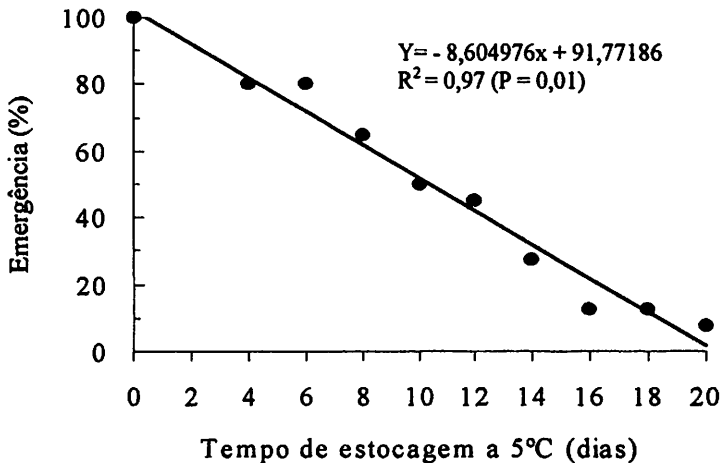


FIGURA 1. Emergência de *Lysiphlebus testaceipes* de múmias de *Schizaphis graminum* armazenados a 5°C e escotofase constante por diferentes períodos de tempo e transferidos posteriormente para 25°C e 12 horas de fotofase.

As menores porcentagens de emergência do parasitóide foram encontradas nos períodos de 16, 18 e 20 dias, ou seja, de 12,5%, 12,5% e 7,5%, respectivamente (Figura 1). As múmias armazenadas por 10 dias apresentaram 50% de emergência de *L. testaceipes* (Figura 1).

A emergência de *L. testaceipes* observada na testemunha (100%) mantida a 25°C foi igual àquela verificada por Rodrigues & Bueno (2001) para *L. testaceipes* em *S. graminum* nas mesmas condições. Porém, foi superior à emergência obtida por Tang & Yokomi (1995), cerca de 89% a 24°C, quando *L. testaceipes* teve como hospedeiro o pulgão *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe) e àquela obtida a 25°C (62%) no capítulo dois, quando *L. testaceipes* foi criado em *A. gossypii*.

O tempo de emergência dos parasitóides *L. testaceipes*, após serem removidos de 5°C para 25°C, não apresentou diferença significativa pela diferença mínima significativa (DMS) (Tabela 1). Aqueles estocados por 6 dias ao serem transferidos de 5°C para 25°C, demoraram em média 2,5 dias para emergirem (Tabela 1). Este dado pode ser interessante do ponto de vista do transporte dos parasitóides do laboratório de criação massal para o local de liberação, envolvendo aspectos comerciais e controle de qualidade dos parasitóides. Segundo Lenteren (2000), após a produção, os inimigos naturais deverão ser enviados para os locais de liberação tão logo seja possível. Ainda segundo este autor, facilidades e conhecimento quanto ao armazenamento capacitam os produtores de entomófagos a ter suprimentos de reserva desses agentes para compensar períodos de baixa produção ou períodos inesperados de alta demanda por esses agentes, assim como fazer um planejamento para a produção massal.

TABELA 1. Tempo (dias) requerido para a emergência e razão sexual de *Lysiphlebus testaceipes* de múmias de *Schizaphis graminum*, armazenadas a 5°C e escotofase constante, por diferentes períodos de tempo, e transferidas posteriormente para 25°C e 12 horas de fotofase.

Período (dias)	Tempo (dias) ($\bar{X} \pm EP$) ¹	Razão sexual ($\bar{X} \pm EP$) ¹
Testemunha	3,5 ± 0,50	0,57 ± 0,10
4	3,5 ± 0,65	0,73 ± 0,90
6	2,5 ± 0,65	0,69 ± 0,04
8	3,0 ± 0,58	0,68 ± 0,12
10	2,0 ± 0,58	0,94 ± 0,04
12	3,7 ± 1,20	0,62 ± 0,15
14	3,0 ± 0,58	0,94 ± 0,06
16	4,5 ± 2,50	0,83 ± 0,17
18	3,7 ± 1,20	0,88 ± 0,13
20	3,0 ± 0,00	0,67 ± 0,33

¹Médias são semelhantes entre si pela diferença mínima significativa (DMS) (P = 0,05).

A inviabilidade na emergência de adultos de *L. testaceipes* chegou a 92,5% após 20 dias de estocagem, sendo esta um reflexo da conjunção dos fatores intensidade da temperatura a que foram submetidos e períodos de exposição. Os insetos, no geral, podem morrer ao serem submetidos a uma temperatura situada fora da faixa favorável para o seu desenvolvimento. Tang & Yokomi (1995) verificaram que esse mesmo limiar é de 7,2°C para *L. testaceipes* desenvolvido em *T. aurantii*. Já Elliot et al. (1999) relatam que o limiar inferior de desenvolvimento de *L. testaceipes* tendo como hospedeiro *S. graminum* é de 6,6°C.

A análise de Probit mostrou que o tempo necessário em relação aos períodos de estocagem para que ocorram 50% de mortalidade da população de

L. testaceipes (TL₅₀) coletada no Campus da UFLA correspondeu a 9,24 dias (Tabela 2) a 5% de probabilidade.

Quanto aos efeitos do armazenamento sobre os parasitóides adultos, verificou-se que os mesmos apresentaram algumas deformações, como asas unidas, antenas e pernas deformadas. No entanto, não foi verificada, por meio da análise de variância, diferença significativa desses parâmetros entre os diferentes períodos de armazenamento e a testemunha, uma vez que o total de defeitos observados nos parasitóides emergidos após o armazenamento correspondeu a 2%.

Apesar da observação de um maior número de fêmeas emergidas à medida que o período de armazenamento aumentou, não houve diferença quanto à razão sexual entre a testemunha (25°C) e os diferentes períodos de armazenamento de *L. testaceipes*, pela DMS (Tabela 1). O mesmo foi observado por Archer et al. (1973) com *L. testaceipes* e por Jarry & Tremblay (1989) com *L. fabarum*.

De acordo com as observações efetuadas, não foram constatadas mudanças no comportamento de corte e acasalamento entre os indivíduos da testemunha (25°C) e os provenientes dos demais períodos de armazenamento (5°C).

TABELA 2. Mortalidade em Probit de mummies de *Schizaphis graminum* parasitadas por *Lysiphlebus testaceipes*, armazenadas a 5°C e escotofase constante por diferentes períodos de tempo.

Modelo	X ²	TL ₅₀ (I.C.)
Y= 1,5909 + 3,5298x ¹	10,52 ns ²	9,24 (7,99 – 10,70)

¹ x= Log do tempo

² ns= não significativo

O efeito da temperatura sobre os órgãos reprodutores dos parasitóides emergidos, após os diferentes períodos de exposição das múmias a 5°C, foi verificado em casais oriundos da testemunha e dos períodos de 4, 6, 8 e 10 dias de armazenamento; o parasitismo observado para essas fêmeas variou de 42 a 58%. Nos demais tratamentos não foi possível observar-se esse efeito, em virtude de não se poder formar casais. Segundo Flanders (1938), himenópteros parasitóides expostos a baixas temperaturas por períodos prolongados podem não completar o seu desenvolvimento devido a uma quantidade insuficiente de nutrientes, ou podem ter os seus órgãos reprodutores afetados pela falta de nutrientes, podendo o macho tornar-se estéril em virtude da inviabilidade dos espermatozóides.

Não foi constatada perda da capacidade reprodutiva nos machos de *L. testaceipes* provenientes da estocagem a 5°C, uma vez que todas as fêmeas acasaladas com os mesmos e também oriundas de múmias armazenadas a 5°C geraram indivíduos de ambos os sexos. De acordo com Starý (1988), o parasitóide *L. testaceipes* apresenta reprodução arrenótoca, gerando descendentes do sexo feminino apenas quando óvulos e espermatozóides estão viáveis.

Neste estudo observou-se que a temperatura de 5°C e os períodos de armazenamento não afetaram o tempo de emergência de *L. testaceipes* após ser removido para 25°C; e em até 10 dias de estocagem não houve interferência na capacidade dos insetos produzirem machos e fêmeas. Portanto, múmias de *S. graminum* com cerca de um dia parasitadas por *L. testaceipes* podem ser armazenadas a 5°C e UR de 60 ± 10% e escotofase constante, por até 6 dias, sem haver um comprometimento da emergência e da capacidade reprodutiva dessa espécie de parasitóide nesse hospedeiro.

6 CONCLUSÕES

A emergência do parasitóide *L. testaceipes* é influenciada negativamente pelo período de armazenamento à temperatura de 5°C.

O período de armazenamento não resulta em perda na capacidade reprodutiva do parasitóide *L. testaceipes*.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ARCHER, T. L.; MURRAY, C. L.; EIKENBARY, R. D.; STARKS, K. J.; MORRISON, R. D. Cold storage of *Lysiphlebus testaceipes* mummies. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 2, p. 1104-1108, 1973.
- BIGGLER, F. Quality control in *Trichogramma* production. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S. A. (Ed.). **Biological control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB, 1994. p. 93-111.
- ELLIOT, N. C.; WEBSTER, J. A.; KINDLER, S. D. Developmental response of *Lysiphlebus testaceipes* to temperature. **Southwestern Entomology**, Dallas, v. 24, n. 1, p. 1-4, Mar. 1999.
- FLANDERS, S. E. The effect of cold storage on the reproduction of parasitic hymenoptera. **Journal of Economic Entomology**, Maryland, v. 31, p. 633-634, 1938.
- HADDAD, M. L.; MORAES, R. C. B.; PARRA, J. R. P. **MOBAE- Métodos Bioestatísticos Aplicados à Entomologia (Versão 1. 0)**. Piracicaba: ESALQ/USP, 1995. 44 p.
- HÅGVAR, E. B.; HOFVANG, T. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News Information**, London, v. 12, n. 1, p. 13-41, Mar. 1991.
- JARRY, I.; TREMBLAY, E. Cold storage of *Lysiphlebus fabarum* (Marsh.) mummies (Hymenoptera, Braconidae). **Bolletino del Laboratoria Entomologia Agraria "Filipo Silvestri"**, Bologna, v. 46, p. 199-206, 1989.
- LENTEREN, J. C. van. Benefits and risks of introducing exotic macro-biological control agents into Europe. **EPPO Bulletin** (European of Mediterranean Plant Protection Organization), Oxford, v. 27, p. 15-27, 1997.
- LENTEREN, J. C. van. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.). **Biological control: measures of success**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000. p. 77-103.

LEENTEREN, J. C. van; TOMMAZINI, G. . Mass production, storage, shipment and quality control of natural enemies. In: ALBAJES, R.; GULLINO, M. L.;

LEENTEREN, J. C. van; ELAD, Y. (Ed.). **Integrated pest and disease management in greenhouse crops**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1999. 276-294.

LEOPOLD, R. A. Cold Storage of Insects for Integrated Pest Management. In: HALLMAN, G. J.; DENLINGER, D. L. (Ed.). **Temperature sensitivity in insects and application in integrated pest management**. Boulder: Westview Press, 1998. p. 235-267. Disponível em: <<http://pestdata.ncsu.edu/ipmtext/chap9.pdf>>. Acesso em: 13 ago. 2002.

RIBEIRO Jr., J.I. **Análises estatísticas no Saeg 8.0**. Viçosa: UFV, 1999. 97p. Apostila, Mimeografada.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P. Parasitism Rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and on *Aphis gossypii* Glover (Hem. : Aphididae). **Neotropical Entomology** Londrina, v. 30, n. 4, p. 625-629, Dec. 2001.

ROYER, T. A.; GILES, K. L.; KINDLER, S. D.; ELLIOT, N. C. Developmental response of three geographic isolates of *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphidiidae) to temperature. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 30, n. 4, p. 637-641, Aug. 2001.

STARÝ, P. Aphidiidae. In: MINKS, A. K.; HARREWIJN, P. (Ed.). **Aphids: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1988. p. 171-184.

STEINBERG, S.; PRAG, H.; ROSEN, D. Host plant affects fitness and host acceptance in the aphid parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). In: LEENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1993. p. 161-164. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 16, n. 2).

TANG, Y. Q.; YOKOMI, R. K. Temperature-dependent development of three hymenopterous parasitoids of aphids (Homoptera: Aphididae) attacking citrus. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 24, n. 6, p. 1736-1740, Dec. 1995.

TREMBLAY, E. Management of the host-parasitoid relationships in endophagous Hymenoptera. **O.I.L.B./S.R.O.P. Bulletin**, v. 17, p. 25-36, 1994.

CAPÍTULO 5

Liberação de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) para controle biológico de *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hem.: Aphididae) em crisântemo de corte (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) em casa de vegetação

1 RESUMO

O endoparasitóide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) apresenta elevado potencial como agente de controle, podendo ser utilizado em programas de controle biológico de pulgões em diversas culturas em ambiente protegido. Assim, este trabalho teve como objetivo avaliar a efetividade de *L. testaceipes* no controle de *Aphis gossypii* Glover, 1877, em crisântemo de corte, pela liberação inoculativa sazonal. A liberação foi realizada em casa de vegetação comercial (600m²), com as cultivares *White Reagan* e *Sunny Reagan*, na Fazenda Terra Viva em Santo Antonio de Posse, SP. Os parasitóides foram liberados na quarta (0,15 fêmea/m²) e oitava semanas após o plantio (0,24 fêmea/m²), a cada dois canteiros, totalizando 12 pontos de liberações. As amostragens dos pulgões foram semanais e tiveram início uma semana após o plantio, em que foram observadas aleatoriamente 10 plantas/canteiro. As taxas de parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii* foram obtidas considerando-se a somatória dos pulgões mortos antes de mumificar e que continham larvas do parasitóide, observados por meio da dissecação e dos pulgões mumificados. O pico populacional de *A. gossypii* na cultivar *White Reagan* ocorreu na quinta semana (4,5 pulgões/planta) e o da cultivar *Sunny Reagan* na oitava semana após o plantio (4,0 pulgões/planta). No final do ciclo do crisântemo verificaram-se 0,2 e 0,3 pulgão/planta, respectivamente, nas cultivares *White Reagan* e *Sunny Reagan*. Após a primeira e a segunda liberação do parasitóide, foram observadas, na cultivar *White Reagan*, taxas de parasitismo de 55,2% e 7,8%, respectivamente. Já na cultivar *Sunny Reagan* essas taxas foram de 31,9% (1^a liberação) e 10,5% (2^a liberação). Outros fatores de mortalidade como presença de tricomas nas folhas e insetos predadores, presentes na casa de vegetação, influenciaram nas taxas de parasitismo de *L. testaceipes* e, conseqüentemente, na densidade populacional de *A. gossypii*. Não foram observadas injúrias na cultura do crisântemo ocasionadas pelos pulgões. O parasitóide *L. testaceipes* apresentou potencial como agente de controle biológico nas condições em que foi liberado.

Release of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hym.: Aphidiidae) for biological control of *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hem.: Aphididae) on chrysanthemum crop (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) in greenhouse

2 ABSTRACT

Lysiphlebus testaceipes has great potential as biological control agent and can be used in biocontrol of aphids in several crops mainly under protected cultivation. This research aimed at evaluating the effectiveness of *L. testaceipes* to control *Aphis gossypii* in a chrysanthemum crop by seasonal inoculative release. Two introductions of the parasitoid were carried out in a commercial greenhouse (600 m²) with *White Reagan* and *Sunny Reagan* chrysanthemum cultivars. The release rate of the parasitoid was 0.15 female/m² in the fourth week after planting, and 0.24 female/m² in the eighth week after planting. The release was done every two beds, for a total of 12 release points. The aphids were sampled weekly, starting one week after planting. It was randomly observed 10-plants/flower bed. The parasitism rates of *L. testaceipes* were evaluated by totaling the mummies found and parasitized aphids with parasitoid larvae observed by dissection. A population peak of *A. gossypii* occurred on *White Reagan* in the fifth week after planting (4.5 aphids/plant) and on *Sunny Reagan* in the eighth week after planting (4.0 aphids/plant). The parasitism rates after the first and second releases of *L. testaceipes* in *White Reagan* were 55.2 and 7.8%, respectively. The rates in *Sunny Reagan* were 31.9 (first release) and 10.5% (second release). Other mortality factors as presence of trichomas on the leaves and predatory insects in the greenhouse affected the parasitism rates of *L. testaceipes* and the population density of *A. gossypii*. Injury by aphids caused was not observed on the crop. The parasitoid *L. testaceipes* showed to be an effective control agent of *A. gossypii* in both cultivars, suppressing the aphid population on chrysanthemum crop, by seasonal inoculative release, in commercial greenhouse.

3 INTRODUÇÃO

O pulgão *Aphis gossypii* Glover, 1877 está entre as principais pragas de crisântemo (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) cultivado em ambientes protegidos no Brasil (Oliveira, 1995; Bergmann et al., 1996; Bueno, 2000). Esta espécie vive em colônias nas partes inferiores das folhas e nas brotações da planta onde causa danos diretos, por meio da sucção da seiva, da secreção de mela, da deposição de substâncias tóxicas e da deformação dos brotos e botões florais (Bergmann et al., 1996; Matos & Oliveira, 1999?).

Os pulgões são de difícil controle, principalmente devido à rápida multiplicação e surgimento de populações resistentes aos inseticidas. Assim, o controle biológico tem se tornado uma estratégia de controle empregada para estes insetos em muitos cultivos em ambientes protegidos.

Apesar de numerosos estudos de insetos afidófagos, somente poucas espécies têm demonstrado potencial como agente de controle em cultivos em casas de vegetação em grande escala, porque poucos inimigos naturais têm potencial para competir com as taxas de desenvolvimento e reprodução dos pulgões (Steenis, 1995).

Entre as espécies que reúnem requerimentos essenciais para um efetivo inimigo natural, estão os endoparasitóides solitários de pulgões da família Aphidiidae, considerados promissores para serem utilizados como agentes de controle biológico em casas de vegetação (Hagen & Bosch, 1968; Schelt et al., 1990; Steinberg et al., 1993). A espécie *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) presente nas regiões neártica e neotropical (Carver, 1984; Costa & Starý, 1988; Hågvar & Hofsvang, 1991; Peronti, 1999) parasita diferentes espécies de pulgões. Esse parasitóide apresenta uma boa capacidade de busca e dispersão (Rodrigues et al., 2001), bem como um aumento intrínseco populacional de 0,40

quando criado sobre *A. gossypii* (Steenis, 1994). Este valor se aproxima do aumento intrínseco de *A. gossypii* (0,37 a 0,45) encontrado por Wyatt & Brown (1977), o que o torna efetivo para ser usado em controle de pulgões, desde que várias liberações sejam feitas (Lenteren & Woets, 1988).

Também, para que o controle biológico de pulgões seja bem sucedido, é necessário que os inimigos naturais estejam presentes logo que a infestação seja detectada e esses devem ser capazes de causar uma rápida redução na população da praga. Segundo Lenteren (2000a), na liberação inoculativa sazonal os inimigos naturais são criados massalmente e liberados periodicamente em culturas de ciclo curto, como as cultivadas em ambientes protegidos, com o objetivo de controlar as pragas por várias gerações.

Em casas de vegetação, os afidiídeos *Aphidius colemani* Viereck e *L. testaceipes* controlaram infestações do pulgão *A. gossypii* em pepino e crisântemo de corte (Steinberg et al., 1993; Steenis & El-Khawass, 1996; Albert, 1999). Em laboratório, *L. testaceipes* parasitou eficientemente *A. gossypii* em crisântemo de vaso e em pimentão (Murphy et al., 1999; Rodrigues & Bueno, 2001), inclusive demonstrando preferência por *A. gossypii* como hospedeiro em relação a *Myzus persicae* (Sulzer) (Carnevale, 2002).

Assim, este trabalho teve como objetivo avaliar a efetividade do parasitóide *L. testaceipes* como agente de controle biológico de *A. gossypii*, em crisântemo de corte em casa de vegetação comercial, por meio da liberação inoculativa sazonal.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Plantio das cultivares de crisântemo

O experimento foi realizado em casa de vegetação comercial, com cerca de 600 m², localizada na Fazenda Terra Viva, no município de Santo Antônio de Posse, SP. Foram plantados 24 canteiros (12 de cada lado) de 13 x 1,3 m (17 m² cada), sendo 12 canteiros com a cultivar *White Reagan* e 12 com a cultivar *Sunny Reagan*, na densidade de 40 plantas/m². O plantio foi feito entre 28 e 30 de novembro de 2001, o que corresponde à semana 48 do calendário juliano utilizado pelos produtores, e o experimento continuou até a semana 9 de 2002. O ciclo do crisântemo foi de 13 semanas, do plantio das mudas à colheita das flores (Figura 1). Foram realizadas as medidas culturais e fitossanitárias necessárias para o desenvolvimento das plantas, exceto a aplicação de inseticidas.

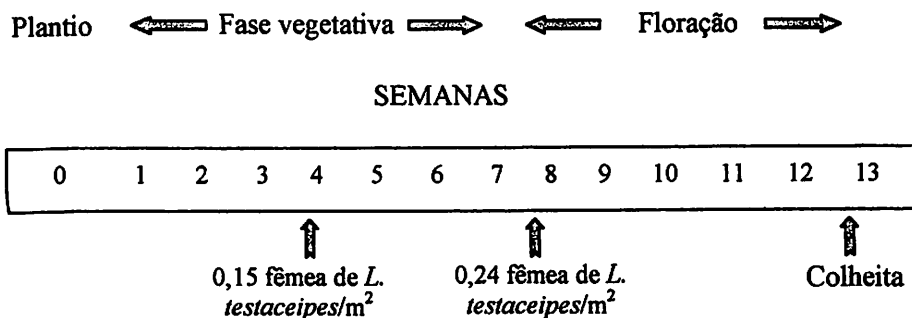


FIGURA 1. Taxas de liberação de *Lysiphlebus testaceipes* e fenologia do crisântemo (*Dendranthema grandiflora*) de corte. Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP. (28/nov de 2001 a 28/fev de 2002).

As temperaturas médias e a umidade relativa durante o ciclo de cultivo, na casa de vegetação, foram observadas diariamente sempre em torno das 10 horas. A temperatura foi verificada por meio de um termômetro de máxima e mínima e a umidade relativa calculada por meio de um termômetro de bulbo seco e bulbo úmido. A temperatura variou de $20 \pm 1^\circ\text{C}$ a $33 \pm 1^\circ\text{C}$, com média geral de $26 \pm 1^\circ\text{C}$, e a umidade relativa variou entre 55% e 92%, com média de $74 \pm 3\%$.

4.2 Obtenção dos parasitóides *L. testaceipes*

Os parasitóides foram obtidos da criação do Laboratório de Controle Biológico do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA). Múmias foram colocadas em uma placa de Petri (10 cm de diâmetro) vedada com tela de organza e elástico, acondicionada em uma caixa de isopor e transportada para a Fazenda Terra Viva. Nas paredes da placa de Petri foram colocadas gotículas de mel que serviram de alimento para os adultos que emergissem durante o transporte até o local de liberação.

4.3 Amostragens do pulgão *A. gossypii*

As amostragens dos pulgões tiveram início uma semana após o plantio e consistiram na observação aleatória de 10 plantas/canteiro. Da primeira até a sexta semana foram contados os pulgões presentes em todas as folhas da planta, uma vez que as mesmas eram pequenas (cerca de 50 cm de altura) e apresentavam poucas folhas. Da sétima até a 13ª semana após o plantio (última semana do ciclo da cultura) foram amostradas três folhas distribuídas ao longo da região mediana e superior da planta e contados os pulgões. Da oitava semana até a 13ª semana foram também amostrados os botões florais e as flores. As amostragens foram realizadas semanalmente até o final do ciclo da cultura.

4.4 Liberação dos parasitóides *L. testaceipes*

Fêmeas com idade de até dois dias, emergidas das múmias provenientes da criação de laboratório, foram alimentadas com solução de mel (20%), acasaladas e colocadas dentro de cápsulas de gelatina (tamanho 00) para facilitar a liberação na casa de vegetação. Na quarta semana após o plantio foram liberadas 60 fêmeas de *L. testaceipes*, correspondendo a uma taxa de 0,15 fêmea/m² (Figura 1). A liberação foi feita nas horas mais frias do dia, a cada dois canteiros, totalizando 12 pontos de liberações. Esta foi feita caminhando-se pelos corredores, abrindo-se as cápsulas e permitindo a saída e vôo das fêmeas para as plantas que estavam a aproximadamente 3 m de distância da borda do canteiro. Esta distância foi baseada em dados de capacidade de busca desse parasitóide, obtidos por Rodrigues et al. (2001).

Na oitava semana do ciclo da cultura quando as plantas começaram a emitir os botões florais, foi realizada uma segunda liberação, uma vez que, segundo Hara & Matayoshi (1990), o mercado de flores é altamente rigoroso quanto à presença de insetos e/ou danos nas flores.

Foram liberadas 96 fêmeas, o correspondente a uma taxa de 0,24 fêmea/m², preferencialmente nos focos de infestações dos pulgões (Figura 1).

4.5 Avaliação do parasitismo de *L. testaceipes*

Antes da liberação dos parasitóides, a amostragem era realizada por meio da contagem do número de pulgões presentes nas folhas, sem que houvesse a remoção dos mesmos. Uma semana após a liberação dos parasitóides, foram feitas a contagem e transferência dos pulgões das folhas, por meio de um pincel, para placas de Petri (10 cm de diâmetro) contendo uma camada de ágar-água (1%) e uma seção foliar da cultivar que estava sendo amostrada no momento. Em seguida, essas placas foram levadas para uma sala climatizada, com

temperatura média de $24 \pm 1^\circ\text{C}$ e umidade relativa média de $83 \pm 1\%$, para observações quanto ao parasitismo.

Os pulgões que saíram da folha que servia de substrato e não conseguiram retornar, morriam grudados na camada de ágar-água. Neste caso, foram dissecados com o auxílio de estiletes e de um microscópio estereoscópico, para constatação da presença de larvas do parasitóide.

As taxas de parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii* foram obtidas considerando a somatória dos pulgões que continham larvas do parasitóide com os pulgões que se transformaram em múmias. Desses pulgões que formaram múmias foram obtidos parasitóides adultos, os quais foram utilizados para identificação e constatação da espécie *L. testaceipes*. Também foram feitas observações visuais quanto à presença de outros parasitóides e/ou predadores no cultivo de crisântemo, bem como exemplares foram coletados para posterior identificação.

4.6 Aplicação de fungicidas

Na quarta semana após o plantio foi feita uma pulverização preventiva para a ferrugem branca (*Puccinia horiana* P. Henn.) com o fungicida chlorothalonil (200 g/100 L de água). Na oitava semana efetuaram-se pulverizações com chlorothalonil (200 g/100 L de água) e azoxystrobin (25 g/100 L de água), e na décima semana, uma pulverização com azoxystrobin (25 g/100 L de água).

4.7 Avaliação da densidade de tricomas em folhas de crisântemo

Para verificar a influência de tricomas na densidade de pulgões e no parasitismo por *L. testaceipes*, foi feita uma avaliação da densidade de tricomas presentes nas folhas da cultivar *Sunny Reagan*. Assim, foram selecionadas ao acaso, oito plantas de cada canteiro dessa cultivar, sendo retiradas duas folhas do

terço médio, que foram fixadas em álcool etílico a 70% (segundo metodologia de Jensen, 1962) por 72 horas. Após este período foram feitos cortes paradérmicos na face abaxial das folhas, com o auxílio de uma lâmina de aço. Estes cortes foram colocados em lâminas e corados com safranina 0,1% em água mais glicerina. As lâminas semipermanentes foram observadas em microscópio estereoscópico, acoplado a uma câmara clara, usando-se a objetiva de 40x.

Os tricomas foram projetados em um campo de dimensão conhecida e quantificados por meio da técnica adaptada de Labourian et al. (1961) para a contagem de estômatos. Dados correspondentes à quantidade de tricomas na cultivar *White Reagan* foram obtidos de Soglia et al. (2002).

4.8. Análise dos dados

O experimento foi conduzido em esquema de parcela subdividida, delineamento em blocos ao acaso (DBC). Foram consideradas como parcelas as cultivares de crisântemo e como subparcelas as semanas de avaliação, com 12 repetições. Antes de se proceder à análise de variância, os dados referentes ao parasitismo (%) foram transformados em arco-sen $\sqrt{(x/100)}$ e para os referentes ao número de pulgões usou-se $\sqrt{x+0,1}$ (Ribeiro Jr., 1999), com posterior teste de médias de Fischer ($P=0,01$) e de Scott & Knott ($P=0,01$).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Liberação de *L. testaceipes* para controle de *A. gossypii*

A ocorrência de *A. gossypii* nas plantas de crisântemo, na casa de vegetação, foi detectada na terceira semana após o plantio, em *White Reagan* (0,2 pulgão/planta) e em *Sunny Reagan* (0,2 pulgão/planta) (Figuras 2 e 3; Tabela 1). Na quarta semana, correspondente à primeira liberação de *L. testaceipes* (0,15 fêmea/m²), o número de pulgões/planta foi 0,6 e 0,2 para *White Reagan* e *Sunny Reagan*, respectivamente (Tabela 1).

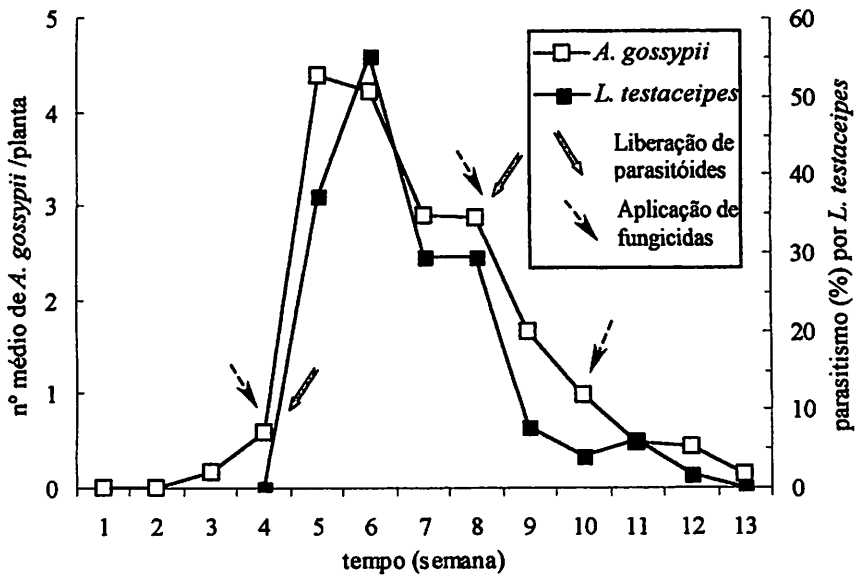


FIGURA 2. Parasitismo (%) por *Lysiphlebus testaceipes* e número médio/planta de *Aphis gossypii* em crisântemo de corte, cultivar *White Reagan*, em casa de vegetação. Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP. 2002.

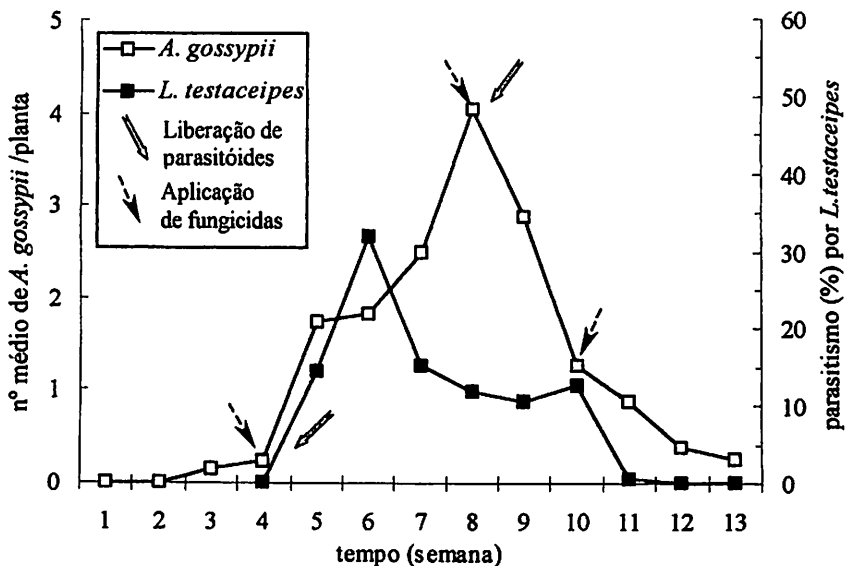


FIGURA 3. Parasitismo (%) por *Lysiphlebus testaceipes* e número médio/planta de *Aphis gossypii* em crisântemo de corte, cultivar *Sunny Reagan*, em casa de vegetação. Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP. 2002.

Na quinta semana após o plantio, ocorreu o pico populacional de *A. gossypii* (4,5 pulgões/planta) na cultivar *White Reagan* (Figura 2). Na cultivar *Sunny Reagan*, esse pico só foi observado na oitava semana (4,0 pulgões/planta) (Figura 3, Tabela 1). A partir daí houve um decréscimo no número de pulgões e ao final do ciclo do crisântemo foram verificados em *White Reagan* 0,2 pulgão/planta e em *Sunny Reagan* 0,3 pulgão/planta (Figuras 2 e 3; Tabela 1).

TABELA 1. Número médio/planta (\pm EP) de *Aphis gossypii* em função de cultivares de crisântemo e do tempo de avaliação. Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP, 2002.

Crisântemo (estádio fenológico)	Tempo de avaliação (semanas após o plantio)	Cultivares*/Infestação**	
		<i>White Reagan*</i>	<i>Sunny Reagan*</i>
Vegetativo ↓ ↑ Florescimento ↓	3	0,2 \pm 0,07 aB	0,2 \pm 0,05 aC
	4	0,6 \pm 0,32 aB	0,2 \pm 0,23 aC
	5	4,5 \pm 0,87 aA	1,7 \pm 0,80 bB
	6	4,2 \pm 1,19 aA	1,8 \pm 0,76 bB
	7	2,9 \pm 0,92 aA	2,5 \pm 0,96 aB
	8	2,9 \pm 0,57 aA	4,0 \pm 1,25 aA
	9	1,7 \pm 0,27 aA	2,9 \pm 0,46 aA
	10	1,0 \pm 0,14 aB	1,3 \pm 0,19 aB
	11	0,5 \pm 0,09 aB	0,9 \pm 0,16 aB
	12	0,4 \pm 0,07 aB	0,4 \pm 0,08 aC
13	0,2 \pm 0,06 aB	0,3 \pm 0,08 aC	
CV (%)		60,54	60,54

* Médias seguidas pela mesma letra minúscula na linha não diferem estatisticamente, entre si, pelo teste de Fisher (P=0,01).

** Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem estatisticamente, entre si, pelo teste de Scott & Knott (P=0,01).

Na cultivar *White Reagan* foram verificadas, após a primeira liberação de *L. testaceipes*, taxas de parasitismo de 37,3% e 55,2% na quinta e sexta semanas, respectivamente (Figura 2, Tabela 2). Assim, na sexta semana após o plantio, o número de pulgões que era de 4,2 pulgões/planta foi reduzido para 2,9 pulgões/planta na sétima semana, correspondendo a um decréscimo de cerca de 69% (Tabela 1). Na oitava semana, aquela correspondente ao início do florescimento, foi verificada uma taxa de parasitismo de 29,6%, ocasionando, na nona semana, uma redução de 59% no número de pulgões, ou seja, decréscimo de 2,9 (oitava semana após o plantio) para 1,7 pulgão/planta (nona semana após o plantio) (Figura 2; Tabelas 1 e 2).

TABELA 2. Parasitismo (%) (\pm EPM) de *Lysiphlebus testaceipes* sobre *Aphis gossypii*, em função de cultivares de crisântemo e tempo de avaliação. Fazenda Terra Viva, Santo Antonio de Posse, SP. 2002.

Crisântemo (estádio fenológico)	Tempo de avaliação (semanas após o plantio)	Cultivares*/Parasitismo (%)**	
		<i>White Reagan*</i>	<i>Sunny Reagan*</i>
↓ Vegetativo	5	37,3 \pm 9,21 aB	14,4 \pm 5,27 bA
	6	55,2 \pm 10,56 aA	31,9 \pm 9,17 bA
	7	29,4 \pm 6,03 aB	15,3 \pm 5,29 bA
↑ Florescimento	8	29,6 \pm 6,25 aB	11,8 \pm 3,25 bA
	9	7,8 \pm 2,69 aC	10,5 \pm 3,40 aA
	10	4,0 \pm 2,30 aC	12,6 \pm 3,12 aA
	11	6,1 \pm 2,19 aC	0,6 \pm 0,60 aB
	12	1,7 \pm 1,67 aC	0,0 \pm 0,00 aB
CV (%)		87,52	87,52

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula na linha não diferem estatisticamente, entre si, pelo teste de Fisher (P=0,01).

**Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem estatisticamente, entre si, pelo teste de Scott & Knott (P=0,01).

Na cultivar *Sunny Reagan*, após a primeira liberação de *L. testaceipes*, foram observadas taxas de parasitismo em *A. gossypii* de 14,4% e 31,9%, respectivamente, na quinta e sexta semanas após o plantio (Tabela 2). Nessa cultivar, a redução no número de *A. gossypii* ocorreu entre a oitava e a nona semana após o plantio, com decréscimo de 4 para 2,9 pulgões/planta (Figura 3; Tabelas 1 e 2). Na décima semana, a taxa de parasitismo de 12,6% nessa cultivar resultou em um decréscimo de 69% no número de pulgões/planta, uma vez que foi observada uma redução de 1,3 (décima semana após o plantio) para 0,9 pulgão/planta (11^a semana após o plantio) (Figura 3; Tabelas 1 e 2). Na décima

primeira semana após o plantio, a taxa de parasitismo em *A. gossypii* foi de 0,6%, correspondendo a um decréscimo de 0,9 para 0,4 pulgão/planta (Figura 3; Tabelas 1 e 2).

Após a segunda liberação de *L. testaceipes* (0,24 fêmea/m²) na oitava semana após o plantio, esperava-se que houvesse uma elevação na taxa de parasitismo, com maior redução no número de pulgões/planta, principalmente na cultivar *Sunny Reagan*, já que a população de *A. gossypii* continuava a aumentar nessa cultivar (Figura 3; Tabela 2). Contudo, a taxa de parasitismo obtida em *White Reagan* foi de 7,8% (nona semana após o plantio) e de 12,6% na cultivar *Sunny Reagan* (décima semana após o plantio).

O parasitismo por *L. testaceipes* em *A. gossypii*, por ocasião da segunda liberação, foi provavelmente influenciado pela pulverização simultânea, realizada na mesma semana (oitava semana após o plantio) com os fungicidas chlorothalonil e azoxystrobin para controle da ferrugem. De acordo com BIOBEST (2001), o fungicida chlorothalonil causa menos de 25% de mortalidade em larvas e adultos de parasitóides afidiídeos do gênero *Aphidius*, sendo considerado não tóxico; já o azoxystrobin causa menos de 25% de mortalidade em larvas (não tóxico), porém, pode eliminar de 25% a 50% dos adultos, sendo classificado, portanto, como ligeiramente tóxico para adultos. Dessa forma, uma mortalidade ao redor de 25%, das larvas dos parasitóides que estavam se desenvolvendo no interior dos pulgões, assim como de até 50% dos adultos de *L. testaceipes* pode ter levado a uma redução no número de parasitóides e, conseqüentemente, na sua eficácia como agente de controle biológico, com baixas taxas de parasitismo.

Segundo King et al. (1985), a interferência de inseticidas e/ou fungicidas freqüentemente é um dos fatores limitantes na aplicação ou avaliação do controle biológico envolvendo a introdução de inimigos naturais. Inseticidas de largo espectro, por exemplo, não deverão ser usados ao mesmo tempo, pois eles

substancialmente reduzirão os entomófagos liberados, assim como aqueles que ocorrem naturalmente na área.

As taxas de parasitismo de *L. testaceipes* e a flutuação populacional de *A. gossypii* na cultivar *White Reagan* assemelharam-se ao mecanismo de densidade dependente descrita por Huffaker et al. (1971) e Price (1975). Ou seja, quando ocorreu aumento da população do hospedeiro *A. gossypii*, houve também um aumento no parasitismo por *L. testaceipes* e vice-versa (Figura 2).

Foi constatada a ocorrência de interação entre as cultivares de crisântemo e as semanas de avaliação após o plantio tanto na infestação de *A. gossypii* como no parasitismo de *L. testaceipes* (Tabelas 1 e 2).

O número médio de pulgões/planta, em função das cultivares de crisântemo, diferiu na quinta (*White Reagan*- 4,5 pulgões; *Sunny Reagan*-1,7 pulgões) e sexta semanas após o plantio (*White Reagan*- 4,2 pulgões; *Sunny Reagan*-1,8 pulgões) (Tabela 1). Nas demais semanas do ciclo da cultura não foram detectadas diferenças significativas entre as cultivares (Tabela 1). Contudo, o número de pulgões observados da quarta à sétima semana após o plantio, na cultivar *Sunny Reagan* foi inferior ao da *White Reagan*. Este fato, além de estar relacionado com o parasitismo (Figuras 2 e 3) de *L. testaceipes* em *A. gossypii*, pode também ter sido influenciado pela presença de tricomas na superfície abaxial das folhas da cultivar *Sunny Reagan*, a qual apresentou densidade média de 33,5 tricomas/mm² de folha, dificultando a alimentação do pulgão e, conseqüentemente, a sua colonização. Esta densidade foi o dobro daquela encontrada por Soglia et al. (2002) para a cultivar *White Reagan* que foi de 16,6 tricomas/mm² de folha. De acordo com esses autores, a alta densidade de tricomas pode formar uma barreira mecânica, dificultando a locomoção e a alimentação nas ninfas dos primeiros instares de *A. gossypii* causando uma baixa viabilidade ninfal nesses instares. Portanto, a maior densidade de tricomas

observada em *Sunny Reagan*, pode ter também influenciado no menor número de *A. gossypii* nesta cultivar.

As baixas taxas de parasitismo observadas na cultivar *Sunny Reagan* (Tabela 2) podem estar relacionadas com a presença de tricomas que ocorreu em maior densidade nessa cultivar do que na cultivar *White Reagan*, o que pode ter interferido na ação dos parasitóides sobre os pulgões presentes nas folhas do crisântemo.

Os tricomas presentes nas cultivares de crisântemo são do tipo tector-biramificado (Soglia, 2002) e, de acordo com Bottrell et al. (1998), os tricomas podem reduzir a efetividade dos inimigos naturais de várias formas, por exemplo, dificultando a movimentação dos mesmos o que resultará em um aumento no tempo de busca pelo hospedeiro e ou presa.

Dunnam & Clark (1938) constataram que os tricomas influenciaram o parasitismo de *L. testaceipes* sobre o pulgão *A. gossypii* quando avaliaram cultivares de algodão considerado com pilosidade intermediária (2,34 tricomas/mm²) e pilosa (6,09 tricomas/mm²). Os autores verificaram que as taxas de parasitismo foram de 32,31% e 10,58% nas cultivares com pilosidade intermediária e pilosa, respectivamente.

Foi constatada diferença significativa no número de pulgões entre as semanas após o plantio, ao longo do ciclo da cultura (Tabela 1). Na cultivar *White Reagan*, verificou-se que os maiores números de pulgões ocorreram da quinta à nona semana após o plantio (4,5; 4,2; 2,9; 2,9 e 1,7) e essas semanas diferiram das demais (Tabela 1). Já para a cultivar *Sunny Reagan*, os maiores números de pulgões/planta foram encontrados na oitava (4,0) e nona semana após o plantio (2,9) e esses valores também diferiram das outras semanas.

As semanas nas quais ocorreram maiores números de *A. gossypii* coincidem com aquelas em que as plantas estavam em pleno desenvolvimento. Parra (1991) relata que os tecidos novos que estão em crescimento, como os

ponteiros e folhas novas, apresentam as maiores concentrações de nitrogênio. Mattson Junior (1980) complementa dizendo que o nitrogênio das plantas é fundamental para os insetos fitófagos, uma vez que os mesmos necessitam dele para os seus processos metabólicos.

Foi observado que a emissão dos botões florais iniciou-se na oitava semana após o plantio na cultivar *White Reagan* e na nona semana na cultivar *Sunny Reagan*. Contudo, poucas vezes foi observada a ocorrência de pulgões nessas partes da planta.

No parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii*, em função das cultivares de crisântemo, foram observadas diferenças quanto às taxas de parasitismo, na quinta semana (*White Reagan*, 37,3%; *Sunny Reagan*, 14,4%), sexta semana (*White Reagan*, 55,2%; *Sunny Reagan*, 31,9%), sétima semana (*White Reagan*, 29,4%; *Sunny Reagan*, 15,3%), e oitava semanas após o plantio (*White Reagan*, 29,6%; *Sunny Reagan*, 11,8%) (Tabela 2).

Em ambas as cultivares, as maiores taxas de parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii* foram observadas na sexta semana após o plantio, com 55,2% (*White Reagan*) e 31,9% dos pulgões parasitados (*Sunny Reagan*), correspondendo a duas semanas após a primeira liberação de *L. testaceipes*. Nas semanas subsequentes, houve um decréscimo nessas taxas de parasitismo e, ao final do ciclo da cultura (décima terceira semana), não foram amostrados múmias já formadas ou pulgões parasitados (Figuras 2 e 3). O decréscimo nas taxas de parasitismo, verificado a partir da sétima semana após o plantio nas cultivares de crisântemo, pode ter tido a influência da ação dos coccinelídeos *Cycloneda sanguinea* Mulsant e *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville e do sirfídeo *Pseudodorus clavatus* (Fabricius), que entraram na casa de vegetação e foram detectados nas colônias de *A. gossypii* a partir da quinta semana após o plantio. Como a casa de vegetação é do tipo que possui cortinas laterais e frontais, que podem ser abertas ou fechadas em função das condições climáticas

externas ou internas, foi possível um movimento irrestrito de dentro para fora e vice-versa, tanto de pulgões como de parasitóides, predadores e de outros insetos. Isto também foi verificado por Hara e Matayoshi (1990), os quais relataram que em plantios de crisântemo de corte no Hawaii em casas de vegetação com laterais abertas, foi possível observar o sirfideo *Allograpta obliqua* (Say), o hemerobídeo *Nesomicromus* sp. e o afidiídeo *L. testaceipes* em colônias de pulgões *M. persicae*.

De acordo com Rosenheim et al. (1995), todos os organismos que se alimentam de pulgões são considerados como pertencentes à mesma guilda. Além disso, no sistema predador-parasitóide ocorre uma competição intraguilda assimétrica, uma vez que um dos antagonistas é sempre inferior ao outro, ou seja, o parasitóide é sempre a presa e nunca consegue matar o seu antagonista.

Assim, neste experimento foi observado que os predadores presentes na casa de vegetação (*C. sanguinea*, *H. convergens* e *P. clavatus*) alimentaram-se tanto dos pulgões sadios como daqueles que continham larvas do parasitóide *L. testaceipes* no seu interior, sendo, portanto, incapazes de diferenciar pulgões sadios de pulgões parasitados. Fato semelhante foi verificado em laboratório com *C. sanguinea* e *P. clavatus* que se alimentaram de *Toxoptera citricida* (Kirkaldi) sadios e parasitados por *L. testaceipes* (Michaud & Browning, 1999). Também em cultivo de algodão, Colfer & Rosenheim (2001) verificaram que o coccinelídeo *H. convergens* consumiu pulgões *A. gossypii* não parasitados e pulgões que continham estágios imaturos do endoparasitóide *L. testaceipes*, causando uma mortalidade de 98% a 100% nos estágios pré-pupal e pupal desse parasitóide.

Portanto, a presença de predadores em um agroecossistema pode ser considerada como um fator importante na redução da densidade populacional de pulgões, mas também limitante para o desenvolvimento de parasitóides como *L. testaceipes*.

Desde a primeira liberação de *L. testaceipes* (quarta semana após o plantio) foram observadas também formigas do gênero *Pheidole* associadas aos pulgões, os quais eram protegidos pelas mesmas. Odum (1996) denomina esta interação como uma procooperação, ou seja, é uma interação não obrigatória entre duas espécies e que gera benefícios para ambas. A formiga se alimenta da mela excretada pelos pulgões, que é rica em açúcares, lipídios, aminoácidos livres e minerais (Fowler et al., 1991) e os pulgões são protegidos por elas do ataque de inimigos naturais.

Por meio de observações visuais foi possível verificar que as formigas não permitiam a aproximação do parasitóide para a oviposição, sendo que adultos foram mutilados pela ação de suas mandíbulas. Foi verificado ainda, que as formigas, ao detectarem a presença de múmias, retiravam-nas das colônias. Assim, pode-se inferir que as formigas também foram fatores que interferiram no parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii*. Vinson & Scarborough (1991) relataram que formigas *Solenopsis invicta* Buren removeram pulgões e múmias de *Ropalosiphum maidis* (Fitch) parasitados por *L. testaceipes*. Já Michaud & Browning (1999) verificaram formigas *Pheidole fallax* associadas às colônias de pulgões *T. citricida* e Peronti (1999) observou *Pheidole* sp. em colônias de *A. gossypii*.

De acordo com as taxas de parasitismo de *L. testaceipes* em *A. gossypii* obtidas em ambas as cultivares de crisântemo, após as duas liberações, pode-se supor que se a primeira taxa de liberação de *L. testaceipes* (0,15 fêmea/m²) tivesse sido maior, provavelmente a população do pulgão *A. gossypii* teria sido reduzida de forma mais acentuada e rápida. Albert (1999) obteve um controle satisfatório de *A. gossypii* em crisântemo de corte em casa de vegetação quando liberou *A. colemani* a taxas de 0,3 inseto/m² e 0,2 inseto/m² em 1995 e 1996, respectivamente. No entanto, taxas de liberação de inimigos naturais, segundo Lenteren (2000b), não são fixas e, normalmente correspondem a tentativas e



erros, embora os programas de primeira simulação sejam aparentemente para uma estimativa mais científica das taxas de liberação (número de liberações, espaçamento entre os pontos de liberação e tempo das liberações).

Por outro lado, a liberação do parasitóide *L. testaceipes* em 12 pontos dentro da casa de vegetação auxiliou na eficácia do controle de *A. gossypii*, pois esse encontrou mais facilmente seus hospedeiros. Heinz et al. (1999) também obtiveram um melhor controle de *A. gossypii* em crisântemo em vaso, quando liberaram *A. colemani* de quatro pontos distanciados de 3,7 m entre si, do que de apenas um ponto central na casa de vegetação.

Apesar dos predadores possivelmente terem influenciado negativamente nas taxas de parasitismo de *L. testaceipes*, a população desse pulgão, ao final do ciclo de cultivo do crisântemo, em ambas as cultivares, *White Reagan* e *Sunny Reagan*, foi de 0,2 e 0,3 pulgão/planta, respectivamente. Portanto, pode-se considerar que do ponto de vista de redução da população da praga, a associação dos predadores presentes na casa de vegetação com o parasitóide foi positiva. Contudo, nem sempre isto acontece, pois Hara & Matayoshi (1990) relatam que encontraram o sirfideo *Allograpta obliqua* (Say), o hemeróbideo *Nesomicromus* sp. e o afidiídeo *L. testaceipes* em cultivos de crisântemo de corte no Hawaii e que a atividade combinada dos mesmos não controlou *M. persicae* e apenas um pouco mais de 50% do crisântemo foi comercializado, devido à presença da fumagina.

A liberação inoculativa sazonal de *L. testaceipes* para o controle de *A. gossypii* em cultivos protegidos de crisântemo de corte é viável, desde que as liberações sejam feitas tão logo se detecte a presença da praga. Neste experimento, no cultivo de crisântemo, observou-se que mesmo com o maior número de pulgões ocorrendo até a quinta semana após o plantio, ainda é possível usar parasitóides como agentes de controle biológico para pulgões. Isso porque haverá tempo para que os parasitóides aumentem em número e, assim

controle a praga. É sabido que a cosmética da planta é fundamental para a sua comercialização e que um pulgão, quando é morto por um parasitóide, se transforma-se em múmia, cuja presença poderia depreciar o produto para a venda. No entanto, Parrella & Jones (1987) relatam que a parte da planta de crisântemo referente ao seu desenvolvimento de cinco semanas após o plantio não é comercializada. Assim, aquelas folhas que tiverem a presença de múmias ou de injúrias serão eliminadas, não havendo a depreciação do produto.

Dessa forma, ficou evidenciado pelos resultados obtidos que o parasitóide *L. testaceipes* tem potencial e efetividade para ser utilizado em plantios de crisântemos de corte, em cultivos protegidos visando-se o controle de *A. gossypii*. Ele pode inclusive, fazer parte de um programa de manejo integrado de pragas em ornamentais.

6 CONCLUSÕES

As cultivares de crisântemo *White Reagan* e *Sunny Reagan* influenciam na infestação de *A. gossypii* e no parasitismo de *L. testaceipes*.

O parasitóide *L. testaceipes* apresenta potencial para ser utilizado no controle de *A. gossypii*.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBERT, R. Integrated pest management in *Dendranthema indicum*. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 1-4. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 22, n. 1).
- BERGMANN, E. C.; IMENES, S. de L.; TAKEMATSU, A. P. Pragas. In: IMENES, S. D. L.; ALEXANDRE, M. A. V. (Coord.). Aspectos fitossanitários do crisântemo. **Boletim Técnico do Instituto Biológico**, São Paulo, n. 5, p. 13-22, nov. 1996.
- BIOBEST, G. **Side effects manual biobest**. 3. ed. Jaruitgave, 2001. Não paginado.
- BOTTRELL, D. G.; BARBOSA, P.; GOULD, F. Manipulating natural enemies by plant variety selection and modification: a realistic strategy? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 347-367, 1998.
- BUENO, V. H. P. Desenvolvimento e multiplicação de parasitóides do gênero *Aphidius* Nees. In: _____. (ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2000. cap. 8, p. 137-159.
- CARNEVALE, A. B. Adequabilidade de *Aphis gossypii* Glover, 1877, e *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) a *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera: Aphidiidae). 2002. 47 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.
- CARVER, M. The potential host ranges in Austrália of some imported aphid parasites (Hym.: Ichneumonoidea: Aphidiidae). **Entomophaga**, Paris, v. 29, n. 4, p. 351-359, 1984.
- COLFER, R. G.; ROSENHEIM, J. A. Predation on immature parasitoids and its impact on aphid suppression. **Oecologia**, New York, v. 126, n. 2, p. 292-304, Jan. 2001.

COSTA, A.; STARÝ, P. *Lysiphlebus testaceipes*, an introduced aphid parasitoid in Portugal (Hym.: Aphidiidae). **Entomophaga**, Paris, v. 33, n. 4, p. 403-412, June 1988.

DUNNAM, E. W.; CLARK, J. C. The cotton aphid in relation to the pilosity of cotton leaves. **Journal of Economic Entomology**, Maryland, v. 31, n. 6, p. 663-666, June 1938.

FOWLER, H. G.; FORTI, L. C.; BRANDÃO, C. R. F.; DELABIE, J. H. C.; VASCONCELOS, H. L. Ecologia nutricional de formigas. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (ed.). **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. São Paulo: Manole, 1991. cap. 5, p. 131-223.

HAGEN, K. S.; BOSCH, R. van den. Impact of pathogens, parasites, and predators on aphids. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 13, p. 325-384, 1968.

HÅGVAR, E. B.; HOFVANG, T. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News and Information**, London, v. 12, n. 1, p. 13-41, Mar. 1991.

HARA, A. H.; MATAYOSHI, S. Parasitoids and predators of pest on chrysanthemums in Hawaii. **Proceedings of the Hawaiian Entomological Society**, Hawaii, n. 30, p. 53-58, 1990.

HEINZ, K. M.; THOMPSON, S. P.; KRAUTER, P. C. Development of biological control methods for use in southwestern U. S. greenhouses and nurseries. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 101-109. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 22, n. 1).

HUFFAKER, C. B.; MESSENGER, P. S.; DEBACH, P. The natural enemy component in natural control and the theory of biological control. In: HUFFAKER, C. B. (Ed.). **Biological Control**. New York: Plenum Press, 1971. Cap. 2, p. 16-67.

JENSEN, W. A. **Botanical histochemistry: principles and practice**. San Francisco: w. h. Freeman, 1962. 408 p.

KING, E. G.; HOPPER, K. R.; POWELL, J. E. Analysis of systems for biological control of crop arthropod pests in the U. S. by augmentation of predators and parasites. In: HOY, M. A.; HERZOG, D. C. (Ed.). **Biological control in agricultural IPM systems**. Orlando: Academic Press, 1985. p. 201-227.

LABOURIAN, L. G.; OLIVEIRA, J. G.; SALGADO-LABOURIAN, M. L. Transpiração de *Schizolobium parahyba* (VELL.) Toledo. I. Comportamento na estação chuvosa, nas condições de Caeté, Minas Gerais, Brasil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 33, n. 2, p. 237-257, jun. 1961.

LENTEREN, J. C. van. Critérios de seleção para a avaliação de inimigos naturais em controle biológico. In: BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2000a. cap. 1, p. 1-19.

LENTEREN, J. C. van. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.). **Biological control: measures of success**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000b. cap. 3, p. 77-103.

LENTEREN, J. C. van; WOETS, J. Biological and integrated pest control in greenhouses. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 33, p. 239-269, 1988.

MATOS, J. R.; OLIVEIRA, M. J. G. (Coord.) **Produção de crisântemo em vasos**. Holambra: Flortec-Consultoria e Treinamento, [1999?]. 41 p.

MATTSON JUNIOR, W. J. Herbivory in relation to plant nitrogen content. **Annual Review Ecology Systematic**, Palo Alto, v. 11, p. 119-161, 1980.

MICHAUD, J. P.; BROWNING, H. W. Seasonal abundance of the brown Citrus aphid, *Toxoptera citricida*, (Homoptera: Aphididae) and its natural enemies in Puerto Rico. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 82, n. 3, p. 424-447, Sept. 1999.

MURPHY, B.; DAMN-KATTARI, D. von; PARRELLA, M. Interaction between fungal pathogens and natural enemies implication for combined biocontrol of greenhouse pests. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1999. p. 181-184. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 22, n. 1).

ODUM, E. P. **Ecologia**. Rio de Janeiro: Guanabara, 1996. 434 p.

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

PARRA, J. R. P. Consumo e utilização de alimentos por insetos. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. São Paulo: Manole, 1991. cap. 2, p. 9-65.

PARRELLA, V. P.; JONES, V. P. Development of integrated pest management strategies in floricultural crops. **Bulletin Entomologic Society American**, Maryland, v. 33, n. 1, p. 28-34, Mar. 1987.

PERONTI, A. L. B. G. **Afídeos e cócoídeos em plantas ornamentais na região de São Carlos-SP, seus parasitóides, predadores e suas associações com formigas**. 1999. 82 p. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, SP.

PRICE, W. P. Population dynamics. In: _____. **Insect ecology**. New York: John Willey & Sons, 1975. Cap. 9, p. 169-195.

RIBEIRO Jr., J.I. **Análises estatísticas no SAEG 8.0**. Viçosa: UFV, 1999. 97p. Apostila, Mimeografada.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P. Parasitism rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 4, p. 625-629, Oct./Dec. 2001.

RODRIGUES, S. M. M.; BUENO, V. H. P.; BUENO FILHO, J. S. S. Desenvolvimento e avaliação do sistema de criação aberta no controle de *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae) por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) em casa de vegetação. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 433- 436, July/Sept. 2001.

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

SCHELT, J. van; DOUMA, J. B.; RAVENSBERG, W. J. Recent developments in the control of aphids in sweet pepper and cucumbers. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1990. p. 190-193. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 13, n. 5).

SOGLIA, M. da C. de M.; BUENO, V. H. P.; SAMPAIO, M. V. Desenvolvimento e sobrevivência de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas e cultivares comerciais de crisântemo. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 2, p. 211-216, 2002.

STEENIS, M. van. **Evaluation and application of parasitoids for biological control of aphids gossypii in glasshouse cucumber crops**. 1995. 211 p. Thesis (PhD) – University of Wageningen, Wageningen.

STEENIS, M. J. van. Intrinsic rate of increase of *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hym.; Braconidae), a parasitoid of *Aphis gossypii* Glover (Hom., Aphididae) at different temperatures. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 118, n. 4/5, p. 399-406, Nov. 1994.

STEENIS, M. J. van.; EL-KHAWASS, K. A. M. H. Different parasitoid introduction schemes the success of biological control of *Aphis gossypii* with the parasitoid *Aphidius colemani*. In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouses**. [s. l.]: IOBC/WPRS, 1996. p. 159-162. (IOBC/WPRS Bulletin, v. 19, n. 1).

STEINBERG, S.; PRAG, H.; ROSEN, D. Host plant affects fitness and host acceptance in the aphid parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). In: LENTEREN, J. C. van (Ed.). **Integrated control in glasshouse**. [S. l.]: IOBC/WPRS, 1993. p. 161-164. (IOBC/WPRS BULLETIN, v. 16, n. 2).

VINSON, S. B.; SCARBOROUGH, T. A. Interactions between *Solenopsis invicta* (Hymenoptera: Formicidae), *Rhopalosiphum maidis* (Homoptera: Aphididae), and the parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Aphidiidae). **Annals of the Entomology Society of America**, Maryland, v. 84, n. 2, p. 158-164, Mar. 1991.

WIATT, I. J.; BROWN, S. J. The influence of light intensity, daylength and temperature on increase rates of four glasshouse aphids. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 13, n. 2, p. 391-399, Aug. 1977.