



Documentos Técnicos IPEF



**Sistema de criação do
psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei*
e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus***

**fevereiro de 2010
volume 2, número 2**

Sumário

A. Resumo.....	2
1. Introdução.....	3
2. Objetivos	3
3. Metodologias para Criação.....	4
4. Acondicionamento e Envio do Parasitóide <i>Psyllaephagus bliteus</i>	19
5. Produção de <i>Glycaspis brimblecombei</i> e de <i>Psyllaephagus bliteus</i> no LCBPF	21
6. Considerações Finais	21
7. Agradecimentos.....	21
8. Referências Bibliográficas	21
9. Anexo - Planilha utilizada na Criação	23

**Sistema de criação do psilídeo-de-concha
Glycaspis brimblecombei (Hemiptera: Psyllidae)
e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus*
(Hymenoptera: Encyrtidae) para programa de
controle biológico em plantações de eucalipto**

**Rearing system of red gum lerp psyllid
(*Glycaspis brimblecombei*) (Hemiptera: Psyllidae)
and its parasitoid (*Psyllaephagus bliteus*)
(Hymenoptera: Encyrtidae) for
biological control program in eucalypts plantations**

Carlos Frederico Wilcken¹, Luiz Alexandre Nogueira de Sá²,
Mário Henrique Ferreira do Amaral Dal Pogetto¹, Eduardo Brasil do Couto¹,
Pedro José Ferreira Filho¹, Daniela Cristina Firmino-Winckler¹

RESUMO: Atualmente extensas áreas plantadas com eucalipto são atacadas pelo psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei*, no Brasil e no mundo. A principal forma de controle desta praga baseia-se na estratégia de controle biológico clássico com o parasitóide específico *Psyllaephagus bliteus*, através de liberações inoculativas nas áreas infestadas pela praga. A criação do parasitóide é realizada no próprio hospedeiro, sendo necessária, também, a criação da praga. O trabalho apresenta detalhes do sistema de criação da praga e de seu inimigo natural em condições controladas, com dados de produção e formas de preparo e envio de parasitóides para liberação no campo. Essas informações são necessárias para a implementação bem-sucedida de unidades de produção do parasitóide *P. bliteus* em áreas de plantações florestais de eucalipto.

Palavras-Chave: Psilídeo-de-concha, Criação de insetos, Inimigo natural, *Eucalyptus*, Controle biológico, Proteção florestal

ABSTRACT: Currently large areas planted with eucalypts are attacked by red gum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei*, in Brazil and other countries. The main strategy to control this pest is based on classic biological control with specific parasitoid *Psyllaephagus bliteus*, through inoculative releases in areas infested by the pest. The establishment of the parasitoid is made in the host, being necessary the pest rearing. Details of rearing system of the pest and its natural enemy is presented in this paper, including production data and parasitoid handling to prepare shipments to field releases. This information is necessary to implement a successful production units of *P. bliteus* in areas with eucalypts plantations.

Keywords: Red gum lerp psyllid, Insect rearing, Natural enemy, *Eucalyptus*, Biological control

¹CARLOS FREDERICO WILCKEN é Professor Assistente Doutor do Departamento de Produção Vegetal da FCA/UNESP - Campus de Botucatu - Caixa postal 237 - 18603-970 - Botucatu, SP - E-mail: cwilcken@fca.unesp.br

²LUIZ ALEXANDRE NOGUEIRA DE SÁ é pesquisador responsável pelo Laboratório de Quarentena "Costa Lima", da EMBRAPA Meio Ambiente, Jaguariúna, SP - E-mail: lans@cnpma.embrapa.br

¹MÁRIO HENRIQUE FERREIRA DO AMARAL DAL POGETTO é Engenheiro Agrônomo e doutorando no Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas - FCA/UNESP - Campus de Botucatu - Caixa postal 237 - 18603-970 - Botucatu, SP - E-mail: mhfadpogetto@fca.unesp.br

¹EDUARDO BRASIL DO COUTO é Engenheiro Florestal e Mestre em Proteção de Plantas - FCA/UNESP - Campus de Botucatu - Caixa postal 237 - 18603-970 - Botucatu, SP - E-mail: edbcouto@yahoo.com.br

¹PEDRO JOSÉ FERREIRA FILHO é Engenheiro Florestal e doutorando no Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas - FCA/UNESP - Caixa postal 237 - 18603-970 - Botucatu, SP - E-mail: pedroferreira@fca.unesp.br

¹DANIELA CRISTINA FIRMINO-WINCKLER é bióloga Doutora em Proteção de Plantas, FAEF - Campus de Garça - Rua das Flores, 740 - 17400-000 - Garça, SP - E-mail: dcfirmino@fca.unesp.br

1. Introdução

Atualmente, no Brasil, extensas áreas plantadas com eucalipto são atacadas pelo psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Moore) (Hemiptera: Psyllidae), causando danos significativos às plantações, danos estes semelhantes aos verificados nos Estados Unidos e México (DAHLSTEN *et al.*, 2003).

Logo após o registro da entrada dessa praga no país foi detectada também a presença de seu inimigo natural, o endoparasitóide da fase ninfal *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae). Entretanto, a população do parasitóide tem se mantido a níveis baixos no campo, ao contrário da população de *G. brimblecombei*, que tem causado surtos no período mais seco do ano. Dessa forma, torna-se necessária a realização de liberações periódicas do parasitóide conforme aumenta a população da praga no campo. O indicativo para a realização dessas liberações se obtém pelo monitoramento que determina a flutuação populacional dos dois insetos no campo.

Por esse motivo, a criação bem-sucedida do parasitóide em laboratório é primordial, visando ter estoque prontamente disponível para liberação de acordo com as necessidades de controle de cada área.

Esse tipo de criação é pratica comum e possui alguns exemplos consagrados, com resultados considerados sucesso no Brasil, como o controle da broca-da-cana *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Pyralidae), realizado pela liberação de inimigos naturais nas lavouras de cana-de-açúcar (*Cotesia flavipes* e *Trichogramma* spp.), dos pulgões do trigo com várias espécies de parasitóides da família Braconidae etc.

O controle biológico clássico é, dentre as possíveis formas de controle do psilídeo-de-concha, a mais promissora. Por sua natureza, este controle oferece diversas vantagens, como menores custos e menor impacto ambiental, devido à especificidade de seu inimigo natural.

Dessa forma, tornou-se necessária a criação de *P. bliteus* no Brasil, baseando-se nos programas de controle biológico desenvolvido nos EUA e México. Nesses países a taxa de parasitismo no campo varia de 7% a 92 % (GARRISON, 2003). Entretanto, maiores eficiências de controle são obtidas quando são realizadas liberações periódicas do parasitóide, em adição à população que ocorre naturalmente no campo.

A grande variação no parasitismo pode ser devida à ocorrência de partenogênese arrenótoca facultativa, ou seja, na ausência de machos, as fêmeas colocam ovos férteis no hospedeiro, mas a prole resultante dá origem apenas a indivíduos machos (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005). Esse fato pode ocasionar variações na taxa de parasitismo no campo, oscilando entre gerações normais, com machos e fêmeas, e gerações partenogenéticas, com apenas machos, o que reduz a eficiência do parasitóide. Dessa forma, liberações periódicas podem melhorar a performance de controle.

Após a detecção da praga iniciou-se o Projeto Cooperativo de Controle Biológico do Psilídeo-de-Concha em Florestas de Eucalipto, com a participação da FCA/UNESP, Campus de Botucatu, EMBRAPA Meio Ambiente e IPEF (Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais), financiado por empresas florestais brasileiras. Dentre as atividades propostas no projeto, está o desenvolvimento da tecnologia de criação do psilídeo-de-concha e de seu inimigo natural, adaptado às condições brasileiras.

2. Objetivos

Descrever a metodologia utilizada nas criações de *G. brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e do parasitóide *P. bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae), detalhando o sistema de criação, infra-estrutura e materiais necessários.

3. Metodologia para a Criação

A criação do parasitóide do psilídeo-de-concha, *P. bliteus*, está sendo realizada atualmente no Laboratório de Controle Biológico de Pragas Florestais da Faculdade de Ciências Agronômicas – UNESP, Campus de Botucatu, SP, e no Laboratório de Quarentena “Costa Lima” – Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP.

Na produção são empregadas mudas de espécies de eucalipto consideradas altamente suscetíveis à praga, capazes de oferecer condições adequadas para o desenvolvimento do inseto, como *Eucalyptus camaldulensis* e *E. tereticornis* (FERREIRA FILHO *et al.*, 2004) e do híbrido *E. grandis* x *E. camaldulensis* (clone 3025). As mudas são acondicionadas em gaiolas apropriadas para a criação, adaptadas de modelos de gaiolas produzidas nos EUA e México para a mesma finalidade (DAANE *et al.*, 2005; PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005).

3.1. Requisitos necessários para a criação

3.1.1. Manejo das mudas de eucalipto

Como o psilídeo-de-concha é um inseto de hábito sugador, é necessária a manutenção da criação na própria planta, através da utilização de mudas de eucalipto.

As mudas de eucalipto destinadas à produção da praga e de seu parasitóide são acondicionadas em viveiro, em condição aberta ou em casa de vegetação, onde são realizados os processos de manejo cultural, como transplantio, irrigação, adubação e eventuais controles de pragas e doenças que possam aparecer.

As mudas de *E. camaldulensis* são produzidas em viveiros comerciais de empresas florestais. Quando as mudas atingem o porte adequado para o plantio no campo, estas são enviadas para o laboratório, onde são rapidamente transplantadas em tubetes jumbo (volume de 540 mL), utilizando-se de uma mistura autoclavada de solo argiloso, areia e esterco bovino, na proporção de 1:1:1. A autoclavagem evita a propagação de patógenos de solo que poderiam infectar as mudas. O transplantio das mudas é necessário para proporcionar maior desenvolvimento e durabilidade das plantas dentro dos ciclos de criação dos insetos.

Após o transplantio, as mudas são adubadas com mistura de fertilizantes diluídos em água. A solução é preparada com adição, em um litro de água, de 10 g de cloreto de potássio; 16,5 g de monofosfato de amônia (MAP); 25,5 g de nitrato de cálcio; 12,25 g de sulfato de magnésio; 7,5 g de uréia. A adubação é realizada com o auxílio de regador, com intervalo de trinta dias. As mudas são mantidas no viveiro até atingirem altura média de 60 cm, quando estão prontas para serem utilizadas na criação.

As mudas utilizadas na criação dos insetos são trocadas a cada ciclo, podendo ser reutilizadas. Para a retomada da condição ideal da planta, estas retornam ao viveiro onde são podadas à altura de 15 cm e adubadas até que as brotações atinjam a altura de 60 cm novamente.

Outro manejo indispensável, tanto na condução das mudas quanto no seu uso para a criação é a irrigação, que é feita de forma manual quando as plantas estão no viveiro e com pisseta de 500 mL quando estão acondicionadas nas gaiolas de criação. A irrigação é realizada duas vezes por dia no viveiro e uma vez por dia nas gaiolas.

Em relação à sanidade das plantas, um dos problemas observados, porém sem grande comprometimento, é a ocorrência de fungos da parte aérea, como oídio e *Kirramyces* sp., os quais são facilmente controlados com a aplicação de fungicidas cúpricos. Outro problema é a infestação por moscas da família Sciaridae, cujos ovos e larvas podem vir junto ao solo quando mal autoclavado.



Figura 1. Detalhe da parte externa e interna do viveiro de mudas.

Figure 1. Detail from outside and inside nursery.

3.1.2. Estrutura do laboratório de criação

Para a produção deve-se contar com a estrutura interna do laboratório, munida de escritório, sala de criação de *G. brimblecombei* e sala de criação de *P. bliteus*, equipados com aparelhos de ar condicionado, reguladores de fotoperíodo, termômetros, câmaras climatizadoras tipo BOD, higrômetros e microscópios estereoscópicos, além das lâmpadas de iluminação apropriadas para o desenvolvimento das plantas e dos insetos. Esta estrutura se faz indispensável para que se possam atingir as condições ambientais ideais para o pleno desenvolvimento dos insetos. É recomendável, também, que a criação de *G. brimblecombei* seja feita em uma sala separada à criação de *P. bliteus* para que não ocorram problemas na produção por uma eventual contaminação das gaiolas de criação do psilídeo-de-concha.

As gaiolas de criação são alocadas em estantes metálicas com duas seções, de forma que cada estante suporte quatro gaiolas. A parte superior de cada estante deve ser equipada com lâmpadas fluorescentes de iluminação comum (luz do dia) e luz de planta ("plant light" ou "grow light"). A instalação das lâmpadas é feita através de furos onde são presas as abraçadeiras que levam ao seu encaixe, seguindo o mesmo padrão para a fixação dos componentes necessários para o seu funcionamento como os reatores e acionadores (starter). Para melhor desempenho da iluminação, adota-se o uso de papel refletor aderido na parte anterior à fixação da lâmpada (Figura 2).

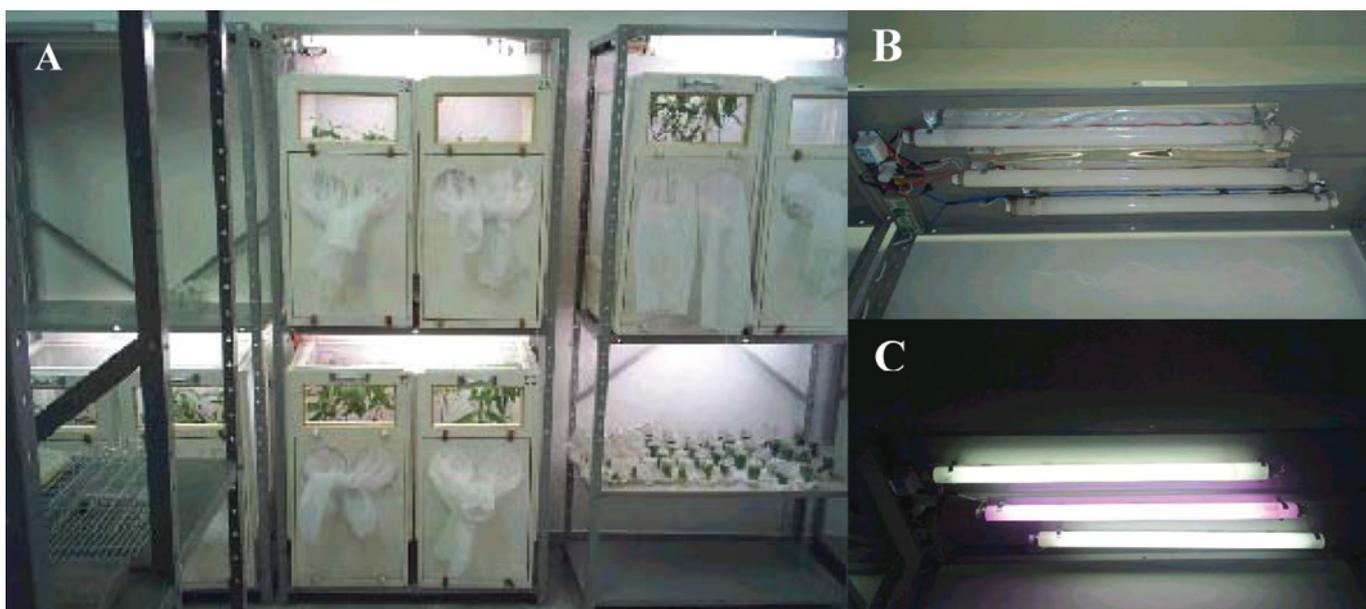


Figura 2. a-) Disposição das gaiolas nas prateleiras; b-) detalhe da fixação das lâmpadas com o papel refletor; c-) detalhe das lâmpadas acesas, com destaque para a luz de planta no centro.

Figure 2. a-) Layout of cages on the shelves; b-) detail of lamps setting with paper reflector sheet; c-) detail of the lamps lit, with emphasis on the plant light in the center.

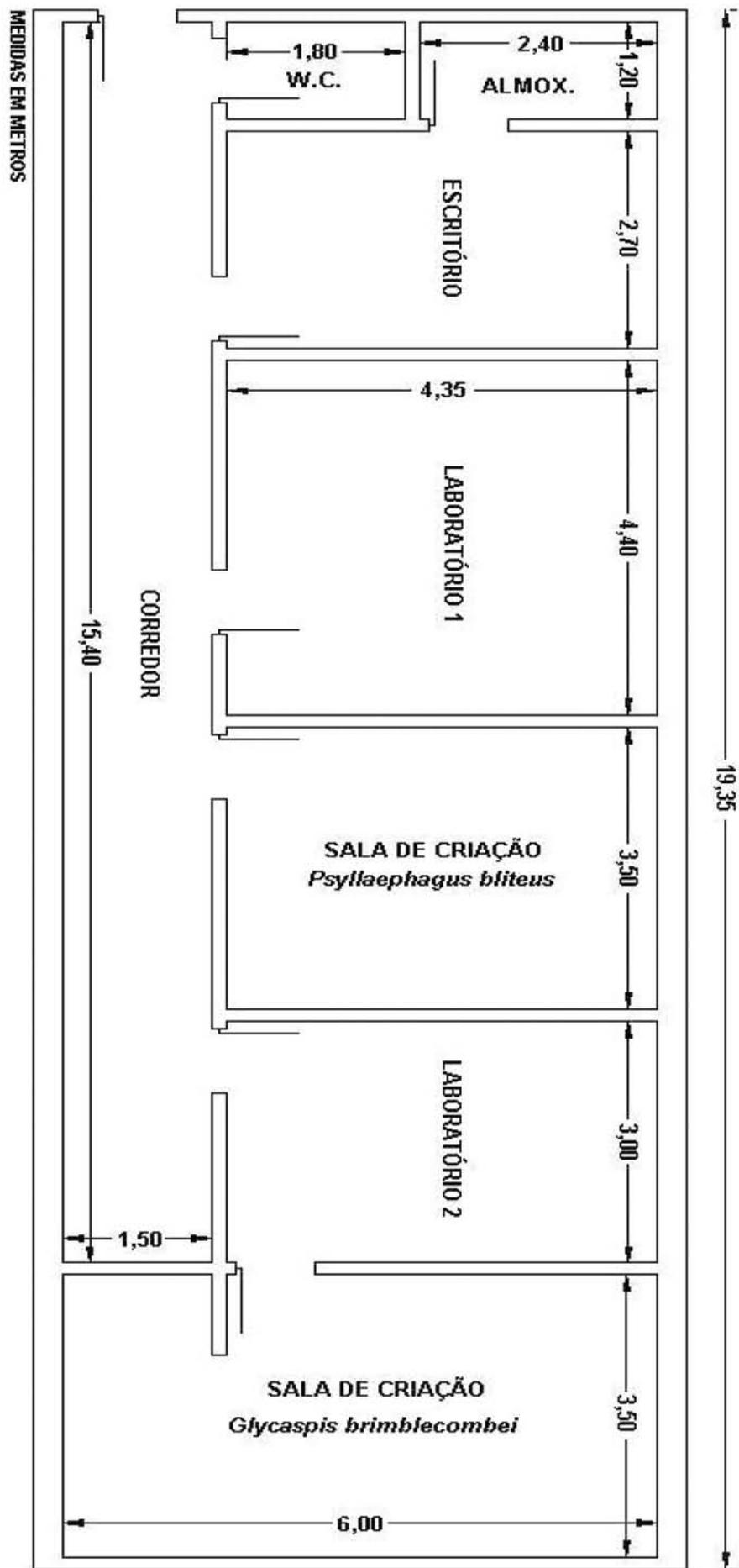


Figura 3. Planta baixa do laboratório de criação do psíldeo-de-concha e de seu parasitóide.
Figure 3. Floor of rearing facility to maintain red gum lerp psyllid and its parasitoid.

3.2. Confeção das gaiolas de criação

As disposições das peças para a montagem da gaiola e a identificação de cada uma delas estão representadas na Figura 4 e na Tabela 1, respectivamente, sendo os passos descritos detalhadamente, a saber:

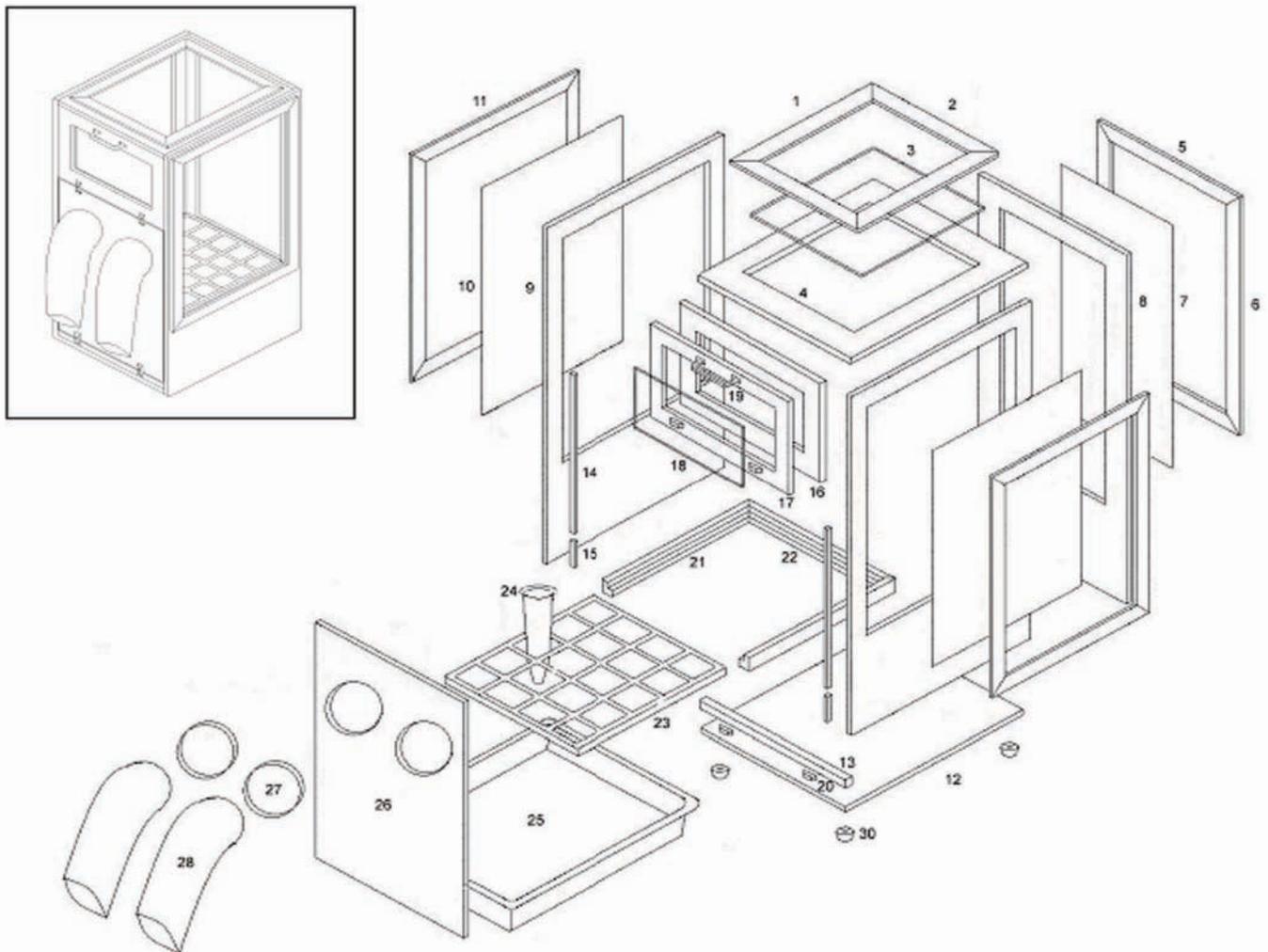


Figura 4. Esquema de disposição das peças para a montagem da gaiola de criação.

Figure 4. Scheme of parts arrangement for to mount the rearing cage.

A gaiola de criação é a estrutura onde se acondicionam as mudas de eucalipto e também onde ocorrem as liberações de casais do psílideo-de-concha, para a sua reprodução e produção do parasitóide.

Estas gaiolas são confeccionadas em madeira laminada (compensado) com 15 mm de espessura.

Todas as junções da estrutura principal são realizadas com pregos de bitola 12 x 12 e ao mesmo tempo coladas, para que se eliminem espaços que eventualmente possam aparecer por imperfeições da madeira ou por empenamento.

Após a montagem, a estrutura principal recebe uma demão de tinta branca fosca (fundo) e logo após uma pintura com esmalte sintético (aproximadamente 3 demãos), de preferência na cor branca. O uso do esmalte sintético é de grande importância, pois oferece uma textura lisa, evitando, dessa forma, o acúmulo de sujeira e facilitando a limpeza.

Posteriormente, são colocados os vidros referentes à parte frontal (visor) (Figura 5c) e a parte superior da gaiola (local de entrada de luz) (Figura 5a). O vidro superior é fixado pelas molduras superior maior e menor, que são providas de um rebaixo que deve ser feito especialmente para a acomodação do vidro, de maneira precisa para que não restem frestas e nem apresentem folga no encaixe (Figura 5b). Em relação ao vidro superior, o seu fechamento é mais simplificado por ser fixado com massa para vidros, eliminando naturalmente as frestas e a folga. A colocação das borrachas de vedação da tampa frontal proporciona melhor acomodação da tampa, eliminando folgas e espaços que possam facilitar a fuga dos insetos. As travas da tampa são peças de madeira furadas no centro e sua fixação é feita com parafusos (rosca soberba), na estrutura principal da gaiola intercalada por uma arruela para diminuir o atrito e facilitar o manuseio (Figura 5c).

Criação do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei*

Tabela 1. Discriminação das peças constituintes da gaiola de criação.

Table 1. Role of the constituent parts of rearing cage.

Código	Descrição	Dimensões	Quant.
1	moldura superior maior	40,0 cm x 2,30 cm x 0,85 cm	2
2	moldura superior menor	35,5 cm x 2,30 cm x 0,85 cm	2
3	vidro superior	32,0 cm x 36,5 cm x 0,35 cm	1
4	tampa superior	45,0 cm x 37,0 cm x 1/2"	1
5	moldura traseira horizontal	35,5 cm x 2,30 cm x 0,85 cm	2
6	moldura vertical	61,0 cm x 2,30 cm x 0,85 cm	6
7	tela traseira	32,0 cm x 57,0 cm	1
8	tampa traseira	79,5 cm x 37,0 cm x 1/2"	1
9	tampa lateral	79,5 cm x 45,0 cm x 1/2"	2
10	tela lateral	57,0 cm x 39,0 cm	2
11	moldura lateral horizontal	42,5 cm x 2,30 cm x 0,85 cm	4
12	fundo da gaiola	43,5 cm x 37,0 cm x 1/2"	1
13	suporte do fecho inferior	37,0 cm x 1/2" x 1/2"	1
14	apoio vertical maior	43,0 cm x 1,0 cm x 1,0 cm	2
15	apoio vertical menor	6,0 cm x 1,0 cm x 1,0 cm	2
16	suporte do vidro frontal maior	37,0 cm x 22,5 cm x 1/2"	1
17	suporte do vidro frontal menor	37,0 cm x 21,5 cm	1
18	vidro frontal	30,5 cm x 15,5 cm x 0,35 cm	1
19	alça metálica	tamanho opcional	1
20	fecho da tampa móvel	3,5 cm x 1,5 cm x 1,0 cm	4
21	suporte da bandeja vazada lateral	40,0 cm x 2,5 cm x 2,5 cm	2
22	suporte da bandeja vazada traseiro	37,0 cm x 2,5 cm x 2,5 cm	1
23	bandeja vazada	p/ tubetes de 540 ml	1
24	tubete jumbo de 540ml	-	15
25	bandeja plástica	36,5 cm x 41,0 cm x 7,0 cm	1
26	tampa móvel	53,0 cm x 36,0 cm x 1/2" - furo: 15cm	1
27	anel de PVC fixador da manga	6" x 1/2"	2
28	manga	6" x 40,0	2
29	pé de borracha	tamanho opcional	4

8

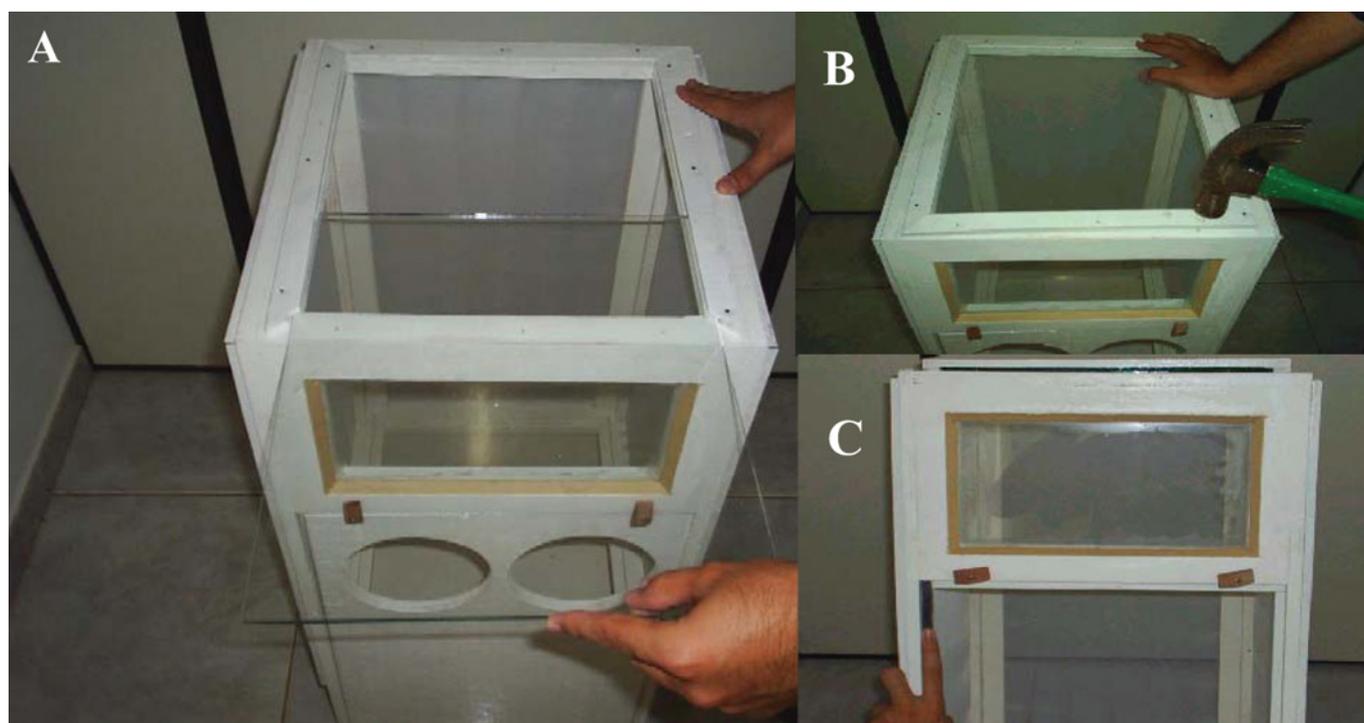


Figura 5. Fixação do vidro superior (a), fixação do vidro frontal (b), detalhe sobre a colocação da borracha de vedação e das travas da tampa (c).

Figure 5. Fixing the glass top (a), fixing glass front (b), details on the placement of rubber seals and locks for front cover (c).

As paredes laterais da gaiola são teladas. A tela utilizada deve ser de malha fina ("voil") para evitar a fuga dos insetos. Os benefícios apresentados com o uso deste tecido são considerados satisfatórios, pois diminuiriam os custos de produção da gaiola, além de melhorar a circulação de ar dentro das mesmas, evitando o excesso de umidade e ocorrência de fungos saprófitas ou fitopatogênicos.

A fixação das telas é realizada com grampeadores de pressão e os grampos devem ser distribuídos uniformemente ao longo da lateral da gaiola e próximo uns aos outros, pois estes sofrerão certa tração, devido ao esticamento da tela, caso contrário o tecido pode se rasgar.

O acabamento da tela é feito com o uso das molduras laterais e posteriores, que servem para conferir maior resistência, distribuindo uma pressão uniforme ao longo da borda do telado, eliminando espaços (Figura 6).

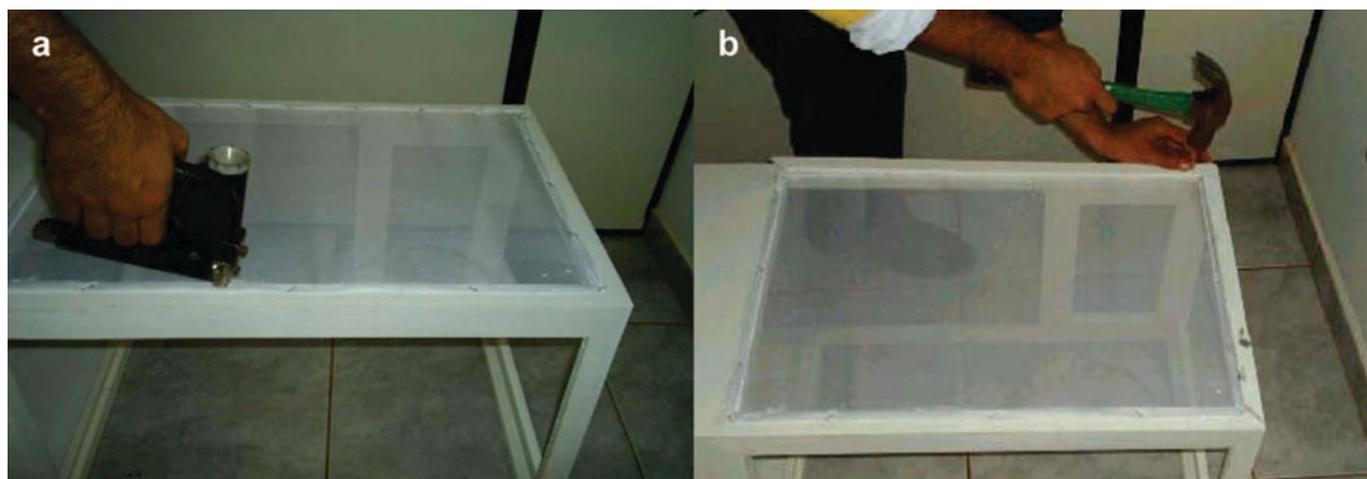


Figura 6. Vista geral da fixação da tela com os grampos (a) e com as molduras na parte lateral (b).

Figure 6. General view of cloth setting with staples (a) and the side frames (b).

Finalmente, devem ser preparadas as bandejas de sustentação dos tubetes. Para que se tenha perfeito ajuste dessa bandeja na gaiola é necessário fazer um corte para a redução do seu tamanho, diminuindo sua capacidade para 30 tubetes (Figura 7).

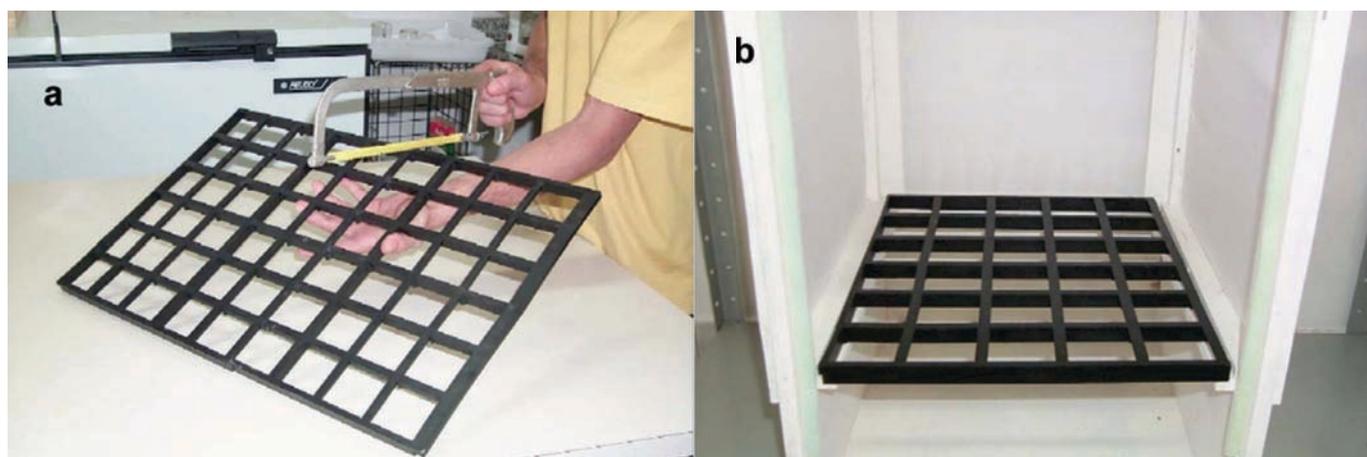


Figura 7. Vista geral do corte da bandeja (a) e da sua acomodação sobre os suportes na gaiola (b).

Figure 7. General view of the tray cutting (a) and its accommodation inside the cage (b).

Para reduzir o aquecimento do fundo da gaiola devido ao sistema de iluminação da prateleira inferior são fixados pés de borracha (Figura 8a). A fixação dos pés da gaiola é realizada da mesma forma que a fixação das travas, porém, sem a presença da arruela. Devido ao tamanho da gaiola em relação à base da prateleira, os pés são fixados diagonalmente a uma distância de aproximadamente 7 cm da extremidade do fundo da gaiola.

Por fim, é colocada uma bandeja plástica (36,5 cm x 41 cm x 7 cm) no fundo da gaiola para conter a água utilizada na irrigação das mudas, que eventualmente possa escorrer (Figura 8b).



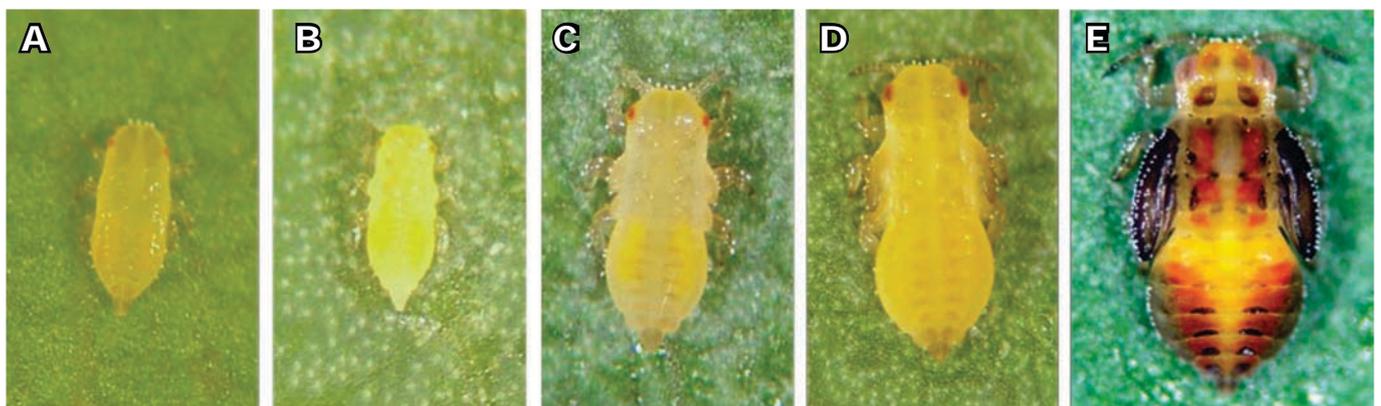
Figura 8. Representação da distribuição dos pés (a) e da colocação da bandeja de contenção de água (b).
Figure 8. View of the feet distribution (a) and tray placing to contain water (b).

3.3. Aspectos morfológicos e biológicos de *Glycaspis brimblecombei*

O psíldeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* Moore pertence à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Psyllidae. São insetos de corpo pequeno com aproximadamente 2 mm de comprimento, semelhantes a pequenas cigarrinhas, com pernas posteriores saltatórias e antenas bem desenvolvidas (HALBERT *et al.*, 2001).

As ninfas de *G. brimblecombei* apresentam cinco ínstaes e são achatadas dorsoventralmente, sua cor varia desde amarelo nos três primeiros ínstaes a amarelo – alaranjado ao verde nos dois últimos ínstaes e as tecas alares apresentam coloração escura (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005) (Figura 9). A principal característica das ninfas deste inseto é presença de pequenos cones brancos na superfície das folhas que são formados pela excreção do inseto (HALBERT *et al.*, 2001), sendo feitas basicamente de ceras e açúcares, além de abrigarem as ninfas até a fase adulta (SANCHEZ, 2003) (Figura 10).

10



- A:** 1º instar: coloração amarela, 3 segmentos antenais;
B: 2º instar: coloração amarela, 3 segmentos antenais;
C: 3º instar: coloração amarela, 5 segmentos antenais;
D: 4º instar: coloração varia amarelo ao laranja, 7 segmentos antenais;
E: 5º instar: coloração varia do laranja, amarelo ao verde, 9 segmentos antenais.

Figura 9. Ninfas de 1° ao 5° instar de *Glycaspis brimblecombei*.

Figure 9. Nymphs of 1° to 5° instar of *Glycaspis brimblecombei*.

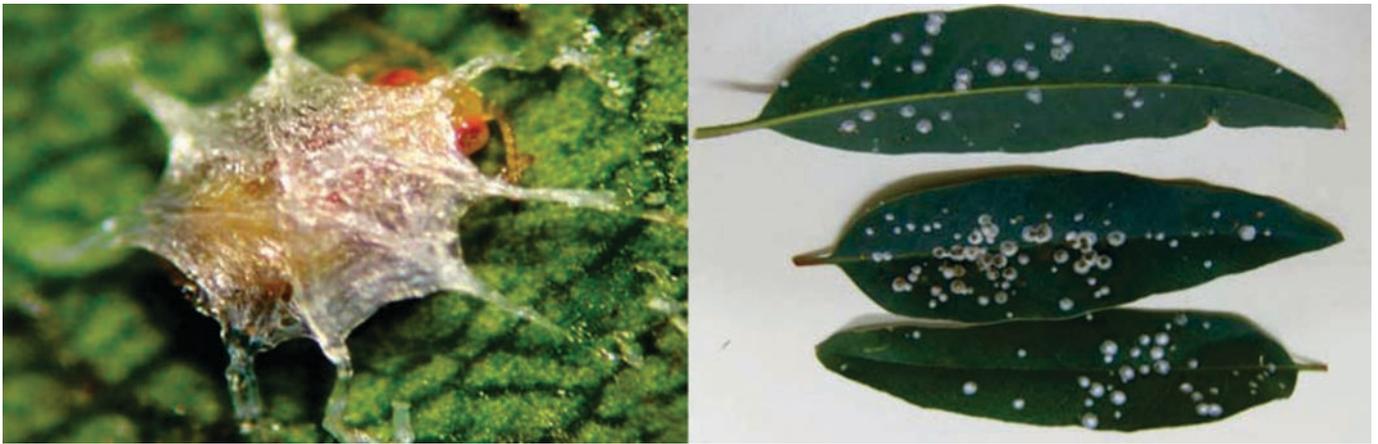
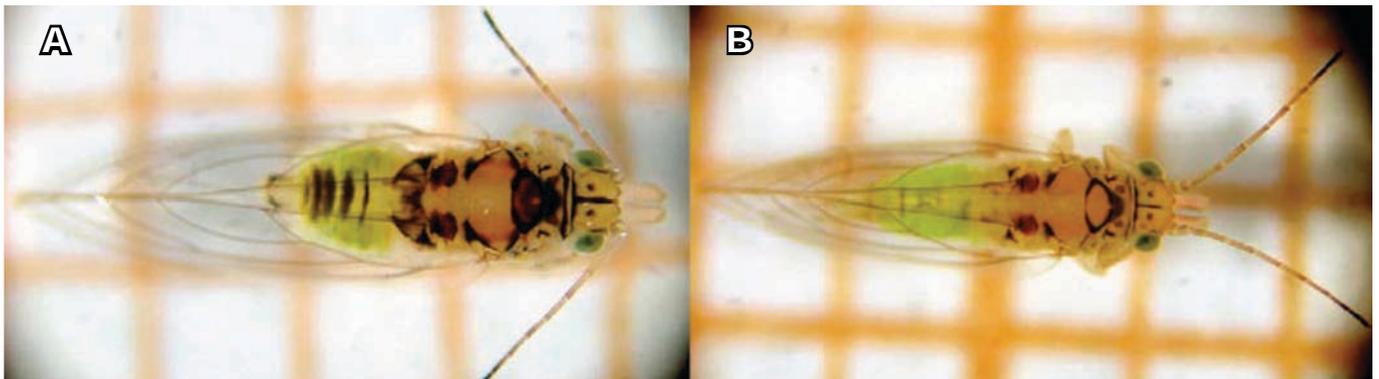


Figura 10. Conchas produzidas pelas ninfas de *Glycaspis brimblecombei* nas folhas de eucalipto.

Figure 10. Shelters produced by nymphs of *Glycaspis brimblecombei* in eucalyptus leaves.

Os adultos de *G. brimblecombei* se diferenciam das demais espécies de psilídeo por apresentarem projeções que saem da parte anterior da cabeça, chamadas de cones genais providas de um tufo de cerdas no ápice (DAHLSTEN *et al.*, 2003; FAVARO, 2006). Sua reprodução se dá de forma sexuada, sendo as fêmeas de coloração verde a vermelho e os machos com coloração variando do verde ao café, podendo adquirir, também, tonalidades vermelhas. As antenas são filiformes com 10 segmentos e a parte terminal do abdome é arredondada e possui uma protuberância por onde são colocados os ovos. Os machos possuem uma estrutura na parte superior de seu abdome chamada “fórceps” que serve para imobilizar a fêmea na hora da cópula, além de apresentarem menor tamanho que as fêmeas (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005)) (Figura 11).



A - Fêmea: coloração varia do verde ao vermelho, parte terminal do abdome arredondada;

B - Macho: menor que a fêmea, coloração varia do verde, café ao vermelho, abdome reduzido e na parte terminal apresenta uma projeção chamada “fórceps”.

Figura 11. Fêmea e macho de *Glycaspis brimblecombei*.

Figure 11. Female and male of *Glycaspis brimblecombei*.

As fêmeas ovipositam em folhas abertas e os ovos são dispostos em linha, individualizados ou agrupados. Os ovos possuem coloração alaranjada e são fixados na superfície do limbo foliar por um pedúnculo (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005) (Figura 12).



Figura 12. Posturas de *Glycaspis brimblecombei*.

Figure 12. Egg masses of *Glycaspis brimblecombei*.

Firmino (2004) estudou a biologia de *G. brimblecombei* sob diferentes temperaturas em *E. camaldulensis* e constatou que as temperaturas de 22°C e 26°C oferecem condições mais favoráveis ao seu desenvolvimento e que as temperaturas de 18°C e 30°C são limitantes (Tabela 2).

Tabela 2. Duração média \pm EP em dias do estágio ninfal, estágio adulto e ciclo total de *Glycaspis brimblecombei* mantidos em folhas de *Eucalyptus camaldulensis* sob diferentes temperaturas (FIRMINO, 2004).

Table 2. Duration average \pm SE in days of nymph stage, adult stage and total cycle of *Glycaspis brimblecombei* under different temperatures (FIRMINO, 2004).

Temperaturas	Estágio ninfal	Estágio adulto	Ciclo total
18°C	26,9 \pm 0,43	8,9 \pm 0,56	35,8 \pm 0,56
22°C	20,5 \pm 0,46	9,3 \pm 0,54	29,9 \pm 0,57
26°C	14,2 \pm 0,16	8,4 \pm 0,39	22,7 \pm 0,41
30°C	16,5 \pm 0,43	4,4 \pm 0,43	21,0 \pm 0,76
R ²	0,79	0,17	0,69

Firmino-Winckler *et al.* (2009) criando ninfas de *G. brimblecombei* em folhas de diferentes espécies de eucalipto, constataram que as espécies mais favoráveis ao desenvolvimento de *G. brimblecombei* foram *E. camaldulensis*, *E. urophylla*, *E. grandis*, *E. tereticornis* e o híbrido *E. grandis* x *E. urophylla*, sendo *E. camaldulensis* a mais adequada.

A época de ocorrência desta praga está associada aos índices pluviométricos, sendo sua população maior nos meses mais secos, com significativa redução nos meses mais chuvosos do ano (RAMIREZ *et al.*, 2002). Entretanto, no Brasil, Ferreira Filho *et al.* (2008), estudando a flutuação populacional desta praga em função da precipitação pluviométrica e temperatura, concluiu que a população de *G. brimblecombei* possui correlação inversamente proporcional com a temperatura, atingindo picos maiores de infestação nos meses de inverno.

3.4. Criação de *Glycaspis brimblecombei*

A partir do término da confecção das gaiolas, estas passam por um processo de desinfestação, para evitar qualquer tipo de contaminação por patógenos, principalmente fungos, colaborando, dessa forma, para o sucesso da produção. A desinfestação é feita com álcool 70%.

Após esse processo, as gaiolas seguem para o laboratório de criação de *G. brimblecombei*, onde são acondicionadas nas prateleiras.

As condições ambientais para a manutenção da criação do psilídeo-de-concha são: temperatura de 26 ± 1 °C, UR de $60 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 13:11 horas, de acordo com Firmino (2004). A temperatura é mantida com o uso de condicionadores de ar e o fotoperíodo com o uso de um temporizador instalado na saída de energia das lâmpadas das gaiolas. A umidade pode ser ajustada com umidificadores ou desumidificadores de ar (figura 13).

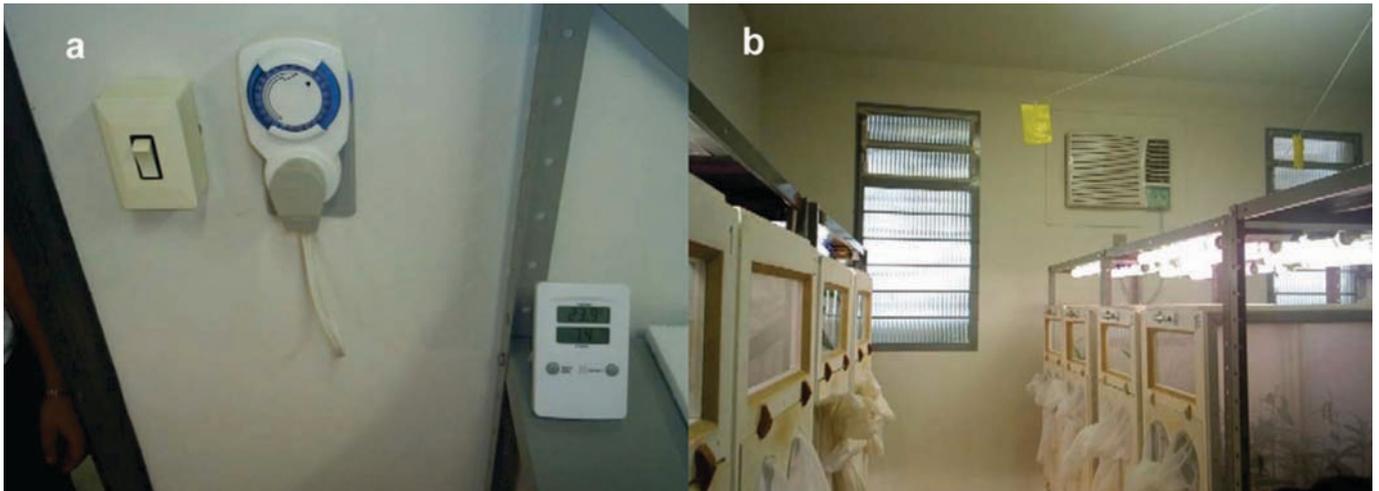


Figura 13. Temporizador da iluminação e termohigrômetro (a); condicionador de ar (b).
Figure 13. Timer and termohygrometer (a); air conditioner (b).

Paralelamente, antes da infestação com *G. brimblecombei*, as bandejas vazadas (suporte dos tubetes) são envoltas em um filme de PVC para evitar a passagem dos insetos para a parte abaixo da linha do colo da muda de eucalipto.

A colocação dos tubetes na bandeja é feita de forma que o tubete entre forçado sobre este filme (Figura 14), eliminando por completo os espaços entre o tubete e o encaixe da bandeja. Segundo os padrões adotados no LCBPE, são colocados entre 10 a 15 tubetes por gaiola, sendo dispostos intercalados para que haja melhor espaçamento e maior aeração da parte aérea das mudas. A variação do número de mudas é devida à arquitetura da parte aérea das plantas. A gaiola suporta 15 mudas quando estas possuírem folhas estreitas (lanceoladas) e 10 mudas quando as folhas são largas.



Figura 14. Colocação do filme de PVC na bandeja e do tubete, de maneira forçada.
Figure 14. Placing of PVC film in the tray and tubette, so forced.

3.4.1. Infestação com *Glycaspis brimblecombei*

Após o preparo das gaiolas ocorre a liberação dos casais de *Glycaspis brimblecombei*. As primeiras liberações podem ser feitas com adultos capturados no campo, através de aspiradores bucais ou pela própria coleta de ramos infestados. Deste ponto em diante as reposições dos casais são feitas com exemplares nascidos no laboratório.

Os ramos infestados com psílídeo-de-concha provenientes do campo são colocados em gaiolas menores (modelo UCLA – Universidade da Califórnia) (Figuras 15 e 16). Esta gaiola possui tampa superior de vidro com leve inclinação, o que permite maior visualização dos adultos do psílídeo-de-concha e do parasitóide, facilitando a coleta com os aspiradores. Os insetos capturados nestas gaiolas são registrados conforme o seu local de origem, para que se possa ter controle dos acasalamentos, evitando problemas de consangüinidade entre os indivíduos. Além de servirem para o estabelecimento da criação inicial, os indivíduos oriundos do campo também são misturados aos exemplares obtidos na produção massal.



Figura 15. Gaiola (modelo UCLA – Universidade da Califórnia) com ramos de eucalipto infestados com *G. brimblecombei* provenientes do campo.

Figure 15. Cage (model UCLA – University of California) with eucalyptus branches infested by *G. brimblecombei* from field.

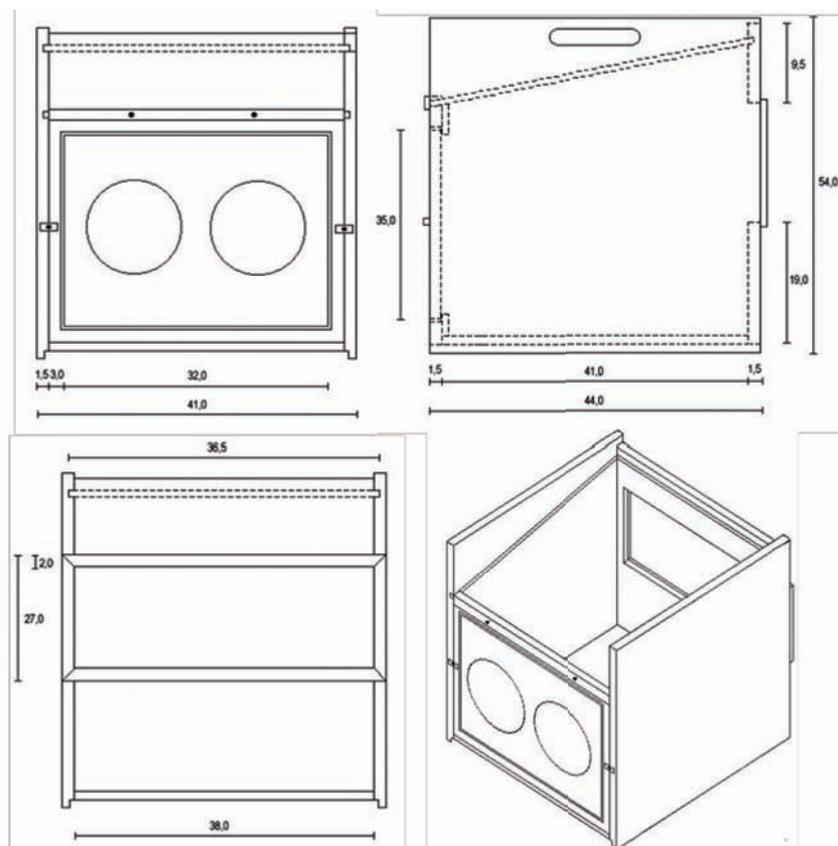


Figura 16. Visão geral da gaiola (modelo UCLA – Universidade da Califórnia).

Figure 16. General view of cage (model UCLA – University of California).

Estabelecidos estes procedimentos, são liberados entre 20 e 30 casais de *G. brimblecombei* para cada 15 mudas de *E. camaldulensis*. As avaliações para o acompanhamento do desenvolvimento dos insetos são realizadas após 7 dias da liberação dos casais, continuando a cada dois dias até a primeira emergência de adultos. Nestas avaliações são realizadas as contagens do número de ovos em 3 mudas. O restante das avaliações é feita sempre nas mesmas plantas. Estes resultados também são utilizados para estimar a produção das gaiolas.

A partir da primeira emergência de adultos, são feitas avaliações diárias, apenas visuais, para que se inicie a coleta dos adultos para o preparo de outras gaiolas e para verificar o número de ninfas em terceiro ínstar.

O número de ninfas no respectivo ínstar serve como indicador do ponto ideal para a transferência destas gaiolas para a sala de criação de *P. bliteus*.

Na sala de criação de *P. bliteus*, continua-se fazendo a coleta de adultos de *G. brimblecombei*, visto que o desenvolvimento de algumas ninfas é superior ao tempo de parasitismo e desenvolvimento do parasitóide.

Todos os resultados da produção de ambos os insetos são registrados em fichas específicas conforme modelo constante no Anexo.

3.5. Aspectos morfológicos e biológicos de *Psyllaephagus bliteus*

A espécie *P. bliteus* é uma vespa pertencente à ordem Hymenoptera e família Encyrtidae. A grande diversidade taxonômica do gênero *Psyllaephagus* ocorre na Austrália e a grande maioria das espécies ataca ninfas de psilídeos (NOYES e HANSON, 1996; RIEK, 1962). Estes psilídeos atacam especificamente Myrtaceae, principalmente grupos e subgêneros de *Eucalyptus* (MOORE, 1988; YEN, 2002). A eficiência e especificidade dos parasitóides do gênero *Psyllaephagus* tornou estes insetos candidatos interessantes para o uso em programas de controle biológico clássico de psilídeos praga de *Eucalyptus*, como já ocorre na Califórnia, México e Ilhas Britânicas, com a utilização de *P. bliteus* para controle de *G. brimblecombei* (CHAUZAT *et al.*, 2002; DAHLSTEN *et al.*, 1998; PAINE *et al.*, 2000).

As fêmeas de *P. bliteus* medem cerca de 1,88 a 2,36 mm de comprimento e os machos de 1,63 a 1,97 mm. Apresentam coloração verde metálico, pernas de cor creme, asas hialinas e antenas geniculadas com 12 segmentos nas fêmeas e 10 segmentos nos machos, apresentando dimorfismo sexual (RIEK, 1962). Nos machos as antenas são de coloração amarela enquanto nas fêmeas a coloração das antenas é marrom, além da presença do ovipositor (Figura 17).

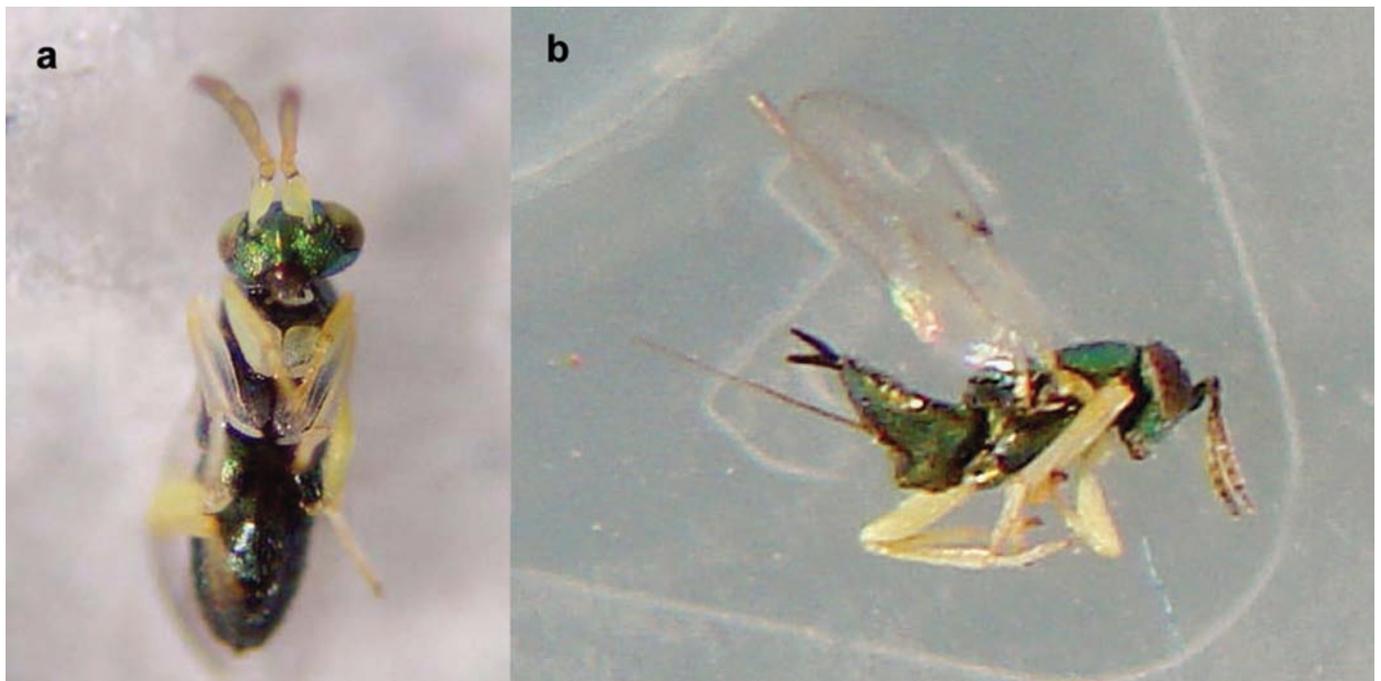


Figura 17. Macho (a) e fêmea (b) de *Psyllaephagus bliteus*.

Figure 17. Male (a) and female (b) of *Psyllaephagus bliteus*.

Criação do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei*

As larvas deste inseto são vermiformes, com cabeça diferenciada e coloração branca, cujo desenvolvimento ocorre na cavidade abdominal da ninfa do psíldeo, onde consome todos os seus órgãos internos (Figura 18 a). A ninfa parasitada, denominada "múmia", encontra-se paralisada e dilatada (Figura 18 b). A pupa é exarada, de coloração negra e se desenvolve dentro da ninfa de *G. brimblecombei* (Figura 18 c). A sexagem pode ser realizada pela observação das antenas e pela forma do corpo, sendo que na fêmea o corpo termina em forma aguda e nos machos de forma arredondada. Fêmeas de *P. bliteus* podem ovipositar sem copular, por partenogênese arrenótoca, dando origem somente a indivíduos machos (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005).

Na emergência, o parasitóide adulto, com o auxílio de suas mandíbulas, faz um orifício na região posterior do abdome da ninfa parasitada e na região lateral da concha (Figuras 19 a, b).

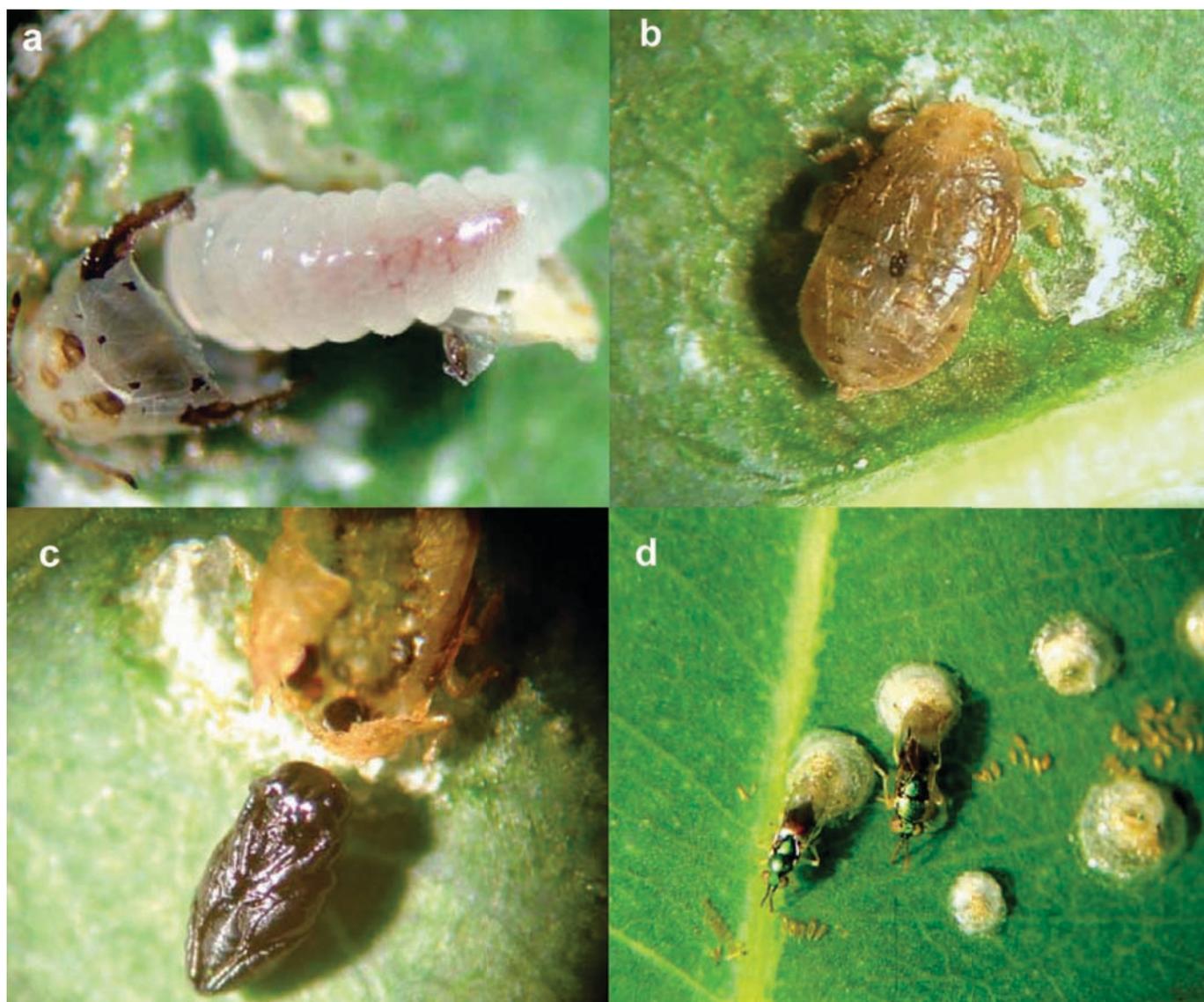


Figura 18. Larva (a), múmia (b), pupa (c) e fêmeas de *Psyllaephagus bliteus* em oviposição (d).

Figure 18. Larval (a), mummy (b), pupae (c) and females of *Psyllaephagus bliteus* in oviposition (d).

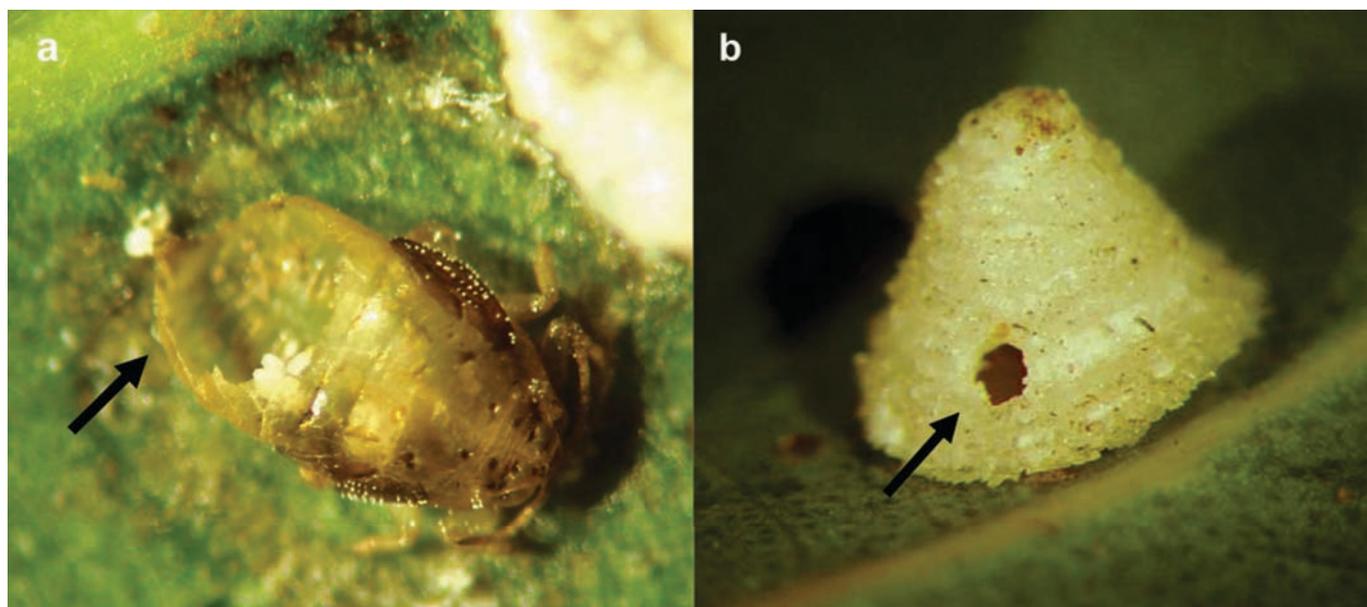


Figura 19. Orifício feito por *Psyllaephagus bliteus* no corpo da ninfa (a) e na concha de *Glycaspis brimblecombei*

Figure 19. Hole made by *Psyllaephagus bliteus* in nymph body (a) and lerp (b) of *Glycaspis brimblecombei*.

Daane *et al.* (2005) observaram que *P. bliteus* oviposita no tórax e abdome da ninfa e que a maioria das ninfas parasitadas (94,5%) possui apenas um ovo em seu interior, sendo que as larvas começaram seu desenvolvimento apenas quando o hospedeiro atingiu o final do quarto ínstar ou início do quinto.

Em observações realizadas no LCBPF, constatou-se a presença de cicatrizes nas regiões torácica e abdominal das ninfas de *G. brimblecombei*, por ocasião da penetração do ovipositor do parasitóide, notando-se, em alguns insetos, mais de uma cicatriz. Essas observações, além de demonstrar o local onde é realizada a penetração pelo ovipositor do parasitóide, indicam que o mesmo hospedeiro pode ser atacado mais de uma vez (Figura 20). Daane *et al.* (2005) também observaram ovos depositados por *P. bliteus* nestas mesmas regiões do corpo da ninfa encontrando, inclusive, mais de um ovo por ninfa de psilídeo.

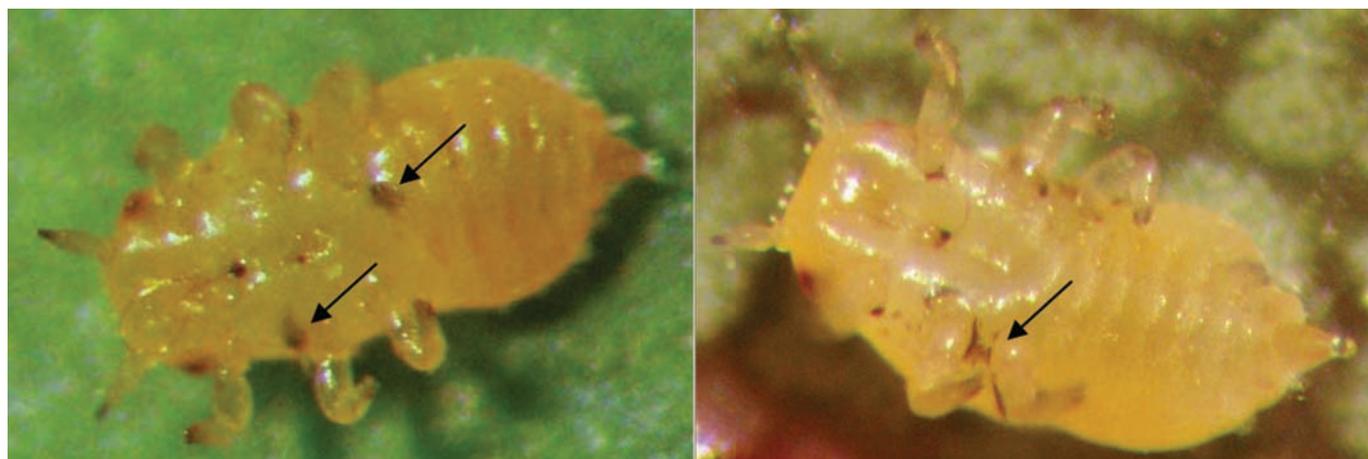


Figura 20. Cicatriz da oviposição feita por *Psyllaephagus bliteus* no corpo da ninfa de *Glycaspis brimblecombei*.

Figure 20. Oviposition scar made by *Psyllaephagus bliteus* in the body of *Glycaspis brimblecombei* nymph.

O ciclo biológico de *P. bliteus* se completa entre três e cinco semanas, dependendo da época do ano. Este ciclo é semelhante ao de *G. brimblecombei*, indicando que seu ciclo biológico é ajustado ao de seu hospedeiro (PLASCENCIA-GONZÁLEZ *et al.*, 2005).

Daane *et al.* (2005) observaram que a longevidade média de adultos de *P. bliteus* foi de 40,8 dias quando mantidos sob temperatura de 17°C e 14,2 dias quando mantidos sob temperatura de 32°C.

Neste mesmo estudo concluíram que a média de ovos depositados por fêmea foi de 125,7, sendo que 88,1% deste total é ovipositado nos primeiros 22 dias após a emergência do adulto. O tempo de desenvolvimento desde a fase de ovo até a fase de pupa foi de 22,6, 18,0 e 12,6 dias para as temperaturas de 22, 26 e 30°C, respectivamente.

3.6. Criação de *Psyllaephagus bliteus*

O ponto considerado adequado para transferência das gaiolas da sala de criação de *G. brimblecombei* para a sala de criação do parasitóide ocorre quando pelo menos 50% das ninfas do psíldeo estiverem no terceiro ínstar.

Primeiramente, a introdução do parasitóide nas gaiolas se inicia com insetos advindos do campo e posteriormente com exemplares já produzidos no laboratório.

Neste caso, o controle da procedência dos indivíduos é feito da mesma forma que o controle realizado para o psíldeo, tendo como objetivo principal eliminar os efeitos da consangüinidade no plantel de insetos do laboratório.

Os insetos recém-chegados do campo são identificados sexualmente e agrupados em casais, onde são acondicionados em tubos de fundo chato fechados com "parafilm" e suplementados com solução de mel natural diluído em água (50%). No LCBPF são acondicionados 20 casais por tubo. Os insetos permanecem nesta condição em BOD com condições ambientais iguais as utilizadas para criação de *G. brimblecombei* por 24 horas (Figura 21).

Posteriormente à transferência das gaiolas de criação do psíldeo-de-concha para a sala de criação de *P. bliteus*, é realizada a liberação de dez casais de *P. bliteus* por gaiola.

Sete dias após a liberação dos parasitóides, os sobreviventes são recapturados com o auxílio de aspirador bucal e novamente mantidos no tubo de fundo chato (Figura 21b). Com este procedimento é possível obter o controle da idade das gerações dos indivíduos de cada gaiola, servindo como ferramenta para a determinação da longevidade dos insetos no laboratório. Os insetos recapturados podem ser liberados em outras gaiolas.

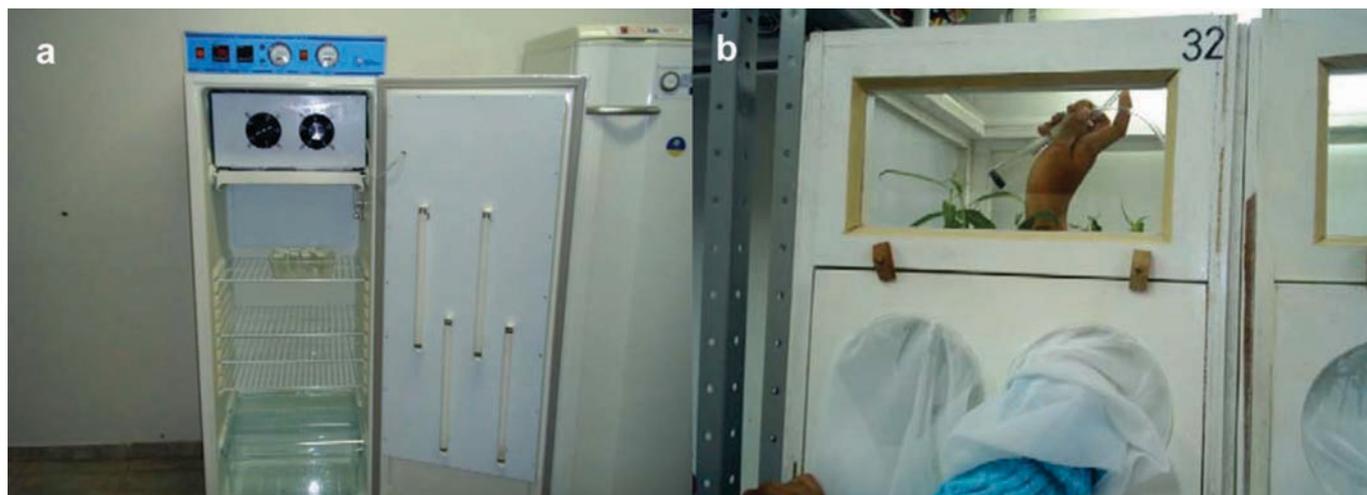


Figura 21. Acondicionamento dos parasitóides em BOD (a); coleta dos mesmos com aspirador bucal (b).
Figure 21. Maintenance of parasitoids in BOD chamber (a); parasitoid collected with mouth aspirator (b).

Após aproximadamente 15 dias da liberação dos parasitóides começam ocorrer as primeiras emergências dos adultos de *P. bliteus*. Os insetos, à medida que emergem, são coletados com o auxílio do aspirador bucal e acondicionados seguindo o mesmo padrão descrito anteriormente para os insetos que permanecerão no laboratório para a continuidade da produção. Caso os insetos produzidos sejam destinados à liberação no campo, deverá ser feito o acondicionamento de 25 casais por tubo (selado com "parafilm"). Os insetos produzidos são mantidos em BOD a 18°C e alimentados com mel, visando seu armazenamento, que pode durar até 30 dias.

4. Acondicionamento e Envio do Parasitóide *Psyllaephagus bliteus*

Para a definição do melhor recipiente de acondicionamento dos parasitóides produzidos no laboratório para envio aos locais de liberação, foi realizado um teste com quatro tipos de recipientes: tubo de vidro de fundo chato (8,3 cm de altura x 2,3 cm de diâmetro), pote plástico opaco (8 cm de altura x 5,5 cm de diâmetro), tubo de acrílico grande (7,3 cm de altura x 3 cm de diâmetro) e tubo de acrílico pequeno (5,9 cm de altura x 2,5 cm de diâmetro), com cinco repetições para cada recipiente (Figura 22).



Figura 22. Recipientes para acondicionamento do parasitóide: tubo de vidro de fundo chato, tubo de acrílico grande e pote plástico opaco

Figure 22. Recipients for parasitoid maintenance: flat bottom vial (glass), acrylic vial and translucent plastic flask.

Cada recipiente foi testado utilizando-se duas formas de alimentação. A primeira pincelando-se solução aquosa de mel (50%) no tecido "voil", utilizado para vedar os frascos e a segunda pincelando a solução de mel em tela de nylon colocada no interior dos frascos, sendo que ambas as formas de alimentação foram utilizadas somente no primeiro dia do experimento. Foram utilizados 10 casais de *P. bliteus* por pote. Os recipientes foram armazenados em BOD nas mesmas condições ambientais citadas anteriormente.

As avaliações foram realizadas diariamente através da retirada e contagem dos parasitóides mortos durante esse intervalo de tempo. Os resultados foram expressos em longevidade média de machos e fêmeas de *P. bliteus* em função dos tratamentos.

Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

Tabela 3. Longevidade de *P. bliteus* nos diferentes recipientes com duas formas de alimentação (temperatura: $26 \pm 1^\circ\text{C}$; UR: $60 \pm 10\%$; fotofase de 12 h) (LOPES, 2005).

Table 3. Longevity of *P. bliteus* in different recipients with two forms of feeding (temperature: $26 \pm 1^\circ\text{C}$; UR: $60 \pm 10\%$; fotoperiod of 12 h) (LOPES, 2005).

Tipo de Recipiente	Longevidade (Dias)			
	Machos		Fêmeas	
	Tampa	Tela	Tampa	Tela
Tubo de Dieta	1,5 b	10,0 b	1,9 b	8,5 b
Tubo de Acrílico Grande	1,7 b	10,2 ab	2,4 b	11,9 ab
Tubo de Acrílico Pequeno	2,5 b	9,16 b	3,3 b	9,4 b
Pote Opaco	7,2 a	13,93 a	8,1 a	14,8 a
CV %	32,09		32,09	
DMS (5%)	3,88		4,64	

Médias seguidas por letras iguais não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

Pela análise dos resultados foi possível observar que os maiores valores de longevidade para machos e fêmeas do parasitóide *P. bliteus* foram obtidos com os insetos acondicionados no tubo de acrílico grande e no pote plástico opaco, com o alimento fornecido nas telas colocadas dentro dos potes. O alimento fornecido na tela, ao contrário de quando foi fornecido na tampa do recipiente, apresentou menor ressecamento, além

de possibilitar o fornecimento em maior quantidade.

Na rotina de envio de parasitóides pelos laboratórios que o produzem foi adotado o uso do tubo de acrílico grande (Figura 22a). A escolha foi motivada pela maior facilidade de transferência dos insetos para seu interior e pelo tamanho reduzido, facilitando o armazenamento para envio, uma vez que o envio de parasitóides é feito por sistemas de remessa expressa, como o "Sedex", que apresenta tempo de entrega do material menor do que o tempo de vida dos insetos no interior do recipiente.

Para o envio os tubos são colocados em caixas de isopor com bolsas térmicas e pequenos pedaços de isopor para evitar grandes variações de temperatura e choques mecânicos (Figura 22 b).

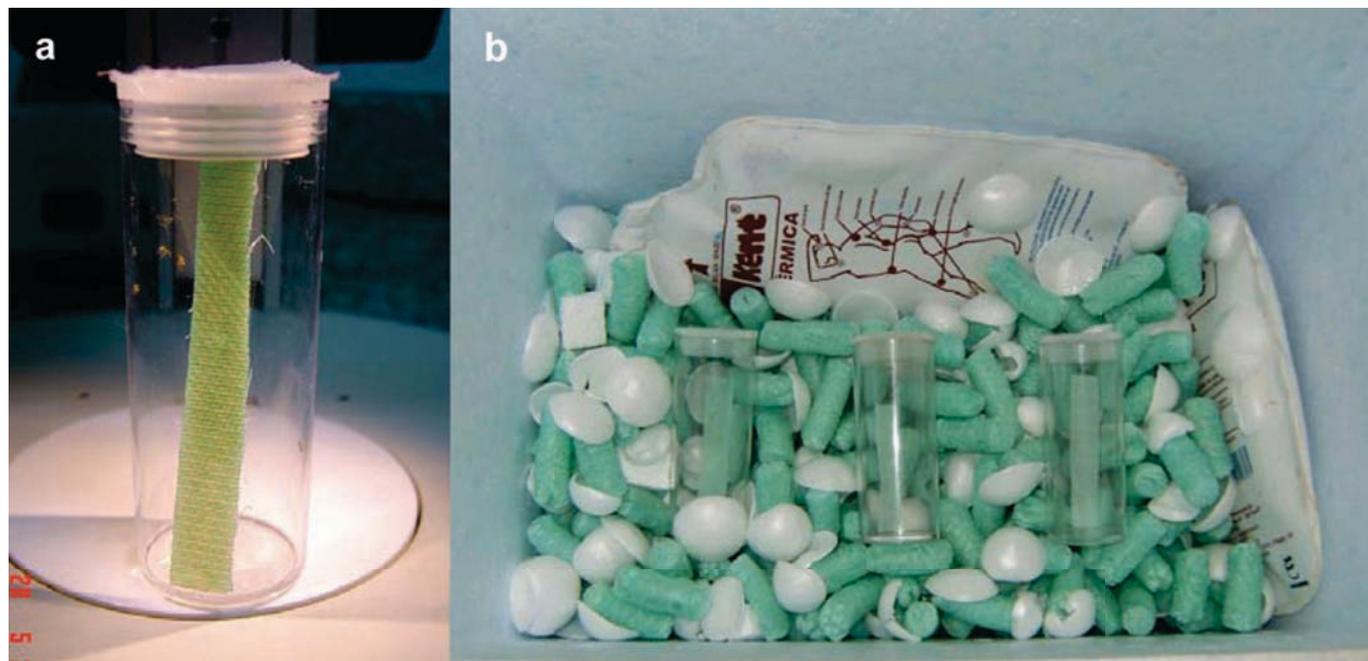


Figura 22. Tubo de acrílico para acondicionamento do parasitóide e tela para alimentação no interior (a); detalhe da caixa de isopor com bolsas térmicas para envio do material (b).

Figure 22. Acrylic vial for parasitoid maintenance and nylon sheet with honey (a); detail of the styrofoam box with thermal packets for shipping (b).

5. Produção de *Glycaspis brimblecombei* e de *Psyllaephagus bliteus* no LCBPF

A criação dos insetos no Laboratório de Controle Biológico de Pragas Florestais da FCA – UNESP, campus de Botucatu teve início no ano de 2004, com produção contínua e crescente do parasitóide *P. bliteus* em quatro anos (Tabela 4).

Tabela 4. Produção anual do psilídeo-de-concha e de seu parasitóide no laboratório.

Table 4. Annual production of red gum lerp psyllid and its parasitoid in laboratory.

Ano	Insetos produzidos	
	<i>Glycaspis brimblecombei</i>	<i>Psyllaephagus bliteus</i>
2004	23.639	694
2005	13.113	2.804
2006	20.000	7.800
2007	18.000	11.200
Total	74.752	22.498

6. Considerações Finais

No geral, a criação massal de *P. bliteus*, apesar de simples requer acompanhamento detalhado de todas as etapas, colaborando, dessa forma, para a diminuição de variáveis que possam interferir ou comprometer toda a produção.

7. Agradecimentos

Os autores agradecem aos pesquisadores mexicanos Gloria Iñiguez Herrera (PRODEFO, México), David Cibrián Tovar (Universidad Autónoma de Chapingo, México) e Guillermo Sánchez (INIFAP Águas Calientes, México) pelo apoio e pronta disposição na disponibilização de informações sobre a criação e na coleta e envio do parasitóide, e às empresas florestais brasileiras Acesita Energética, Aracruz, Arcelor Mittal Florestas, Cenibra, Eucatex Florestal, Cia Suzano de Papel e Celulose, Duratex S.A., International Paper do Brasil, Jari Celulose, Klabin, Plantar, Lwarcel Celulose e Papel, Ramires Reflorestamentos, Satipel Florestal, V&M Florestal, Veracel Celulose e Votorantin Celulose e Papel pelo financiamento do projeto.

8. Referências

CHAUZAT, M.P.; PURVIS, G.; DUNNE, R. Release and establishment of a biological control agent, *Psyllaephagus pilosus*, for eucalyptus psyllid (*Cteranytaina eucalypti*) in Ireland. **Annals of Applied Biology**, New York, v.141, p.293–304, 2002.

DAANE, K.M.; SIME, K.R.; DAHLSTEN, D.L.; ANDREWS, J.W.; ZUPARKO, R. The biology of *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the red gum lerp psyllid (Hemiptera: Psylloidea). **Biological Control**, Amsterdam, v.32, p.228-235, 2005.

DAHLSTEN, D.L.; DREISTADT, S.H.; GARRISON, R.W.; GILL, R.J. Pest notes: Eucalyptus red gum lerp psyllid. **University of California of Agricultural Natural Resources Publications**, Oakland, n.7460, p.1-4, 2003.

DAHLSTEN, D.L.; HANSEN, E.P.; ZUPARKO, R.L.; NORGDARD, R.B. Biological control of the blue gum psyllid proves economically beneficial. **California Agriculture**, Berkeley, v.52, n.1, p.35–40, 1998.

FAVARO, R.M. Aspectos bionômicos de *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964) (Hemiptera: Psyllidae) e seu controle com fungos entomopatogênicos. 2006. 43p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

FERREIRA FILHO, P.J.; COUTO, E.B.; WILCKEN, C.F.; MATOS, C.A.O.; DAL POGETTO, M.H.F.A. Flutuação populacional do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (HEMIPTERA: PSYLLIDAE) em diferentes espécies de eucalipto. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20, 2004, Gramado. **Resumos**. Gramado, 2004. p.457.

FERREIRA FILHO, P.J.; WILCKEN, C.F.; OLIVEIRA, N.C.; DAL POGETTO, M.H.F.A.; LIMA, A.C.V. Dinâmica populacional do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964) (Homoptera: Psyllidae) e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em floresta de *Eucalyptus camaldulensis*. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.38, n.8, p.2109-2114, 2008.

FIRMINO, D.C. **Biologia do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Morre (Homoptera: Psyllidae) em diferentes espécies de eucalipto e em *Eucalyptus camaldulensis* sob diferentes temperaturas.** 2004. 57p. Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Ciências Agrônômicas da Universidade estadual Paulista, Botucatu, 2004.

FIRMINO-WINCKLER, D.C.; WILCKEN, C.F.; OLIVEIRA, N.C.; MATOS, C.A.O. **Biologia do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Homoptera, Psyllidae) em *Eucalyptus* spp..** *Revista Brasileira de Entomologia*, Curitiba, v.53, n.1, p.144-146, 2009.

GARRISON, R.W. **New agricultural pest for Southern Califórnia: redgum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei*.** Los Angeles County Agricultural Commissioner's Office, 2003. 2p. Disponível em: <<http://acwm.co.la.ca.us/pdf/RedGumLerppsyllideng.pdf>>. Acesso em: 19 jun. 2009.

HALBERT, S.E.; GILL, R.J.; NISSON, J.N. Two *Eucalyptus* psyllids new to Florida (Homoptera: Psyllidae). *Entomology Circular*, n.407, p.1-2, 2001. Disponível em: <http://www.hawaiiag.org/hdoa/npa/npa01-02_rpsyllid.pdf>. Acesso em: 09 jan. 2009.

LOPES, C.S. **Introdução, criação e teste de longevidade para liberação do parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) no controle biológico da praga exótica psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) (Homoptera: Psyllidae) em florestas de eucalipto: relatório de pesquisa.** Piracicaba: Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 2005. 45p.

MOORE, K.M. Associations of some *Glycaspis* species (Homoptera: Spondyliaspidae) with their *Eucalyptus* species hosts. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales*, London, v.110, p.19-24, 1988.

NOYES, J.S.; HANSON, P. *Encyrtidae* (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Costa Rica: the genera and species associated with jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea). *Bulletin of Natural History Museum (Entomology)*, London v.65, p.105-164, 1996.

PAINE, T.D.; DAHLSTEN, D.L.; MILLAR, J.G.; HODDLE, M.S.; HANKS, L.M. UC scientists apply IPM techniques to new eucalyptus pests. *California Agriculture*, Berkeley, v.54, n.6, p.8-13, 2000.

PLASCENCIA-GONZÁLEZ, A.; CIBRIÁN-TOVAR, D.; LLANDERAL-CÁZARES, C.; LÓPEZ-PÉREZ, I.; ARRIOLA-PADILLA, V. **Biología del parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae).** *Revista Chapingo: Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, v.11, n.1, p.11-17, 2005.

RAMIREZ, A.L.G.; MANCERA, G.M.; GUERRA-SANTOS, J.J. **Análisis del efecto de las condiciones ambientales en la fluctuación poblacional del psilídeo del eucalipto en el estado de México.** Cuautitlán Izcalli: Editorial Habana, 2002. 5p.

RIEK, E.F. The Australian species of *Psyllaephagus* (Hymenoptera, Encyrtidae), parasites of psyllids (Homoptera). *Australian Journal of Zoology*, Melbourne, v.10, p.684-757, 1962.

SANCHEZ, B.S. **Aspectos bionómicos del psilídeo del eucalipto *Glycaspis brimblecombei* Moore (Homoptera:Psylloidea:Spondyliaspidae).** 2003. 76p. Tesis (Maestria) - Universidad Autónoma Chapingo, México, 2003.

YEN, A.L. Short-range endemism and Australian Psylloidea (Insecta: Hemiptera) in the genera *Glycaspis* and *Acizzia* (Psyllidae). *Invertebrate Systematics*, v.16, p.631-636, 2002.

9. Anexo – Planilha utilizada na Criação

Diass	Nº adultos/liberados		Nº / planta	Nº ovos / planta	Nº conchas / planta	Nº adultos/emergidos			Avaliador
	Gb	Pb				Pb			
						♂	♀		
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
	1								
	2								
	3								
Quant.de adultos inoculados laboratório _____ Quant.de adultos inoculados campo/local _____ Quantidade inicial de mudas _____ Quantidade final de mudas _____						OBS:			

Gb = *Glycaspis brimblecombei*Pb = *Psyllaephagus bliteus*

LCBPF-acsm



Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais

Avenida Pádua Dias, 11 - Caixa Postal 530

13.400-970 - Piracicaba, SP

Telefone: +55 (19) 2105-8618 - Fax: +55 (19) 2105-8666

Visite nosso site: <http://www.ipef.br>